

INDICE:

CAPITULO 1: ACONDICIONAMIENTO DE REPRODUCTORES	4
1. CONCEPTO Y FINALIDAD.....	4
2. NUTRICION.....	4
2.1. Alimentación	4
2.2. Requerimientos nutritivos	5
2.2.1. Proteínas.....	5
2.2.2. Hidratos de carbono.....	5
2.2.3. Lípidos.....	5
2.3. Calidad de la dieta	5
3. PATOLOGIA.....	6
3.1. Enfermedades no infecciosas	6
3.2. Enfermedades infecciosas	7
4. SELECCION DE REPRODUCTORES.....	7
4.1. Manipulación y limpieza	7
4.2. Biometría y distribución	7
5. PUESTA A PUNTO, MANTENIMIENTO Y CONTROL DEL ACONDICIONAMIENTO.....	8
5.1. Preparación de la instalación	8
5.2. Medición de parámetros físico-químicos	8
5.3. Dieta	9
5.4. Limpieza de la instalación y de los reproductores	9
5.5. Muestreo biológico	9
CAPITULO 2: TECNICAS DE INDUCCION A LA PUESTA	15
1. CONDICIONES GENERALES.....	15
2. METODOS EXPERIMENTALES PARA PROVOCAR LA EMISION DE GAMETOS.....	16
2.1. Variaciones térmicas	16
2.2. Adición de gametos	16
2.3. Variación de la temperatura y adición de gametos	16
2.4. Estímulos químicos	16
CAPITULO 3: INCUBACION	18
CAPITULO 4: CULTIVO DE LARVAS DE MOLUSCOS BIVALVOS	20
1. CONCEPTO.....	20
2. FACTORES EXTERNOS QUE INFLUYEN EN EL DESARROLLO LARVARIO.....	20
2.1. Alimentación	21
2.2. Temperatura	21
2.3. Salinidad	22
2.4. pH	22
2.5. Densidad de larvas en el cultivo	22
2.6. Calidad del agua	23
2.7. Agentes patógenos	23
2.8. Aireación	23
3. PREPARACION DE LAS CONDICIONES DE CULTIVO.....	23
3.1. Instalaciones	24
3.2. Factores ambientales	25
3.3. Resultados de la incubación	25
3.4. Dieta	27
4. DESARROLLO DEL CULTIVO.....	27
4.1. Mantenimiento de la instalación	27
4.2. Control de la factores ambientales seleccionados	27
4.3. Renovación del agua en los cultivos	27
4.4. Seguimiento del desarrollo larvario	27

4.5. Técnicas de contaje y medida	28
4.5.1. Contaje de larvas	28
4.5.2. Medición de larvas.....	28
4.6. Suministro de la dieta establecida	28
CAPITULO 5: TECNICAS DE FIJACION DE LARVAS	32
1. OSTRA	32
1.1. Colectores en teja	32
1.2. Colectores granulados	33
1.3. Otras estructuras	34
1.4. Tratamiento de la cría recién despegada	34
2. VENERIDOS	35
3. PECTINIDOS	35
CAPITULO 6: LA CRIA	37
1. FACTORES QUE AFECTAN AL CRECIMIENTO.....	37
2. MANTENIMIENTO DE LA CRIA	37
3. ALIMENTO.....	38
4. PATOLOGIA	38
5. CALIDAD DEL AGUA.....	39
6. TECNICAS DE CONTAJE Y CLASIFICACION	39
6.1. Estimación por peso	39
6.2. Estimación por volumen	39
6.3. Clasificación	39
CAPITULO 7: LA SEMILLA	43
1. TIPOS DE SEMILLEROS	43
CAPITULO 8: EL CULTIVO DEL FITOPLANCTON	46
1. ASPECTOS GENERALES	46
2. DESARROLLO DEL CULTIVO.....	46
2.1. Inóculos de reserva	46
2.2. Cepas	47
2.3. Reactores de 5 a 10 litros	47
2.4. Bolsas y tubos de 30-40 litros	47
2.5. Bolsas de 400 litros	48
2.6. Tanques de 1.000 a 5.000 litros	48
2.7. Tanques al aire libre	48
3. ALIMENTOS ALTERNATIVOS.....	48
TERMINOS DEL TEXTO RECOGIDOS EN EL GLOSARIO	52

Contenido

1. Concepto y finalidad

2. Nutrición

- 2.1. Alimentación
- 2.2. Requerimientos nutritivos
 - 2.2.1. Proteínas
 - 2.2.2. Hidratos de carbono
 - 2.2.3. Lípidos
- 2.3. Calidad de la dieta

3. Patología

- 3.1. Enfermedades no infecciosas
- 3.2. Enfermedades infecciosas

4. Selección de los reproductores

- 4.1. Manipulación y limpieza
- 4.2. Biometría y distribución

5. Puesta a punto, mantenimiento y control del acondicionamiento

- 5.1. Preparación de la instalación
- 5.2. Medición de parámetros físico-químicos
- 5.3. Dieta
- 5.4. Limpieza de la instalación y de los reproductores
- 5.5. Muestreo biológico

1 CONCEPTO Y FINALIDAD

El cultivo de larvas de bivalvos en hatchery (criadero) exige disponer de animales sexualmente maduros de los que se puedan obtener, bien gametos que a su vez den origen a larvas, bien larvas ya formadas como en el caso de la ostra. Para ello, los reproductores son sometidos a unas condiciones concretas en instalaciones controladas, con el fin de dilatar el período de madurez sexual o bien forzar dicha madurez, para así poder disponer de larvas durante un período de tiempo más amplio y en cualquier época del año.

El conjunto de procesos realizados en los reproductores para conseguir la maduración sexual fuera, tanto espacial como temporalmente, de su ambiente natural es lo que denominamos acondicionamiento.

Antes de que se investigase sobre el acondicionamiento de reproductores (que comenzó entre las décadas 40-60), las experiencias de cultivo de larvas en criaderos estaban condicionadas a las épocas de reproducción natural. A raíz de estos estudios, mediante el diseño de métodos apropiados, se consiguió el desarrollo de la gónada y la puesta durante otras épocas.

Las técnicas de acondicionamiento se basan fundamentalmente en mantener los reproductores en agua de mar algo más caliente que aquella en la que se encuentran en condiciones naturales, y en suministrarles una alimentación adecuada que cubra las necesidades energéticas de la gametogénesis.

Estas condiciones de temperatura y alimentación variarán según la especie a acondicionar. Por tanto es muy importante conocer previamente la biología y el metabolismo del animal, así como su patología para evitar problemas de mortalidad y enfermedades durante el proceso de acondicionamiento.

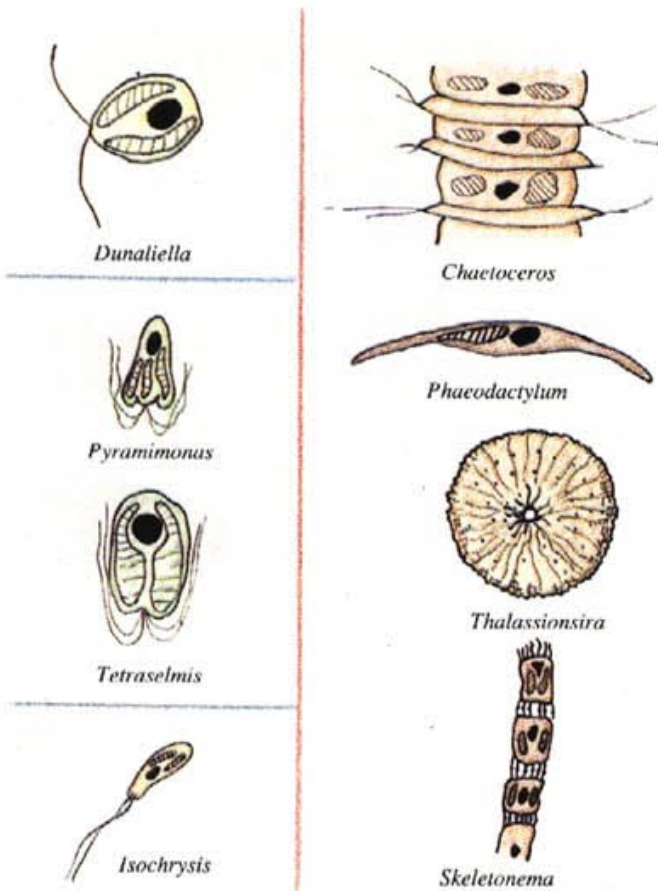
2 NUTRICION

2.1. ALIMENTACION

Los bivalvos son animales filtradores. Sus branquias retienen y seleccionan las partículas alimenticias que se encuentran en suspensión en el agua filtrada. El material particulado es transportado hacia los palpos labiales y la boca mediante corrientes de agua creadas por los cilios que recubren las branquias. Los moluscos controlan la cantidad de alimento que llega a la boca con variaciones en el bombeo de agua.

Las partículas no seleccionadas son expulsadas, envueltas en una sustancia mucosa, formando lo que se conoce como pseudoheces.

Las partículas seleccionadas, que constituyen el alimento de estas especies, consisten principalmente en materia orgánica en suspensión y algas unicelulares (fitoplancton), del tamaño adecuado. El régimen alimenticio varía sensiblemente según la especie.



Los moluscos bivalvos se alimentan, por filtración, de fitoplancton.

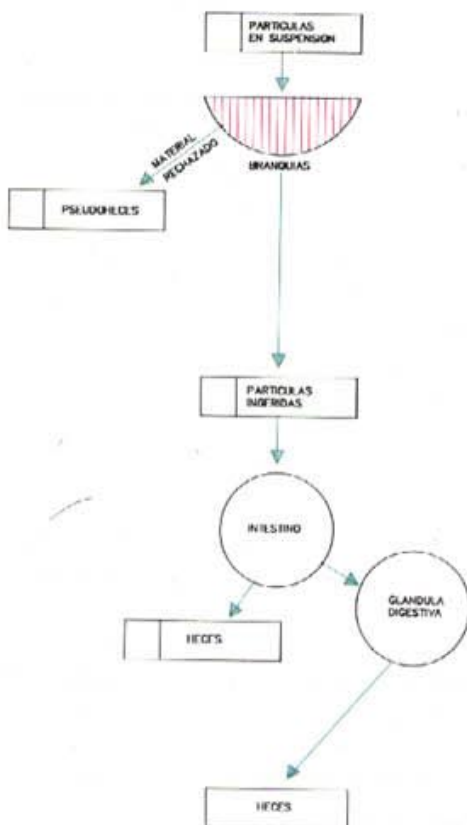


Diagrama de la ruta seguida por el alimento en los moluscos.

2.2. REQUERIMIENTOS NUTRITIVOS

Para elaborar una dieta durante el acondicionamiento de reproductores es necesario conocer previamente los requerimientos nutritivos de la especie, es decir, la cantidad y calidad del alimento necesario.

La energía bruta de la dieta incorporada al organismo es parcialmente eliminada por los procesos de digestión y por el gasto metabólico, quedando una fracción disponible para crecimiento del animal.

Para los procesos fisiológicos que requieren un aporte energético extra (como por ejemplo la gametogénesis), la mayoría de las especies de moluscos recurren a la utilización de las reservas almacenadas, que normalmente están en forma de glucógeno. No obstante, en caso de deficiencia de glucógeno, el animal recurre a las reservas de proteínas.

Los requerimientos nutritivos esenciales son:

2.2.1. Proteínas

El animal las utiliza para su mantenimiento y crecimiento. Necesita dos tipos de aminoácidos: esenciales y no esenciales.

Los aminoácidos esenciales son aquellos que el animal no puede sintetizar y deben ser aportados en la dieta.

Como ya se indicó, las proteínas pueden utilizarse como reserva energética para actividades metabólicas en individuos que están en proceso de maduración sexual.

2.2.2. Hidratos de carbono

Son los combustibles metabólicos más importantes. El glucógeno es la principal fuente de reserva en adultos, y es utilizado fundamentalmente para la gametogénesis. Su degradación da lugar a azúcares sencillos que el animal emplea para fines energéticos y biosintéticos.

2.2.3. Lípidos

Son importantes en los procesos de producción de energía y como fuente de ácidos grasos esenciales; además, son transportadores de las vitaminas liposolubles A, D y K.

Los dos tipos de lípidos principales son: lípidos neutros o triglicéridos empleados como reserva metabólica y lípidos polares o fosfolípidos que tienen carácter estructural.

2.3. CALIDAD DE LA DIETA

La dieta elaborada para alimentar adultos acondicionados ha de reunir una serie de requisitos tales como, tamaño adecuado y composición química apta, ya que esto

influye directamente en la captación del alimento por parte del animal y en la facilidad para digerir las partículas ingeridas (que sean metabolizadas o expulsadas como heces).

La mayoría de los bivalvos retienen mecánicamente partículas mayores o iguales de 4 μ de diámetro con una eficiencia del 100%, y partículas de 1 μ con una eficiencia reducida del 50%.

Las investigaciones sobre dietas para animales adultos señalan que los bivalvos ingieren, preferentemente fitoplancton y materia orgánica particulada cuando se les alimenta con una dieta mixta de fitoplancton y fango, rechazando las partículas inorgánicas en las pseudoheces.

La digestión de los diferentes nutrientes va a depender de la susceptibilidad del alimento a los procesos de digestión y absorción. Cada especie tiene valores de digestibilidad específica para cada tipo de materia prima.

Usualmente, en los procesos de acondicionamiento se están empleando dietas, mono o pluriespecíficas, a base de algas unicelulares cultivadas en la propia instalación y a las que se puede añadir fango, microalgas liofilizadas o microencapsulados.



Las especies de fitoplancton de elevado tamaño, como la de la foto, no son ingeridas por los bivalvos.

Patogeno	Enfermedad
EN PECTINIDOS	
Ritckesia <i>Lichophora auerbachii</i> (protozoo) <i>Polydora sp</i> (anélido)	Infección branquias Infección de los ojos Perforación valvas y formación cámaras internas
EN OSTRA	
<i>Ostracobable implexa</i> (hongo) <i>Marteilia refringens</i> (protozoo) manto <i>Bonamia ostrea</i> (protozoo)	Enferm. de la concha, del pic o de la charnela Enferm. de la glándula (prodigestiva. Decoloración del
<i>Cliona velata</i> (esponja)	Parasita el citoplasma de los hemócitos. Coloración amarilla. Galerías en las valvas Galerías en las valvas
EN ALMEJA	
Ricketsia <i>Perkinsus marinus</i> (protozoo) <i>Nematopsis scheneiden</i> (protozoo) Trematodos	Infección de las branquias Lesiones en los tejidos Infección de las branquias Deformaciones en la concha, atrofia de tejidos afectados.

En todos los cultivos de moluscos, la enfermedad se encuentra entre los factores que pueden explicar una mortalidad anormal o una baja producción. Podemos dividir las enfermedades en dos grupos:

3.1. ENFERMEDADES NO INFECCIOSAS

No están directamente relacionadas con agentes patógenos. Son fácilmente controlables, salvo que afecten gravemente al cultivo. No obstante, muchas de estas enfermedades potencian la aparición de ciertas enfermedades infecciosas.

Por las causas que las desencadenan se clasifican en: enfermedades debidas a causas intrínsecas (deformaciones, envejecimiento, etc.), enfermedades debidas a una nutrición deficiente, enfermedades debidas a ambientes adversos, y lesiones físicas.

3.2. ENFERMEDADES INFECCIOSAS

Son las causadas por virus, bacterias, hongos y parásitos, constituyendo la principal causa de mortalidad en las especies cultivadas.



Imagen microscópica de la fase de célula vacuolizada de *Perkinsus sp.* (Según H. Grizel).

4 SELECCION DE LOS REPRODUCTORES

4.1. MANIPULACION Y LIMPIEZA

Para el buen funcionamiento de un criadero es de gran importancia la selección cuidadosa de los reproductores, debiéndose emplear para este fin ejemplares jóvenes (entre 1 y 2 años) de crecimiento rápido y libres de enfermedades.

Los reproductores a acondicionar provienen, según la especie, de la recogida o pesca en los bancos naturales y del cultivo en batea. Así pues, cuando llegan a las instalaciones de acondicionamiento necesitan una limpieza cuidadosa.

Antes de empezar la selección conviene elaborar un estadillo que recoja toda la información posible sobre los animales a acondicionar (número de animales, procedencia, talla, peso, etc.).

Primeramente se hace un recuento de todos los ejemplares. Seguidamente se separan y eliminan los animales que presenten síntomas de enfermedad.

Una vez seleccionados se lavan con agua de mar. La ostra y los pectínidos suelen tener adheridos a sus valvas un gran número de epibiontes, sobre todo en ejemplares provenientes de batea, que entorpecen y ensucian el cultivo. Por tanto es conveniente raspar la concha, procurando no dañarla, con un cuchillo o un cepillo metálico para eliminarlos.

Ficha de recepción de reproductores

LOTE N.º _____

NUMERO DE REPRODUCTORES _____

Procedencia de los Reproductores:

LUGAR _____ PROVINCIA _____

OBTENIDOS DE: Batea
 Pesca o marisqueo
 Intermareal
 Infralitoral
Otros: Mercado
 Propio
 Importación

TALLA MEDIA DEL LOTE:

Longitud _____ cm

Altura _____ cm

Espesor _____ cm

OBSERVACIONES RESPECTO DEL LUGAR DE PROCEDENCIA:

1. Calidad del agua:

Buena Regular Mala Desconocida

2. Presencia de ostras afectadas por parásitos:

NO se conoce

SI se conoce

3. Son autoctonas del lugar de recogida:

SI

NO, de

OBSERVACIONES SOBRE REPRODUCTORES:

1. Gran diversidad de tallas: SI NO

2. Gran diversidad de pesos: SI NO

OTRAS OBSERVACIONES

4.2. BIOMETRIA Y DISTRIBUCION

Los reproductores una vez limpios, se miden y determina la clase de edad a la que pertenecen. La medida que se suele tomar es la longitud de la concha, que se calculará con un calibre o un ictiómetro adaptado a moluscos. También se pueden tomar otras medidas, tales como la altura y el espesor, pero esto dependerá del tipo de estudio que se vaya a realizar.

A continuación se agrupan por tallas y se reparten equitativamente en los tanques de acondicionamiento. En especies de tamaño reducido, cuyos individuos presentan gran diversidad de tallas, como ocurre con las almejas, es aconsejable pesar los lotes para conseguir una distribución uniforme de los animales en los tanques.

La temperatura se medirá con un termómetro en grados centígrados y la salinidad con un salinómetro en tanto por mil (‰); no obstante, si se dispone de medios es mejor utilizar sensores para medir estos parámetros porque dan valores mucho más exactos.

Los datos tomados diariamente deben ser apuntados en una tabla elaborada al efecto.

Adicionalmente se puede controlar el pH de agua con un pH-metro.

5.3. DIETA

La principal fuente de alimento para los reproductores durante el acondicionamiento proviene normalmente de cultivos monoespecíficos de algas unicelulares no tóxicas, con un tamaño entre 3 y 30 μ y de composición química adecuada, producidas en la propia instalación.

Estos cultivos se realizan en volúmenes grandes, que pueden ser bolsas de plástico de 20 a 400 litros y tanques de 1000 o más litros. También se emplean cultivos multiespecíficos, pero tienen el problema de que no se puede controlar su composición ni el número de células de cada especie suministradas a los reproductores.

Las especies de microalgas más utilizadas son, *Isochrysis galbana*, *Tetraselmis suecica*, *Skeletonema costatum*, *Phaeodactylum tricorutum*, *Rhodomonas baltica* y *Thalassiosira pseudonana*, entre otras.

Una vez establecida la ración de comida que se va a suministrar, es decir, el número de células de fitoplancton por animal y día, se calcula el volumen de cultivo de algas que hay que dar diariamente para cubrir la alimentación de todos los animales acondicionando.

El cálculo de este volumen se hace mediante el conteo del número de células del cultivo de algas. El recuento puede realizarse en un contador de partículas o en un microscopio empleando una cámara de recuento de glóbulos rojos. Si el conteo se efectúa en el contador de partículas, es conveniente observar previamente una muestra del cultivo al microscopio para ver su estado, por si está contaminado con protozoos, u otras especies de algas, con lo cual no sería bueno como alimento.

Una vez conocido el volumen de fitoplancton necesario, se extrae del cultivo y se deposita en un tanque limpio (con o sin aireación) al que se le conecta una bomba dosificadora (con el flujo regulado para que los animales coman durante todo el día) que pasará el alimento al sistema de circulación del agua que va a los reproductores.

5.4. LIMPIEZA DE LA INSTALACION Y DE LOS REPRODUCTORES

La limpieza del sistema de acondicionamiento es fundamental para la buena marcha de los reproductores, ya que al no estar estos en su medio natural son más suscepti-

bles a cualquier enfermedad, por tanto hay que extremar los cuidados.

