



IDRC-TS17s

Ostras tropicales: Cultivo y métodos

D.B. Quayle

El Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo es una corporación pública creada en 1970 por el Parlamento de Canadá con el objeto de apoyar la investigación destinada a adaptar la ciencia y la tecnología a las necesidades de los países en desarrollo. Su actividad se concentra en cinco sectores: ciencias agrícolas, alimentos y nutrición; ciencias de la salud; ciencias de la información; ciencias sociales, y comunicaciones. El Centro es financiado exclusivamente por el Parlamento de Canadá; sin embargo, sus políticas son trazadas por un Consejo de Gobernadores de carácter internacional. La sede del Centro está en Ottawa, Canadá, y sus oficinas regionales en América Latina, África, Asia y el Medio Oriente.

©1981 International Development Research Centre
Postal Address: Box 8500, Ottawa, Canada K1G 3H9
Head Office: 60 Queen Street, Ottawa, Canada

Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo, CIID
Oficina Regional para América Latina y el Caribe
Apartado Aéreo 53016, Bogotá, Colombia

Quayle, D.B.

IDRC-TS17s

Ostras tropicales : cultivo y métodos. Ottawa, Ont.,
CIID, 1981. 84 p. : il.

/Publicación CIID/, /manual/, /ostricultura/, /zona
tropical/ - /morfología/, /biología/, /oceanografía/,
/equipo de pesca/, /cosecha/, glosario.

CDU: 639.41(02)

ISBN: 0-88936-266-1

Se dispone de edición microficha

This publication is also available in English (IDRC-TS17e).
Il existe également une édition française de cette publication.

IDRC-TS17s

ostras tropicales:

**cultivo
y
métodos**

d.b. quayle



contenido

<u>PROLOGO</u>	3
<u>INTRODUCCION</u>	4
<u>BIOLOGIA</u>	5
Taxonomía	5
Estructuras y funciones	7
Reproducción	9
Larvas y semillas	11
Comportamiento del asentamiento	18
Crecimiento	21
Alimentación de la ostra	23
Factor de condición	24
Fouling	27
Predadores, plagas, enfermedades y parásitos	28
<u>CULTIVO</u>	33
Predicción del asentamiento	33
Colectores y colección de semillas	35
Selección del sitio	37
Cultivo	38
Recolección	46
Almacenamiento	47
Descarne	48
Equipo	49
<u>METODOS BIOLOGICOS</u>	53
Planctón	53
Oceanografía	58
Técnica microscópica	64
Mediciones microscópicas	68
<u>GENERAL</u>	70
Tenencia de la tierra	70
Estadísticas	71
Contaminación	72
Manglares	75
Prioridades de estudio	76
<u>GLOSARIO</u>	78
<u>REFERENCIAS</u>	83

Se agradece la revisión y las sugerencias de W. H. L. Allsopp, F. R. Bernard, N. Bourne, F. B. Davy y R. MacIntyre, así como la revisión de la versión española hecha por el Ing. Víctor Venturi.

prólogo

Los mariscos bivalvos, tales como las ostras, los mejillones y las almejas, se hallan distribuidos en forma extensa en todo el mundo y por largo tiempo han sido objeto de gran preferencia por parte de los consumidores e igualmente han alcanzado un alto valor comercial en las zonas templadas. El cambio en las técnicas del cultivo de fondo al cultivo alejado del fondo o suspendido ha contribuido a incrementar considerablemente la producción en muchos países. Sin embargo, por lo general, la producción de los países tropicales ha sido tradicionalmente muy limitada pese a que los bivalvos nacen y se reproducen en abundancia en climas mas cálidos. En dichos países tropicales, las ostras en estado natural son recolectadas con mayor frecuencia como subsistencia o actividad de pesquería rural. No constituyen un artículo de lujo.

Solo hasta hace pocos años, comparativamente, ha habido intentos serios por cultivar las ostras, pero donde las condiciones son favorables, el crecimiento observado ha sido rápido y la obtención de ostras comerciables se ha hecho en un período de nueve meses. Debido a que el potencial para una mayor producción de ostras es apreciable y teniendo en cuenta que las ostras son una fuente de proteína muy necesaria para los habitantes de las zonas rurales, el CIID respondió favorablemente a las solicitudes de financiación de proyectos en dicha área, primero en Sierra Leona y luego en Malasia. Actualmente se proveen fondos de apoyo a estudios similares en siete países. Es así como se ha conformado una interesante red de investigaciones tendiente a desarrollar el potencial mundial que tienen las aguas tropicales de producir ostras para el consumo doméstico.

