



GUÍA DE INDUCCIÓN A LA PUESTA Y CULTIVO LARVARIO DE CORVINA

Argyrosomus regius (Asso, 1801)



Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera
CONSEJERÍA DE AGRICULTURA Y PESCA

GUÍA DE INDUCCIÓN A LA PUESTA Y CULTIVO LARVARIO DE CORVINA *Argyrosomus regius* (Asso, 1801)



COOPERAÇÃO TRANSFRONTEIRIZA
ESPAÑA - PORTUGAL
COOPERAÇÃO TRANSFRONTEIRIZA



Unión Europea
Fondo Europeo de Desarrollo Regional
Iniciativa de la Unión Europea



ecoaqua
Iniciativa de la Unión Europea



Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera
CONSEJERÍA DE AGRICULTURA Y PESCA



ipimar
Instituto de Investigaçao
dos Pescos e do Mar



INSTITUTO DE INVESTIGAÇÃO
DOS PESCOS E DO MAR



Responsable en transferencia, comunicación y divulgación de contenidos
ECOAQUA en IFAPA Centro El Toruño
Victoria Anguís Climent

Autores:

M^a Teresa Jiménez Peral
Ana Rodríguez de la Rúa Franch
IFAPA Centro El Toruño

Responsable proyecto
ECOAQUA en IFAPA Centro El Toruño
Catalina Fernández Díaz

Diseño y Maquetación:

Mk Engine
www.mk-engine.com

Edición y publicación:

INGRASA

PRÓLOGO

Esta monografía forma parte del capítulo de transferencia de resultados y divulgación derivada de los trabajos realizados en el marco de los proyectos: "Plan Nacional de cría de corvina (PLANACOR)" y "Establecimiento de una red de cooperación transfronteriza para la utilización de sistemas de producción ecológicamente sostenibles en acuicultura (ECOAQUA)".

En ambos proyectos, desarrollados entre los años 2005-2011, el Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera (IFAPA) Centro El Toruño ha tenido una importante labor investigadora.

El objetivo de esta guía es, a partir de nuestras investigaciones, ofrecer una metodología básica de aplicación de la tecnología disponible en reproducción y cría larvaria de la corvina, *Argyrosomus regius* (Asso, 1801).

De carácter divulgativo, va dirigida a todos los profesionales del sector acuícola interesados en la producción de alevines en sus propias instalaciones, así como a aquellos investigadores y técnicos que deseen profundizar en las técnicas de cultivo de esta especie.

1. Capítulo 1: INDUCCIÓN HORMONAL A LA PUESTA EN CORVINA

- 1.1. Introducción
- 1.2. Mantenimiento del stock de reproductores
- 1.3. Inducción hormonal a la puesta
- 1.4. Control de calidad de la puesta
- 1.5. Bibliografía