Los tanques donde están los reproductores se limpian todos los días, para ello, una vez retirados los animales, se vacían y se lavan con agua dulce (según el grado de suciedad se pueden utilizar compuestos desinfectantes como lejía y detergentes). También se limpian los animales si están sucios.

Semanalmente hay que desinfectar el circuito de agua con productos desinfectantes tales como lejía. Normalmente se emplea una solución de 20 partes de cloro activo por millón (20 ppm).

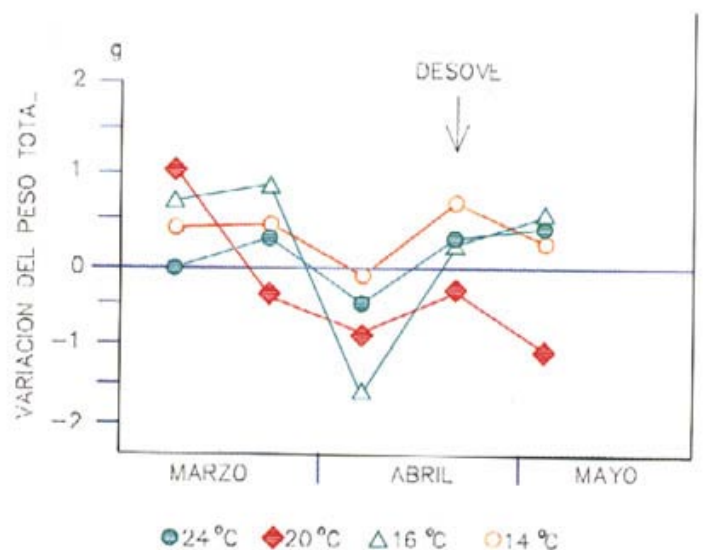
Si se trabaja con agua filtrada, los filtros deben cambiarse frecuentemente para que el caudal de agua no disminuya. Y si se emplea ultravioleta, cada lámpara tiene una vida media que se controla por un reloj que mide las horas de utilización.

5.5. MUESTREO BIOLÓGICO

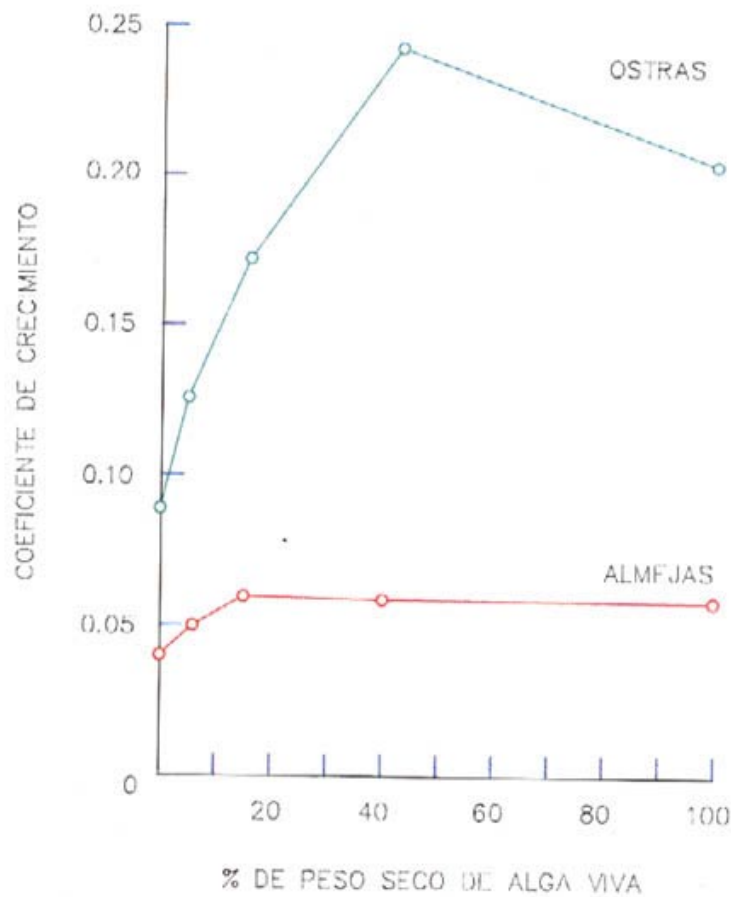
Para seguir el comportamiento del stock de reproductores frente a las condiciones de acondicionamiento a las que son sometidos, se realizan muestreos periódicos de un número pequeño, pero significativo, de estos reproductores.

El muestreo consiste en la disección de los ejemplares sacrificados para calcular el peso de las distintas partes del cuerpo (principalmente la gónada) y extraer muestras para análisis bioquímicos. Con miras a provocar una puesta, es conveniente observar al microscopio trozos de gónada de los animales diseccionados para saber si están o no maduros.

Uno de los primeros resultados que podemos sacar con los datos obtenidos por el muestreo, es estimar si estos reproductores pueden o no seguir acondicionándose; de todas formas, no es conveniente tener los mismos animales más de tres meses en acondicionamiento.



Cambios de peso en acondicionamiento artificial de almejas.



Crecimiento relativo de bivalvos alimentados con algas vivas.

Requisitos de la sección de reproductores de almeja

1) Selección de reproductores

Para obtener un buen rendimiento y evitar graves problemas en el cultivo, se deben seleccionar los reproductores, procurando ejemplares jóvenes, de crecimiento rápido y libres de parásitos.

Por otro lado, para asegurar la obtención continua de larvas es necesario renovar periódicamente una parte de los reproductores (aproximadamente un tercio cada mes) y no mantener los mismos más de 60 días (según la época del año) en las instalaciones de acondicionamiento, ya que la duración del acondicionamiento varía desde unos pocos días a 30-40 días.

2) Número de reproductores

La fórmula de aplicación es la misma que para la ostra, si bien, en este caso, varían los valores de A o media de reproductores por puesta, S supervivencia al final del cultivo en criadero y B número medio de larvas por puesta.

Pueden servir de referencia, para la almeja fina, los siguientes valores:

- A = 4, es decir 1 puesta por cada cuatro reproductores.
- B = 750.000 larvas por puesta

S = Si la mortalidad de ovocito a larva es del 60%, de larva a cría de 0,5 mm del 25% y de cría de 0,5 a 3-4 mm, la mortalidad al final del proceso habrá alcanzado un valor del 76% o, lo que es lo mismo, una Supervivencia del 24%.

3) Necesidades de agua de mar

Los reproductores se pueden mantener para su acondicionamiento en depósitos o piscinas de 400 a 2.000 litros de capacidad (o bien, eliminar el acondicionamiento, limitando la producción a las épocas de puesta natural), con circulación continua de agua, a razón de 2 litros por hora e individuo. En cada depósito o piscina de acondicionamiento no deben introducirse más de 2 almejas por cada 10 litros de capacidad.

4) Temperatura

La temperatura del agua más recomendable se sitúa a los 18°C para la almeja babosa y los 23°C para la almeja fina.

5) Dieta

Una dieta aceptable se consigue con fitoplancton procedente de cultivos moespecíficos de las siguientes especies: *T. suecica*, *Sk. costatum*, *Ch. calcitrans*, etc. También se puede enriquecer con plancton procedente de cultivos masivos en piscinas exteriores.

Sección de reproductores de *O. Edulis*

1) Número de reproductores.

El número de reproductores de ostra que es necesario estabular en el criadero para lograr una producción de semilla determinada, se halla mediante la siguiente fórmula:

$$R = A \times \frac{P}{S \times B}$$

Donde R es el número de reproductores a estabular, A la media reproductor por puesta, P la cantidad de semilla a producir, S la supervivencia esperada al final del cultivo y B el número medio de larvas por puesta.

Si bien en la naturaleza y en condiciones ideales el valor de A sería de 2 (2 reproductores, macho y hembra, para cada puesta), en las condiciones reales de un criadero ese valor se multiplica, ya que, es necesario prever que no todos los reproductores alcancen la madurez, ni que todas las hembras sean fértilmente fecundadas. Una cifra realista para dar un valor a A es 10 (10 reproductores/puesta).

El valor de S depende de muchos factores. Precisamente el afán del acuicultor y donde en definitiva, se decide la viabilidad del criadero es en aumentar el valor de la Supervivencia. Un resultado aceptable, aunque bajo para el cultivador experimentado, podría ser el conseguir una Supervivencia final de las larvas del 2%.

Respecto de B, es decir del número medio de larvas por puesta, es sabido que en la ostra varía mucho, desde los 100 a 150.000 de las puestas más o menos residuales y de individuos muy jóvenes, al 1.500.000 de los individuos adultos y en buenas condiciones. Así pues, este valor será tanto más alto cuanto mejor se hayan seleccionado los reproductores y se les mantenga en condiciones de cultivo adecuadas, según las normas explicadas en el texto. Un cálculo prudente, aunque bajo, sería el cifrar B en un valor aproximado de 800.000 larvas por puesta.

Aceptando estos criterios y valores, la fórmula expuesta más arriba, quedaría reducida a lo siguiente:

$$R = 0,00063 \times P$$

Es decir, si p. ej., si queremos obtener una producción de 1.000.000 de semillas, necesitaríamos, según estos cálculos 630 reproductores.

2) Tiempo de permanencia de los reproductores

El tiempo de permanencia de cada reproductor, oscila, en las rías gallegas, entre los 0 días (en la época de puesta natural) y los 80-100 días (para los reproductores introducidos en otoño, es decir, reproductores que, al momento de ser llevados al criadero están en la fase de reposo sexual que sigue a la puesta).

La planificación del cambio de reproductores sólo la da la práctica concreta en cada criadero y lugar. Sin embargo, es posible dar una pauta aproximada en función de los estudios rea-

lizados hasta el momento sobre el acondicionamiento de reproductores de ostra y la experiencia alcanzada por los criaderos.

Con el cuidado de interpretar los datos como referidos a un lugar concreto (Ría de Arousa) y en unas condiciones específicas de cultivo, pueden servir de referencia los siguientes resultados:

FECHA DE INTRODUCCION DE REPRODUCTORES EL ACONDICIONAMIENTO	1.ª PUESTA (Días desde inicio)
Octubre	92*
Noviembre	62
Diciembre	55
Enero	38
Febrero	23
Marzo	11
Abril	0*
Mayo	0
Junio	0
Julio	0
Agosto	0
Septiembre	0*

NOTAS:

1. En los primeros días de octubre se obtuvieron puestas residuales, que en el cuadro se ignoran.
2. El 0 significa que los reproductores realizaban la puesta al muy poco de ser introducidos en los tanques de estabulación. Eran, claramente, puestas naturales (no debidas a acondicionamiento) con seguridad, forzadas por el cambio de ambiente.
3. El agosto y septiembre se producían puestas en los primeros 40 a 60 días, pero no después, aunque se mantuvieran los reproductores en acondicionamiento más de 100 días.

3) Control de la estabulación de los reproductores

El acondicionamiento de reproductores de ostra, exige planificar la entrada de reproductores en el circuito de acondicionamiento, conjugándola con el tiempo de permanencia. Un recurso aconsejable es introducir lotes de nuevos reproductores cada 15 días a partir del mes de octubre y durante el otoño y primeros meses de invierno.

4) Caudal del agua caliente (entre 19°C y 20°C)

Para la *O. edulis*, se fija como muy bueno un caudal de 2 litros por ostra y hora, si bien, hay datos que parecen demostrar que con 1 litro por ostra y hora es suficiente, lo que conllevaría un importante ahorro de energía y alimento.

5) Dieta

Un dieta aceptable es la de 2×10^8 células de *Tetraselmis suecica*/ostra/día y 2.9×10^8 células de *Skeletonema costatum*/ostra/día.

Práctica I.-LA INFLUENCIA DEL TAMAÑO DE LOS MOLUSCOS BIVALVOS SOBRE EL CONSUMO DE ALIMENTO

1. Material necesario

- 9 almejas (u otros bivalvos) de diversos tamaños: 3 grandes, 3 medianas y 3 pequeñas.
- 9 vasos de precipitados de 1 litro.
- 9 tubos de vidrio y 9 tubos de goma para aireación.
- 1 depósito con agua circulante con capacidad suficiente para albergar los 9 vasos de precipitados.
- Una pipeta de 1ml y otra de 10 ó 25 ml.
- 1 calibre.
- 1 balanza con precisión de 0,01 g.
- Fitoplancton (preferentemente *Isochrysis galbana* o *Monochrysis suecica*).
- Una cámara de conteo de glóbulos y un microscopio (se puede sustituir por un contador de partículas).
- Papel milimetrado.

2. Condiciones

La práctica se realizará en el laboratorio. Las almejas deberán cogerse un par de días antes de realizar la experiencia, preferentemente de la playa, y mantenerse en el laboratorio con agua circulante y alimento. Aunque no es imprescindible, se procurará que la temperatura del agua del depósito en que se realiza la experiencia sea la misma a la que se encuentran las almejas antes de iniciarse la misma.

3. Método

- a) Secar y medir cada una de las almejas.
- b) Llenar cada vaso de precipitados con un litro de agua filtrada a una micra.
- c) Coger una muestra de fitoplancton y calcular la concentración de células con la cámara cuentaglobulos.
- d) Añadir con una pipeta unos 200 millones de células de fitoplancton a cada vaso de precipitados.
- e) Colocar en cada vaso el tubo de vidrio y conectarlo con el tubo de goma al sistema de aireación. Regular el grifo del aire para que éste burbujee lentamente.
- f) Meter en cada vaso 1 almeja y espera 5 minutos.
- g) Tomar con una pipeta de 1 ml una muestra de agua y contar la concentración de fitoplancton en cada vaso.
- h) Esperar 1 hora y volver a tomar una muestra de agua de cada vaso y a contar la concentración de fitoplancton.
 - i) Calcular lo que ha comido cada almeja:
 $(n.^{\circ} \text{ células/ml inicial} - n.^{\circ} \text{ células/ml final}) \times 1.000$
 - j) Calcular con las almejas de cada uno de los tres grupos (pequeñas, medianas y grandes) la longitud media de cada grupo, el peso medio y la media de comida consumida.
 - k) Representar sobre el papel milimetrado la longitud media de cada grupo y la cantidad de comida consumida, uniendo los tres puntos con una línea. Haz lo mismo con el peso.

Práctica II.-CALCULAR EL NUMERO DE REPRODUCTORES A ESTABULAR EN UN CRIADERO

1. Objetivo

En el texto hemos dado una sencilla fórmula para calcular ese número. Sin embargo, es preciso dominar los razonamiento que han llevado a esa fórmula, a fin de ajustarla a las circunstancias particulares de cada criadero. Este es el objetivo de esta práctica, que se propone en forma de problema.

2. Definición del problema

Supongamos que queremos hallar el número de reproductores de *O. edulis* que debemos mantener en un criadero cuyo objetivo es producir un millón de semilla de ostras de 8 mm, destinada al cultivo en cestos suspendidos de una batea.

3. Planteamiento

Basaremos nuestro cálculo en los siguientes datos:

1) Conocer la media de puestas por reproductor. Supongamos que, en las condiciones del criadero, sea de 0,1 (1 puesta por cada 10 reproductores).

2) Conocer la media de larvas por puesta. Supongamos que sea, de 800.000 larvas por puesta.

3) Calcular la esperanza de mortalidad acumulada desde la fase larvaria a la de semilla de 8mm. Calculémosla en el 98%.

4. Desarrollo

Si de cada 100 larvas morirán 98 antes de llegar a semilla de 8mm, para obtener 1.000.000 de ostras necesitaremos 50.000.000 de larvas.

Si cada puesta representa 800.000 larvas, necesitaremos $50.000.000/800.000 = 63$ puestas.

Si cada puesta exige mantener 10 reproductores, necesitaremos mantener en el criadero $63 \times 10 = 630$ reproductores.

Autoevaluación

1 Da tres razones importantes para que el acuicultor esté interesado en el acondicionamiento de reproductores de ostra.

2 ¿Qué razones consideras más importantes para justificar el hecho de que los acuicultores gallegos estén interesados en el acondicionamiento de ostras y no en el de, por ejemplo, mejillones?

3 Distingue los siguientes conceptos:

- Alimento - Dieta - Ración
- Acondicionamiento - Maduración sexual
- Heces - Pseudoheces
- Epibionte - Parásito - Competidor
- Agente tóxico - Agente patógeno - Infección

4 Describe las principales ventajas e inconvenientes de los siguientes materiales que pudieran usarse en los tanques de acondicionamiento:

- Madera de eucalipto
- Madera de pino del país
- Poliéster
- Cemento
- Azulejo
- Hierro
- Cobre

5 Cubre el siguiente cuadro, referido a los reproductores en acondicionamiento.

ESPECIE	T. ^o DE ACONDIC.	SALINIDAD	CAUDAL
OSTRA			
ALMEJA FINA			
ALMEJA BABOSA			

Aplicaciones

1 El acondicionamiento de reproductores de moluscos bivalvos tienen como finalidad conseguir, en el criadero, puestas viables fuera de la época de la puesta natural. Según ello, la primera de las funciones (conseguir puestas viables en el criadero) responde a la carencia de semilla de captación natural, pero el intento de conseguir esas puestas fuera de la época, según tu criterio ¿a qué hechos responde?

2 Para que un criadero sea viable económicamente han de cumplirse varias condiciones; entre ellas, la comentada falta de semilla de captación natural. ¿Podrías citar otras condiciones, igualmente necesarias e independientes, de la eficacia de la técnica de cultivo? Enumera, al menos, tres de ellas.

3 En los libros de acuicultura (en este mismo texto), es fácil encontrar dietas recomendadas para los reproductores en acondicionamiento de algunas especies. Esos mismos textos señalan la conveniencia de que el alimento diario se distribuya en dos o más raciones. Incluso, si es posible, suministrarlo de un modo continuo mediante bombas dosificadoras. ¿Qué razonamientos llevan a esta conclusión?

Conoce tu entorno

1 Los avances de la Genética permiten controlar, más o menos eficazmente, la selección de determinados caracteres para obtener una descendencia de calidad previamente definida. Tal es el caso, por ejemplo, de la obtención de razas de carne, lecheras, etc de vaca. Sin embargo, en acuicultura de moluscos bivalvos y, en particular de la ostra, estas técnicas de selección controlada genéticamente apenas se aplican. ¿Qué razones podrías dar para explicar este hecho?

2 Hacer un breve estudio y comentario sobre la naturaleza e importancia de los aminoácidos en los animales.

3 En el texto se comenta que los moluscos bivalvos necesitan para su normal desarrollo dos tipos de aminoácidos: esenciales y no esenciales. Lo mismo ocurre a la especie humana. Investiga, con ayuda de la bibliografía adecuada, cuáles son.

2

Técnicas de inducción a la puesta

1 CONDICIONES GENERALES

La emisión de gametos puede ser provocada en condiciones experimentales siguiendo diversos procedimientos. La efectividad de las distintas técnicas de estimulación está muy relacionada con el grado de madurez sexual de los animales utilizados para estimular.

Una vez que los animales acondicionados están maduros procedemos a la estimulación de la puesta. Para ello preparamos un depósito plano (una especie de bañera), de dimensiones variables, dependiendo del número de animales a inducir. A este depósito se conecta un circuito de agua, preferentemente filtrada, con temperatura regulable.

Se debe anotar en una tabla o estadillo todos los datos posibles (hora de comienzo de la estimulación, fin de la estimulación, nº de machos, nº de hembras, temperatura de estimulación, etc). También hay que tener a mano el material necesario (recipientes, pipetas, etc) para recoger el esperma y los ovocitos.

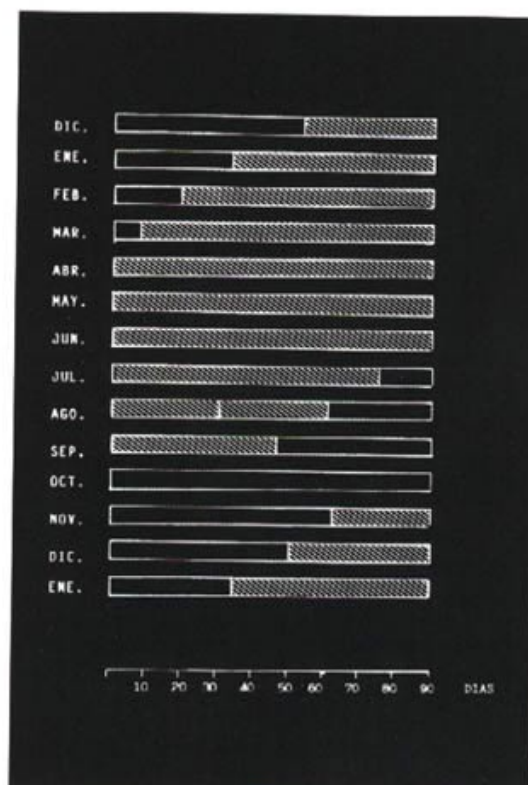
Cuando los animales empiezan a emitir gametos se aíslan en recipientes estériles para no perder la puesta. Los ovocitos recogidos se filtran y cuentan al microscopio empleando una cámara de conteo. Se obtiene así, el número de ovocitos liberado por cada hembra. A continuación se fecundan con esperma, procurando no sobrepasar la proporción de 10 espermatozoides por ovocito.