En razón de su amplia experiencia a nivel internacional con la industria ostrícola, el Dr. Quayle ha estado colaborando desde 1973 con el CIID como consultor para esta serie de proyectos. En respuesta al creciente interés en las posibilidades del cultivo de bivalvos, el CIID ha producido una bibliografía seleccionada sobre el cultivo de ostras en el trópico (IDRC-052e), ha elaborado una serie de diapositivas didácticas sobre los métodos de cultivo de ostras y, por último, ha producido, bajo la dirección del Dr. Quayle, una película documental titulada "Cultivo de Ostras en el Trópico". Las solicitudes para la obtención de la bibliografía y la película pueden ser dirigidas a la División de Comunicaciones bien en la sede, IDRC, P.O. Box 8500, Ottawa, Canada K1G 3H9, o en la Oficina Regional del CIID para América Latina y el Caribe, Apartado Aéreo 53016, Bogotá, Colombia. La serie de diapositivas se halla disponible a través de W.H.L. Allsopp, IDRC, 5990 Iona Drive, University of British Columbia, Vancouver, B.C. V6T 1L4, Canadá.

Se espera que este amplio manual sea de utilidad tanto a los investigadores como al personal de campo que participa en la producción de ostras tropicales. Las instrucciones detalladas, el glosario y las referencias constituyen un complemento práctico a la película para aquellos que laboran en la producción de ostras y otros bivalvos como alimento en las zonas tropicales.

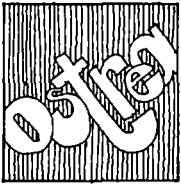
W.H.L. Allsopp
Director Asociado (Pesquería)
División de Ciencias Agrícolas, Alimentos y Nutrición
CIID



introducción

El interés creciente por el cultivo de ostras en las zonas tropicales se debe a la comprensión de que existe un recurso potencial renovable capaz de producir proteína y proveer una necesitada ocupación artesanal.

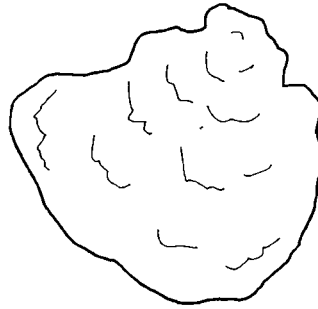
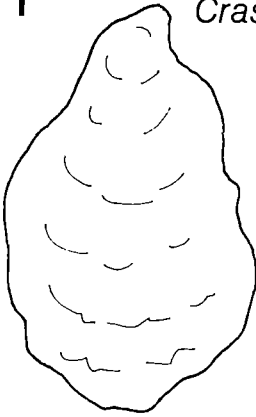
No obstante, como este tipo de acuicultura es bastante nuevo para la mayoría de los países tropicales, hay todavía muy pocos técnicos capacitados. Es posible capacitar en el extranjero a algunos que cuenten con antecedentes académicos. El fin de este manual es el de ofrecer una guía sobre los asuntos básicos del cultivo de las ostras y las diversas técnicas asociadas. Parte de su contenido puede parecer muy técnico pero ello es difícil de evitar. Se espera que con la ayuda de lecturas adicionales y la asistencia de supervisores, el manual pueda explicar las razones de diversas tareas biológicas y culturales así como proporcionar una referencia.



taxonomía

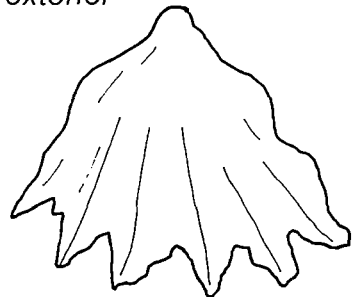
1

Crassostrea – vista exterior



Las ostras del mundo se agrupan en una familia denominada la Ostreidae. Dentro de esta familia existen tres grupos o géneros principales denominados Ostrea, Crassostrea y Pycnodonta(1). Cada uno de estos géneros tiene un número de especies; se conocen alrededor de 100 especies en el mundo. Muchas de estas han sido descritas solo con base en la concha. Sin embargo, esta característica es supremamente variable en las ostras por lo cual puede no haber tantas especies individuales

Ostrea – vista exterior



Pycnodonta – vista exterior

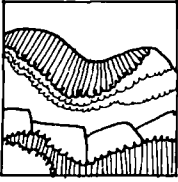
como se pensó en un principio. Las principales características de los tres géneros se expresan en la Tabla 1. El género Ostrea muy común en casi todo el mundo, se considera generalmente adaptado a las aguas limpias con poco sedimento y alta salinidad. El género Crassostrea puede existir en estuarios donde el sedimento es alto y la salinidad variable y por lo general baja. El género Pycnodonta se da principalmente en la alta mar tropical con alta salinidad, pero no es abundante.

tabla 1

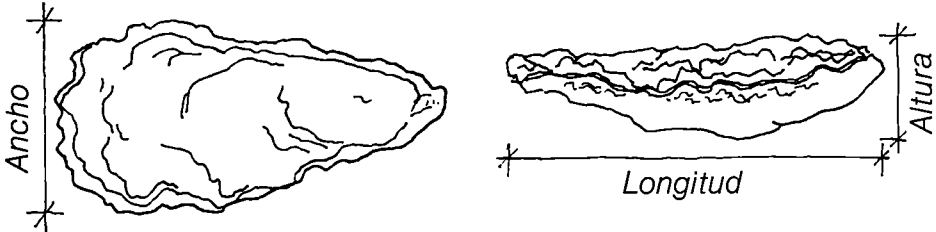
<u>Ostrea</u>	<u>Crassostrea</u>	<u>Pycnodonta</u>
Valva izquierda de poco espesor	Valva izquierda acopada	Valva izquierda de poco espesor
Circular en contorno	Elongada	Forma variable
Cicatriz del músculo aductor central	Cicatriz del músculo aductor cerca del borde	
Cicatriz del músculo aductor incolora	Cicatriz del músculo aductor con frecuencia incolora	
Cámara promial ausente	Cámara promial presente	Cámara promial presente
Huevas grandes incubadas	Huevas pequeñas no incubadas	
Intestino no atraviesa el corazón	Intestino no atraviesa el corazón	Intestino atraviesa el corazón