2. Capítulo 2: CULTIVO LARVARIO DE CORVINA

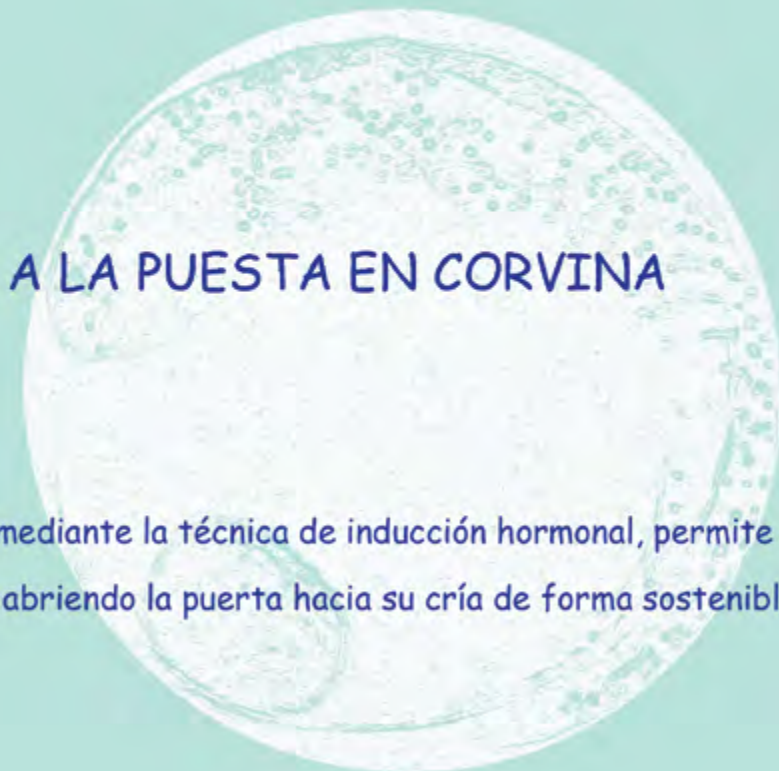
- 2.1. Introducción
- 2.2. Parámetros fundamentales del cultivo larvario
- 2.3. Condiciones de cultivo
- 2.4. Nutrición
- 2.5. Problemas asociados al cultivo larvario
- 2.6. Bibliografía

3. RECOMENDACIONES GENERALES

Esta guía pretende ofrecer una metodología básica para la inducción hormonal a la puesta y cría larvaria de la corvina. Está basada en los resultados obtenidos con esta especie en el IFAPA Centro El Toruño (Cádiz).

CAPÍTULO 1. INDUCCIÓN HORMONAL A LA PUESTA EN CORVINA

"La disponibilidad de huevos de corvina, mediante la técnica de inducción hormonal, permite avanzar en el conocimiento de la especie abriendo la puerta hacia su cría de forma sostenible".



CAPÍTULO 1. INDUCCIÓN HORMONAL A LA PUESTA EN CORVINA

1. 1. Introducción

La producción de especies marinas a escala industrial en Andalucía está limitada a la dorada y la lubina. En los últimos años, el interés por diversificar la producción ha dado lugar a la introducción de nuevas especies de interés comercial.

La corvina (Figura 1.1.), perteneciente a la familia de los Esciénidos, presenta una amplia distribución en el Atlántico oriental, desde Noruega al Congo, incluido el Mediterráneo y el Mar Negro. Habita en fondos arenosos y, aunque su presencia es más habitual en fondos someros, puede alcanzar hasta los 200 metros de profundidad.

Es una especie que resiste los cambios bruscos de salinidad, lo que le permite penetrar en las desembocaduras de los ríos y lagunas estuáricas, siendo frecuente observar juveniles de corvina en los estuarios y zonas costeras de poca profundidad (Corbera et al., 1996).

La reproducción tiene lugar entre abril y julio en los estuarios donde suelen reunirse en grupos para reproducirse. El resto de su ciclo de vida son solitarios y merodeadores (Fernández-Delgado et al., 2000).

En lo que respecta a la talla de primera maduración se han observado diferencias entre machos y hembras, siendo los machos más precoces que las hembras. En un estudio realizado en el Estuario del Guadalquivir, se observó que los machos alcanzaban la talla de primera maduración a una longitud total de 61.6 cm frente a los 70-110 cm de longitud total en las hembras (González-Quirós et al., 2011).



Figura 1.1. Reproductor de corvina
(Foto: José Luis Muñoz)

La corvina es una especie con un alto potencial para la acuicultura. Su rápido crecimiento, excelentes índices de conversión, además de sus características eurihalinas, la hacen especialmente idónea para la producción industrial (Jiménez et al., 2005).

Sin embargo, como ocurre con la mayor parte de los esciénidos, presenta disfunciones reproductivas en cautividad siendo necesario el tratamiento hormonal para garantizar la obtención de huevos fértiles.

Estos métodos de reproducción inducida, cuyos comienzos datan de los años 30, han ido evolucionando y actualmente se ha generalizado el uso de análogos sintéticos (GnRH α y LHRH α) de las hormonas liberadoras de gonadotrofinas.