Contenido

1. Condiciones generales

2. Métodos experimentales para provocar la emisión de gametos

- 2.1. Variaciones térmicas
- 2.2. Adición de gametos
- 2.3. Variación de la temperatura y adición de gametos
- 2.4. Estímulos químicos



Distribución del período en que se producen puestas (zona rayada) y el período en que no se producen (zona negra) durante 90 días de acondicionamiento de O. edulis, en relación con el mes en que se inicia el mismo. (según Pérez Camacho y Cuña).

2 METODOS EXPERIMENTALES PARA PROVOCAR LA EMISION DE GAMETOS

2.1. VARIACIONES TERMICAS

El sistema más comúnmente utilizado para provocar la expulsión de gametos en los bivalvos es la variación de la temperatura del agua a la que los animales se encuentran, bien procedan de condiciones naturales o de acondicionamiento controlado.

Generalmente se sube la temperatura entre 5 y 10°C según las especies, manteniéndola constante hasta la puesta, o bien volviendo después de unos minutos a la temperatura inicial y repitiendo el proceso.

La estimulación por shock térmico de la ostra se realiza dentro del tanque de acondicionamiento. El agua del circuito se incrementa unos 5°C (la temperatura suele ser de 20°C), y no se sabe si la estimulación ha sido positiva hasta la aparición de las larvas, al cabo de aproximadamente 8-10 días, en los tamices de acondicionamiento.

Las almejas pueden estimularse en desoves masivos o individuales. Los desoves masivos consisten en colocar todas las almejas a estimular en un depósito con agua caliente (circuito abierto o cerrado) a una temperatura cercana a los 25°C. Después de media hora, más o menos, la temperatura se baja durante unos minutos a 18-20°C para luego volver a subirla y así repetidamente hasta la puesta.

Los desoves individuales se diferencian de los masivos en que las almejas se aíslan, mientras dura la inducción, en recipientes de plástico o cristal de pequeño volumen (aproximadamente 1 l). Esta forma de estimulación es más trabajosa pero da una información mucho más precisa de la cantidad y calidad de ovocitos emitidos por cada hembra. Normalmente desovan antes los machos que las hembras.

Los pectínidos se estimulan de la misma manera que las almejas, cambiando únicamente la temperatura de estimulación, entre 18 y 20°C, al partir de una temperatura de acondicionamiento de 13-14°C. Se debe tener mucho cuidado con las puestas de las especies hermafroditas, pues hay que separarlas antes de que cambie de sexo para evitar la autofecundación.

2.2. ADICION DE GAMETOS

La adición de gametos de uno o otro sexo al agua en que se realiza la estimulación se emplea cuando la estimulación térmica no funciona.

2.3. VARIACION DE LA TEMPERATURA Y ADICION DE GAMETOS

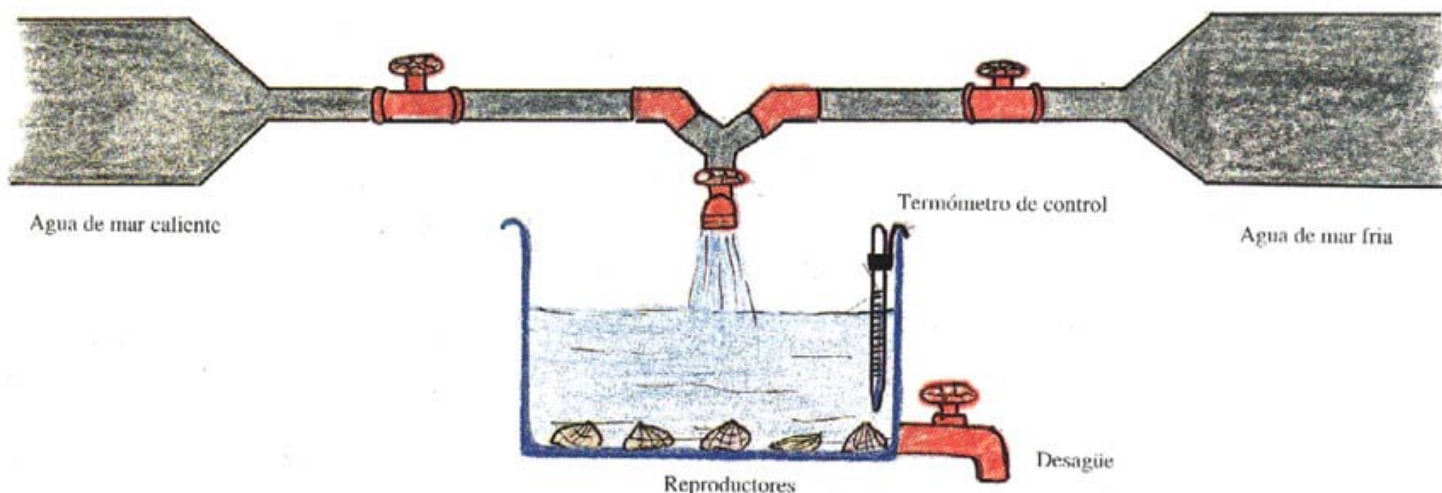
La utilización conjunta de estímulos térmicos y gametos mejora notablemente la respuesta a la estimulación.

La adición de gametos sólo puede hacerse con animales totalmente maduros. Esta técnica consiste en triturar la gónada de un macho sexualmente maduro en un poco de agua de mar. A continuación se filtra y se añade la suspensión de espermia al agua donde los animales son estimulados.

2.4. ESTIMULOS QUIMICOS

La sustancia química más ensayada ha sido la serotonina. A los animales maduros se les inyecta en la gónada o en el músculo 0.2 ó 0.4 ml de serotonina a concentraciones de 0.2 mM ó 2 mM. La respuesta es prácticamente inmediata, pero tiene el problema de que al ser un estímulo tan intenso pueda provocar la emisión de gametos inmaduros.

Existen otras sustancias inductoras de la puesta, pero esta es la más importante y la que han dado mejores resultados.



Dispositivo utilizado para provocar la emisión de gametos por el método de cambios bruscos de temperatura.

Inducción a la puesta en el criadero de almejas

En las almejas, la puesta se provoca mediante estímulos térmicos y adición de esperma en agua filtrada y estéril, calentada unos 5°C por encima de la temperatura de acondicionamiento.

Una vez obtenida la puesta, se procede a fecundar los ovocitos, si es que no lo están ya, a razón de unos 10 espermatozoides por ovocito. Los ovocitos fecundados se pasan a depósitos de fondo plano, normalmente de unos 500 litros de capaci-

dad, a razón de 1.000 huevos por centímetro cuadrado, con agua filtrada y estéril, a la que se añaden antibióticos, a razón de 0,016 mg por litro.

Al cabo de 24-28 horas, aparecen las larvas en D, con un tamaño próximo a las 100 μ , que se recogen en tamices de 40 μ y se pasan a los tanques de cultivos de larvas.

Actividades

Autoevaluación

- 1 Completa las siguientes frases:
 - a. Previo a la estimulación de la puesta es preciso conocer el.....de los reproductores.
 - b. La estimulación debe hacerse en circuitos de agua..... y
 - c. La respuesta de los reproductores a los estímulos químicos para inducción de la puesta suele ser inmediata, pero tienen el inconveniente de que pueden.....
 - d. Se debe tener cuidado con la estimulación de puestas en las especies hermafroditas para evitar la

- 2 Completa el siguiente cuadro:

ESPECIE	T.º PARA LA INDUCCION DE LA PUESTA
OSTRA	
ALMEJA	
VIEIRA	

Aplicaciones

- 1 En todos los libros de acuicultura se insiste en la necesidad de mantener permanente limpias todas las instalaciones, tuberías, tanques, piscinas, etc. Una buena parte de esos textos, se dedica a ilustrar los métodos y sustancias más adecuados para llevar a cabo esa limpieza con eficacia y garantía, sin dañar a los animales estabulados. ¿A qué crees que es debido?

- 2 La inducción de la puesta por shocks térmicos es muy frecuente en los criaderos de almeja y vieiras, pero relativamente rara en los criaderos de ostra. Razona la causa.

- 3 Las técnicas de fertilización de ovocitos de almeja puede realizar con las técnicas de fertilización "in vitro" en los mamíferos y especie humana. Con ayuda de una enciclopedia adecuada, elabora un cuadro que resalte las similitudes y las diferencias entre ambas técnicas.

Conoce tu entorno

- 1 Las técnicas de inducción a la puesta se emplean con cierta frecuencia en los criaderos y granjas de determinados animales. Citar algunos casos.
- 2 Con ayuda de la bibliografía adecuada elaborar un cuadro sinóptico que describa las distintas ciencias en que se divide la zootecnia.
- 3 Compara el tiempo que tardan en alcanzar la madurez sexual los bivalvos aquí estudiados con otros animales del entorno, marinos o no, como p. ej., anguila, rodaballo, caballo, etc.
- 4 En el texto se afirma que, además de la serotonina, que han ensayado otras sustancias químicas para provocar la puesta de animales invertebrados. Estudiar cuáles.
- 5 Estudiar la naturaleza química de la serotonina y la causa de su efecto sobre la emisión de gametos.

3

Incubación

La incubación incluye todos los procesos que van desde las primeras divisiones del huevo hasta la formación de larvas planctónicas exotróficas. Estos procesos duran de 24 a 48 horas en función de las especies.

Las condiciones que hay que reunir para que la incubación en un criadero o hatchery sea efectiva son las siguientes:

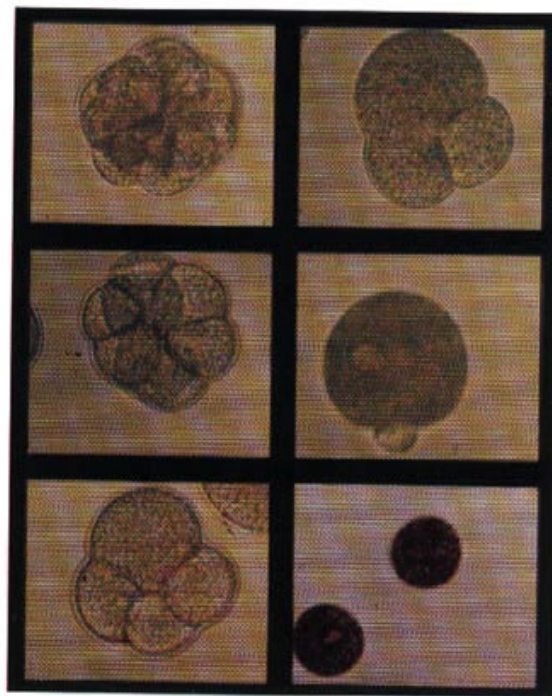
- La incubación debe tener lugar en un recinto aislado con temperatura estable y libre de toda contaminación, ya que esta fase del cultivo de moluscos es una de las más delicadas.

- Una vez fertilizados, los ovocitos se reparten en los tanques de incubación. Estos tanques suelen ser de material plástico (polietileno, fibra de vidrio) de capacidad variable, con el fondo preferentemente cónico aunque también pueden ser plano, y con un desagüe en la base para recoger las larvas al final de la incubación.

- Los tanques se llenan con agua de mar filtrada ($0.4 \text{ ó } 1 \mu$) y esterilizada, y se les coloca a cada uno una varilla de vidrio o metacrilato, conectada a una tubería de distribución de aire, para airear el cultivo. Finalmente, se añade al agua de incubación antibiótico que suele ser cloranfenicol (8 mg/l).

La densidad de huevos en los tanques de incubación dependerá de la especie, variando entre los 20-30 huevos/ml en la vieira a los 50-80 huevos/ml en la almeja.

Dado que en la ostra, la incubación de huevos tiene lugar en la cavidad palcal de la hembra, en los criaderos no existen instalaciones concretas para la incubación, si no que ésta tiene lugar en los propios depósitos de acondicionamiento.



Desarrollo embrionario de los moluscos bivalvos: 1. Ovocitos. **2.** Huevo con cuerpos polares. **3-6.** Segmentación del huevo.

Autoevaluación

1 De las siguientes frases señala las que son verdaderas y las que son falsas:

- En todas las especies de moluscos bivalvos hermafroditas se puede producir autofecundación.
- Los tanques de incubación han de llenarse con agua de mar filtrada por, al menos, 1 μ y esterilizada por Radiación Ultravioleta.
- La densidad a que han de colocarse las larvas en los tanques de incubación depende de la especie objeto de cultivo.
- En los criaderos de ostra, las instalaciones de incubación requieren condiciones especiales y estar aisladas de las instalaciones de cultivo larvario.

2 Relaciona las dos series de términos:

1	Cultivo larvario	A	Serotonina		
2	Incubación	B	Autofecundación		
3	Acondicionamiento	C	Larva exotrófica		
4	Estímulo químico	D	Fertilización ovocito		
5	Hermafroditismo	E	Madurez sexual		

Aplicaciones

1 Uno de los momentos más delicados para la viabilidad de una puesta de almeja o vieira, es la incubación, durante la cual la larva se alimenta de sus propias reservas o no se alimenta en absoluto. Recordemos que la incubación incluye los procesos que van desde las primeras sementaciones del huevo hasta la formación de larvas planctónicas exotróficas. Ello implica estrictos cuidados y exigencias en todo el proceso y materiales empleados. ¿Esos cuidados son compatibles con los siguientes hechos?

- Forrado interior de los tanques con superficies ásperas y rugosas.
- Agua de salinidad 30‰, caliente, filtrada por 5 μ .
- Agua de salinidad 30‰, caliente, filtrada por 0,45 μ .

Conoce tu entorno

1 Hacer una breve comparación entre la "incubación" de los moluscos bivalvos (de almeja, p. ej.) explicada en este texto y la "incubación" que se realiza, por ejemplo, en una granja avícola.

- ¿Tienen el mismo significado biológico?
- ¿Qué condiciones generales han de reunir los incubadores de ambos criaderos?

2 Contruir un pequeño incubador para huevos de gallina y otro para almejas. ¿Son comparables entre sí? ¿Qué elementos son semejantes y cuáles diferentes?

4

Cultivo de larvas de moluscos bivalvos

Contenido

1. Concepto

2. Factores externos que influyen en el desarrollo larvario

- 2.1. Alimentación
- 2.2. Temperatura
- 2.3. Salinidad
- 2.4. pH
- 2.5. Densidad de larvas en el cultivo
- 2.6. Calidad del agua
- 2.7. Agentes patógenos
- 2.8. Aireación

3. Preparación de las condiciones de cultivo

- 3.1. Instalaciones
- 3.2. Factores ambientales
- 3.3. Resultados de la incubación
- 3.4. Dieta

4. Desarrollo del cultivo

- 4.1. Mantenimiento de la instalación
- 4.2. Control de los factores ambientales seleccionados
- 4.3. Renovación del agua en los cultivos
- 4.4. Seguimiento del desarrollo larvario
- 4.5. Técnicas de conteo y medida
 - 4.5.1. Contaje de larvas
 - 4.5.2. Medición de larvas
- 4.6. Suministro de la dieta establecida

1 CONCEPTO

El cultivo de larvas de moluscos bivalvos en instalaciones controladas (criaderos o hatcheries), tiene como misión la obtención de cría para su posterior engorde en el mar, o para la recuperación de bancos naturales agotados.

Este cultivo pretende conseguir los máximos rendimientos durante el desarrollo larvario. Para ello, se intentan reproducir las condiciones ambientales naturales del hábitat de las larvas, como son temperatura, salinidad, pH, etc., y suministrarles un alimento que cubre todos sus requerimientos nutritivos.

La obtención de larvas suele ser a partir de puestas, y posterior incubación, de animales acondicionados en la propia instalación, o de animales maduros recogidos en las épocas naturales de puesta.

DESARROLLO LARVARIO DE LAS PRINCIPALES ESPECIES DE MOLUSCOS BIVALVOS OBJETO DE CULTIVO

ESPECIE	NOMBRE COMUN	LONGITUD MAXIMA EN μ			DURACION DESARR. LARVAS (Días)
		LARVA EN D	UMBONADA	PEDIVE LIGER	
<i>Ostrea edulis</i>	Ostra plana	150 a 180	200	250 a 270	10 a 15
<i>R. decussatus</i>	Almeja fina	100	160	220	20
<i>V. pullastra</i>	Almeja babosa	100	160	220	20
<i>R. semidecussatus</i>	Almeja japonesa	98 a 100	140	180	18
<i>Pecten maximus</i>	Vieira	115 a 120	180	225 a 230	30 a 35
<i>Chlamys varia</i>	Zamburriña	95 a 100	150	210	25

2 FACTORES EXTERNOS QUE INFLUYEN EN EL DESARROLLO LARVARIO

El desarrollo larvario está afectado por una serie de factores externos que influyen en la tasa de crecimiento, la supervivencia y la fijación. Algunos de estos factores pueden ser controlables, tal es el caso de la calidad y la cantidad de alimento, la temperatura, la salinidad, el pH, y la densidad de larvas en el cultivo; mientras que otros factores no lo son, o lo son a menor escala, como la calidad del agua y las enfermedades.

2.1. ALIMENTACION

Durante mucho tiempo, uno de los mayores problemas relacionados con el cultivo de larvas de bivalvos fue la identificación de su alimento. Posteriormente, se descubrió que las larvas se alimentaban de algas unicelulares, las cuales son el único alimento satisfactorio que se conoce hasta el momento.

Como consecuencia de ello, se han aislado gran cantidad de especies, a fin de conocer su valor alimenticio, y se han determinado las condiciones fundamentales para que un alga sea utilizable como alimento.

Las algas que las larvas utilizan como alimento han de reunir las siguientes características:

- Tamaño adecuado (menor de 10 μ).
- Digeribles.
- Composición equilibrada, es decir, han de tener los carbohidratos, proteínas, lípidos y vitaminas necesarios.
- Importa la presencia y el grosor de la pared celular.
- Importa el grado de toxicidad de sus metabolitos.
- Es conveniente que sean móviles, ya que se mantienen más fácilmente en suspensión siendo así accesibles a las larvas.

Las especies más utilizadas son las que se muestran en la tabla siguiente:

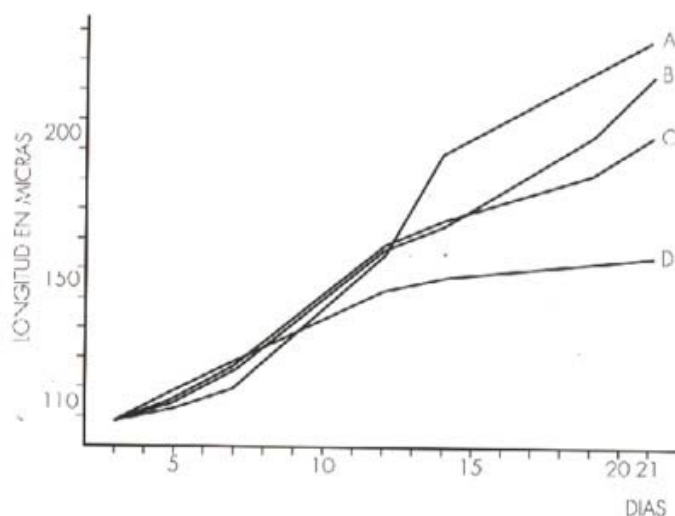
CLASE	ESPECIE
BACILLARIOPHYCEAE	<i>Skeletonema costatum</i> <i>Thalassiosira pseudonana</i> <i>Phaeodactylum tricorutum</i> <i>Chaetoceros calcitrans</i> <i>Chaetoceros gracilis</i>
HAPTOPHYCEAE	<i>Isochrysis galbana</i> <i>Isocrysis galbana "Tahit"</i> <i>Monochrysis (Pavlova) lutheri</i> <i>Dicrateria inornata</i>
PRASINOPHYCEAE	<i>Tetralsemis suecica</i> <i>Pyramimonas grossii</i>
CHLOROPHYCEAE	<i>Dunaliella tertiolecta</i>
CRYPTOPHYCEAE	<i>Rhodomonas baltica</i>

Normalmente se obtienen mejores crecimientos cuando se mezclan varias especies de algas.

La concentración de algas que se necesita para alimentar a las larvas depende en gran medida del tamaño de las células, aparte de otros factores, como pueden ser la densidad de larvas o su tamaño.

Generalmente, se suele utilizar una cantidad de alimento equivalente al volumen de 100 células de *Isochrysis galbana* por microlitro de cultivo de larvas, o, más correctamente, una cantidad de comida de alrededor del 20% del peso seco de las larvas.

El valor alimenticio de una especie está sujeto a variaciones considerables, de acuerdo con la edad del cultivo, densidad, composición química, medio en el que se cultiva y flora bacteriana acompañante.



Crecimiento de larvas de *Ruditapes pullastra* alimentadas con distintas concentraciones del alga *M. lutheri*
(Según Pérez Camacho y otros).