Las ostras más comúnmente cultivadas son las Ostrea edulis y la Crassostrea angulata en Europa; la Crassostrea virginica en la costa este de Norteamérica; la Crassostrea gigas en Japón, Corea y la costa oeste de Estados Unidos y Canadá. Esta última especie ha sido introducida recientemente en Francia, Inglaterra, Marruecos, Australia y Nueva Zelanda. En Australia la principal especie cultivada es la C. commercialis, en Nueva Zelanda la C. glomerata y la C. lutaria, y en Filipinas la C. iredalei. Especies comunes en el Océano Índico y en el Sudeste Asiático son la C. cucullata, una ostra pequeña de concha dura y la C. echinata. En el área del Caribe, se cultiva la C. rhizophorae y probablemente la C. brasiliana a lo largo de la costa este del sur de Suramérica. En la costa oeste de Suramérica la O. chilensis es una especie importante. En Suráfrica la C. margaritacea es la ostra predominante y a lo largo de la costa centro-occidental de África se emplea la C. gasar.

Aun cuando es importante conocer la especie de ostra que se estudia, ello no es absolutamente esencial. Con frecuencia la información obtenida sobre una especie en un área determinada puede no ser aplicable en otras áreas. La bibliografía disponible puede ofrecer pautas e indicaciones pero la información biológica básica, como períodos de reproducción y tasas de crecimiento, debe ser confirmada y las variaciones establecidas para cada localidad. La literatura sobre identificación de ostras está muy dispersa y aún sin terminar. Se puede conseguir ayuda para la identificación de las ostras en universidades cercanas o en museos importantes, como el Museo Británico o los Museos Nacionales de Estados Unidos.



estructuras y funciones



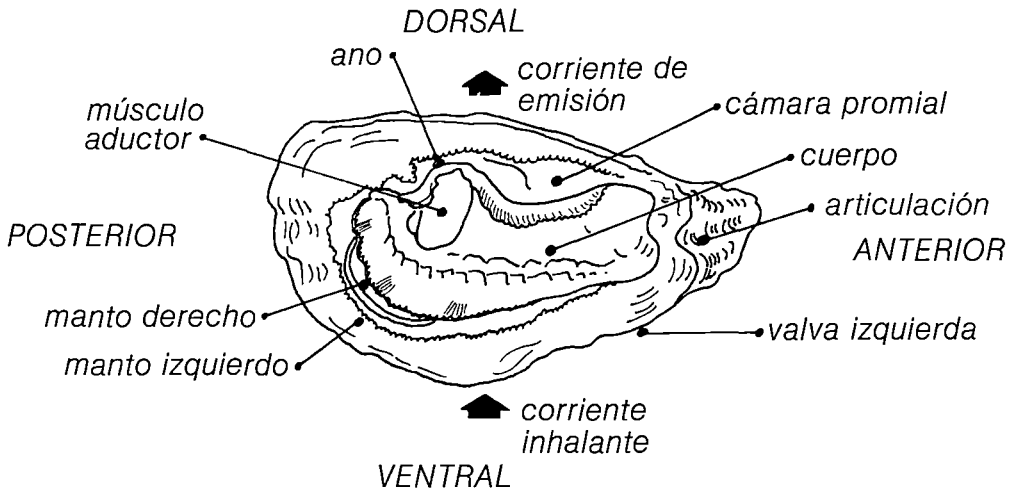
2 Términos dimensionales de las ostras

Para quien trabaje con ostras será útil familiarizarse con los principales rasgos anatómicos de la ostra. La concha consta de dos valvas, una valva izquierda de mayor tamaño, mas baja y por lo general de forma acopada, y una valva derecha ubicada a nivel superior, de menor tamaño y mas bien plana. Las dos valvas se hallan articuladas en su parte anterior, la cual es generalmente puntuda y conocida como el extremo umbonal(2). La articulación, que es interna, abre las valvas. Esta acción la evita un solo músculo aductor fijado a cada valva en el área general del centro, aunque esta posición varía con la especie.

La concha en sí se compone de tres capas. La capa interna es una capa delgada, dura, por lo general brillante, denominada nácar, o madreperla. La capa exterior, es una capa delgada, córnea, casi membranosa que se desgasta muy pronto. Entre estas dos capas hay una capa gredosa la cual conforma la parte principal de la concha. Si las ostras se cultivan sobre una superficie firme y dura, como grava o cascajo, o sobre bandejas, generalmente la concha es muy estriada. Cuando se cultivan sobre terreno cenagoso, es lisa. Si se cultiva en aguas de alta salinidad la concha es muy dura, en baja salinidad tiende a ser blanda.