1. 2. Mantenimiento del stock de reproductores

Los reproductores de corvina, previamente identificados mediante marcas electrónicas internas, se estabulan a una densidad entre 1 y 3 kg/m³. Es recomendable utilizar tanques circulares y profundos (Figura 1.2.).



Figura 1.2. Tanques de reproductores

La temperatura del agua, salinidad, turbidez, pH y oxígeno disuelto han de ser medidos diariamente, mientras que el amonio y nitritos de forma semanal. El régimen lumínico recomendado es fotoperiodo natural, la temperatura ambiental y la concentración de oxígeno disuelto ha de mantenerse por encima de 5 mg/L, con una tasa de renovación diaria del agua superior al 100%.

La alimentación es a base de pescado y marisco fresco y/o congelado. Se suministra cuatro o cinco veces por semana en una proporción del 3% de la biomasa total del tanque. Este alimento puede intercambiarse o incluso sustituirse con pienso en el caso de que los reproductores lo acepten.

El crecimiento de los reproductores de corvina en cautividad es bastante alto, pudiendo aumentar su peso en más de 4 kg. en 2 años de cultivo.

La corvina no presenta dimorfismo sexual por lo que es necesario, una vez alcanzado un tamaño adecuado (60 cm LT, o 4kg. de peso), determinar el sexo de los ejemplares. Las técnicas más utilizadas son (Figura 1.3.):

- Masaje abdominal en dirección antero-posterior.
- Introducción de una cánula por el gonoporo.
- Extracción de muestras de sangre para determinar los niveles de hormonas masculinas o femeninas.

Figura 1.3.



Masaje abdominal (a)



Canulación gonopórica (b)



Extracción de sangre (c)

1.3. Inducción a la puesta

Los meses previos al periodo reproductivo debe evitarse cualquier manejo de los reproductores dado que situaciones de estrés podrían interrumpir la gametogénesis.

En la época de puesta es necesario determinar el estado de maduración gonadal. Para ello, y una vez anestesiados los ejemplares, se realiza el masaje abdominal y la canulación gonopórica seleccionándose los machos fluyentes y las hembras cuyos ovocitos tengan un diámetro superior a 0.5 mm.

Previamente a inyectar a los ejemplares, la hormona ha de prepararse para su aplicación. Para ello, se disuelve en suero fisiológico (NaCl 0.9%) a una concentración de 200 μ g de LH-RHa/ml de NaCl.

La inducción hormonal se lleva a cabo mediante inyección intraperitoneal de LH-RHa en la base de la aleta pelviana izquierda, figura 1.4. La dosis recomendada es de 40 $\mu\text{g}/\text{kg}$ de peso total, tanto en machos como en hembras.

A las 40 horas aproximadamente desde la inducción se obtienen las puestas. La fecundidad de la corvina en cautividad es variable, oscilando entre los 20.000 y 200.000 huevos/kg de hembra.



Figura 1.4. Inyección intraperitoneal para inducción hormonal

1. 4. Obtención y control de calidad de los huevos

Tras la puesta, los huevos se recogen mediante colectores con mallas de 500 μm instalados en los tanques de cultivo.

Se transvasan a un recipiente de volumen conocido donde por decantación se separan los huevos flotantes de los no flotantes (Figura 1.5.).



Figura 1.5b. Tanque cilindrocónico (Foto: Victoria Anguís)



Figura 1.5. Separación de los huevos flotantes de los no flotantes

Los huevos flotantes se incuban en tanques cilindrocónicos a una densidad de 1000 huevos/l. (Figura 1.5b.)

El flujo de agua y la aireación serán suaves y la temperatura se mantendrá similar a la del tanque de los reproductores (alrededor de 20°C).

