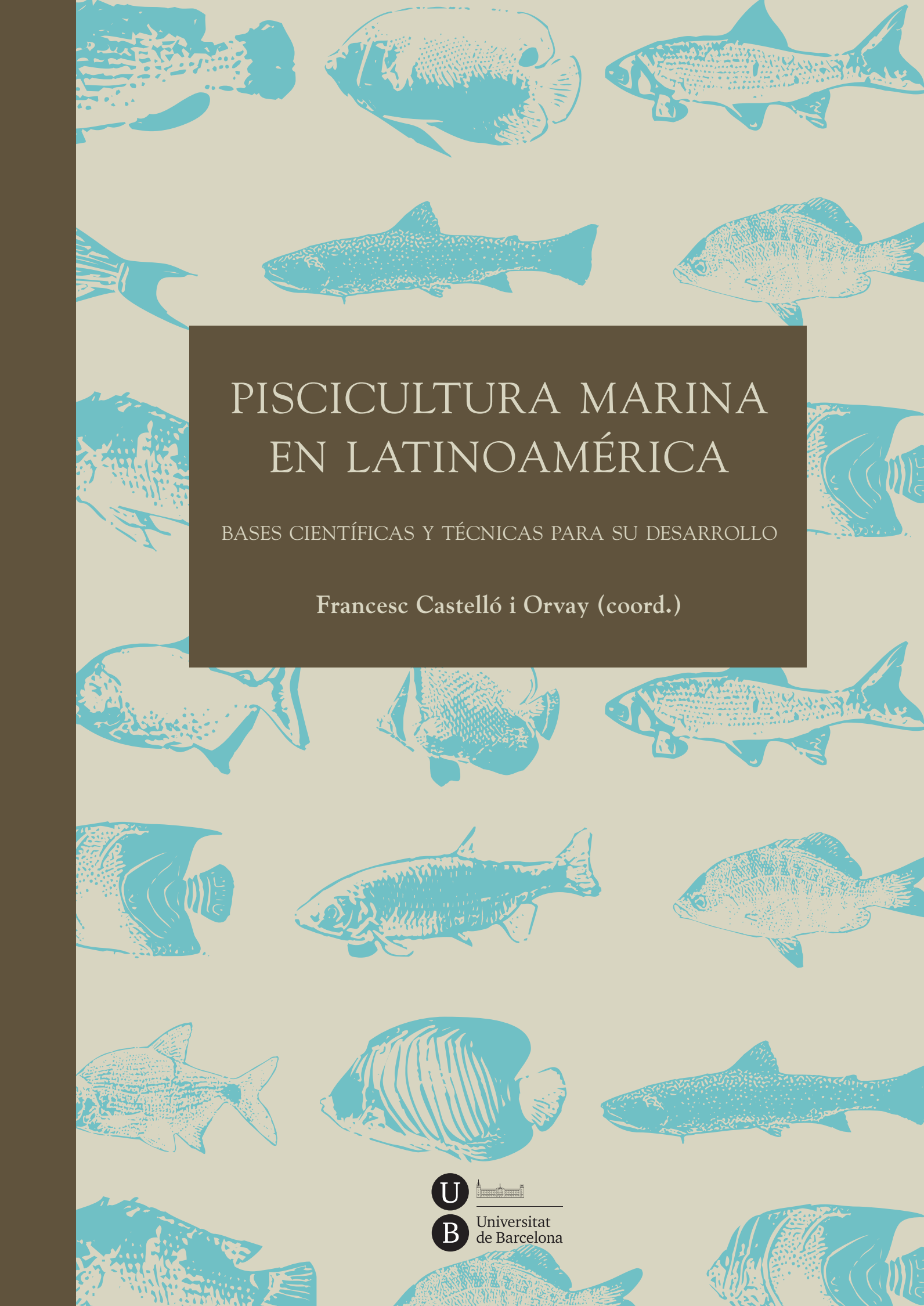




PISCICULTURA MARINA EN LATINOAMÉRICA

BASES CIENTÍFICAS Y TÉCNICAS PARA SU DESARROLLO

Francesc Castelló i Orvay (coord.)