Si se retira la valva superior derecha, el cuerpo de la ostra reposa con la boca hacia el extremo umbonal o extremo articulado y la parte posterior hacia el extremo redondeado. Por tanto, el eje largo constituye en realidad la altura, pero el uso común lo designa como la longitud. Cuando la valva izquierda se encuentra en la parte inferior y la articulación en el lado izquierdo, el lado superior es el dorsal y el inferior es el ventral. El manto cubre todo el cuerpo en ambos lados. El área ventral adopta la forma de dos faldillas delgadas, engrosadas en el borde y por lo general mas oscuras que el área principal del manto. El manto es la parte del cuerpo que segrega la concha.

Cuando se retiran las dos porciones libres del manto(3) aparecen en el extremo anterior cuatro apéndices con forma de hoja que rodean la boca. Estos son los palpos labiales, que se consideran como los que seleccionan y rechazan las partículas alimenticias. A lo largo de toda la parte ventral del cuerpo se encuentran cuatro apéndices alargados, finamente estriados, de color beige, son las branquias. Unos pelos delgados, o cilia, que se baten rápidamente sobre la superficie de las branquias crean una corriente de entrada de agua a través de la abertura ventral de la concha. Estos funcionan como mecanismos respiratorios y de recolección de alimentos. El agua pasa a través de la estructura en forma de canasta de las branquias donde se filtran las partículas de alimento y otros materiales y se airea la sangre. El agua filtrada pasa luego hacia afuera dorsalmente, a través de la cámara promial, si existe, y desde un área justo detrás del músculo aductor. Varios tractos de cilia sobre las branquias llevan las partículas filtradas al palpo y a la boca.



3 *Crassostrea* con la valva derecha removida

El sistema digestivo consiste en una boca, un esófago corto o garganta que conduce a un estómago en forma de bolsa. En la base del estómago se encuentra una ranura la cual, en una ostra que se está alimentando, contiene un bastoncillo gelatinoso de color amarillento llamado el estilo cristalino. Este constituye una parte integral del sistema digestivo y es una fuente de enzimas. Cuando la ostra se retira del agua, el estilo se desintegra pero se regenera cuando a la ostra se le permite alimentarse de nuevo. Con frecuencia el estilo cristalino es considerado como una lombriz parasitaria por parte de los legos en la materia. Del estómago sale un intestino delgado mas bien largo que termina en el ano, el cual está debajo del músculo aductor.

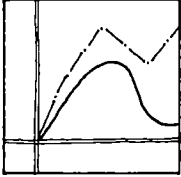
En cada lado del estómago y con conductos que conducen al mismo, aparece una serie de tubos ramosos, denominados la divertícula digestiva, a menudo denominada hígado. Esta es sumamente pigmentada y cuando la ostra está alimentándose en forma activa su color es verde oscuro o negro, de otra manera, su color es café claro. En una ostra delgada, carente de una capa de glicógeno o gónadas desarrolladas, la glándula digestiva puede ser observada a través de la pared del cuerpo.

Cuando se retiran los tejidos anteriores al músculo aductor, se expone el corazón. Este consiste en un ventrículo y dos aurículas, los cuales se conectan con vasos sanguíneos de pared delgada. La sangre es incolora.

La ostra tiene un sistema nervioso simplificado que consiste en tres grupos distintos de células nerviosas en vez de un cerebro.

Los órganos reproductivos de un animal se denominan gónadas y en la hembra las gónadas que producen huevas u ovas se denominan ovarios. La gónada macho que produce espermatozoides se denomina testículo. Los ovarios y testículos se presentan en ostras separadas y consisten en una serie de túbulos ramosos en cada lado del cuerpo. Durante la época de reproducción, cuando las gónadas están maduras y los túbulos están llenos de huevos o espermatozoides, la gónada cubre la mayor parte del cuerpo. En este momento, los túbulos individuales pueden tener la apariencia casi de venas sobre la superficie del cuerpo. Sin embargo, después de completarse el desove, la ostra es magra y acuosa, sin gusto y contiene poca carne, de modo que es inservible para el comercio. Este espacio vacío, ocupado antes por

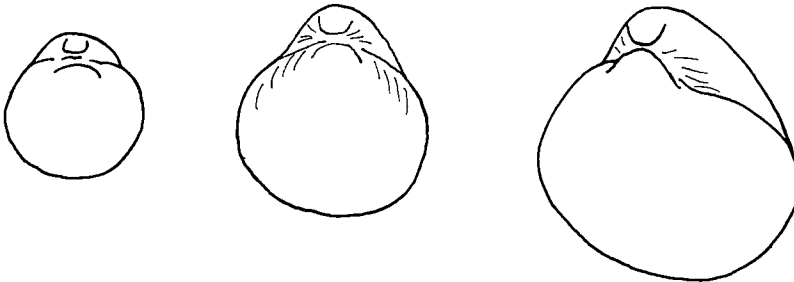
la gónada, gradualmente se comienza a llenar con una sustancia de apariencia almidonosa, llamada glicógeno la cual constituye la base para la formación posterior de huevas y esperma. En los climas moderados, la división entre los períodos de glicógeno y gonadal es mas marcada que en los trópicos debido a la gran diferencia entre las temperaturas del verano y del invierno.