La calidad de la puesta se estima mediante el recuento y determinación de los siguientes parámetros:

- Número de huevos flotantes (HFO)
- Número de huevos no flotantes (HNF)
- Número de huevos fecundados (HFE)
- Número total de huevos (NTH) = HFO + HNF
- Flotabilidad (F) = $(HFO/NTH) * 100$
- Tasa de Fecundación Aparente (TFA) = $(HFE/HFO) * 100$
- Tasa de Fecundación Real (TFR) = $(HFE/NTH) * 100$

Valores altos de cada uno de los parámetros (excepto del número de huevos no flotantes) son indicativos de una buena calidad de la puesta.

El diámetro de los huevos embrionados es de 850-900 μm (Figura 1.6.), con una tasa de eclosión normalmente superior al 80%.

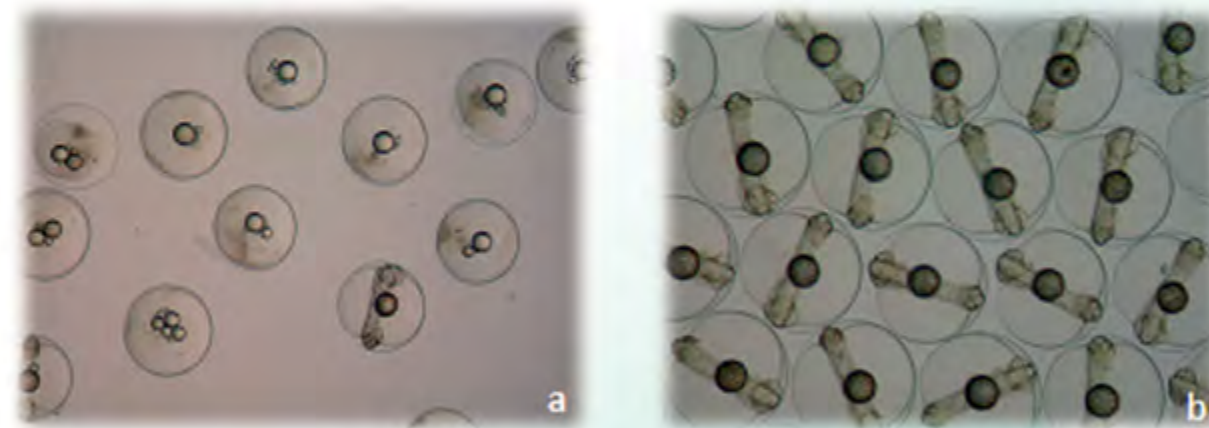


Figura 1.6. Huevos mayoritariamente no viables (a) y huevos embrionados (b)

1. 5. Bibliografía

- Corbera, J., Sabatés, A., Garcia-Rubies, A. 1996. Peces de Mar de la Peninsula Ibérica. Editorial Planeta, S.A. Córcega, 273-279, 08008 Barcelona, Spain.
- Fernández-Delgado, C., Drake, P., Arias, A. M., García-Gonzalez, D. 2000. Peces de Doñana y su entorno. Ministerio de Medio Ambiente. Madrid. 272 pp.
- González-Quirós, R., del Árbol, J., García-Pacheco, M.M., Silva-García, A., Naranjo, J.M., Morales-Ninn, B. 2011. Life-history of the meagre *Argyrosomus regius* in the Gulf of Cadiz (SW Iberian Peninsula). Fisheries Research, 109: 140-149.
- Jiménez, M. T., Pastor, E., Grau, A., Alconchel, I., Sánchez, R. y Cárdenas, S. 2005. Revisión del cultivo de esciéndidos en el mundo, con especial atención a la corvina *Argyrosomus regius* (Asso, 1801). Boletín del Instituto Español de Oceanografía, 21 (1-4): 169-175.



CAPÍTULO 2. CULTIVO LARVARIO DE CORVINA

CAPÍTULO 2. CULTIVO LARVARIO DE CORVINA

2.1. Introducción



El cultivo larvario se extiende desde la eclosión del huevo hasta el destete o suministro exclusivo de alimento inerte (pienso), que se produce a los 30 días después de la eclosión (DDE).