A. 100 células por microlitro.
B. 15 células por microlitro.

C. 50 células por microlitro.
D. 25 células por microlitro.

2.2. TEMPERATURA

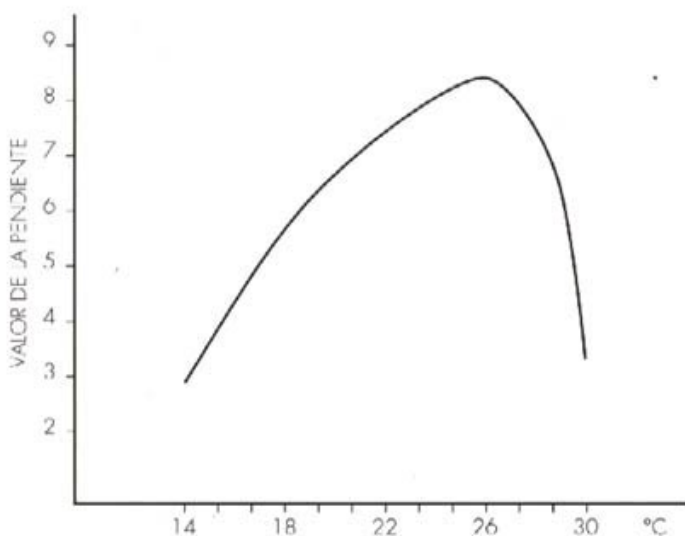
En la mayoría de los moluscos bivalvos de las aguas templadas, la tasa de crecimiento de sus larvas aumenta a medida que se aumenta la temperatura hasta, aproximadamente, los 30°C. Sin embargo, las altas temperaturas favorecen el crecimiento bacteriano, que afecta negativamente a la supervivencia de las larvas.

Para la ostra, la tasa media de crecimiento larvario aumenta progresivamente con la temperatura, desde 10°C a 25-27°C, y disminuye, a 30-32°C, teniendo un crecimiento satisfactorio tan sólo entre 17,5-30°C.

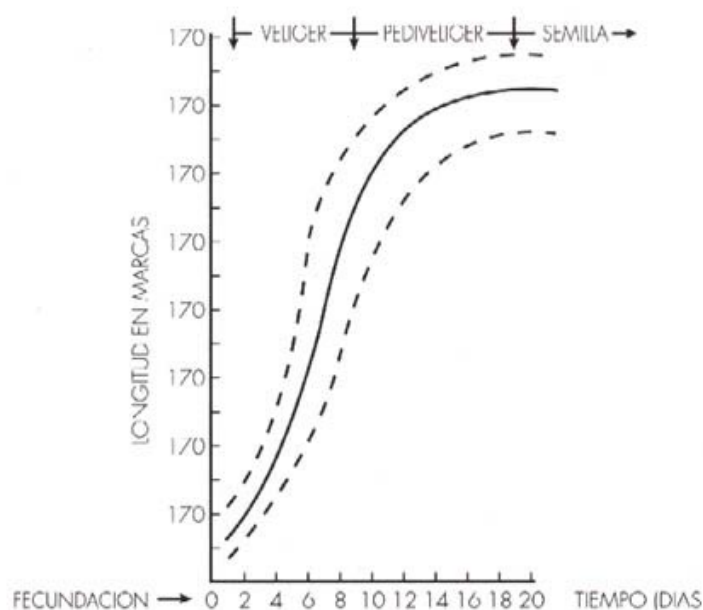
La temperatura juega un papel muy importante a la hora de acortar el tiempo del desarrollo larvario. Larvas de ostra cultivadas a 17,5°C tardan 26 días en fijarse, mientras que si se mantienen a 20°C tardan 14 días.

La almeja babosa y fina incrementa la tasa de crecimiento larvario a partir de 14°C de temperatura, con un máximo de 26°C disminuyendo a continuación.

Las larvas de pectínidos tienen una tasa de crecimiento alta cuando se cultivan a 17-18°C, si la temperatura del agua pasa de 25°C las larvas mueren.



Pendiente de las rectas de crecimiento de *R. pullastra* cultivadas a distintas temperaturas (Según Pérez Camacho y otros).



Curva de crecimiento de larvas de almeja japonesa bajo condiciones controladas a 25°C de temperatura

2.3. SALINIDAD

Al parecer, la salinidad es un factor que tiene menos importancia sobre el desarrollo larvario que otros factores como la temperatura y el alimento, lo cual es lógico, si se piensa que la mayor parte de los moluscos bivalvos con los que se ha trabajado son de estuario o de aguas costeras, y probablemente, experimentan fluctuaciones considerables en salinidad durante su vida pelágica.

La ostra plana tiene, para un buen crecimiento y fijación, un límite inferior de salinidad del 22.5‰. Con un 20‰ de salinidad, el crecimiento larvario se vuelve lento, y por debajo del 17‰ las larvas mueren.

La mayoría de las larvas de bivalvos muestran tolerancia en amplios rangos de salinidades. De todos modos las salinidades bajas impiden el crecimiento y colapsan el cultivo. El óptimo estaría entre 25 y 35‰.

2.4. PH

Aparentemente, el pH del agua de mar puede fluctuar sobre amplios márgenes sin afectar a las larvas de bivalvos, no obstante, por debajo de 6.75 el crecimiento es bajo.

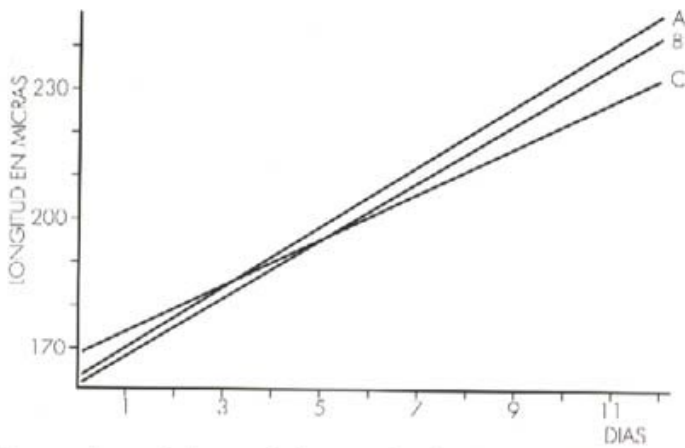
2.5. DENSIDAD DE LARVAS EN EL CULTIVO

La densidad a la que las larvas pueden ser cultivadas varía con su tamaño. Normalmente hay un amplio rango de concentraciones aceptables, disminuyendo la tasa de crecimiento a medida que aumenta la concentración.

En la generalidad de las especies, se puede esperar un buen crecimiento, si las densidades se mantienen por debajo de las mostradas en la siguiente tabla:

TALLA DE LARVAS	N.º/ml.
50-100 µ	15
100-200 µ	8
200-300 µ	5
+300 µ	1

Las causas de la disminución del crecimiento al aumentar la densidad, son debidas a los choques entre las larvas y a los efectos deletéreos de las concentraciones más altas de productos de excreción. También influye la menor cantidad de alimento por larva, toda vez que el aumento de concentración de alimento, a partir de un cierto nivel, tiene efectos negativos.



Curva de crecimiento de larvas de almeja japonesa bajo condiciones controladas a 25°C de temperatura.

2.6. CALIDAD DEL AGUA

La calidad del agua es problema persistente cuando se cultivan animales pelágicos pequeños. La alta relación superficie-volumen de las larvas y su exposición obligada a cualquier sustancia que se encuentre en el agua, las hace altamente susceptibles a pequeñas concentraciones de sustancias tóxicas o agentes causantes de enfermedad.

El uso de agua artificial a la hora de cultivar larvas evita estos problemas, no obstante los resultados no son tan buenos como con agua natural.

Como norma, el agua debe ser filtrada para eliminar organismos indeseables. Una vez filtrada, es conveniente esterilizarla, bien con ozono, bien con radiaciones U.V. o cualquier otro de resultados contrastados a nivel industrial. El tratamiento con U.V. es eficaz como preventivo contra enfermedades producidas por hongos, además de actuar como desinfectante evitando la proliferación de bacterias patógenas.



Equipo de esterilización por radiación ultravioleta

2.7. AGENTES PATOGENOS

Las fuertes mortandades de larvas y postlarvas, que ocasionalmente pueden producirse en un criadero, suelen ser de origen bacteriano, y están causadas bien por grandes proliferaciones de bacterias, que superan la densidad de 107 bacterias/ml, o bien por cepas patógenas, en particular de *Vibrio*.

El empleo de agua tratada, es decir, filtrada y esterilizada con radiación U.V. inhibe el desarrollo de agentes patógenos.

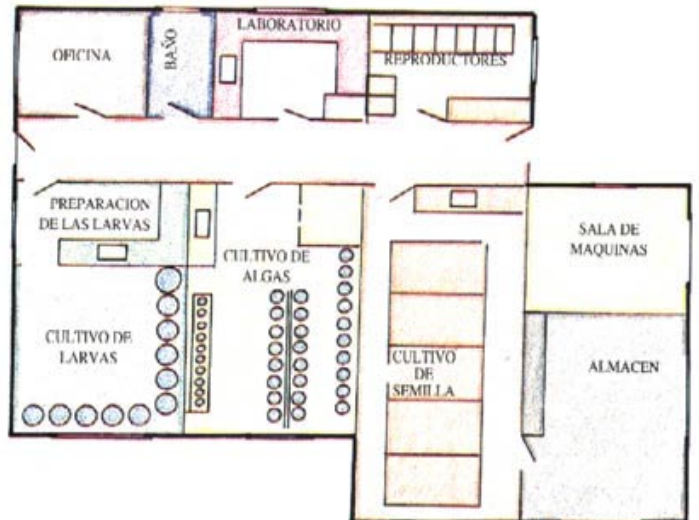
No obstante, si bien una buena filtración y una estricta limpieza son indispensables, no siempre resultan suficientes, y en ocasiones aparecen bacterias en los cultivos, que en la mayor parte de los casos proceden del fitoplancton utilizado como alimento, lo que hace necesario recurrir al uso de antibióticos.

Dentro de los antibióticos los más utilizados son el cloranfenicol, a una concentración de 2-8 mg/l, que tiene un amplio espectro y una estabilidad alta en agua de mar, y la mezcla de penicilina (50 mg/l) y estreptomycin (50 mg/l), que son poco estables y de espectro más reducido.

2.8. AIREACION

La aireación de los tanques de cultivo mejora la tasa de crecimiento, pues favorece una distribución uniforme del alimento en el agua y supone un ahorro de energía para las larvas, al ser mantenidas pasivamente en la columna de agua por las corrientes de turbulencia.

3 PREPARACION DE LAS CONDICIONES DE CULTIVO



Esquema de las distintas secciones de una planta de moluscos bivalvos.

3.1. INSTALACIONES

El cultivo de larvas en criaderos (instalaciones artificiales controladas) requiere unas condiciones concretas para obtener rendimientos satisfactorios.

Debe realizarse en un recinto aislado con temperatura estable y libre de toda contaminación. Normalmente esta fase del cultivo se realiza en el mismo recinto utilizado para la incubación (salvo en el caso de cultivar larvas de ostra plana, donde la incubación tiene lugar en el interior de la hembra, por tanto en la instalación de acondicionamiento).

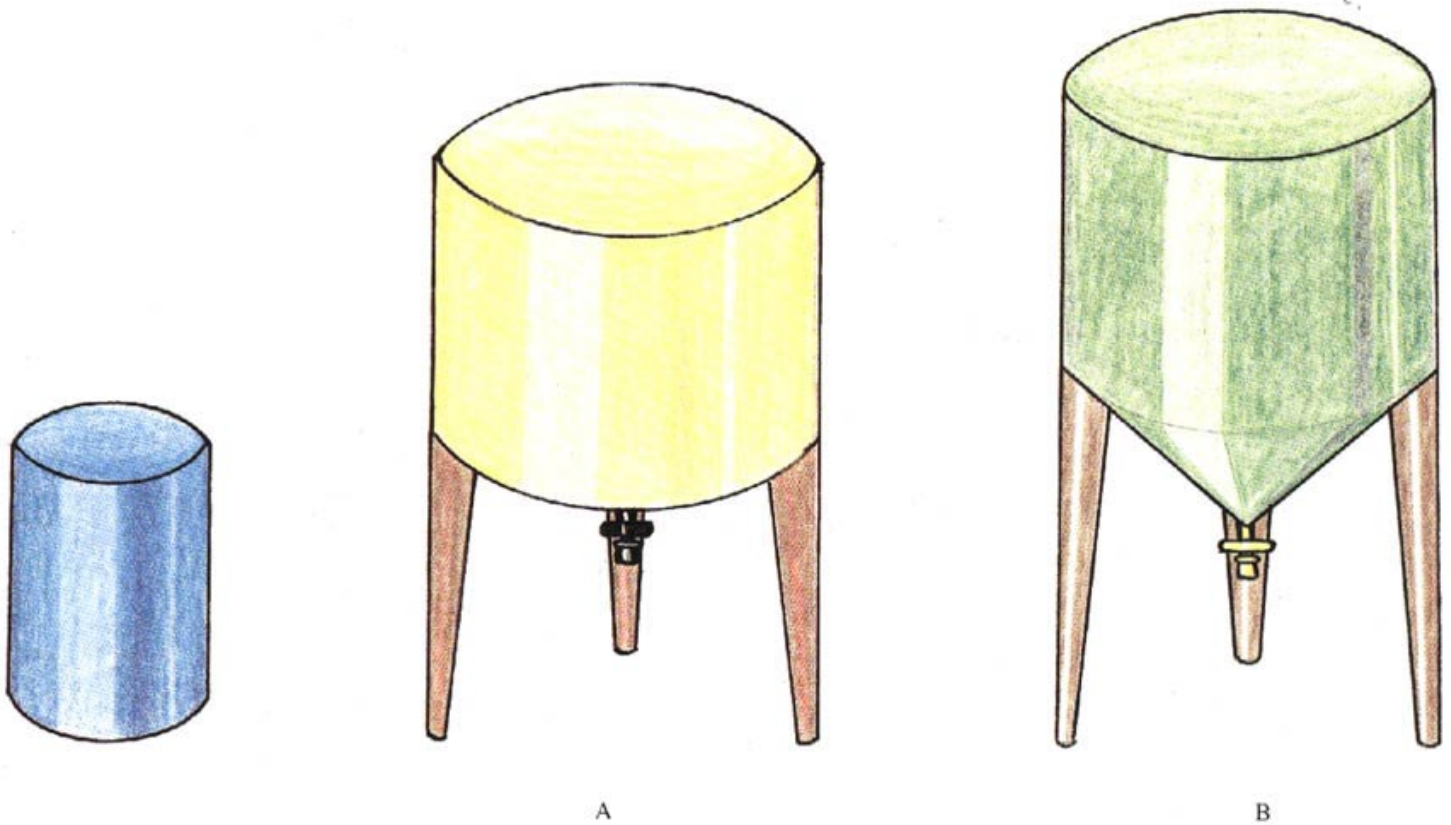
Los tanques que se emplean para el cultivo de larvas suelen ser de material plástico (polietileno, fibra de vidrio), de capacidad variable (lo más común es que tengan entre 50 y 400 litros de volumen), de fondo preferentemente cónico, aunque también pueden ser planos, y con desagüe en la base para recoger las larvas.

Los tanques se lavan, antes de su utilización, con agua dulce y detergente, dando el último aclarado con el agua de mar que se emplea durante el cultivo.

A estos tanques se les pone una varilla de vidrio o metacrilato para airear suavemente el cultivo. Esta varilla está conectada, con una tubería de plástico flexible, a un sistema general de distribución de aire, que previamente pasa por un filtro de cartucho de 1μ para eliminar cualquier partícula que pueda contaminar el cultivo.

El agua que se emplea para el cultivo de larvas de bivalvos debe estar filtrada como mínimo a 1μ y si se puede a $0,45 \mu$, y según los casos, se esteriliza con radiación U.V.

El agua de mar tiene que ser calentada a una temperatura que oscila entre los 17 y 25°C (según la especie), para lo cual se la hace pasar por un intercambiador de calor con termostato. A fin de mantener la temperatura deseada y evitar fluctuaciones, los tanques de cultivo se mantienen en habitaciones provistas de aire acondicionado.



Tanques de cultivo larvario.

A. De fondo plano. **B.** De fondo cónico.

La sala de larvas del criadero de ostras

1. Diseño, capacidad y materiales de los tanques.

Son normalmente tanques troncocónicos para las larvas y de fondo plano para la fijación, de 100 ó 150 a 450 ó 500 litros de capacidad, fabricados en poliuretano o poliéster con fibra de vidrio.

2. Poro de los filtros.

Una serie desde 80 a 300 micras (80, 100, 140, 180, 200, 240 ó 260 y 300).

3. Calidad del agua y renovación en los tanques.

Se usa agua caliente a 19°C ó 20°C, filtrada y esterilizada, realizándose la renovación del agua en los tanques cada dos días. Aprovechando la renovación del agua se debe proceder al estudio de la población larvaria, vigilando el estado general de la misma y midiéndola. Cuando una población larvaria manifiesta síntomas claros de alteraciones profundas en su desarrollo, es preferible desecharla entera, antes que intentar llevar adelante el cultivo. En este caso, el tanque ha de ser sometido a una limpieza profunda antes de acoger una nueva población larvaria.

4. Densidad de larva aconsejable en el cultivo.

1.000 larvas por litro, si bien algunos criaderos (por ejemplo: la Satmar) llegan a las 5.000 por litro hasta el comienzo de la metamorfosis, momento en el cual reducen la densidad a 1.000 por litro.

5. Alimentación de las larvas.

Son numerosas las dietas aconsejadas para la alimentación de larvas de ostras. Como ejemplo, citamos una cuyos resultados han sido aceptables: 25 células de *Isochrysis galbana* más 25 células de *Monochrysis lutheri*, más 5 células de

Tetraselmis suecica, por microlitro de cultivo, realizada en días alternos, coincidiendo con la renovación del agua.

6. Desinfección de las larvas.

Son numerosos los acuicultores que ven necesario añadir antibióticos al agua de cultivo con el objetivo de garantizar la salud de las larvas. El antibiótico más usado es el cloranfenicol que, en días alternos, coincidiendo con la renovación de agua, se añade en la proporción de 0,25 gramos por cada 100 litros de cultivo.

7. Número de tanques necesarios.

Se aplica la siguiente fórmula:

$$T = \frac{P : D}{A : B} + C$$

Donde T es el número de tanques a calcular, P la producción anual de larvas que se quiere conseguir, D el número de larvas por tanque, A el número de días al año que puede ser utilizado un tanque, B el número medio de días que un cultivo permanece en un tanque y C el número de tanques de fondo plano calculados para el mantenimiento de las postlarvas antes de estabularlas, como cría, en las piscinas.

Si calculamos D en 500.000 larvas (tanques de 500 litros, a razón de 1.000 larvas por litro), A en 300 días, B en 20 días (incluyendo 2 de parada para limpieza del tanque entre cultivo y cultivo) y C en 3 ó 4 tanques planos, la fórmula se reduce a:

$$T = \frac{P}{75.000} + C$$

3.2. FACTORES AMBIENTALES

Durante el tiempo que dure el cultivo de larvas hay que controlar, prioritariamente, la temperatura del agua de los tanques, ya que es uno de los factores limitantes del cultivo, también se puede controlar la salinidad y el pH, pero estos parámetros suelen variar poco.

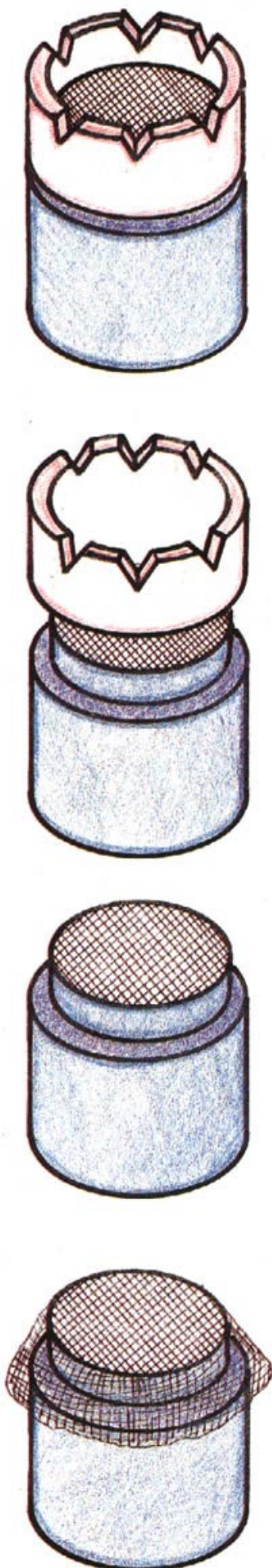
La temperatura se mide con un termómetro (°C), la salinidad con un salinómetro (‰) y el pH con un pH-metro. Es conveniente, siempre que se pueda, emplear sensores para medir estos parámetros, ya que permiten obtener un registro continuo del factor a controlar.