reproducción

Es importante contar con conocimientos sobre las épocas de reproducción y los hábitos de la ostra debido a su relación con la recolección de las ostras jóvenes, llamadas semillas. Los dos tipos principales de ostras, Ostrea y Crassostrea, tienen diferentes hábitos de reproducción. En la Ostrea, cuando las huevas se desprenden de la gónada, son retenidas en la cavidad del manto dentro de la concha, mientras que los espermatozoides son descargados externamente. Las huevas son fertilizadas por la esperma desde afuera y cerca de la mitad de la vida larval se desarrolla dentro de la concha antes de ser soltadas en el agua. En la ostra Crassostrea en el momento del desove, tanto las huevas como los espermatozoides son descargados directamente por fuera dentro del agua en donde se realiza la fertilización y todo el desarrollo subsiguiente.

Después de la fertilización y en 24 horas, el embrión, o larva,⁽⁴⁾ como se denomina actualmente, desarrolla dos conchas diminutas y la capacidad de nadar mediante el golpeteo de



umbo inicial

umbo medio

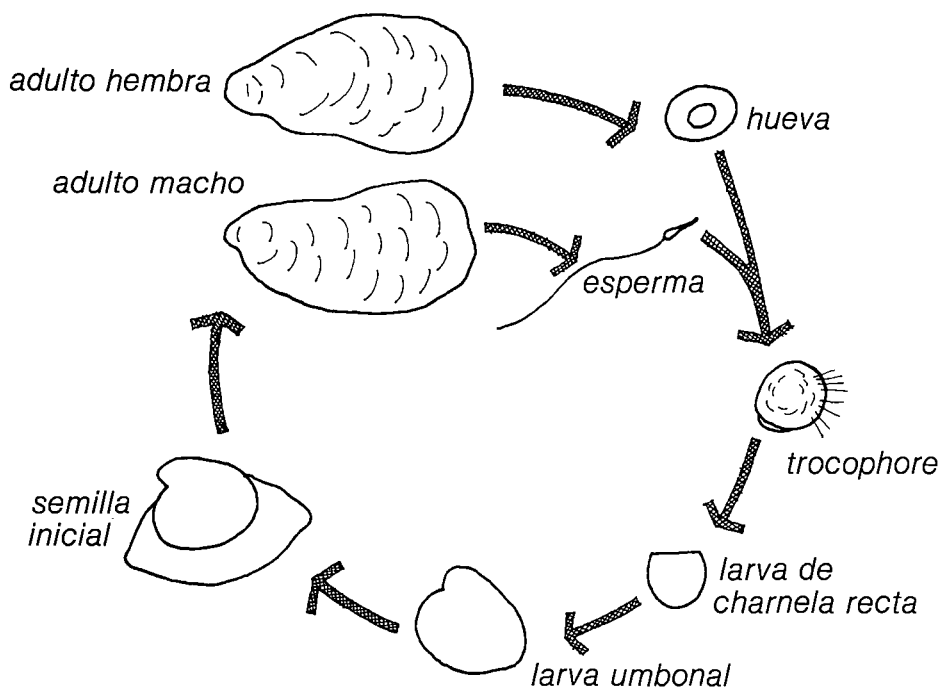
umbo avanzado

4 Etapas de crecimiento en larvas de ostra.

cabellos diminutos llamados cilia. Inmediatamente después se desarrollan algunos de los sistemas de órganos básicos y hacia el final del período larval, la ostra embriónica cuenta con dos músculos aductores, un sistema digestivo, varios filamentos branquiales, una pata con la cual puede arrastrarse, un punto negro ocelado y un órgano natatorio y recolector de alimentos llamado el velum.

Cuando la larva alcanza determinada longitud, la ostra joven se encuentra lista para adherirse. Este tamaño de cerca de un tercio de milímetro se logra en un período de dos

a tres semanas en las aguas de zonas templadas. En algunas especies de las aguas tropicales, su longitud es de casi medio milímetro al cabo de una semana o diez días. Si al nadar toca un objeto limpio y duro como por ejemplo una concha de ostra o una raíz de mangle, comienza a arrastrarse sobre su pata. Cuando encuentra un punto apropiado, con frecuencia una hendidura pequeña, una glándula que tiene en la pata segrega una especie de cemento hacia la cual se arrastra con su valva izquierda o acopada hacia abajo. El cemento se endurece rápidamente y la ostra se adhiere entonces de por vida. Este proceso se denomina asentamiento o fijación y la ostra joven se ha convertido en una ostra semilla(5).