Mediante sucesivos cambios fisiológicos la larva va adquiriendo los caracteres propios del adulto, siendo esta fase una de las más críticas de la producción acuícola, que requiere una manipulación muy cuidadosa y que las condiciones zootécnicas no sufran cambios bruscos.

La eclosión del huevo embrionado da lugar a una larva con capacidad natatoria que se alimenta durante los primeros días de las reservas que contiene el saco vitelino (alimentación endógena). Posteriormente, al tercer DDE, se produce la apertura de la boca (Figura 2.1).



Figura 2.1. Huevo (a), larva con saco vitelino (b) y apertura de boca (c). (LS: longitud estándar).

Además de la apertura de la boca tiene lugar otras modificaciones funcionales: ojos pigmentados, aumento de la actividad enzimática, diferenciación del tracto digestivo, apertura del ano, etc.

Estos cambios permiten que la larva sea capaz de alimentarse de los organismos y partículas suspendidas en la columna de agua (alimentación exógena).

El paso de una alimentación a otra es progresivo, existiendo un período mixto en la que la reabsorción del saco vitelino va acompañada de la ingesta de presas vivas.

Este tiempo de reabsorción en corvina es mas corto que en otras especies marinas experimentando una fuerte reducción de tamaño durante las primeras 48 horas (Hernández-Palacios et al. 2007).

El desarrollo de la larva pasa por los estadios de preflexión, flexión y postflexión de la notocorda (Figura 2.2.)(Jiménez et al., 2007).

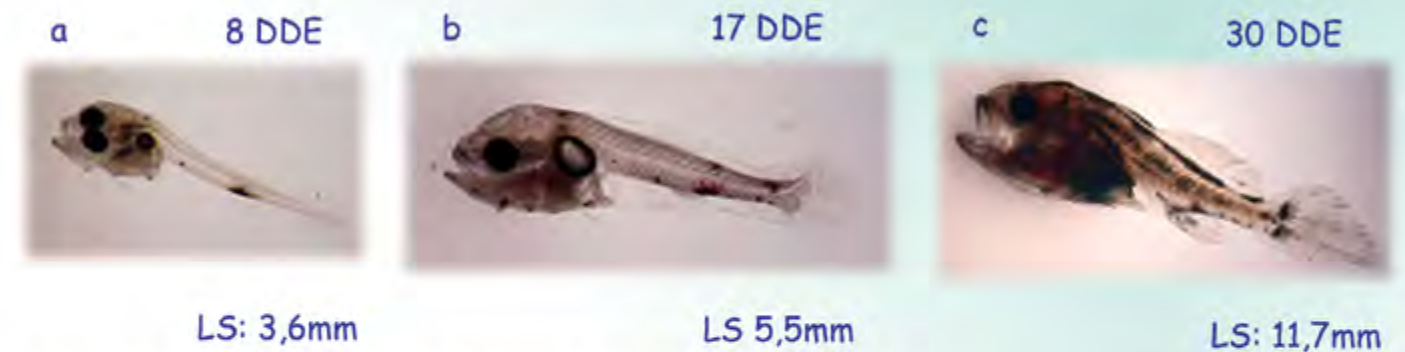


Figura 2.2. Larva en estado de preflexión de notocorda (a), flexión (b) y postflexión (c)

La corvina es una especie de rápido crecimiento y muy susceptible a las condiciones de cultivo que influyen en su crecimiento, de modo que la edad cronológica de la larva no necesariamente indica su edad fisiológica (Cruz et al., 2007).

Las características morfológicas y la organogénesis están directamente relacionadas con la longitud de la larva, independientemente de la edad de la misma (Abreu et al. 2009).