Universitat
de Barcelona

Sumario

Prólogo	9
Tema 1. Situación mundial de la acuicultura <i>Francesc Castelló i Orvay</i>	13

Bloque I CONOCIMIENTOS BÁSICOS BIOFISIOLÓGICOS DE LOS TELEÓSTEOS

Tema 2. Regulación neuroendocrina de la reproducción en peces teleósteos: aspectos básicos <i>José Antonio Muñoz-Cueto</i>	21
Tema 3. Regulación endocrina del crecimiento en peces <i>M. Rius-Francino, M. Codina, D. García de la Serrana, C. Salmerón, J. Sánchez-Gurmaches, L. Cruz-García, L. Acerete, E. Capilla, I. Navarro, y J. Gutiérrez</i>	35
Tema 4. Bases metabólicas de la nutrición a. Requerimientos energéticos: proteínas, glúcidos, vitaminas y minerales <i>Antoni Ibarz, Josefina Blasco y Jaume Fernández</i>	46
b. Requerimientos de lípidos en peces <i>Patricio Dantagnan</i>	71

Bloque II TECNOLOGÍA DE LA PRODUCCIÓN

Tema 5. Manejo de reproductores y control de la reproducción <i>Francesc Castelló i Orvay</i>	87
Tema 6. Alimentación larvaria. Producción de alimento vivo <i>Alfonso Silva Arancibia y Antonio Vélez Medel</i>	96
Tema 7. Elaboración de alimentos balanceados, su manejo y distribución <i>M. Àngels Gallardo Romero</i>	113
Tema 8. Patologías en cultivo de peces <i>Marcos Godoy</i>	125
Tema 9. Instalaciones a. Granja de cría <i>Francesc Castelló i Orvay y M.ª Araceli Avilés-Quevedo</i>	131

b. Jaulas para cultivo en zonas costeras M. ^a Araceli Avilés-Quevedo, Francesc Castelló i Orvay, Alfredo E. Vázquez-Olivares y José Manuel Mazón Suástegui	137
Tema 10. Parámetros físico-químicos del agua: oxígeno, temperatura, salinidad, amonio-amoníaco, pH Germán E. Merino	150

Bloque III ESPECIES INTERESANTES PARA LATINOAMÉRICA

A) Norte (México), Centroamérica y Caribe

Tema 11. Avances en el cultivo de <i>Paralabrax maculatofasciatus</i> M. ^a Araceli Avilés-Quevedo, Francesc Castelló i Orvay y J. M. Mazón-Suástegui.	165
Tema 12. Reproducción y engorde de pargos a. Cultivo de pargos, familia <i>Lutjanidae</i> Luis Álvarez-Lajonchere	178
b. Engorde de pargos (<i>Lutjanidae</i>) en jaulas M. ^a Araceli Avilés-Quevedo y Francesc Castelló i Orvay	193
Tema 13. Cultivo del botete diana (<i>Spheroides annulatus</i>) M. ^a Isabel Abdo de La Parra	216
Tema 14. Cultivo de robalos, familia <i>Centropomidae</i> Luis S. Álvarez-Lajonchere et al.	231
Tema 15. Cultivo de carángidos a. Cultivo de <i>Seriola lalandi</i> en Chile Rodolfo Wilson Pinto	246
b. Cultivo en jaulas del jurel, familia carángidos M. ^a Araceli Avilés-Quevedo y Francesc Castelló i Orvay	257

B) Sudamérica

Tema 16. Reproducción y cultivo del lenguado (<i>Paralichthys</i> spp.) y cojinoba del norte (<i>Seriola violacea</i>) Alfonso Silva Arancibia	274
Tema 17. Cultivo de cobia (<i>Rachycentron canadum</i>) en Latinoamérica Daniel Benetti, Bruno Sardenberg, Carlos Fuentevilla, Jorge Arturo Suarez, John Stieglitz, Ron Hoenig, Aaron Welch, Sasa Miralao, Patrick Brown, Daniel Farkas, Bryant Bookhamer, Brian O'Hanlon y Thiago Soligo	286
Tema 18. Avance tecnológico para el desarrollo de la biotecnología de cultivo de la totoaba Conal David True, Lus López Acuña, Gerardo Sandoval Garibaldi, Ivan Monay Díaz y Norberto Castro Castro	300

Tema 5

Manejo de reproductores y control de la reproducción

Francesc Castelló i Orvay*

Para asegurar el éxito en una empresa de piscicultura marina es imprescindible la formación de un buen stock de futuros reproductores. Para ello, y puesto que Latinoamérica está iniciando su camino en este sector, será imprescindible acudir a la captura de ejemplares salvajes, tarea que debe realizarse cumpliendo una serie de normas:

- *Arte de captura*: el más indicado es la pesca con anzuelo, ya que es la menos abrasiva para los individuos. La utilización de redes, nasas, etc., puede producir descamaciones en los animales, heridas que son una fácil vía de entrada de muchos tipos de infecciones.
- *Transporte*: como muy posiblemente el lugar de captura estará alejado del sitio donde se van a instalar los peces, es muy aconsejable que durante el viaje los individuos estén lo mejor acondicionados posible, para que sufran el mínimo stress. Para ello se sedarán los individuos (no se anestesiarán) utilizando cualquiera de los productos anestésicos al uso. Se transportarán en cubas (viveros), con provisión de oxígeno en cantidad superior a los 5 ppm y procurando que la temperatura dentro de los contenedores no supere en $2/3^{\circ}\text{C}$ la temperatura del agua del mar.