5 Ciclo de vida de una ostra (no a escala)

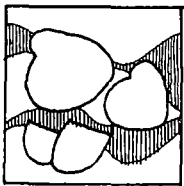
En las ostras del tipo *Ostrea* se presenta una alternación de la sexualidad, generalmente dentro de un período de desove. La ostra puede desovar primero como macho, después de lo cual las gónadas se cambian a la fase hembra y en el siguiente desove se descargan las huevas. En el tipo *Crassostrea*, la ostra desova bien como macho o bien como hembra en cualquier período, pero el sexo puede cambiar después del período de reproducción al año siguiente. Todo el contenido de las gónadas puede ser descargado de una sola vez o se pueden descargar cantidades pequeñas en un período extenso. Por lo general en las zonas templadas el desove se limita a un período breve de uno o dos meses a mediados del verano. En los trópicos, el desove puede extenderse durante la mayor parte del año con momentos de apogeo, generalmente antes y después de la época de lluvias. Para asegurar la fertilización, las huevas y los espermatozoides deben ser descargados al mismo tiempo. Se piensa que los cambios bruscos en la temperatura o en la salinidad son factores importantes en la iniciación del desove. Sin embargo, la presencia de productos sexuales de la

Ostra en el agua donde otras ostras se alimentan es a menudo suficiente para estimular el desove si las gónadas están suficientemente maduras y la temperatura y la salinidad son satisfactorias. Este estímulo cruzado ayuda en el necesario desove masivo.

La época de reproducción de las ostras se puede determinar de varias maneras. La primera consiste en colocar en el área de cría o en un área donde las ostras se presenten en forma natural, colectores (denominados camas) de conchas viejas de ostras o láminas de fibrocemento, suficientemente pequeñas como para poder ser colocadas bajo un microscopio estereoscópico. Su colocación y retiro se hace a intervalos regulares. Una serie puede ser expuesta solo por una semana cada vez, mientras otras pueden estarlo por períodos mensuales o más. Los paneles semanales suministrarán la cantidad de semillas correspondiente a esa semana mientras que los otros que dan las cantidades acumuladas, y que son importantes como colectores comerciales, se exponen por lo general durante períodos mas largos. Estos colectores pueden ser colocados en sitios promisorios y a diferentes niveles mareales, es decir, marea media, bajamar, a uno, dos o tres metros bajo la superficie desde balsas. El número de semillas por área de unidad se contabiliza con un microscopio estereoscópico.

El segundo método consiste en tomar muestras del plancton a intervalos semanales para averiguar la ocurrencia de larvas de ostra. Los métodos de muestreo se describen en otra sección.

El tercer método consiste en tomar muestras mensuales de aproximadamente 50 ostras para averiguar la condición de la gónada. Esto puede hacerse por medio de un examen de conjunto, de frotis o de secciones microscópicas. Obviamente, este último método es el mejor pero los otros dos indican los cambios importantes en la condición de la gónada. Como se ha dicho, una ostra desovada es magra y acuosa mientras que una ostra madura es voluminosa y cremosa y sus túbulos gonadales se destacan en la superficie del cuerpo.



larvas y semillas

Aunque la capacidad para identificar la larva de una especie de moluscos en cultivo puede no ser absolutamente necesaria en todos los casos, en algunos puede serlo. Sin embargo, para desarrollar un cultivo hasta su potencial óptimo es imperativo contar con alguna información sobre larvas, de otra manera se pueden obstruir posibilidades importantes de desarrollo. Por ejemplo, es posible realizar un cultivo satisfactorio sin pronóstico de asentamiento, pero si se dispone de ello, será posible efectuar un cultivo mas exitoso. Esto ocurre en los casos en que el fouling* de los colectores puede ser factor en el éxito del asentamiento y en los que el momento correcto de la exposición del colector, a partir de las predicciones del asentamiento como resultado del conocimiento de la larva, puede significar la diferencia entre un buen y un mal asentamiento.

METODOS DE IDENTIFICACION

Existen varios métodos para identificar las larvas de los moluscos. El mejor y mas positivo consiste en cultivar las larvas en laboratorio. Esto exige la capacidad de hacer

* Ver definición en el Glosario, pág. 80.

desovar a los adultos cuando se requiere, cosa no siempre fácil. La extracción o remoción mecánica y la mezcla de esperma y ova de machos y las hembras es posible, pero a menos que las ovas sean desovadas en forma natural la fecundación puede ser a menudo difícil si no imposible en algunas especies. Mas aun, el equipo de cultivo debe tener la temperatura controlada y contar con un suministro de agua estéril. Otra dificultad es el cultivo de alimento vivo para las larvas y su provisión en la cantidad apropiada. De este modo, a menos que se cuente con equipos de laboratorio muy complejos, el cultivo de larvas de molusco no debe ser considerado.

Existe una alternativa, un método de cultivo parcial, especialmente útil en los países tropicales donde las temperaturas del aire y del agua pueden no ser muy diferentes. En este caso, un número de larvas en estado avanzado, de una especie particular, pueden ser aisladas a partir de muestras vivas de plancton y colocadas en un recipiente que contenga agua corriente de mar filtrada previamente (50 micrones o menos) para extraer los organismos planctónicos mas grandes. Por lo general queda suficiente alimento larval en el agua filtrada como para permitir el crecimiento de las larvas hasta la etapa de la metamorfosis y de la semilla y probablemente hasta el punto en que puede ser posible la identificación. Se debe experimentar con cambios de agua día de por medio, y con alguna aireación y agitación.