2.2. Parámetros fundamentales del cultivo larvario

Como en otras especies de peces marinos cultivados, la cría larvaria es más delicada que las fases posteriores (alevín y engorde), sobre todo en lo referente a la supervivencia y crecimiento. Por ello, tras la eclosión, es necesario conocer la calidad con la que se inicia esta fase, la cual se estima mediante los parámetros siguientes:

- Tasa de Eclosión Aparente; $TEA = (LAR\ 0/HFE) * 100$;
- Tasa de Supervivencia Larvaria 1 DDE; $TLA = (LAR\ 1/LAR\ 0) * 100$

Siendo:

HFE el número total de huevos fecundados LAR 0 el número total de larvas el día de la eclosión y LAR 1 número total de larvas 1DDE.





2.3. Condiciones de cultivo

En general, las larvas de peces marinos son muy sensibles a los parámetros ambientales por lo que las condiciones fisico-químicas del cultivo han de ser controladas diariamente.

Mediante el uso de sondas con sensores directos, podemos conocer los valores de temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, conductividad y pH. La medición de los valores de nitritos, nitratos y amonio residual se realiza mediante técnicas analíticas en el laboratorio y los resultados no son tan inmediatos.

Los parámetros físicos y químicos del agua han de mantenerse en los valores que se detallan en la siguiente tabla:

Tabla 2.1. Cuadro resumen de las condiciones de cultivo

Parámetros	Valores
Temperatura (°C)	20 - 24
Salinidad (g/l)	32 - 37
Oxígeno disuelto (mg/l)	>5
pH	7-8
Nitritos (mg/l)	<0,002
Amonio total (mg/l)	<0,005

Una vez se ha producido la eclosión, las larvas son trasladadas a tanques de 600 litros en circuito cerrado hasta 7DDE, posteriormente la renovación del agua es del 25% diaria.

El agua de mar utilizada ha de ser filtrada hasta una retención de 1 μm . El régimen lumínico utilizado es de 800-1000 lux bajo condiciones de fotoperiodo de 14 horas de luz: 10 horas de oscuridad (Rodríguez-Rúa et al., 2007).

Existen estudios sobre el efecto del fotoperiodo en el crecimiento y la supervivencia de las larvas en los que se ponen de manifiesto que el uso de fotoperiodos largos produce un mayor crecimiento pero se obtienen peores resultados de supervivencia, consecuencia de una mayor incidencia de larvas con hiperinflación de la vejiga natatoria y un mayor canibalismo manifestado a partir de la introducción de alimento inerte (Vallés et al., 2009).

Otro factor importante es la densidad larvaria que no debe ser superior a 50 larvas/litro para evitar la competencia por la comida y el espacio.

2.4. Nutrición

El mayor reto en la alimentación larvaria de peces marinos es proporcionar los requerimientos nutritivos en las proporciones adecuadas para que el sistema digestivo pueda digerirlos y absorberlos, permitiéndose así un desarrollo correcto.

Aún no se ha logrado una dieta artificial que reemplace totalmente la utilización de alimento vivo, por lo que la calidad nutricional, densidad y tamaño de las presas vivas son considerados factores primordiales.

Para asegurar el enriquecimiento nutricional de los rotíferos en los tanques de cultivo se ha utilizado el sistema conocido como aguas verdes, añadiendo diariamente las microalgas *Isochrysis galbana* (50.000 células/ml) y *Nannochloropsis gaditana* (200.000 células/ml)

La secuencia alimentaria propuesta se detalla en la Figura 2.3.:

- La adición de rotíferos (*Brachionus plicatilis*) enriquecidos con *Isochrysis galbana* comienza el día 3DDE (cuando las larvas son capaces de buscar presas vivas) y se mantiene hasta el día 17DDE, ajustando la cantidad de presas progresivamente a una concentración de 10 a 20 rotíferos/ml.

- Metanauplios de Artemia de 48 horas, enriquecidos con *Isochrysis galbana*, desde 11DDE hasta 30DDE, ajustando la cantidad de forma progresiva a una concentración de 1-4 nauplios/ml.