Se puede aprovechar el desplazamiento para tratar a los peces cautivos con baños de furazonas, antibióticos, o cualquiera de los productos que se utilizan en la desparasitación.

- *Selección*: de los peces capturados se seleccionarán los que presenten mejor aspecto, mejor coloración, ausencia de posibles daños en la piel, etc. En cuanto al tamaño, dependerá de los conocimientos que se tengan sobre su biología, sobre todo de la edad (tamaño, peso) de su primera maduración sexual y de su longevidad. La primera maduración acostumbra a ser pobre, en cantidad y calidad, en lo que se refiere a la producción de gametos, y lo mismo ocurre con las últimas maduraciones.

Es muy difícil que los peces capturados y que ya estén maduros proporcionen una puesta adecuada e, incluso, es muy probable que no finalicen la maduración y no se obtengan puestas. De ahí que sea aconsejable que los peces que se vayan a utilizar como reproductores lleven ya un tiempo de aclimatación en los estanques. Este tiempo varía de una especie a otra, pero se aconseja un mínimo de seis meses, tiempo suficiente para que se acostumbren a la estabulación, al régimen de alimentación y estén ya suficientemente adaptados como para realizar, de manera natural, todas sus funciones biológicas.

Cuarentena: una vez llegados a destino los peces se estabularán en grandes depósitos (con un mínimo de 20 m^3) o incluso en jaulas, a densidades no superiores a los 3 kg/m^3 , y allí serán sometidos a tratamientos sanitarios según el siguiente protocolo (figuras 1 y 2):

FORMALINA AGUA DULCE FURAZONAS CADA 3-4 DÍAS, 3-4 SEMANAS
--

Fig. 1. Protocolo de tratamiento durante la cuarentena.

* Dpto. de Biología Animal. Facultad de Biología. Universidad de Barcelona (fcastello@ub.edu).

Una vez pasada la cuarentena, los reproductores ya adaptados podrán ser trasladados a los estanques interiores (no menores de 10/12 m³) de la granja de cría en los que va tener lugar la reproducción. Se aconsejan densidades no superiores a los 3 kg/m³ y una proporción de sexos de dos machos por cada hembra.



Fig. 2. Estanque de cuarentena.

- *Alimentación:* para obtener una buena puesta es imprescindible una óptima alimentación, lo más parecida a la alimentación natural, es decir a base de pescado, crustáceos y moluscos. Se les proporcionará la comida *ad libitum*, una vez al día y durante toda la semana (se les puede dejar un día en ayunas sin ningún problema). Dicho alimento será enriquecido con EHA (20:5ω3) y DHA (20:6ω3) durante el proceso de la gametogénesis.

Ciclo sexual

Para llevar a buen término la reproducción en cautividad, es conveniente conocer algunas peculiaridades de la especie con la que se está trabajando:

- Si son especies que cambian de sexo (proterándricas o proterogónicas), es decir si la primera maduración sexual es como macho (o hembra) para luego cambiar de sexo. Normalmente este cambio de sexo se da una sola vez en la vida del animal
- Si la expulsión de los oocitos en las hembras se realiza de manera total (sincrónica) o parcial (asincrónica).
- Conocer bien el ciclo sexual de la especie en libertad.

Tal y como se ha explicado ya en el capítulo 2, el ciclo sexual en los peces teleósteos depende de factores ambientales y de factores hormonales (figura 3) y se da una vez al año. El ciclo sexual puede resumirse en cuatro fases:

- Fase de reposo: durante este periodo no se encuentran desarrollados los órganos sexuales y, normalmente, es bastante difícil distinguir los machos de las hembras. En esta fase no se dan las condiciones ambientales requeridas por la especie para su maduración. El tiempo en que los peces permanecen en esta fase será más o menos largo según la latitud y las condiciones climatológicas.
- Fase de recrudescencia: en cuanto las condiciones climáticas empiezan a ser adecuadas, se inicia el periodo de la ovogénesis y el de la espermatogénesis, y debido al crecimiento del número de células empiezan a manifestarse y a ser visibles los ovarios y los testículos. Tal y como se explicó en el capítulo 2, debi-

do al efecto de los factores climáticos empiezan a sintetizarse y a movilizarse las hormonas en las correspondientes glándulas que intervendrán en el proceso. Este proceso será, también, más o menos largo según las especies. Durante este tiempo se van formando los espermatozoos y los óvulos.