El tercer método posible con un mínimo de equipo consiste en comparar larvas en una etapa avanzada con la concha larval (prodissoconch) de la semilla mas pequeña que se pueda recolectar. La forma del prodissoconch, su tamaño y abundancia de sus larvas y semillas en relación con otras especies de moluscos, sirven para las comparaciones. Asimismo, la referencia a la bibliografía existente (Loosanoff y Davis, Chanley y Andrews, y Rees) puede ser útil para clasificar a la larva en la familia de moluscos que le corresponde (la obra de Rees es de gran ayuda para este propósito). Igualmente, el conocimiento de las especies de moluscos locales y su abundancia relativa puede servir de guía. Se debe tener en cuenta que las identificaciones que aparecen en la obra de Rees se basan principalmente en este método. El equipo que se requiere para este método y para el estudio de la mayoría de las larvas de los moluscos, consiste en un microscopio estereoscópico de platina con luz incidental y refleja y con una amplificación hasta de X70 con ocular de imagen de X10 de amplitud de campo, un micrómetro como el tipo Filar ocular y un micrómetro de platina para la calibración. Igualmente, se necesitan lentes de observación comunes de 100 mm de diámetro así como lentes de observación de tipo Siracusa de 2-1/2 pulgadas. Los únicos instrumentos requeridos son pipetas cuentagotas y agujas delgadas de disección. La muestra de planctón se obtiene con redes No. 20 o 25 de seda o de nylon con boca de 30 centímetros de diámetro y un balde apropiado.

MUESTREO DEL PLANCTON

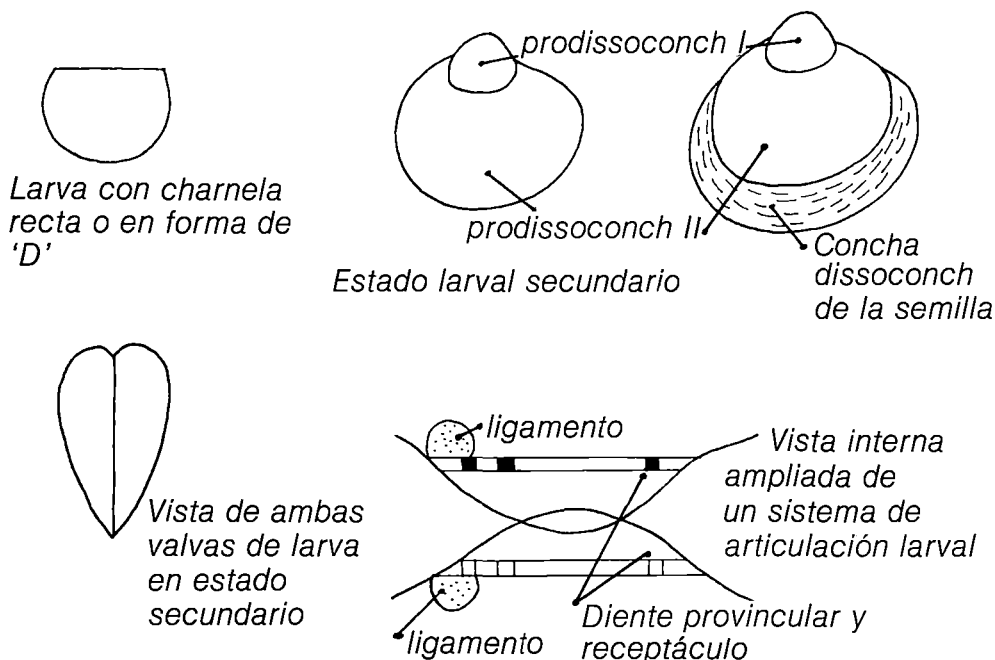
La muestra proveniente de cinco minutos de arrastre de superficie con una red de 30 centímetros, proporcionará en la mayoría de las áreas un número suficiente de larvas, según la época. Si la muestra se va a examinar en vivo, el recipiente que la contiene puede golpearse ligeramente sobre una mesa - esto hará que las larvas que están nadando se precipiten al fondo. Las larvas se sacan con una pipeta cuentagotas y se colocan en una lente de observación. Cuando la superficie de la lente está llena en una tercera parte, su contenido se centrifuga mediante un suave planctón con un movimiento de rotación. Las larvas de los moluscos y otras partículas mas pesadas se quedarán al centro, en el fondo de la lente, en tanto que los organismos mas livianos flotarán. Al inclinar ligeramente la lente, estos últimos van hacia un lado, y de allí se pueden extraer con una pipeta. Este procedimiento puede repetirse varias veces después de incorporar agua de mar limpia a la lente hasta que lo único que quede sean las larvas y las otras partículas pesadas en el centro. Entonces se pueden observar en el microscopio y se puede trabajar con ellas sin la interferencia de organismos no relacionados que flotan o nadan en el medio líquido sin ser importantes.