3.3. RESULTADOS DE LA INCUBACION

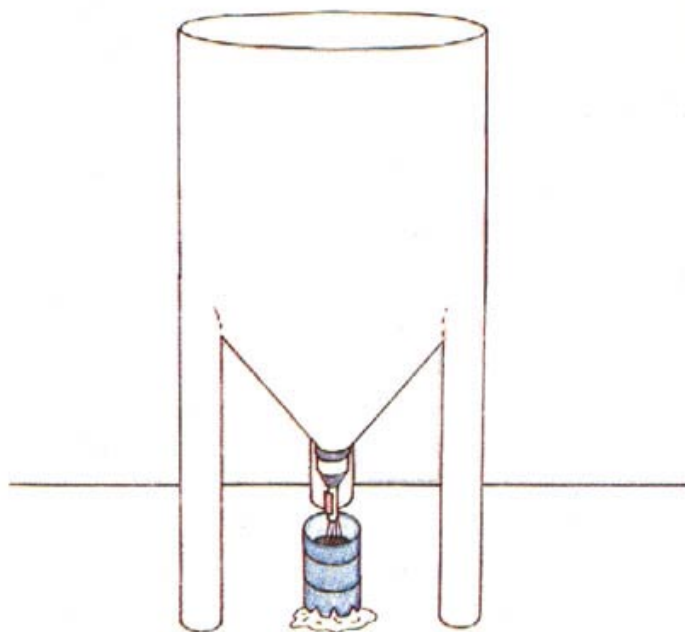
El cultivo de larvas de almeja y pectínidos comienza al terminar la incubación, que suele durar de 24 a 48 horas a partir de la puesta.

Una vez transcurrido este tiempo se realizan las siguientes operaciones:

- Vaciado de los tanques de incubación, para lo cual se abre el desagüe y el agua del tanque pasa a través de una batería de dos filtros, uno superior de 100 μ que retiene los detritos y uno inferior de aproximadamente 40 μ que retiene las larvas.



Preparación de filtros para la retención de larvas.



Vaciado de un tanque de cultivo larvario.

- El tamiz que tiene las larvas se deposita en una bandeja con agua de mar para que los animales no queden en seco.

- Seguidamente, las larvas se miden al microscopio. La medida que se toma es la longitud. Las larvas resultantes de la incubación están en el estado de veliger en forma de D o de charnela recta.

- También se calcula el porcentaje de muertas y de anormales presente siempre en todo cultivo. Se consideran anormales a las siguientes:

- Después de la fertilización el huevo no desarrolla y se desintegra (en este caso no existe larva).
- El desarrollo se para antes de llegar al estado de trocófora (tampoco existe larva).
- La larva trocófora no secreta la concha.
- Se produce una concha pequeña y de forma rara.
- La concha parece normal pero el velo no puede retraerse dentro de la concha y aparece deformado.
- La charnela está curvada.
- La concha y el velo son normales pero no se alimenta (se distinguen durante el desarrollo del cultivo ya que presentará un aspecto blanquecino).

- Se calcula la tasa de celosión, para lo cual se cuenta el número de larvas y se haya el porcentaje en función del número de huevos incubados.

- Finalmente, las larvas se introducen, a la densidad deseada, en los tanques de cultivo preparados al efecto, es decir, llenos de agua de mar filtrada y esterilizada y con la dosis de antibiótico (normalmente 8 mg/l de cloranfenicol), estos tanques pueden ser los mismos que se utilizaron para la incubación.

3.4. DIETA

La principal fuente de alimento para las larvas proviene de cultivos monoespecíficos de algas unicelulares producidos en la propia instalación.

Una vez establecida la ración que se va a suministrar, es decir, el número de células por microlitro de cultivo y el número de especies, se calcula el volumen de cultivo de fitoplancton que hay que añadir a los tanques de larvas para cubrir la dieta fijada.

4 DESARROLLO DEL CULTIVO

4.1. MANTENIMIENTO DE LA INSTALACION

Mientras dure el cultivo larvario hay que mantener toda la instalación en perfectas condiciones.

Primeramente los tanques de cultivo deben limpiarse enérgicamente, cada vez que se cambia el agua de las larvas.

Semanalmente se limpia el circuito de agua con productos desinfectantes tales como lejía (3 mg de cloro activo por litro de agua). El sistema de filtrado hay que controlarlo, cambiando regularmente los filtros para evitar que el caudal de agua disminuya. También hay que controlar las lámparas de UV, que tienen una duración limitada.

El filtro del sistema de aireación se cambia cuando está sucio, para evitar problemas en la difusión de aire.

Finalmente, el recinto donde se realiza el cultivo debe mantenerse limpio y así prevenir contaminaciones en el cultivo de larvas.

Limpieza de los tanques

Cada vez que se renueva el agua y una limpieza fuerte cada vez que se cambia de población larvaria. La limpieza se hace, primero con agua y jabón enjuagando bien. Acto seguido con lejía, volviendo a enjuagar. Cuando se prevea que un tanque va a quedar vacío durante un cierto período de tiempo, es conveniente llenarlo con agua y lejía para evitar la acumulación de gérmenes patógenos.

4.2. CONTROL DE LOS FACTORES AMBIENTALES SELECCIONADOS

Diariamente, o cada vez que se cambia el agua del cultivo, se deben medir la temperatura, salinidad y pH del agua de cultivo, apuntando los datos en una tabla elaborada al efecto.

TEMPERATURA DEL AGUA PARA EL CULTIVO LARVARIO	
ESPECIE	TEMPERATURA OPTIMA
Ostra plana	17,5 a 30°C
Almeja fina	14 a 20°C
Almeja babosa	14 a 26°C
Vieira	17 a 18°C
Zamburiña	17 a 18°C

4.3. RENOVACION DEL AGUA EN LOS CULTIVOS

El agua de los tanques de cultivo se renueva cada dos días, de la manera siguiente:

- Se vacía el tanque haciendo pasar el agua a través de dos o más tamices de diferente luz de malla, uno superior para retener los detritos y uno inferior para retener las larvas, la malla de este último tamiz variará, a lo largo del cultivo, en función de la talla de las larvas. Como norma se suelen emplear tamices que tengan 60 μ por debajo del tamaño de las larvas (por ejemplo, si las larvas miden unas 160 μ el tamiz inferior será de 100 μ).

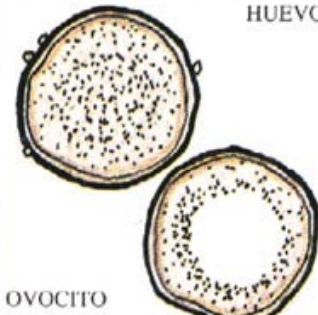
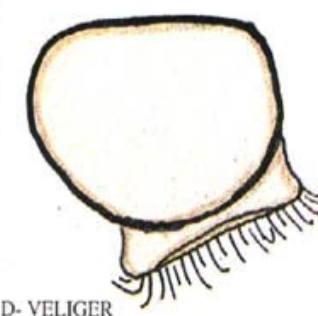

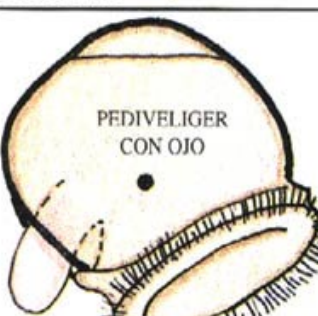
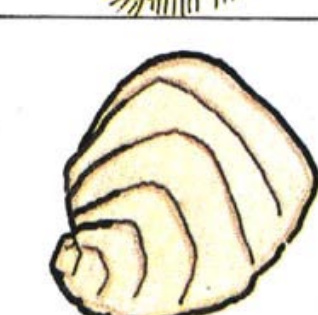
- Una vez vacío el tanque, se lava y se llena con agua de mar filtrada y esterilizada, añadiendo el antibiótico.

4.4. SEGUIMIENTO DEL DESARROLLO LARVARIO

A lo largo del cultivo, las larvas pasan por las distintas fases y formas larvarias, cuya duración dependerá de la especie cultivada, así como de las condiciones generales de cultivo. Por ello se hace necesario que los días que se renueva el agua de los tanques se lleve a cabo el control y seguimiento de las larvas, midiéndolas y calculando el porcentaje de anormales y muertas.

Cuando adquieren un talla tal que les permita quedar retenidas en un tamiz de mayor diámetro del que ya están, se vuelven a filtrar y se cuenta el número de larvas que quedan en el tamiz mayor, siendo éstas las que siguen el cultivo. Se eliminan de este modo, las muertas y parte de las anormales que de alguna manera podrían interferir negativamente en el cultivo.

Al aproximarse el momento de la fijación, es necesario cambiar las condiciones de cultivo adecuándolas a las características propias cada especie.

ESTADO	EDAD
 <p>HUEVO</p> <p>OVOCITO</p>	0 - 24 horas
 <p>D-VELIGER</p>	1 - 6 días
 <p>UMBONADA</p>	7 - 14 días
 <p>PEDIVELIGER CON OJO</p>	14 - 21 días
 <p>SEMILLA JOVEN</p>	21 días

Estados del desarrollo larvario y metamorfosis de la ostra en un criadero.

4.5. TÉCNICAS DE CONTAJE Y MEDIDA

Las operaciones de conteo de huevos y larvas, y el cálculo de la talla de estas últimas, son de gran importancia para mantener las correctas condiciones de cultivo.

4.5.1. Contaje de larvas

Para proceder a su conteo, las larvas se sitúan en una probeta de 1 ó 2 l, llena de mar agua filtrada a 1 μ . Después de agitar el agua hasta conseguir una distribución uniforme de las larvas, bien mediante una varilla provista en su extremo inferior de un disco agujereado, o bien tapando la probeta e invirtiéndola varias veces, se introduce una pipeta hasta la mitad de la probeta y se toma una muestra de 1 ml, que se traslada a la cámara de conteo y se cuenta en el microscopio o en la lupa.

Las cámaras de conteo están divididas internamente en cuadrados (50x20), siendo necesario contar la totalidad de la cámara pues la distribución de las larvas en la misma no suele ser muy regular.

Una excesiva cantidad de larvas puede dificultar el conteo, por lo que es conveniente no sobrepasar las 1000 larvas por cámara. Si la agitación se ha hecho correctamente, con 3-5 contajes será suficiente para obtener una buena estimación del número de larvas de la probeta.

Después de conocer la cantidad de larvas de la probeta, se calcula el volumen que contendrá el número necesario de larvas para cada tanque de cultivo y se harán las partes correspondientes, teniendo buen cuidado de agitar la probeta cada vez que se tome una parte del agua de la misma.

El conteo de los huevos se realiza igual que el de las larvas, pero en este caso la agitación ha de hacerse suavemente al objeto de no dañarlos.

4.5.2. Medición de larvas

Para medir las larvas, se procede a tomar una muestra de 200-300 directamente del tamiz, mediante una pipeta, y ha situarlas en un portaobjetos. Antes de colocar el cubreobjetos se procederá a añadir una gota de lugol, para impedir que las larvas se muevan.

La observación se realiza con un microscopio, provisto de un ocular graduado, a 100 ó 200 aumentos.

Las larvas se miden en su dimensión mayor, que coincide con el eje antero-posterior. El número de larvas medido en cada tanque de cultivo oscila entre 50 y 100, dependiendo de la amplitud de tallas de la misma, y se agrupan en clases de 5 ó 10 μ , calculándose finalmente la talla media de la muestra.

4.6. SUMINISTRO DE LA DIETA ESTABLECIDA

Cada dos días, o dicho de otro modo, cada vez que se renueva el agua de los tanques de cultivo, se procede a añadir el alimento.

El alimento consiste en una o varias algas unicelulares, producidas en el propia planta de cultivos. La dieta se suministra de la misma forma que la expuesta en el apartado 3.4.

Sección de cultivo de larvas en el criadero de almejas

Requiere un gran espacio en el criadero y condiciones ambientales y estructurales específica, por lo que, a menudo, conforma una sala más o menos independiente. En los criaderos polivalentes (donde se cultiva más de una especie de moluscos) puede compartirse este espacio con el utilizado para la cría de larvas de otras especies, ya que la mayor parte de los requerimientos son comunes.

1. Tanques.

Durante los primeros 15 días, en depósitos de fibra de vidrio u poliéster o similar, de superficie interior lisa, fondo cónico y, aproximadamente 500 litros de capacidad.

Los últimos 15 días en tanques de igual capacidad y características pero de fondo plano.

2. Tamices necesarios.

A lo largo del cultivo y, cada vez que se cambia el agua de los tanques, se procede al tamizado de las larvas. Para ello se requiere disponer de una serie desde 40 a 300 micras de apertura de malla.

3. Temperatura del agua y renovación del agua en los tanques.

Se mantendrá a 20°C, renovándose en los tanques cada dos días. Cada vez que se renueva el agua se procede al estudio del cultivo, vigilando el estado general de las larvas en cada uno de los tanques. Una vez vacíos los tanques, mientras se procede al estudio de la población larvaria, se lavan (con jabón) y enjuagan a fondo. Esta limpieza debe hacerse más intensa, incluso con lejía, cada vez que un tanque va a albergar una nueva población larvaria.

Los tanques que, por las circunstancias que sean, esté previsto permanezcan vacíos durante un cierto período de tiempo, conviene llenarlos con agua y lejía para evitar la acumulación de gérmenes patógenos.

4. Densidad de las larvas en el cultivo.

Es aconsejable, no sobrepasar las 5.000 larvas por litro de cultivo.

5. Alimentación de las larvas.

Se procede a la alimentación cada vez que se renueva el agua de los tanques. Una buena dieta es la compuesta por una mezcla de *I. galbana*, *M. luthery* y *T. suecica*, en la proporción de 25:25:5 células respectivamente por microlitro de cultivo.

6. Desinfección de las larvas.

Muchos criadores ven necesario prever el desarrollo de gérmenes patógenos y garantizar el estado de salud de las larvas, añadiendo al agua de cultivo antibióticos. Uno de los más usados es el cloranfenicol, a razón de 8 mg por litro de cultivo, añadido cada vez que se renueva el agua de los tanques.

7. Número de tanques en la sala de larvas.

Aplicamos la misma fórmula descrita para el cálculo del número de tanques de cultivo larvario en el criadero de ostras, si bien no es necesario sumarle el valor de C. Queda, por lo tanto:

$$T = \frac{P : D}{A : B}$$

Donde T es el número de tanques a calcular, P el objetivo de producción de larvaria a lo largo del año, D el número de larvas por tanque, A el número de días al año que un tanque puede estar ocupado y B el número medio de días que un cultivo permanece en el tanque.

Lógicamente los valores de D y B son distintos en la almeja que en la ostra, pudiendo estimarse sus valores respectivos en 2.500.000 larvas por tanque (para tanques de 500 litros) y 28 días de permanencia de un cultivo en un tanque. Con estos datos, la fórmula resumida quedaría:

$$T = P : 275.000$$

Práctica III.-CALCULO DEL NUMERO DE TANQUES EN LA SALA DE LARVAS DE OSTRA

Al igual que en las prácticas anteriores se trata de hacer los cálculos necesarios a través de un ejemplo práctico.

Definición del problema

¿Cuántos tanques serían necesarios en un criadero que fijara en 50.000.000 las larvas a cultivar?

Planteamiento

El cálculo se realiza con los siguientes datos.

1) Número de larvas por tanque. Suponiendo que los tanques son de 500 litros podemos introducir una densidad de 500.000 larvas por tanque.

2) Suponemos una media de 20 días (incluyendo dos de parada para la limpieza del tanque) hasta el fin de la fijación de la totalidad de las larvas de cada tanque y

que el tanque está en activo 300 días al año (dado que no siempre dispondremos de puestas para llenar todos los tanques).

La fórmula sería: $50.000.000$ de larvas/ 500.000 larvas por tanque = 100 veces que han de ser usadas los tanques.

Como cada tanque está en uso 300 días cada año (hay que descontar los días en que por falta de larvas los tanques han de estar parados, así como los inevitables errores) y la permanencia media de cada cultivo es de 20 días, cada tanque podrá ser usado $300/20 = 15$ veces a lo largo del año.

Dividiendo $100/15 = 7$ tanques que necesitaremos, suponiendo una distribución uniforme de las puestas en los 300 días calculados.

A estos tanques, habría que añadir los que ocuparíamos con la cría recién despegada (3 ó 4). El resultado final sería de 10 u 11 tanques, de los cuales 7 serían de fondo cónico y 3 ó 4 de fondo plano.

Práctica IV.-CALCULO DEL NUMERO DE TANQUES EN LA SALA DE LARVAS DEL CRIADERO DE ALMEJAS

Objetivo.

A través de la resolución de un problema práctico seguir, paso a paso, los razonamientos que llevan a la formulación descrita en el texto para calcular el número de tanques en la sala de larvas del criadero de almejas.

Definición del problema

¿Cuántos tanques de 500 litros serían necesarios en un criadero de almeja que deseara obtener 100 millones de larvas?

Planteamiento

Según lo explicado en el texto, cada tanque podrá albergar una población de 2.500.000 larvas, durante un período de 20 a 30 días (la duración media de la fase lar-

varia natante, en las condiciones descritas es de unos 26 días). Añadimos dos días más de parada del tanque entre cultivo y cultivo, con lo que cada población representa un nivel de ocupación de 28 días.

Suponiendo que el tanque está en activo 300 días al año (no siempre hay puestas, no es posible mantener llenos todos los tanques), el razonamiento a aplicar será:

Desarrollo y solución

100 millones de larvas/ $2.500.000$ larvas por tanque = 40 veces que han de ser usados los tanques.

Como cada tanque está en uso 300 días al año y la permanencia media es de 28 días, cada tanque puede ser usado $300/28 = 11$ veces a lo largo del año. Dividiendo $40/11 = 4$ tanques, que es la solución pedida ya que el resultado de la división, se redondea siempre por arriba.

Autoevaluación

1 Completar el siguiente cuadro, referido al cultivo larvario de moluscos bivalvos:

ESPECIE	T. ^ª MAXIMA	T. ^ª MINIMA	T. ^ª OPTIMA
OSTRAS			
ALMEJAS			
PECTINIDOS			

2 Señalar las condiciones aceptables del agua destinada al cultivo larvario de moluscos bivalvos, respecto de los siguientes:

SALINIDAD	
pH	
FILTRACION	
ESTERILIZACION	
AIREACION	
RENOVACION	

3 Realizar una planificación semanal de la limpieza de la sección de cultivo larvario, marcando con una X lo que corresponda:

DIAS DE LA SEMANA	LIMPIEZA DE TANQUES CON AGUA, JABON	LIMPIEZA DE TANQUES CON AGUA, JABON y LEJIA	LIMPIEZA DE TUBERIAS
LUNES			
MARTES			
MIERCOLES			
JUEVES			
VIERNES			
SABADO			
DOMINGO			
LUNES			

Aplicaciones

1 La obtención de larvas en el criadero suele ser a partir de puestas de reproductores en acondicionamiento o de puestas de animales maduros recogidos en las épocas naturales de puesta. ¿Qué ventajas o desventajas tienen una u otra solución?

2 El fitoplancton suministrado como alimento a las larvas de moluscos, no debe ser superior a un determinado tamaño ni inferior a otro. ¿Por qué?

3 En los criaderos se procura evitar las altas temperaturas en los cultivos, ya que favorecen el crecimiento de bacterias, algunas probablemente patógenas. ¿Es ésta, la única razón para el rechazo?. Relaciónalo con los conceptos de Temperatura Máxima, Mínima y Óptima aplicables a todas las especies animales.

4 En el texto se dice: "El uso de agua artificial a la hora de cultivar larvas evita estos problemas (presencia de contaminantes, orgánicos o inorgánicos, etc), no obstante los resultados no son tan buenos como con agua natural". ¿A qué crees que es debido?

5 En el texto se dice: "Es conveniente, siempre que se pueda, emplear sensores para medir estos parámetros (temperatura, pH, salinidad, oxígeno disuelto, etc), ya que permiten obtener un registro continuo del factor a controlar". Sin embargo, en la mayor parte de los criaderos apenas se usan, recurriendo a termómetros, pHmetros, salinómetros para hacer mediciones puntuales. ¿A qué crees que es debido, el que esta recomendación apenas se aplique?

Conoce tu entorno

1 Son varios los cultivos de animales que incluyen entre sus fases una fase larvaria. ¿Cuáles son más o menos frecuentes en tu entorno?

2 Citar formas larvarias de diversos animales fácilmente observables a simple vista en el entorno propio.

3 Algunas de esas formas larvarias son incluso más dañinas o más beneficiosas, desde un punto de vista agropecuario o industrial, que los adultos. Citar los casos que se conozcan.

4 Comparar la duración de las fases larvarias de los moluscos bivalvos estudiados en este texto con las de otros animales, como p. ej., nécora, bogavante, rana, etc.