- Fase de expulsión de los gametos: durante este periodo, más o menos largo en el tiempo, se produce la maduración de los gametos (hidratación de los oocitos) y su expulsión al exterior para que tenga lugar la fecundación.
- Este periodo puede durar desde pocos meses (peces de mares templados) a prácticamente todo el año (peces tropicales). Durará mientras las condiciones climatológicas sean las adecuadas para que se sigan segregando las hormonas sexuales.
- Fase de reabsorción: una vez finalizado el periodo adecuado para la expulsión de gametos y vacíos los ovarios y testículos, ambos órganos son reabsorbidos y desaparecen.

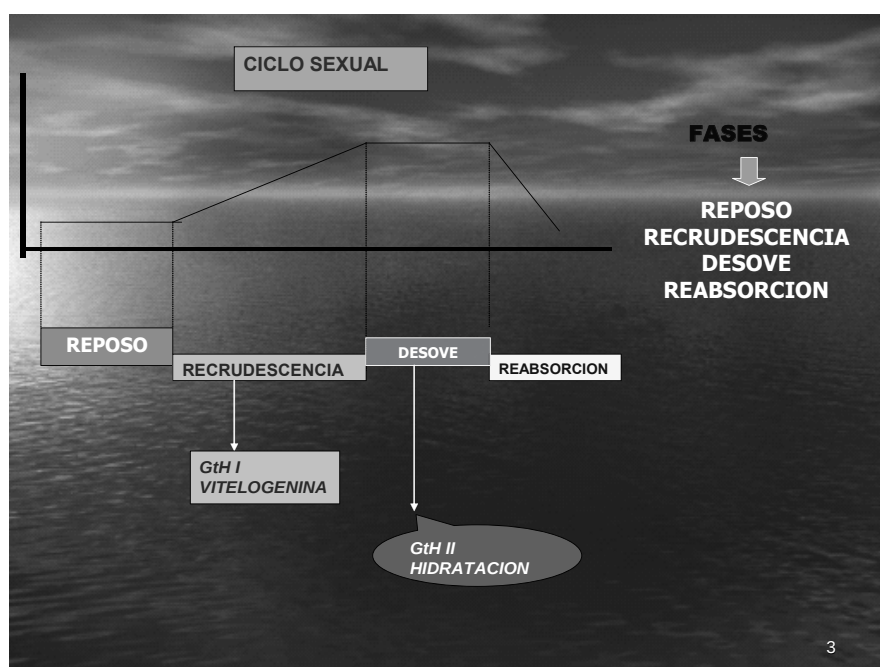


Fig. 3. Ciclo sexual.

En piscicultura marina es fundamental conocer la época del año en que se da cada una de las fases en la naturaleza y en la especie que estamos trabajando, para poder controlar dicho ciclo según la conveniencia del productor.

Control del ciclo sexual

Dos son los aspectos clave a controlar: época de maduración y desove:

- *Época de maduración*: aunque los peces se reproduzcan cuando las condiciones ambientales son las adecuadas, es posible cambiar este momento conociendo bien los valores de los parámetros climatológicos que afectan al proceso de la reproducción. Aunque son muchos los parámetros que actúan sobre este proceso, dos de ellos son los más estudiados y conocidos: el *fotoperiodo* y a la *temperatura* del agua. Ambos factores, que actúan complementándose, son decisivos a la hora de marcar el momento del desarrollo del ciclo sexual, aunque pueden presentar preponderancia uno sobre el otro según la especie en cuestión sea de mares templados o tropicales.

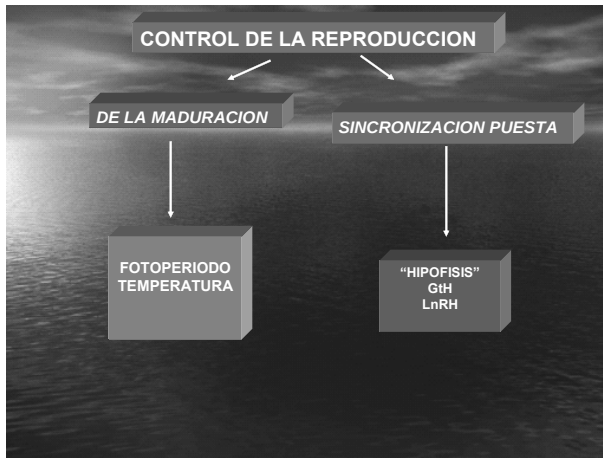


Fig. 4a. Control de la reproducción.