- Pienso microgranulado a partir de 23DDE (10-15% biomasa diaria), distribuido en tres tomas diarias mediante comederos automáticos. El tamaño de gránulo empleado se inicia con 0,3mm y posteriormente se va aumentando las proporciones de 0,5mm y 0,7mm, respectivamente. El día 30DDE comienza el destete con dieta seca exclusivamente.



La adición de alimento vivo se realiza en función, entre otros, de los siguientes factores: consumo diario, edad y supervivencia de las larvas.

En general, se suministra por la mañana una vez evaluado, mediante muestreos de los tanques, el número residual de presas vivas con el objetivo de restablecer la densidad deseada.

Es recomendable que del día anterior haya un excedente de unos 5 rotíferos/ml o 0,5 metanauplios/ml para garantizar que las larvas no sufran inanición.

El análisis morfométrico de las larvas es utilizado como indicador del estado nutricional de las mismas. Así cuando la altura de la cabeza es notoriamente superior a la altura del cuerpo (larvas denominadas cabeza de alfiler) indica un estado de carencia nutricional y estaría asociado a una reducción de la actividad predadora de la larva que puede desembocar en muerte (Hernández-Palacios et al. 2007).

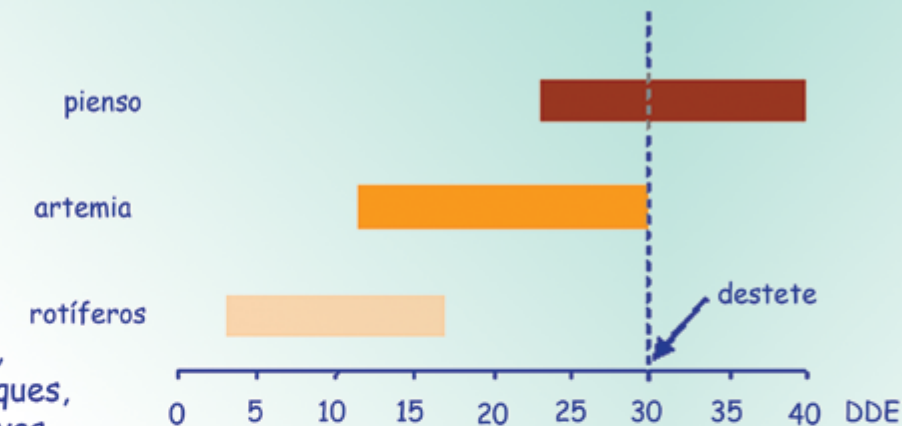


Figura 2.3. Secuencia alimentaria.



2.5. Problemas asociados al cultivo larvario

Los principales problemas que se encuentran en esta fase de cultivo son, entre otros:

- Hiperinflación de la vejiga natatoria. Se observan larvas vivas flotando en superficie que caen al fondo cuando están muertas. Según Roo et al. (2010) los actuales conocimientos no permiten esclarecer una relación clara de este problema con las condiciones de cultivo por lo que serían necesarios estudios que aclaren la pato-fisiología de la vejiga natatoria en larvas de esta especie.
- Aparición de signos de canibalismo, generalmente observados al iniciar el suministro de alimento inerte y generalmente asociado a una dispersión de tallas dentro del mismo tanque (Figura 2.4.), lo que favorecería que la larva mayor prefiera una presa viva a los gránulos secos.
- Malformaciones esqueléticas, pueden ser debidas tanto a deficiencias nutricionales como a traumas por manipulación incorrecta (limpieza de fondos, trasvase a otros tanques, etc.).
- Incremento de flora bacteriana asociada a las presas vivas. Este problema puede evitarse extremando las medidas de esterilización de los cultivos auxiliares.





Figura 2.4. Episodio de canibalismo (27 DDE).