1 OSTRA

Al cabo de 10-12 o más días de cultivo (tomando como día cero el de la emisión de larvas por parte de las ostras), las larvas presentan un tamaño de unas 250-280 μ , tienen ojo y un pie altamente desarrollado, y comienzan a fijarse para sufrir la metamorfosis.

La fijación suele durar una semana. Este proceso se puede considerar como una fase de enlace entre el cultivo larvario y el cultivo de semilla.

Cuando en las larvas aparecen las características que indican la proximidad de la fijación (en especial el ojo), es preciso decidirse por la técnica a usar para favorecer la fijación de la semilla y posterior "despegue".

Recordemos que la ostra es una especie sésil que, naturalmente, vive pegada al sustrato mediante un líquido cementante originado en el momento de la fijación. Sin embargo, tiene la peculiaridad de que, una vez despegada del sustrato, no vuelve a fijarse, lo que facilita enormemente su manejo y condiciona su cultivo.

Aunque son numerosas las técnicas ensayadas, con más o menos fortuna, citaremos algunas de las que han obtenido resultados aceptables y son de uso común en los criaderos actuales.

1.1. COLECTORES EN TEJA

Cuando en las larvas aparece la mancha ocular, el "ojo", se colocan en los tanques de cultivo los colectores destinados a la captación de larvas.

Los colectores más empleados son láminas de PVC, negro y mate, que se curvan en forma de teja y se sumergen en los tanques, horizontalmente, en grupos de 2, 3, 6 o más. La tejas, antes de ser utilizadas se pintan con extracto de ostra, o con cal, y se dejan secar durante varias horas.

Las larvas de ostra muestran una clara tendencia a fijarse sobre superficies horizontales, mientras que se fijan con mayor dificultad sobre superficies verticales u oblicuas, por ello, durante esta fase del cultivo, los tanques tienen el fondo cónico, lo que disminuye notablemente las fijaciones sobre el mismo.

Durante el proceso de la fijación se colocan lámparas sobre los tanques de cultivo, de esta manera, y dada la tendencia de las larvas a alejarse de la luz, se evita que permanezcan en la superficie y se favorece su concentración en la parte sombreada de las tejas, facilitando así su fijación sobre las mismas.

A las 24 horas de la fijación se procede a despegar las larvas fijadas, empleando un bisturí o una cuchilla bien afilada. Esta operación se realiza bajo un chorro de agua de mar filtrada y esterilizada, y sobre un embudo de dimensiones apropiadas que recoja las postlarvas y las deposite en un tamiz de unas 200 μ .

Contenido

1. Ostra

- 1.1. Colectores en teja
- 1.2. Colectores granulados
- 1.3. Otras estructuras
- 1.4. Tratamiento de la cría recién despegada

2. Venéridos

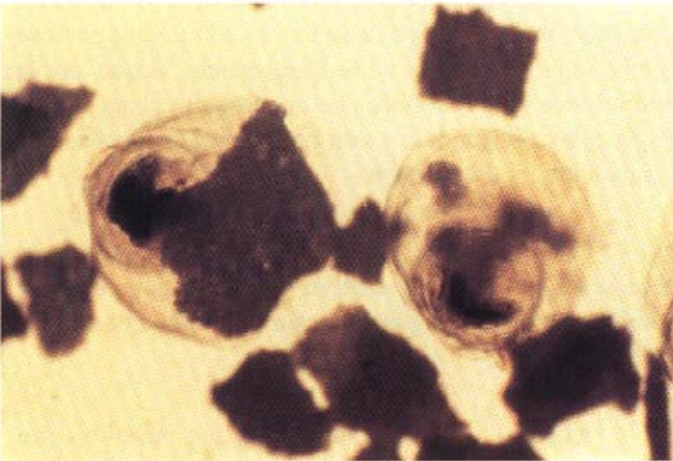
3. Pectínidos



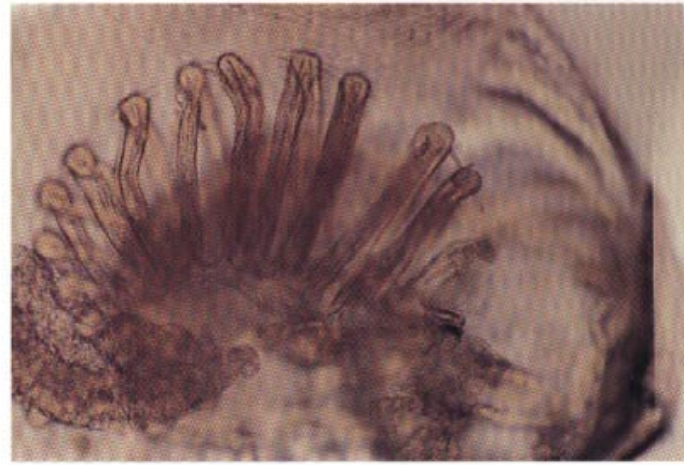
Colectores de láminas de PVC, encaladas y sin encalar, utilizadas en el criadero para la fijación de larvas de ostra.



Despegue, con cuchilla, de postlarvas de ostra fijadas sobre láminas de PVC encaladas.



Aspecto de las postlarvas de ostra fijadas sobre láminas de PVC encaladas, después del despegue.



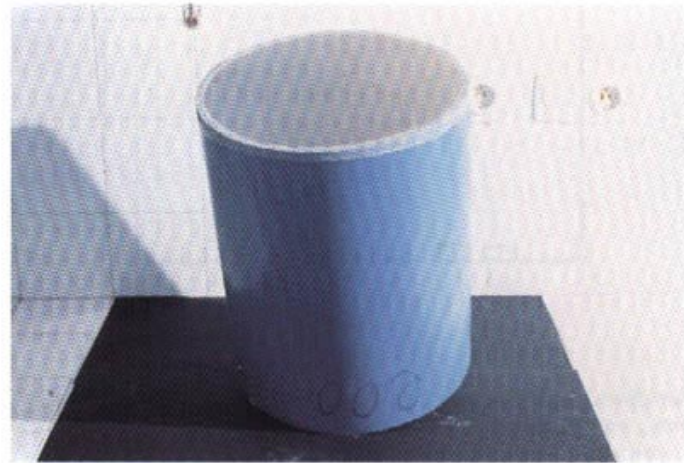
Aspecto de una post larva de ostra fijada sobre lámina de PVC sin encalar, rota como consecuencia del despegue.

La razón de que se despeguen tan pronto, es para que la concha definitiva sea lo más pequeña posible y que el daño sea mínimo, disminuyéndose así considerablemente la mortalidad por el despegue. La postlarva una vez despegada, no se vuelve a pegar.

La rotura de las postlarvas se reducen notablemente si se recubren los colectores de una capa de cal, ya que, de esta forma, cuando se procede a su despegue, no se arrancan las postlarvas, sino fragmentos de cal con las postlarvas pegadas.

1.2. COLECTORES GRANULADOS

Otro método para evitar daños en la concha de las postlarvas, es el uso de colectores granulados. Esta técnica consiste en la colocar las larvas en el interior de tambores de plástico, cuya base está formada por una red de 150-200 μ , que se sitúan dentro de los tanques de cultivo y van provistos de un sistema de circulación de agua de fuera a dentro del tambor, y sobre cuyo fondo se dispone una capa de conchas trituradas de unos pocos mm de espesor.



Tubo de PVC con fondo de red utilizados para la fijación de larvas en colectores granulados y para el mantenimiento de la cría de moluscos.



Disposición en un tanque de cultivo larvario de tubos de PVC destinados a la fijación de ostra sobre colectores granulados.

Los granos colectores suelen tener un diámetro mayor de 300 μ y menor de 500 μ , lo que impide que a cada partícula se pegue más de una larva.

Mientras dura la fijación, se mantienen las mismas condiciones de cultivo empleadas durante el desarrollo larvario, como son: el cambio de agua, la calidad del agua de cultivo, el suministro de alimento, y la adición de antibióticos.

En el caso de emplear colectores granulados, no se realiza el despegue, sino que las larvas ya fijadas se separan mediante tamizado a través de un tamiz de 500 μ , que retiene los gránulos con postlarvas pegadas, y deja pasar el material sobre el que no haya habido fijación. La cría así obtenida se traslada a los tanques de engorde, mientras que el resto de los gránulos se devuelve a los tubos de fijación, para ser reutilizados.

1.3. OTRAS ESTRUCTURAS

Además de los colectores en teja y granuladas, durante años se usaron otros colectores de muy diverso tipo como p. ej., cartones de almacenamiento de huevos, alambres, cuerdas de materiales diversos, etc, todas ellas bañadas en cal que, una vez la cal inerte, se introducen en los tanques de cultivo en espera de que se produzca la fijación.

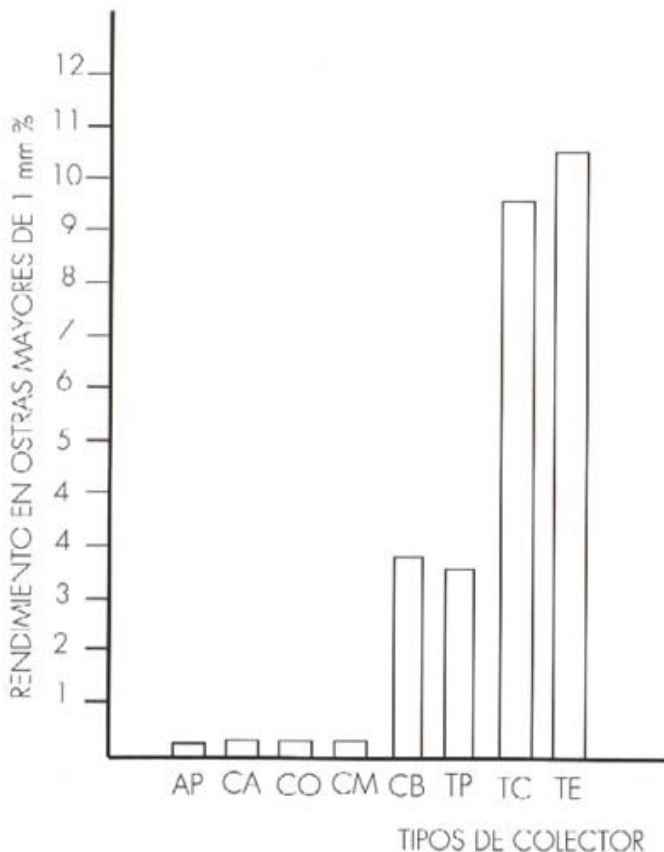
1.4. TRATAMIENTO DE LA CRÍA RECIÉN DESPEGADA

La cría recién fijada (en los colectores granulados) o despegada (en los colectores en teja y otros) no debe ser trasladada inmediatamente a las piscinas de cría. Por el contrario debe permanecer algún tiempo, hasta que alcanza la talla de 1 mm aproximadamente, en los tanques de cultivo de la sala de larvas sobre "tambores" con circulación forzada de agua.

Estos "tambores" consisten en cilindros de PVC de pared gruesa, normalmente de un diámetro de 40 cm y que, en su base, tienen una red de nylon de 200 μ . Disponen de un tubo lateral, acodado sobre la superficie, al que, por la parte inferior se le introduce aire que impulsa el agua a través del tubo, obligándola a salir por el extremo acodado en la parte superior del cilindro.

Estos cilindros, con la cría recién despegada, se colocan en el tanque de cultivo cuidando que su borde superior sobresalga algunos centímetros por encima del nivel del agua.

Algunos criaderos sustituyen los tambores por bandejas más o menos cuadradas, con fondo de red y sostenidas sobre raíles en piscinas de gran capacidad.



Rendimientos medios anuales en ostras mayores de 1 mm., expresados en % del n° total de larvas cultivadas, obtenidos empleando colectores granulados (AP, CA, CO, CM, CB) y colectores tipo teja (TP, TC, TE).

Ap: arena de playa. **CA:** calcita. **CO:** concha de ostra. **CM:** concha de mejillón. **CB:** concha de berberecho. **TP:** teja PVC. **TC:** teja PVC pintada con cal. **TE:** teja de PVC pintada con Extolite.

2 VENERIDOS

La almeja se pueden fijar bien en el fondo de los tanques o a las paredes de un contenedor o tambor preparado para la fijación.

Llegan a esta fase cuando tienen una talla de 180-200 μ , presentando un pie completamente desarrollado y un velo todavía funcional.

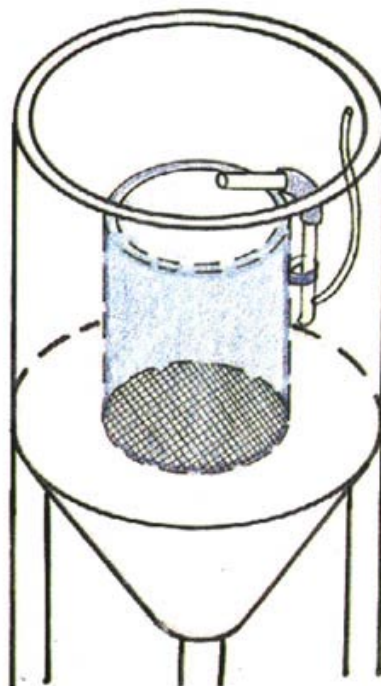
Las condiciones de cultivo durante la fijación, como ocurre en el caso de la ostra, son las mismas que las del desarrollo larvario.

Cuando las larvas se fijan en el fondo del tanque, cada vez que se cambia el agua se despegan con un chorro de agua y las postlarvas se retienen en un tamiz de 200 μ , para así poder limpiar el tanque. Una vez lleno, se reintroducen las postlarvas para que se vuelvan a fijar. Estas operaciones continúan hasta que la semilla tiene una talla de 0.5-1 mm y se pasan a los tanques de cultivo de cría.

Si las larvas se fijan en tambores, estos se colocan dentro del tanque de la misma manera que los de la ostra pero sin arena, y en este caso las pequeñas almejas se fijarán directamente sobre la red del fondo.

3 PECTINIDOS

Los pectínidos se fijan igual que las almejas y se emplean las mismas técnicas. La talla de fijación de la vieira es de unas 230-250 μ y la zamburiña de unas 210 μ .



Esquema del mantenimiento de postlarvas en tubos de PVC con fondo de red, colocados en el interior de los tanques de cultivo larvario.

Autoevaluación

1 El cuadro marca con los signos + (Buena), ± (Suficiente) o - (Escasa), según corresponda la finidad de las larvas de ostra para fijarse en los siguientes sustratos:

SUSTRATO	BUENA	SUFICIENTE	ESCASA
Láminas de PVC			
Extracto de ostra			
Cal inerte			
Superficie oblícua			
Superficie horizontal			
Superficie vertical			
Superficie lisa			
Superficie rugosa			
Granos de concha			
Granos de arena			
Algas			

2 Cita tres razones por las cuales, en el caso de emplear colectores granulados para la fijación de ostra, se recurre a granos de diámetro mayor de 300 μ y menor de 500 μ o 600 μ .

3 Contesta, según corresponda, SI, NO o DEPENDE a las siguientes afirmaciones:

- Mientras dura la fijación y metamorfosis han de mantenerse las mismas condiciones de cultivo que en el desarrollo larvario.
- La fijación es una fase problemática y difícil en el caso de la ostra, pero no lo es en el cultivo de almejas o vieiras.
- Una vez realizada la metamorfosis las postlarvas deben ser trasladadas a las piscinas de cría.
- Encima de los tanques de fijación se suelen colocar lámparas encendidas por la razón de que:
 - La luz favorece la fotosíntesis y multiplicación del fitoplancton utilizado como alimento.
 - Las larvas de ostra son lucífugas.
 - El foco de luz es, a la vez, fuente de calor que ayuda a mantener elevada y estable la temperatura del agua en el tanque.

Aplicaciones

1 En el despegue de la ostra de colectores de teja se provocan grandes mortalidades. ¿Porqué, entonces, despegarlas y no dejarlas crecer en la teja hasta que tuviesen una concha suficientemente fuerte como para no ser dañadas por el despegue?.

2 El uso de colectores granulados surgió como respuesta a las altas mortalidades provocadas en el despegue de la ostra de colectores en teja. Sin embargo, aún son bastantes los criadores que prefieren el colector en teja al colector granulado. ¿Qué razones alegan?

3 Las almejas se fijan al fondo de los tanques o, si es el caso, al fondo de red de los tambores en que se alojan para la fijación. La ostra recién despegada también se aloja en esos mismos tambores de red, que hay que limpiar cada dos días (con la renovación de agua). Sin embargo, la limpieza de los tambores de almeja es más difícil que la de los tambores de ostra. ¿Por qué? Relacionalo con el diferente modo de vida de ambas especies, sétil la ostra, con cierta capacidad de movimiento y fijación la almeja.

Conoce tu entorno

1 Comparar las técnicas de captación de semilla estudiadas en este texto con las aplicadas en el caso del mejillón.

2 La metamorfosis de larvas pelágicas en semilla bentónica ¿es un fenómeno biológico privativo de los moluscos bivalvos? Hacer una breve redacción con la respuesta.

Con la fijación y la metamorfosis se puede dar por concluida la fase larvaria y da comienzo, en el cultivo de los moluscos bivalvos, la etapa de "cría". Esta nueva etapa comprenderá desde que la larva se fija hasta que alcanza un tamaño de 3-5 mm, momento en que la semilla abandona el criadero, y es trasladada normalmente al mar, para dar comienzo a la fase de semilla.

1 FACTORES QUE AFECTAN AL CRECIMIENTO

El crecimiento de los moluscos después de la fijación depende de numerosos factores, entre los que destacan:

- La cantidad de alimento disponible.
- La calidad del alimento.
- La dosificación del alimento.
- La temperatura del agua.
- El tipo de contenedores utilizados para el cultivo.
- La densidad de cultivo.
- La calidad del agua.
- La salinidad del agua.
- La frecuencia de las operaciones de limpieza y clasificación.

2 MANTENIMIENTO DE LA CRÍA

Hasta que las postlarvas alcanzan una talla de 500 μ se mantienen a una densidad de unas 100-200 crías/cm², en tambores de plástico de 30-40 cm de diámetro, provistos de fondo de red de nylon de 150-200 μ , en los mismos tanques empleados para el cultivo de las larvas y la metamorfosis.

Cuando la cría sobrepasa las 500 μ , se tamiza por un cedazo cuya malla variará para cada especie en función de la forma específica de la concha, y se traslada a las piscinas de engorde.

Las piscinas de engorde son rectangulares, con una longitud de 3 a 5 m, aunque en ocasiones pueden ser mayores, un ancho aproximado de 1 m, y una profundidad de 0.8 m. La entrada de agua se hace por una de las cabeceras, mientras que en la otra se dispone de un rebosadero superficial y una llave de fondo para las tareas de limpieza. Las piscinas y los tambores se limpian una vez por semana.

En las piscinas de engorde, la cría se mantiene en el mismo tipo de tambores de los empleados con las postlarvas. En este caso la malla de los tambores estará comprendida entre las 250 y las 300 μ , y la densidad de cultivo oscilará entre 50 y 100 crías/cm². Cuando la cría queda retenida en la red de 1 mm, la densidad pasa a ser de unas 10 a 30 crías/cm², pudiendo utilizarse entonces tambores con fondo de red de 500 μ a 1 mm. Estas condiciones se mantendrán hasta que los moluscos alcanzan un tamaño de 3-5 mm y puede ser trasladados a los semilleros.