Fig. 4b. Depósitos control fotoperiodo.

Conociendo los valores de estos parámetros, es posible desplazar la época de reproducción de la especie, haciéndola madurar antes o después de su época «natural». En los mares de zonas templadas, con acusada diferencia entre verano e invierno, parece que el más efectivo de estos parámetros es el *fotoperiodo*; como también es el más económico, es el que más se usa (figura 4b).

Manteniendo a la especie sometida a valores desfavorables para la maduración es posible adelantar o atrasar la época de maduración todo el tiempo que se quiera. Por ejemplo, si una especie se reproduce en invierno (fotoperiodo corto), manteniéndola a condiciones de fotoperiodo largo (16 o más horas de luz), la especie no inicia el proceso de recrudescencia hasta que las condiciones no son favorables para ello. De esta manera se pueden tener varios stocks de reproductores, acondicionados cada uno, para que la reproducción se dé en el momento que se desee.

En las especies del Mediterráneo se ha demostrado que la temperatura no es un factor tan imprescindible como el fotoperiodo, al tener puestas de especies que se reproducen en invierno a temperaturas de verano.

- *Sincronización de la puesta:* Puede ser interesante, para el acuicultor, sincronizar el desove de todas las hembras, sobre todo en aquellas especies en las que el desove es asincrónico o parcial. Para ello se utilizan las hormonas.

Hoy en día se utilizan las inyecciones de GtH. Estas hormonas, sintéticas, inyectadas con valores de 500/1000 UI por kilogramo de hembra, hacen su efecto a las 48/72 horas. Es decir, en este momento todas las hembras inyectadas desovan al mismo tiempo, expulsando los oocitos ya completamente maduros y los aún inmaduros.

Esto facilita que el productor pueda calcular, con tiempo y dimensión, la cantidad de huevos que eclosionarán; por lo tanto puede prever la cantidad de rotíferos y de artemias que va a necesitar para alimentar a las larvas que de ellos nazcan. Asimismo puede servir para estudios de desarrollo larvario.

Dado que la GtH sintética no deja de ser un cuerpo extraño que se introduce en la especie, al cabo de una serie de tres cuatro años puede producir en la hembra reacciones que van desde una disminución de la puesta a una mala calidad de los oocitos, por lo que hay que cambiar el stock de hembras.

Actualmente se está estudiando el uso de la LnRh, u hormona liberadora del hipotálamo. Hormona de cadena más corta que la GtH, y que al estar más arriba en la cadena de hormonas que gobiernan el proceso sexual, no produce reacciones de tipo anticuerpo, además de actuar de manera más natural al obligar al propio pez a segregar su hormona GtH.

La LnRh, a diferencia de la anterior, se utiliza en mucha menos cantidad (50-100 UI/kg de hembra), es por lo tanto más económica y se puede usar mediante implantes (pequeños gránulos que se inyectan en la cavidad abdominal del pez) que van liberando la cantidad de hormona que necesita en cada momento el pez.

Fecundación

La fecundación en los peces marinos utilizados en piscicultura marina es siempre externa y en la práctica puede realizarse de dos maneras:

- *Fecundación natural*: se deja a los peces inyectados que vayan expulsando los oocitos de manera natural. Dado que estarán en depósitos de más de diez mil litros, el índice de fecundación puede ser más bajo que el normal
- *Fecundación asistida*: mediante un masaje abdominal se vierten los gametos femeninos en un pequeño recipiente. A continuación se vierten los productos masculinos. Con una pluma de ave se revuelve bien y después de un corto periodo de tiempo se lavan los huevos. El índice de fecundación aumentará, pero como hemos obligado a los oocitos maduros y no maduros a ser expulsados, no todos serán viables, por lo que el resultado final en cuanto a número de huevos será parejo al del sistema anterior.