2.6. Bibliografía

- Abreu, N.; Socorro, J.; Betancor, M.; Caballero, M.J.; Hernández-Palacios, H.; Hernandez-Cruz, C.M.; Roo, J.; Schuchardt, D. (2009). Nuevas aportaciones al estudio de la organogénesis en larvas de corvina (*Argyrosomus regius*, Asso, 1801). En Actas del XII Congreso Nacional de Acuicultura. 510-511.
- Cruz, W.; Grau, A.; Pastor, E.; Crespo, S.; Sala, R. (2007). Desarrollo ontogénico de la larva de corvina (*Argyrosomus regius*): estudio preliminar. En Actas del XI Congreso Nacional de Acuicultura, 735-738.
- Hernández-Palacios, H.; Schuchardt, D.; Joo, J.; Borrero, C.; Hernández-Cruz, C.M.; y Socorro, J. (2007). Estudio morfométrico de la corvina (*Argyrosomus regius* (Asso, 1801). En Actas del XI Congreso Nacional de Acuicultura 739-742.
- Jiménez, M.T., A. Rodríguez de la Rúa, R. Sánchez y S. Cárdenas. 2007. "Atlas de desarrollo de la corvina *Argyrosomus regius* (Pisces: Sciaenidae) durante su primer mes de vida". REDVET 7:1. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n010107/010715.pdf>
- Rodríguez-Rúa A., A. Grau, M.T. Jiménez, J.M. Valencia, M. Rosano, J. Durán, E. Pastor y S. Cárdenas (2007). Cultivo larvario de la corvina (*Argyrosomus regius*). En: Libro de Resúmenes del XI Congreso Nacional de Acuicultura (25-28 septiembre, 2007, Vigo, España).
- Vallés, R. y Estevez, A. (2009). Efecto del fotoperiodo en el crecimiento y supervivencia de larvas de corvina (*Argyrosomus regius*) en cultivo intensivo. En Actas del XII Congreso Nacional de Acuicultura. 614-615.

A detailed illustration of a fish, possibly a sea bream, shown in profile facing right. The fish has a textured, scaly body with a prominent dark spot on its side. It features a dorsal fin, a pectoral fin, and a tail fin. The illustration is set against a dark teal background.

CAPÍTULO 3. RECOMENDACIONES GENERALES

3. RECOMENDACIONES GENERALES

Para asegurar el éxito es conveniente seguir las siguientes pautas:

- Estabular los reproductores a una densidad de cultivo entre 1-3 kg/m³
- Garantizar el suministro de alimento de calidad para favorecer la maduración gonadal.
- Evitar la manipulación de los reproductores en los meses previos a la época de puesta.
- La dosis de hormona recomendada es de 40 µg/kg peso total y ha de ser preparada el mismo día de su utilización.
- Para minimizar el estrés, es preferible realizar la inducción con el animal sumergido en agua.
- Una vez obtenida la puesta, incubar los huevos en tanques cilíndricos con flujo de agua y aireación suave.
- La densidad de cultivo ha de mantenerse en valores alrededor de 50 larvas/litro.
- Garantizar que el suministro de alimento de larvas sea adecuado en calidad nutricional, cantidad y tamaño.

- Hacer evaluaciones periódicas del estado de las larvas.
- Evitar cambios bruscos de los parámetros físico-químicos en los tanques de cultivo de reproductores y larvas

Puesto que la reproducción en cautividad y el cultivo larvario están consideradas como etapas frágiles muy influidas por las condiciones de cultivo, es necesario insistir en el desarrollo de unas buenas prácticas de manipulación, así como el mantenimiento de unas condiciones que aseguren el bienestar animal (limpieza de instalaciones, disponibilidad de espacio, calidad nutricional del alimento, evitar situaciones de estrés, etc.) que, sin duda, repercutirán en la calidad y supervivencia de los peces criados.



Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera
CONSEJERÍA DE AGRICULTURA Y PESCA



Instituto de Investigaçao
dos Pescos e do Mar