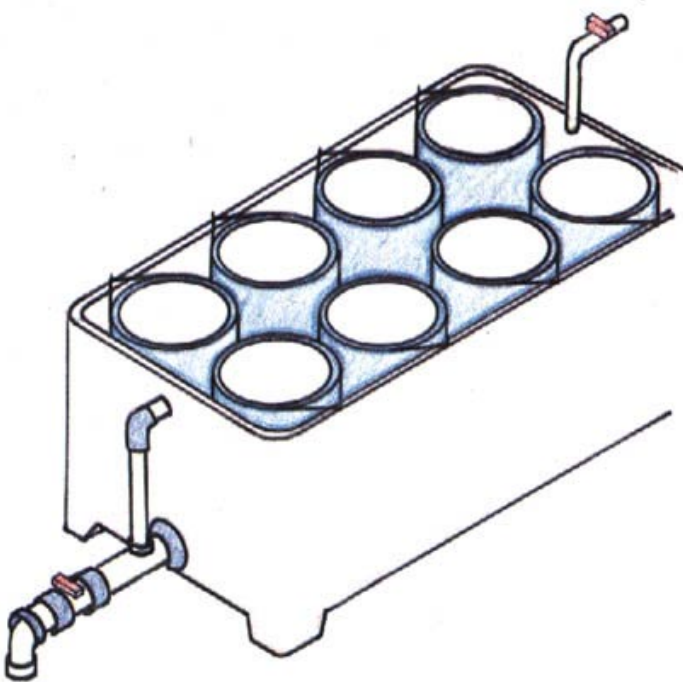
Contenido

1. Factores que afectan al crecimiento
2. Mantenimiento de la cría
3. Alimento
4. Patología
5. Calidad del agua
6. Técnicas de contaje y clasificación
 - 6.1. Estimación por peso
 - 6.2. Estimación por volumen
 - 6.3. Clasificación

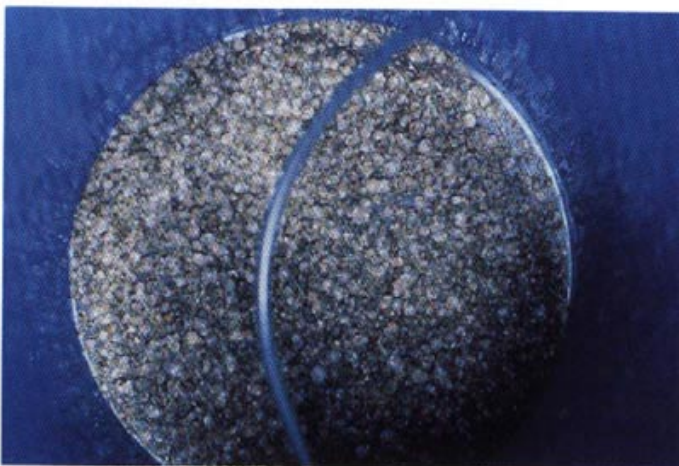
3 ALIMENTO

En los criaderos industriales se suelen emplear en esta fase del cultivo dos tipos de circulación de agua: la circulación en circuito cerrado (en las que el agua se cambia una vez al día) y la circuito abierto (con un flujo equivalente a 2-4 renovaciones por día). En este último caso, el agua de entrada se distribuye por igual a toda la piscina, y cada tambor desagua directamente a un canal que recorre lateralmente la misma.

Según las distintas industrias, la circulación del agua a través de los tambores puede seguir un flujo ascendente (el agua entra por el fondo de los tambores y sale por la superficie) o descendente, empleándose en general para mover el agua, sistemas de burbujeo con aire a baja presión.



Esquema de la disposición de los tubos en las piscinas de cultivo de la cría.



Aspecto de la cría de ostra en el interior de los tubos de cultivo.

El alimento de la cría es semejante al de las larvas, aunque en este caso, y dado el mayor consumo, el cultivo del fitoplancton para esta fase de producción se realiza en bolsas de 400-500 l, o en piscinas, provistas de iluminación artificial o, incluso, mantenidas al aire libre (en verano).

La cantidad de alimento ingerido por los moluscos está en función de su tasa de filtración, y de la concentración del alimento en el agua.

A su vez, la tasa de filtración, es decir el volumen de agua que filtra un individuo por unidad de tiempo, guarda una relación directa con el tamaño del animal y con la temperatura.

La tasa de filtración está igualmente influenciada por la concentración del alimento en el agua, y en términos generales aumenta conforme la concentración de alimento disminuye. De esta forma, la cantidad de alimento ingerido se mantiene más o menos constante. No obstante, si la concentración de alimento es muy elevada, el animal la rechaza, produciendo lo que se denomina pseudoheces (conglomerados de fitoplancton, envueltos en una sustancia mucilaginosa, que son expulsados directamente de las branquias y los palpos labiales, sin pasa por el tubo digestivo).

Generalmente la dieta consiste en una mezcla de fitoplancton de distintas especies (*T. suecica*, *I. galbana*, *M. lutheri*, *S. costatum*, *Ch. calcitrans*, etc) en una proporción (medida en mg de peso seco por individuo y día) del orden del 2% al 5% del peso vivo del animal.

Tanto en los sistemas de circuito abierto, como en los de circuito cerrado, la comida debe dosificarse a lo largo del día, procurándose que la concentración del fitoplancton en el agua no sobrepase las 100 células/ μ l, ni los 10 mg(peso seco)/l.

4 PATOLOGIA

Una de las fase más crítica del cultivo de los bivalvos es la que comprende desde la fijación hasta que la cría tiene un tamaño próximo a las 500 μ l.

Como en el caso de las larvas, las mortandades en este período son normalmente de origen bacteriano, por lo que la cría debe mantenerse en agua filtrada hasta 1 μ m, y, preferiblemente, con antibióticos. A partir de esta talla la cría se hace mucho más resistente, y, normalmente, es suficiente con una filtración a través de arena o filtros de 0.5 mm.

Como medidas profilácticas, se recomienda renovar frecuentemente el agua de cultivo, y prestar gran atención a la limpieza de las tambores y las piscinas.

5 CALIDAD DEL AGUA

El aumento de la temperatura del agua incrementa considerablemente el crecimiento de los moluscos, por lo que, y salvo en el caso de los pectínidos en el que no conviene sobrepasar los 17-18°C, el cultivo de la cría puede realizarse a una temperatura de 18-20°C, o incluso mayor, dependiendo de los costes del calentamiento.

En todo caso siempre es conveniente mantener la cría a la misma temperatura a que se realizó el desarrollo larvario, hasta que alcanza las 500 μ , y a temperaturas superiores a los 15°C durante todo el proceso de cultivo.

La salinidad más adecuada está comprendida entre las 30 y 35 ‰, y no se debe utilizar nunca agua con una salinidad inferior a 25 ‰, pues el mantenimiento de la cría en estas condiciones, incluso durante cortos períodos de tiempo, puede causar daños irreparables.

6 TECNICAS DE CONTAJE Y CLASIFICACION

La estimación del número de bivalvos de un determinado lote, se hace relacionando el número de ejemplares de una muestra, de un peso o volumen conocido, con el peso, o el volumen, de la cantidad total de individuos a contar.

6.1. ESTIMACION POR PESO

Después de revolver bien el lote a contar, se toman 3 muestras iguales, de unos cien a doscientos ejemplares cada una. En cada muestra se anotan los individuos muertos y se pesa en una balanza de 2-3 decimales.

Generalmente 3 muestras son suficientes para tener una buena estimación del valor medio del peso, pero si los pesos obtenidos no fueran suficientemente homogéneos sería necesario tomar 1 ó 2 muestras más.

La media de las tres pesadas, dividida por el número de individuos de la muestra, nos dará el peso medio de cada individuo, y al dividir por este peso el peso total del lote obtendremos una estimación del número total de bivalvos del mismo.

6.2. ESTIMACION POR VOLUMEN

Como en el caso anterior, después de revolver bien el lote a contar, se toman 3-5 muestras de 100-200 ejemplares cada una.

Cada muestra se lleva por separado a una probeta graduada, que contenga agua de mar hasta un cierto nivel, y se anota el aumento de volumen que se produce al intro-

ducir en ella la muestra. Igualmente se procede a determinar el volumen que desplaza el total de individuos del lote.

Seguidamente se calcula el volumen medio de cada bivalvo, dividiendo el volumen medio de todas las muestras por el número de individuos, y dividiendo por dicho valor el volumen total se obtiene el número de individuos que integran el lote.

6.3. CLASIFICACION

Para disminuir al máximo la duración de la fase de cría, es necesario ir disminuyendo el nº de ejemplares por tambor según aumenta la talla de los mismos. Igualmente, para un correcto conteo del nº de individuos de un tambor, aplicando las técnicas de estimación por peso o por volumen, es de gran importancia que el tamaño de los ejemplares a contar sea lo más parecido posible.

La separación y clasificación de la cría según su tamaño, se realiza tamizándola periódicamente, al menos una vez cada 15 días, a través de cedazos con mallas de distinto tamaño (500 μ , 1 mm, 1,5 mm, 2 mm y 3 mm).

Con el fin de dañar lo menos posible la cría, el tamizado se realizará manteniendo los tamices dentro del agua, y procurando que la semilla a clasificar esté fuera de las piscinas de cultivo el menor tiempo posible.

El trabajo en la sección de cultivo de "cría" de ostra

1. Características de las piscinas de engorde.

Rectangulares, normalmente de 3 a 5 m de longitud, por 1 m de ancho y 0,8 m de profundidad, de materiales no tóxicos, con grifos de llenado en la cabecera (2 ó 3 grifos, según el número de circuitos y calidades de agua elegidos), rebosadero superficial, llave de fondo para vaciado, tubería de aire circunvalándola y un sistema para enganchar los tambores.

2. Situación de las piscinas.

En el interior de las instalaciones generales (circuitos de agua caliente y filtrada por 1 micra y del agua ambiente también filtrada por 1 micra) o en el exterior (circuitos de agua a temperatura ambiente, no filtrada o filtrada por filtro grueso de 0,5 mm).

3. Renovación del agua en las piscinas.

Cada dos días en las piscinas de circuito cerrado. En las de circuito abierto se debe calcular 2 ó 3 renovaciones por día.

4. Limpieza de las piscinas.

Se debe hacer una limpieza a fondo (cepillado enérgico con agua, jabón y lejía, y fuerte aclarado) cada vez que se renueva el agua. En las piscinas con circuito abierto, la limpieza se puede espaciar hasta una semana.

5. Calidad del agua:

- Ostras desde 500 micras a la retenida en tamiz de 2 mm, en agua a 18°-20°C, filtrada por 1µ y estéril. Salinidad entre 30 y 35 ‰. En cualquier caso no descender de 25‰ y ello por poco tiempo.

- Ostras retenidas en el tamiz de 2 mm o más, en agua en temperatura ambiente, aunque no fría (no se debe bajar de los 15°C), normalmente filtrada por 1 micra y estéril. Salinidad entre 30 y 35‰.

- Ostras retenidas en el tamiz de 3 ó 4 mm, es posible, aunque solo relativamente aconsejable, en agua cruda a temperatura ambiente, siendo aconsejable no bajar de los 15°C. Salinidad entre 35 y 35‰.

6. Densidad de la cría.

- Ostras hasta 500 micras: 50 a 100 crías/cm².
- Ostras desde 500 micras en adelante: 10 a 30 crías/cm².

7. Tamizado de la cría.

Normalmente con tamices metálicos, de acero inoxidable, con malla de 1, 2, 3, 4 y 5 mm. Tamizado en agua, procurando no dañar la cría.

8. Alimento.

Generalmente la dieta consiste en una mezcla de fitoplancton de distintas especies (*T. suecica*, *I. galban*, *M. lutheri*, *S. costatum*, *Ch. calcitrans*, ...) que puede ser enriquecida o no con "bloom" natural.

La dieta, medida en mg de peso seco por individuo y día, debe estar en una proporción del 2% al 5% del peso vivo del animal.

Tanto en los sistemas de circuito abierto, como en los de circuito cerrado, la comida debe dosificarse a lo largo del día, procurándose que la concentración del fitoplancton en el agua no sobrepase las 100 células por microlitro, ni los 10 mg de peso seco por litro.

Práctica V.-CALCULO DEL NUMERO DE REPRODUCTORES DE ALMEJA FINA NECESARIOS EN EL CRIADERO PARA ALCANZAR UNA DETERMINADA PRODUCCION

Objetivo

El objetivo de esta práctica no se reduce al simple cálculo de los reproductores ya que para ello bastaría con aplicar con la fórmula expuesta en el texto. Se trata, mediante un ejemplo práctica, de seguir los pasos que permitan al alumno redescubrir la fórmula y, por tanto, aplicarla con soltura en cada caso concreto

Definición del problema

Supongamos que queremos hallar el número de reproductores de almeja fina necesarios para producir 30 millones de cría para siembra en playa (3-4 mm) y el de almeja babosa para producir 20 millones.

Planteamiento

Basaremos nuestro cálculo en los siguientes datos:

- Conocer el número medio de ovocitos por puesta. Supongamos que, en el criadero, se obtiene una cifra de 750.000 ovocitos por puesta.

- Calcular la esperanza de mortalidad en cada una de las fases (de ovocito a larva, de larva a cría de 0,5 mm y de cría de 0,5 a 3-4 mm). Supongamos que la mortalidad sea de 60%, 25% y 20% respectivamente.

Desarrollo

Si de cada 100 ovocitos morirán 60 antes de llegar a larvas; de estas, morirán, antes de llegar a cría de 0,5 mm, el 25% (es decir: 10) y antes de llegar a semilla de 3-4 mm morirá el 20% (es decir:6), quedarán al final del proceso 24 semillas. Por lo tanto, para obtener 30 millones de semilla de almeja fina y 20 millones de almeja babosa, necesitaremos 125 y 83,3 millones de larvas respectivamente.

Como cada puesta produce una media de 750.000 larvas, necesitaremos, 166 y 111 puestas respectivamente.

Si cada puesta exige disponer de 4 reproductores, el criadero que busque aquella producción de semilla, requerirá, 664 reproductores de almeja fina y 444 reproductores de almeja babosa.

Práctica VI.-CALCULAR LA MALLA QUE SE DEBE UTILIZAR PARA TAMIZAR LA CRIA

El problema consiste en la resolución de un doble problema de carácter práctico, que ilustra los cálculos previos al empleo de filtros o cedazos para ramizar la cría de moluscos:

PROBLEMA 1. Dada una malla de luz conocida, calcular el tamaño de los animales retenidos por el cedazo.

Definición

Supongamos que disponemos de una malla de luz de 500 micras ¿Cuál sería el tamaño real de los animales retenidos por el tamiz?

Planteamiento y desarrollo

Una malla de 500 micras, es decir un cedazo cuya luz está formada por cuadrados de 500 micras de lado, deja pasar animales cuyo eje menor sea igual o menor a la diagonal del cuadrado, es decir, a 700 micras aproximadamente.

Es decir, en el tamiz quedarían retenidos animales cuyo eje menor fuera igual o mayor a 700 micra.

PROBLEMA 2. Buscar la malla de luz adecuada para obtener, por tamizado, animales mayores de una talla dada.

Definición

Supongamos que queremos disponer de animales cuyo tamaño, medido por el eje menor, sea igual o mayor a 500 micras. ¿Qué malla utilizaríamos?

Planteamiento y desarrollo

500 micras tendría que medir la diagonal de la luz del tamiz. Por tanto, cada uno de los lados de la luz mediría:

$Diag^2 = 2 \text{ lado}^2$, por tanto $500^2 = 2 \text{ lado}^2$, de donde $\text{lado}^2 = 250.000/2 = 125.000$ y la raíz cuadrada de 125.000 es aproximadamente 350.

Por tanto, deberíamos utilizar un tamiz cuya malla fuera de 350 micras.

Autoevaluación

- 1 Señala cuales de estas frases son correctas y cuales no:
 - a. Los tambores empleados en el cultivo de cría de ostra, almejas y pectínidos pueden ser los mismos, siempre y cuando no se mezclen, en un mismo tambor, crías de diferentes especies.
 - b. Cuanto más fitoplancton se añada a las piscinas del criadero tanto mejor.
 - c. El tamizado periódico de la cría de moluscos bivalvos es una exigencia fundamental para el buen cultivador.
 - d. La densidad de la cría en los tambores debe ser siempre la misma a lo largo de todo el año.
- 2 Define la calidad del agua del cultivo de cría de moluscos bivalvos respecto de los siguientes conceptos.

CONCEPTO	OSTRA	ALMEJAS	VIEIRA
T. ^a			
SALINIDAD			
pH			
O ₂ DISUELTO			
FILTRACION			
ESTERILIZACION			

Aplicaciones

- 1 Las piscinas de cría deben tener una altura de 80 cm sobre el nivel del pasillo que las rodea y, aproximadamente 1 metro de ancho. ¿Cuál consideras que es la razón?
- 2 La cría, a medida que va creciendo, se va cambiando de tambores para situarla en aquellos que tienen una red de fondo con mayor luz de malla. ¿Por qué hacer esta operación y no ahorrarse trabajo y material, dejando las crías siempre sobre los mismos tambores iniciales, con malla de 250 a 300 μ suficiente para dejar pasar el agua y el fitoplancton.

- 3 Las temperaturas de 18 ó 20°C, incluso de más, favorecen y aceleran el crecimiento de la cría. Sin embargo, algunos cultivadores mantienen las piscinas de cría con una temperatura ligeramente superior o idéntica a la del agua de toma en la piscina de almacenamiento. ¿Por qué?

Conoce tu entorno

- 1 En el primer párrafo de este capítulo se enumeran los principales factores que afectan al crecimiento de la cría de los moluscos bivalvos. Compararlos con los que ha de controlar un cultivador de crías de otras especies animales, como p. ej., alevines de peces, pollos, etc.
- 2 Enumerar los nombres de las instalaciones donde se establecen las crías de los siguientes animales:
 - a. Ganado vacuno.
 - b. Ganado caballar.
 - c. Ganado lanar.
 - d. Ganado porcino.

En muchas ocasiones, el tamaño con que los bivalvos salen del criadero, resulta demasiado pequeño para su engorde con las técnicas tradicionales de cultivo, y es necesario una nueva fase de crecimiento hasta que alcanzan la talla adecuada, que varía notablemente según las distintas especies y las diferentes técnicas de cultivo.

Esta nueva etapa se conoce como fase de semilla, y las instalaciones donde se realizan se denominan semilleros.

1 TIPOS DE SEMILLEROS

El tamaño de la semilla varía según las distintas especies y técnicas empleadas.

En el caso de las almejas, que se cultivan en playa, la talla de siembra más adecuada está entre 1 y 2 cm.

En cuanto a la ostra se refiere, si se realiza en batea empleando la técnica de pegar la semilla a las cuerdas con cemento, el tamaño más idóneo son los 4-5 cm; si se utiliza la técnica de engorde en cestos, el cultivo puede iniciarse directamente con los ejemplares que salen del criadero.

El cultivo de las zamburiñas se realiza íntegramente en cestas, partiendo directamente de la cría. En la vieira, que se cultiva preferentemente sobre cuerda, hace falta una fase previa en cestas que proporcione semilla de 4-5 cm.

La producción de semilla puede realizarse en piscinas al aire libre (dentro del mismo criadero o en una instalación independiente, que sólo produzca semilla), o en el mar (bien en semilleros en la zona intermareal, o bien en cestos especiales sobre la batea, o en tambores con circulación de agua forzada).

TAMIZ	LONGITUD mm	LONGITUD MEDIA	ALMEJAS/KG
1 mm			
2 mm	3-4	3,5	100.000
3 mm	4-6	5,0	25.000
4 mm	6-8	7,0	10.000
5 mm	8-10	9,0	8.000
6 mm	10-12	11,0	5.000
8 mm	12-15	13,5	3.000
10 mm	15-2	17,5	1.500

Contenido

1. Tipos de semilleros

Rango de tallas, longitud media y nº de individuos/kg, en semilla de almeja japonesa retenida en tamices de diferentes mallas.

Práctica VII.-CALCULO DE LA TALLA MEDIA DE UN LOTE DE OSTRAS

Material

- Calibre
- Calculadora

Método

1. Elaborar la tabla siguiente:

N.º DE OSTRA	LONGITUD (mm)

2. Ir midiendo una a una el total del lote de ostras. La medida que se empleará será la longitud (talla), que se toma midiendo con el calibre el diámetro mayor. Todas las medidas se apuntarán en la tabla.

3. Calcular la talla media empleando la fórmula:

$$X = \frac{X_1 + X_2 + \dots + X_n}{n}$$

Si el lote tiene ostras de tamaños muy dispares se deberá agrupar por tallas y se calculará la media de cada grupo.

Autoevaluación

1 Rellena el cuadro con los tamaños que corresponden a las distintas especies en las siguientes fases del cultivo:

FASES DE CULTIVO	OSTRA	ALMEJA	VIEIRA
CIGOTO			
TROCOFORA			
VELIGER			
FIJACION			
POSTLARVA			
CRIA			
SEMILLA			

2 ¿Tendrá el mismo diseño y capacidad un semillero que produzca semilla de ostra con destino al preengorde en cestos suspendidos, que el de un semillero cuya semilla vaya destinada al preengorde en playa o en cuerda?. Explica la diferencia, si es que existe.

3 ¿Tendrá el mismo diseño y capacidad, un semillero que produzca semilla de almeja con destino al preengorde en cestos suspendidos, que el de un semillero cuya semilla vaya destinada al engorde en playas?. Explica la diferencia, si es que existe.

Aplicaciones

1 Aplica los conceptos de preengorde y engorde para las siguientes fases del cultivo y definiciones de moluscos bivalvos:

- a. Cultivo de cría de ostra.
- b. Cultivo de cría de almeja.
- c. Cultivo de semilla de ostra en batea, hasta 4-5 cm.
- d. Cultivo de ostra en cuerdas, a partir de 4-5 cm.
- e. Cultivo de cría de almeja en cestos suspendidos has 1-2 cm.
- f. Cultivo de semilla de almeja en playa desde 1 ó 2 cm.
- g. Cultivo de cría de vieira en cestos hasta 4-5 cm.
- h. Cultivo de vieira en cuerdas o en cestos a partir de 4-5 cm.

2 En los libros de acuicultura europeos y más específicamente ingleses, diferencian claramente dos tipos de instalaciones: la Hatchery (criadero propiamente dicho) y la Nursery (semillero). Sin embargo en la descripción de las instalaciones acuícolas gallegas esta subdivisión tajante no siempre es aplicables. ¿Por qué?