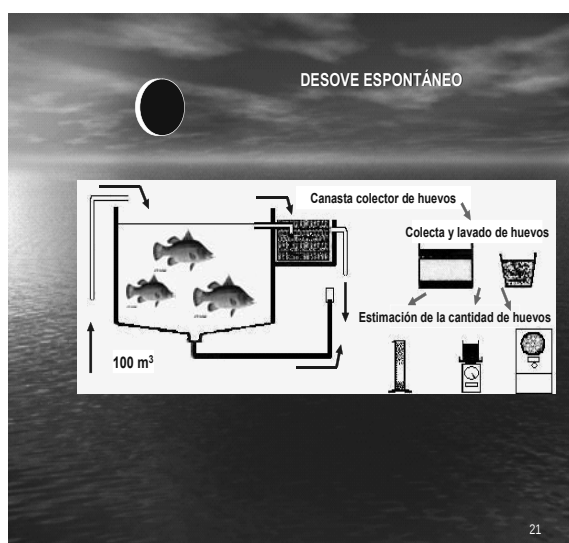


Fig. 5. Fecundación natural.



Fig. 6. Fecundación asistida.

Huevos

Los huevos de los peces marinos son, normalmente, demersales y flotan en la superficie del tanque donde se realiza la fecundación. Por lo tanto, es fácil recogerlos a través del desagüe del tanque (figura 7) y en un malla de plancton de unas 300/400 μ ya que los huevos no miden más de 1-1,5 mm.



Fig. 7. Recolector de huevos.

Una vez recogidos los huevos, hay que separar los viables de los no viables. Esta selección se realiza en una probeta, con agua de mar y sin oxígeno. Al poco se separarán dos fases. Los huevos no viables se depositan al fondo de la probeta y los viables en la parte superior (figura 8). Por simple decantación se separan unos de otros.



Fig. 8. Selección de huevos.

Una vez seleccionados los huevos viables se procede a su lavado y desinfección (figura 9) mediante baños de cualquier antibiótico permitido y se llevan a la incubación. Con dichos baños se evitarán las posibles infecciones de los huevos.

Sustancia activa	Dosis	Tiempo
PENICILINA G 500 mg/10 L de agua marina para 100 - 200 g de huevos	80 UI/mL	1 min
STREPTOMICINA-SO ₄ 500 mg/10 L de agua marina para 100 - 200 g de huevos	50 Ug/mL	1 min
ACTIVEIODINE Ocho litros para 1x10 ⁶ huevos de lubina y 1,5x10 ⁶ huevos de dorada	50 ppm/L	10 min

Fig. 9. Tabla de desinfección para huevos.

Incubación

La incubación se puede realizar en vasos apropiados o bien en los tanques donde se va a realizar el preengorde (figura 10). Cuanto menos se manipulen mucho mejor, ya que en este estadio son muy delicados y su manejo puede provocar grandes mortalidades.

La incubación puede durar más o menos tiempo según la temperatura del agua. En peces como la dorada y la lubina se utilizan aguas con temperatura dos o tres grados por encima de lo normal, y los huevos eclosionan en 36/40 horas.

Fig. 10. Tabla de temperaturas y tiempo de eclosión.

INCUBACIÓN	
• INCUBADORAS:	
• 100 – 250 L. →	1.200 h. /L.
• TANQUE LARVAS	
• 6000 – 10000 h/L	
• TIEMPO ECLOSIÓN:	
• 36 – 50 HORAS	
• 20°C – 18°C	
• % ECLOSIÓN:	80%

Larvas

Las larvas eclosionadas miden entre 4/5 mm y no están completamente desarrolladas. No tienen aún comunicación con el exterior y deben alimentarse por un tiempo (3/4 días) de la reserva vitelina que contenían los huevos. En estos momentos el tubo digestivo no está completamente formado. La boca no existe y el ano no comunica con el exterior, de ahí que sea muy importante la alimentación que han recibido los padres durante la formación de los oocitos, ya que esta será la reserva de la cual se alimentarán durante 2/4 días las larvas (figura 11).

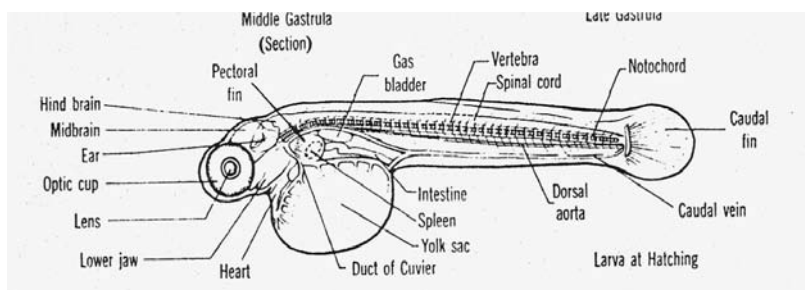


Fig. 11. Larva recién eclosionada.

Las larvas empiezan a alimentarse exógenamente a los tres o cuatro días de la eclosión. En este momento se produce una gran mortalidad, ya que las larvas no pueden nadar y solo ingieren aquellos *Brachionus* que al azar chocan con su boca y tienen un tamaño menor que la mitad de la abertura bucal.

Calidad de las larvas

Durante el periodo larval es necesario llevar una serie de controles que nos indicarán si el cultivo va bien:

- Chequeo de calidad: en las larvas de cultivo son frecuentes las malformaciones de la columna vertebral, lo que da lugar a movimientos extraños en la natación. Cuando se observan lordosis o natación en espiral, se aconseja separar estas larvas de las demás, ya que no crecerán al mismo ritmo y lo único que harán es distorsionar el cultivo. Al parecer estas manifestaciones se deben a mala calidad de la alimentación, por falta de vitaminas.
- Calidad del agua: es muy importante mantener el agua libre de aceites o grasas (procedentes de la alimentación con *Brachionus* enriquecidos) puesto que la fina capa que se formará en superficie dificulta el perfecto desarrollo de la vejiga natatoria. Esta aparece en forma de una gota de aire y, en los peces euro-

peos, al octavo día aparece una segunda gota de aire que se une a la primera y con la que conforma la vejiga. Dado que las larvas absorben el aire de la atmósfera, es posible que la presencia de la fina capa de aceite en superficie impida esta absorción y no se desarrolle a la perfección la vejiga natatoria. Las consecuencias son malformaciones en la columna vertebral y por tanto la muerte de las larvas (figura 12).



Fig. 12. Formación de vejiga natatoria y skimmer limpiador de superficie.

Alimentación larvaria

Hasta el momento solo es posible una alimentación larvaria a base de presa viva. Es decir, dependemos del cultivo de otras presas, lo que encarece enormemente la producción de alevines de peces marinos.

La alimentación generalizada es a base de un rotífero (*Brachionus*) y posteriormente un crustáceo (*Artemia*). La secuencia se debe al tamaño de la presa en relación al tamaño de la boca de la larva.

En *Brachionus* se usan diferentes cepas según su tamaño (*small* o *large*, según sea su tamaño). En *Artemia*, debido a su peculiar desarrollo, es posible usar los diferentes estadios de su metamorfosis.

Ni el uno ni el otro contienen todos los elementos para una buena alimentación en peces marinos, por lo que se recomienda su «enriquecimiento» a base de productos artificiales, sobre todo ricos en ácidos grasos ($\omega 3$ y $\omega 6$). Tanto los rotíferos como la artemia (excepto en la fase *Nauplius*, en la cual aún no tiene la boca formada) capturan las pequeñas gotas de preparado sintético y, antes de que puedan digerirlo, son suministrados a las larvas.

Con este enriquecimiento se consigue mejorar en mucho la producción de alevines. Esta alimentación dura unos 45/50 días; luego, de manera paulatina, se realiza el cambio de dieta por un alimento balanceado.

Los cambios de dieta, tanto de *Brachionus* a *Artemia*, como a la dieta seca o balanceada, deben realizarse con mucho cuidado. Nunca se debe pasar de una dieta a otra de manera brusca (figura 13).

EDAD	TIPO	CANTIDAD
0 - 4°	endóg.	60 l/larva
4 - 6	Br.	100 Br+100Na
6 - 15	Br + Na	300 Br +300 Ma *
15 - 25	Br + Ma	400 Ma + 50 AA*
25 - 35	Ma + AA	200 AA + 2% Ps 5% Ps
35 - 45	AA + Ps	

(*) Anadir microalgas (500 - 500000 cel/litro (Nannochloropsis; Isochrysis ricas en PUFA)

Fig. 13. Posible pauta de alimentación.

Siguiendo estas recomendaciones, se consigue entre un 25-30% de supervivencia larvaria. Esto puede parecer poco al no iniciado en piscicultura marina, y más si lo comparamos con el 90% de supervivencia en la mayoría de peces continentales. Pero si comparamos la producción de oocitos entre un grupo y otro de

peces, la diferencia ya no es tanta. Téngase en cuenta que un ciprinoideo (continental) produce en cautividad unos 8.000/10.000 oocitos por kilogramo de hembra, mientras que una dorada (marina) puede llegar a producir hasta 500.000 oocitos por kilogramo de hembra.

Aun así, hasta que no se desarrolle un sistema de cultivo de algún copépodo, de manera que se pueda expandir por todo el mundo, tal y como se hace con el cultivo de *Brachionus* y *Artemia*, o bien se desarrolle una dieta balanceada, habrá que sufrir estas grandes mortalidades en los cultivos marinos.