Conoce tu entorno

1 Aplicar los conceptos de preengorde y engorde en la producción de las siguientes especies animales:

- a. Langostino.
- b. Rodaballo.
- c. Dorada.
- d. Lenguado.

2 Hacer un breve estudio de las distintas industrias y comercios que suministran materiales necesarios en un criadero. Elegir un area geográfica que contenga un cierto número de criaderos de moluscos. ¿Cuántas de las industrias relacionadas se localizan en ese area?

1 ASPECTOS GENERALES

En el criadero, la alimentación de los moluscos bivalvos en sus diferentes etapas de adulto, larva y cría, se realiza fundamentalmente con fitoplancton vivo.

Los organismos más utilizados son especies unicelulares, de tamaño reducido (entre 5 y 15 μ), con poca pared celular (por ser más fácilmente digeribles) y móviles (al resultar más sencillo su mantenimiento en suspensión).

Las especies de uso más frecuente son: *Isochrysis galbana*, *Monochrysis lutheri*, *Tetraselmis suecica*, *Skeletonema costatum*, *Phaeodactylum tricornutum* y *Chaetoceros calcitrans*; destinándose las tres primeras a la alimentación de las larvas, y todas ellas para la alimentación de la cría y los adultos.

La técnica de cultivo consiste en inocular a un volumen variable de agua de mar, previamente enriquecida con nutrientes, un número relativamente pequeño de células (entre 50 y 150 células/ μ l de cultivo). En condiciones de aireación, temperatura y luz adecuada, el cultivo se desarrolla rápidamente, y en pocos días llega a la concentración de células que tenía el inóculo original.

El cultivo del fitoplancton se realiza en agua de mar filtrada entre 0,45 y 1 μ , y esterilizada con luz ultravioleta, o químicamente (con hipoclorito sódico o ácido clorhídrico).

El agua se enriquece con nitrato, fosfato, silicato (en el caso de las diatomeas: *Sk. costatum*, *P. tricornutum* y *Ch. calcitrans*), oligoelementos y vitaminas.

El suministro del anhídrido carbónico necesario para la realización de la fotosíntesis, se realiza mediante la aireación de los cultivos. Si es preciso un mayor aporte de este compuesto, a fin de que el pH del cultivo no sobrepase los 8,5, el aire se enriquece con CO₂ al 2%.

En los criaderos, el fitoplancton se mantiene generalmente a una temperatura de unos 20°C. La iluminación de los cultivos se realiza con lámparas del tipo luz-día, a razón de 0.2 a 4 w/l, en orden inverso al volumen del cultivo.

2 DESARROLLO DEL CULTIVO

Los cultivos de fitoplancton son siempre monoespecíficos, es decir que se cultiva cada especie por separado, y generalmente se realizan en las siguientes fases:

2.1. INOCULOS DE RESERVA

Son tubos de 10-15 ml procedentes de células aisladas mediante la técnica de diluciones sucesivas, que se emplean en previsión de accidentales contaminaciones de los cultivos. El agua se filtra a 0,45 μ y, antes de ser filtrada, se le añade el medio de cultivo completo (sales, oligoelementos y vitaminas). La filtración se realiza con filtros de disco y bomba de vacío.

Contenido

1. Aspectos generales

2. Desarrollo del cultivo

- 2.1. Inóculos de reserva
- 2.2. Cepas
- 2.3. Reactores de 5 a 10 litros
- 2.4. Bolsas y tubos de 30-40 litros
- 2.5. Bolsas de 400 litros
- 2.6. Tanques de 1.000 a 5.000 litros
- 2.7. Tanques al aire libre

3. Alimentos alternativos

Los inóculos se mantienen en habitación cerrada, en estantes iluminados con luz fluorescente (2 lámparas por estante), a temperatura constante (20°C) y sin aireación.



Tubos de ensayo con inóculos de reserva de fitoplancton.

2.2. CEPAS

Las cepas se mantienen en matraces erlenmeyer de 250 ml, con 100-150 ml de cultivo, en las mismas condiciones de temperatura, iluminación, y medio de cultivo que los inóculos de reserva. Se emplean para sembrar los reactores, y para la preparación de nuevas cepas.

Las cepas se renuevan cada dos semanas, inoculando a la nueva cepa 1-2 ml de una cepa de la preparación anterior, que previamente se ha examinado al microscopio para comprobar el buen estado de las células y la ausencia de especies contaminantes.



Erlenmeyers de 250 ml utilizados para las cepas de fitoplancton.

2.3 REACTORES DE 5 A 10 LITROS

Cuando las cepas alcanzan una concentración adecuada (al cabo de 10-15 días), se inocula cada una a un reactor de 6-10 l. El cultivo se desarrolla a 20°C, con agua filtrada a 1 μ , mediante filtros de membrana, tipo cartucho o similares, y esterilizada con UV. El medio de cultivo puede añadirse después de la filtración. La iluminación se realiza con tubos fluorescentes: 2-4 w/l de cultivo. Los reactores se airean a razón de unos 30 litros de aire por hora.

Al cabo de 5-10 días, según la especie de que se trate, el cultivo alcanza una concentración de células adecuada y puede utilizarse para inocular volúmenes mayores. Es conveniente, aunque no imprescindible, que el cultivo no haya alcanzado aún su fase exponencial, pues, así, el arranque del nuevo cultivo es más rápido.

Los reactores también pueden utilizarse para la alimentación de las larvas. En este caso se suelen emplear cultivos en fase estacionaria, pues tienen una mayor densidad de células.

En esta etapa, los cultivos al entrar en la fase estacionaria alcanzan unas concentraciones que oscilan entre los 40 millones de células/ml de *Phaeodactylum tricoratum*, los 10 millones/ml de *Isochrysis galbana* y *Monochrysis lutheri*, y los 2-3 millones/ml de *Tetraselmis suecica* y *Skeletonema costatum*.



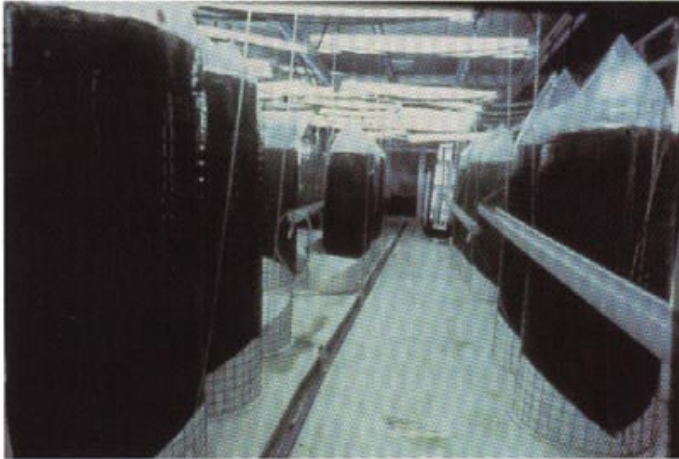
Reactores de 6 l utilizados en el cultivo moespecifico de fitoplancton.

2.4. BOLSAS Y TUBOS DE 30-40 LITROS

El fitoplancton producido en estas bolsas se emplea par la alimentación de las larvas.

Cada bolsa se inocula con aproximadamente 300 ml de fitoplancton procedente de un reactor. Las condicio-

nes de cultivo son semejantes a las de los reactores de 6-10 l (salvo la aireación que es algo menor: unos 200 l/bolsa/hora, y la iluminación que es de 1 w/l), el desarrollo del cultivo semejante, al igual que la densidad de células obtenidas.



Cultivo de fitoplancton en bolsas de 400 litros.

2.5. BOLSAS DE 400 LITROS

Se emplean para la alimentación de los reproductores y la cría.

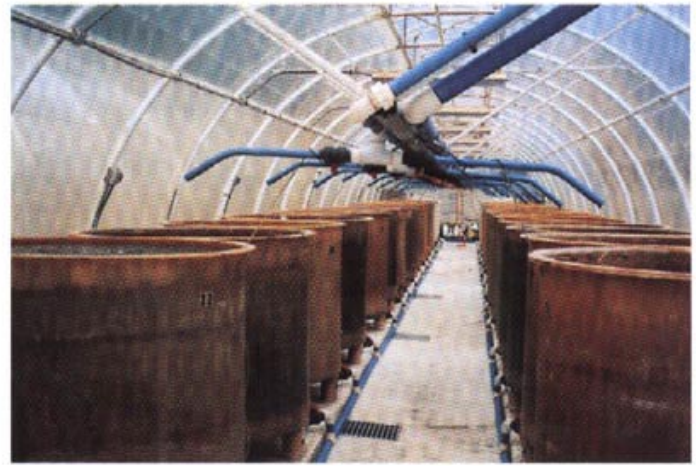
El cultivo se realiza a temperatura ambiente, con agua de mar filtrada a 1μ , mediante filtros bobinados, y esteriliza químicamente, a la que se añade abono líquido de tipo industrial, en una proporción aproximada de 200 g de nitrato sódico y 40 g de fosfato sódico por cada 1000 l de cultivo. La iluminación es de 0,3-0,4 w/l y la aireación de 1,5 m³ por bolsa y hora.

En cada bolsa se inocula un reactor de 6 l, ó 5-6 l de cultivo de las bolsas de 30 l. La velocidad de desarrollo del cultivo es semejante a la de los reactores y bolsa más pequeñas, pero se alcanzan concentraciones del orden de 1/2 y 1/3 de las obtenidas en los inóculos.

2.6. TANQUES DE 1.000 A 5.000 LITROS

El fitoplancton obtenido en estos tanques se emplea para la alimentación de los reproductores y la cría.

El inóculo procede de las bolsas pequeñas, a razón de 8-10 l de inóculo por cada 1.000 l de cultivo. El agua se filtra a 1μ y se fertiliza con abono líquido industrial (igual que en las bolsas de 400 l). La iluminación oscila entre los 0,3 y 0,4 w/l, y la aireación es de 1,5 m³ por m³ de cultivo.



Cultivo de plancton en tanques en invernadero.

2.7. TANQUES AL AIRE LIBRE

Durante los meses de más calor e iluminación, y con el fin de ahorrar energía, el alimento necesario para los reproductores y semilla puede producirse en tanques al aire libre, con iluminación natural, y con agua, aireación, nutrientes e inóculo semejantes a los de los tanques interiores.

3 ALIMENTOS ALTERNATIVOS

En los últimos años se han hecho diversos intentos de elaboración de alimentos inertes, tanto de origen fitoplanctónico (fitoplancton seco), como harinas, levaduras y otros preparados, aunque hasta la fecha su resultado no ha sido del todo satisfactorio.

Los problemas de este tipo de alimentos son diversos, y así, las harinas, que dan buenos resultados para el acondicionamiento de reproductores (al menos de almeja y ostra), se pudren muy fácilmente, con la consiguiente proliferación de bacterias en los tanques de cultivo. El fitoplancton seco, experimentado para la alimentación de cría, resulta muy costoso y para obtener buenos crecimientos de la cría es necesario mezclarlo al menos con un 50% de fitoplancton vivo. Por último, las levaduras, que también se han utilizado para la alimentación de cría de diversas especie, aunque son baratas, necesitan igualmente un aporte importante de alimento vivo.

FICHA DEL CULTIVO DE FITOPLANCTON

FASE	FILTRO	ESTERILIZADO	°C	ABONO	AIRE	LUZ	DESTINO
Inóculo 10 ml	0,45 μ	UV	20°C	Sales Oligo. Vitam.		80 W por estante	Cepas
Cepa de 150 ml	0,45 μ	UV	20°C	Sales Oligo. Vitam.		80 W por estante	Reactor
Reactor 6-10 l	1 μ	UV	20°C	Sales Oligo. Vitam.	30 l/h	De 2 a 4 w/l	Bolsa Larva
Bolsa 30 l	1 μ	UV	20°C	Sales Oligo. Vitam.	200 l/h	1 w/l	Bolsa 400 l Larvas. Tanque
Bolsa 400 l	1 μ	Quim.	Ambiente	Industria	1,5 m ³ /h	0,3 ó 0,4 w/l	Repro. Semil.
Tanque 1-3 m ³ /l	1 μ	Quim.	Ambiente	Industria	1,5 m ³ /h	0,3 ó 0,4 w/l	Repro. Semil.
Tanque externo	1 μ	Quim.	Ambiente	Industria	1,5 m ³ /h	0,3 ó 0,4 w/l	Repro. Semil.

Medio de cultivo para fitoplancton de Walne (para volúmenes de hasta 30 l)

1. Disolución de sales.

FeCl ₃ .6H ₂ O.....	2,60 g
MnCl ₂ .4H ₂ O.....	0,72 g
H ₃ Bo ₃	67,20 g
EDTA o TIRIPILEX.....	90,00 g
NaH ₂ PO ₄ .2H ₂ O.....	40,00g
NaNO ₂	200,00 g
Disolución de oligoelementos.....	2,00 g
Agua destilada hasta.....	2,00 l

Disolución: 1 ml por litro de cultivo. Si se trata de diatomeas, se añadirá además 0,03 g/l de silicato sódico.

2. Disolución de oligoelementos.

ZnCl ₂	2,10 g
CoCl ₂ .6H ₂ O.....	0,90 g
(NH ₄) Mo ₇ O ₂₄ .H ₂ O.....	1,80 g
CuSO ₄ .5H ₂ O.....	2,00 g
Agua destilada hasta.....	100,00 ml

3. Disolución de vitaminas.

B ₁₂	0,01 g
B ₁	0,20 g
Agua destilada hasta.....	200,00 g

Disolución: 0,1 ml por litro de cultivo.

Práctica VIII.-PREPARACION DE UNA DIETA PARA MOLUSCOS ADULTOS

1. Material necesario

• Microscopio, tubos de ensayo, pipetas, lugol, cámara de recuento de glóbulos rojos, calculadora.

2. Supuesto práctico

Queremos alimentar a 20 moluscos adultos con la siguiente dieta:

10⁹ células de un cultivo de microalga A/animal.

10⁸ células de un cultivo de microalga B/animal.

Hay que calcular el volumen necesario del cultivo de cada especie de microalga para cubrir esta dieta.

3. Método

1. Recoger con una pipeta estéril (una para cada especie de microalga) un poco de cultivo de las microalgas que forman la dieta y depositarlo en dos tubos de ensayo.

2. Añadir a cada tubo un poco de lugol para que las microalgas no se muevan durante el conteo.

3. Con una pipeta coger unas gotas de la muestra de uno de los tubos y depositarla en la cámara de recuento.

to. A continuación taponarla con un cubreobjetos y proceder al conteo del campo de la cámara. Hacer lo mismo con el otro tubo.

4. El volumen del campo es de 0,1 μ , por tanto una vez realizado el recuento tendremos el número de células que hay en ese volumen. Normalmente la concentración se da en número de células/ μ l. Por ejemplo, si en el campo hay 500 células, multiplicamos por 10 y obtenemos que el cultivo tiene una concentración de 5.000 células/ μ l.

5. Una vez que sabemos la concentración de los cultivos de las especies A y B calculamos el número total de células que necesitamos, es decir, hay que multiplicar el número de células de las dos especies de microalgas que se ha dado para cada animal por el número total de animales.

6. Finalmente calculamos el volumen necesario de cada cultivo de microalgas para dar el número de células calculado en el paso anterior:

$$\text{Litros de cultivo A} = \frac{\text{N.º de células A} \times 10^9}{\text{N.º de células del cultivo A}/\mu\text{l.}}$$
$$\text{Litros de cultivo B} = \frac{\text{N.º de células B} \times 10^8}{\text{N.º de células del cultivo B}/\mu\text{l.}}$$

Autoevaluación

1 Relaciona las dos series de términos:

1	Silicato	A	Medio de Walne		
2	Alimento alternativo	B	Skeletonema		
3	Inóculo	C	Microencapsulado		
4	Cepa	D	Células aisladas		
5	Abono	E	Erlenmeyer 250 ml		

2 Numera, según el orden de cultivo, las siguientes tareas en la unidad de fitoplancton:

- Preparación de abono líquido industrial.
- Siembra de reactores.
- Inoculación de cepas.
- Inoculación de bolsas.
- Preparación del medio Walne.

3 Estas dos series de términos se refieren a los nombres genéricos y específico de especies fitoplanctónicas de uso común en los criaderos. Relaciónalos, completando el nombre de cada uno:

SERIE 1 (nombre genérico): *Skeletonema*, *Isochrysis*, *Chaetoceros*, *Monochrysis*, *Phaeodactylum*, *Dunaliella*, *Rhodomonas*.

SERIE 2 (nombre específico): *calcitrans*, *baltica*, *costatum*, *tertiolecta*, *galbana*, *tricornutum*, *lutheri*.

RESULTADO:

Skeletonema _____
Isochrysis _____
Chaetoceros _____
Monochrysis _____
Phaeodactylum _____
Dunaliella _____
Rhodomonas _____

Aplicaciones

1 El empleo de alimentos microencapsulados tiene muchas ventajas: mayor control de la calidad de la dieta, escasa dependencia de los riesgos que implica el cultivo masivo de fitoplancton en las propias instalaciones, reducción del peligro de contaminaciones en los cultivos, etc. Sin embargo, su uso está muy poco extendido. ¿A qué crees que es debido?

2 En el texto se afirma que puede establecerse una relación entre el anhídrido carbónico aportado en la aireación y el control del pH. Con ayuda de bibliografía adecuada, amplía este concepto.

Conoce tu entorno

1 Hacer una breve recopilación de los requerimientos de un cultivo de fitoplancton y compararla con las exigencias de un cultivo agrícola. ¿Es muy diferente? Razonar la respuesta.

2 En la cría de animales lo más frecuente es que el alimento necesario en el criadero se produzca en otras industrias muy diferentes. Sin embargo en la acuicultura, sobre todo de moluscos, lo frecuente es justamente lo contrario, es decir, que cada criadero ha de producir su propio alimento. ¿A qué consideras que es debido? ¿Es deseable que esta situación se mantenga?. Razonar la respuesta.

Términos del texto recogidos en el glosario

A

Abono
Acondicionamiento
Aire acondicionado
Aireación
Alga
Aminoácido
Antibiótico
Arena
Autofecundación

B

Bacteria
Banco cultivado
Batea
Biometría
Biosíntesis
Bivalvo
Bonba de vacío
Bomba dosificadora
Branquias

C

Cadena trófica
Cal
Caloría
Cámara de recuento
Carcasa
Categoría
Categoría taxonómica
Caudal
Cavidad paleal
Cemento
Cepa
Cesta
Cigoto
Cilios
Citoplasma
Clave
Cloro activo
Colector
Concha
Contador Coulter
Criadero
Cubreobjetos

CH

Charnela

D

Desinfección

Desove
Detritos
Diatomea
Dieta
Digestibilidad
Digestión
Dilución
Disección

E

Eclosión
Engorde
Epibionte
Especie
Espectro
Esperma
Espermatozoides
Estabulación
Esterilización
Estuario
Excreción

F

Familia
Fango
Fecundación
Fertilidad
Fibra de vidrio
Fijación
Filtración
Filtración biológica
Filtración mecánica
Filtración química
Filtrador
Filtro
Filtro de arena
Filtro de vacío
Flujo
Fotosíntesis

G

Gameto
Gametogénesis
Género
Germen
Glándula
Glúcido
Gónada
Gonoducto
Gregario

H

Hábitat

Heces
Hermafrodita
Huevo

I

Incubación
Incubador
Inducción
Infección
Infestación
Ingestión
Inoculación
Inóculo
Intercambiador
Intermarcal

L

Larva
Lejía
Liofilización
Liposoluble

M

Maduración
Malla
Manto
Matraz erlenmeyer
Matríz
Medio de cultivo
Medio de enriquecimiento
Metabolismo
Metabolito
Metamorfosis
Microscopio
Microtomo
Morfología
Mucosa
Muestra
Muestreo
Mufla
Multiespecífico

N

Natante
Nivel trófico
Nutriente

O

Ojo
Oligoelemento

Oral
Ovario
Ovocito

P

Palear
Palio
Palpo labial
Parásito
Parque de cultivo
Patógeno
Patología
Pelágico
pH
Phmetro
Pie
Plancton
Población
Poliéster
Policetileno
Polispermia
Portaobjetos
Preengorde
Probeta
Profilaxis
Proximal
Puesta
PVC

R

Radiación
Reactivo
Red
Rendimiento
Reticular

S

Salinidad
Salinómetro
Sedimentación
Semilla
Semillero
Seminal
Seno
Sensor
Sésil
Siembra
Solubilidad
Soplante
Suspensión
Sustrato

T

Tambor
Tamiz
Tanque de cultivo
Tasa de crecimiento
Tejido
Termostato
Tóxico
Toxina
Trocófora
Turbidez
Turbidímetro

U

Ultravioleta
Umbo
Umbonado
UV

V

Valva
Veliger
Velo
Virus
Viscera
Vitamina