Bibliografía

- Andrades, JA, Becerra, J, Fernández-Flores, P. Skeletal deformities in larval, juvenile and adult stages of culture gilthead sea bream (*S. auratus* L.). Aquaculture. 1996; 141: 1-11
- Azzaydi, M, Martínez, FJ, Zamora, S, Sánchez-Vázquez, FJ, Madrid, JA. The influence of nocturnal vs diurnal feeding under winter conditions on grow and feed conversion of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.). Aquaculture. 2000; 182: 329-338
- Baskerville-Bridges, B, Kling, LJ. Early weaning of Atlantic cod (*Gadus morhua*) larvae onto a microparticulate diet. World Aquac, 97 Book of Abs, 1997; p. 36-37
- Berlinsky, DL, King V, W, Smith, TIJ, Hamilton II, Rd, Holloway, J, Sullivan, CV. Hormone induced spawning of summer flounder *Paralichthys dentatus*. J. World Aquac. Soc. 1997; 28: 79-86
- Bromage, N, Porter, M, Randall, C. The environmental regulation of maturation in farmed fin fish with special reference of the role of photoperiod and melatonin. Aquaculture. 2001; 197: 63-98
- Browley, PJ, Sykes, PA, Howell, BR. Egg production of turbot (*Scophthalmus maximus*) spawning in tank conditions. Aquaculture. 1986; 53: 287-293
- Carrillo, M, Zanuy, S, Prat, F, Cerda, J, Mañanos, E, Bromage, et al. Nutricional and photoperiodic effects on hormonal cycles and quality of spawning in sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.); 1995
- Cerda, J, Carrillo, M, Zanuy, S, Ramos, J, Higuera, M. Influence of nutritional composition of the diet on sea bass, *Dicentrarchus labrax* L., reproductive performance and egg and larval quality. Aquaculture. 1994; 128: 345-361
- Chatain, B. Abnormal swimbladder development and lordosis in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and sea bream (*Sparus auratus*). Aquaculture. 1994; 119: 371-379
- Devauchelle, N, Alexandre, JC, Le Corre, N, Letty, Y. Spawning of sole (*Solea solea*) in captivity. Aquaculture. 1987; 66: 125-147
- Dou, S, Seikai, T, Tsukamoto, K. Cannibalism in Japanese flounder juveniles, *Paralichthys olivaceus*, reared under controlled conditions. Aquaculture. 2000; 182: 149-159
- Downing, N. Maintenance of turbot broodstock. The production of turbot eggs and larvae, 1979-1980. White fish Authority Field Report 893; 1980
- Fernández-Díaz, Yúfera, M. Detecting growth in gilthead sea bream, *Sparus aurata* L., larvae fed microcapsules. Aquaculture. 1997; 153: 93-102
- Forés, R, Iglesias, J, Olmedo, M, Sánchez, FJ, Peleteiro, JB. Induction of spawning in turbot (*Scophthalmus maximus* L) by a sudden change in the photoperiod. Aquaculture Engineering. 1990; vol. 9, n.º 5: 357-366
- Hansen, T, Karlsen, O, Taranger, GL, Hemre, GI, Holm, JC, Kjesbu, OS. Growth gonadal development and spawning time of Atlantic cod (*Gadus morhua*) reared under different photoperiods. Aquaculture. 2001; 2003: 51-67
- Izquierdo, MS, Fernández-Palacios, H, Tacon, AGJ. Effect of broodstock nutrition on reproductive performance of fish. Aquaculture. 2001; 197: 25-42
- Lam, TJ. Hormones and eggs/larval quality in fish. Journal of the World Aquaculture Society. 1994; 25 (1): 2-11
- Moretti, A, Pedini, M, Cittolin, G, Guidastri, R Manual on Hatchery Production of Seabass and Gilthead Seabream. Roma: FAO. 1990; vol 1
- Ramos, J. Induction of spawning in common sole (*Solea solea*) with human chorionic gonadotropin (HCG). Aquaculture. 1986; 56: 239-242
- Silva, A. Observaciones sobre el desarrollo del huevo y estadios larvarios de lenguado *Paralichthys microps* (Günther, 1881). Rev. Lat. Acui. 1988; n.º 35: 19-25
- Silva, A. Spawning of the Chilean flounder *Paralichthys microps* Günther, 1881 in captivity. J. World Aquac. Soc. 1994; 25: 342-344
- Sorgeloos, P, Leger, P. Improved larviculture of marine fish, shrimp and prawn. Journal of the World Aquaculture Society. 1992; vol. 23, n.º 4: 251-264