Para preservar la muestra de planctón basta con agregar suficiente formalina taponada para obtener una solución aproximada del 2%. A un recipiente con 300 ml de planctón se le agrega un máximo de 6 ml de formalina concentrada. Después de un día mas o menos, la larva de los moluscos se deberá separar y colocar en alcohol neutro al 70% o en otro medio no corrosivo, según se sugiere en la Publicación No. 4 de la UNESCO.

La identificación de las larvas de los moluscos no es una tarea fácil. Las diferencias entre especies, aun de familias diferentes, pueden ser muy pequeñas y sutiles. Se requiere un estudio continuo y extenso. De ser posible, se deben utilizar fotografías pero estas deben ser muy nítidas para poder efectuar una identificación efectiva. Lo más práctico son los dibujos personales que deben copiar su contorno en la forma más precisa posible y acentuar, aun exagerando, sus características especiales. La silueta es lo más importante, sin embargo la colocación de la larva en la lente de observación puede hacerla muy diferente a la vista. La configuración real solo es evidente cuando una sola valva descansa con el lado cóncavo hacia abajo. Para lograrlo, la muestra de larvas se debe tratar con una solución del 1% de hidróxido de potasio o con blanqueador corriente de cocina (Chlorox, Perfex) agitando bien la muestra. El producto químico aclara la larva de manera que solo las conchas resultan observables; al agitar la muestra se separan las valvas. Aquellas con el interior hacia abajo darán los contornos reales, mientras que la posición contraria mostrará el provinculum y los dientes de articulación.

Ocasionalmente el color puede ser significativo. En algunas especies, la concha en sí es coloreada. En otras, el color general, particularmente el de la glándula digestiva, puede verse influido por la dieta particular de la especie. La mayoría de los moluscos que poseen un músculo aductor sencillo o músculos aductores de tamaño desigual (el mejillón, la ostra) presentan manchas ocelladas negras en su estado avanzado. Algunos, como los anomíidos, tienen manchas de pigmentación y pueden tener el inicio del orificio byssal en la concha larval. El provinculum y los dientes de articulación constituyen características taxonómicas importantes(6) según ha sido demostrado por Rees y por publicaciones más recientes que describen las larvas lamelibranch y presentan gráficas sobre estas estructuras.

6 Características de las larvas bivalvas.



ESTADIOS DE CRECIMIENTO LARVAL

La concha larval, llamada inicialmente Estado Larval Secundario, es la larva en forma de 'D' o con articulación o charnela recta a la cual hoy en día se le denomina más comúnmente con el término de Prodissoconch I y se distingue de la Prodissoconch II por una línea claramente definida.

Las dimensiones relativas de la larva, su tamaño (longitud o altura) en el momento de la fijación y la longitud de Prod I, facilitan información muy útil. Una vez que se han identificado las larvas en estado avanzado, es posible ir hacia atrás y trabajar con los estados mas jóvenes y de menor tamaño. El estado mas joven de la larva en su concha, inicialmente denominado Estado Larval Secundario, tiene forma de 'D', con una articulación o charnela recta. Esta concha también recibe el nombre de Prodissoconch I y es claramente diferente del crecimiento posterior de la concha larval, denominado Prodissoconch II. El Prodissoconch II, el cual conforma la parte mas larga de la concha larval y del período larval, tiene finas líneas de crecimiento, lo que no se presenta en Prod I. Este estado larval es asimismo denominado Veliconcha. Una vez se ha producido la fijación, entonces aparece la concha adulta, principalmente calcárea, o Dissoconch. La longitud de Prod I es muy constante para cada especie y conforma una característica distintiva. Otro rasgo peculiar de las larvas bivalvas es el área de articulación que, por lo general, se engruesa para formar una base para los dientes y el ligamento de la articulación. La solenacea (razor clams) constituye el único grupo con un ligamento externo - todos los demás lo tienen interno. La Lucinacea y la Ericinacea, por lo general con larvas muy grandes y a menudo larvíparas, son los únicos grupos que carecen de dientes de articulación. Afortunadamente las larvas de ostras, sobre todo los estados avanzados, son muy diferentes de la mayoría de las demás larvas bivalvas. Sin embargo, la identificación de los estados iniciales sí presenta dificultades y la certeza se logra únicamente con la experiencia. En las aguas de climas moderados, cuando las larvas han llegado mas o menos al término medio de su crecimiento(4) los umbos son muy protuberantes y la longitud, en ese momento, es de aproximadamente 150 micrones. Cuando han llegado a su crecimiento completo, las larvas miden aproximadamente 300 micrones; los umbos están bien desarrollados y se presenta una mancha negra ocelada. Las larvas de la Crassostrea tropical tienden a ser de mayor tamaño, hasta de 450 micrones en longitud.

Las características de identificación se basan en:

- 1) La relación entre la altura y la longitud
- 2) La configuración completa
- 3) La forma de los extremos anterior y posterior - redondeados o puntiagudos
- 4) La posición de los umbos, ya sea central o desplazados anterior o posteriormente y sus longitudes proporcionales
- 5) El color. Este es relativo a algunas larvas únicamente, otras son muy incoloras o tienen colores variables. Por lo general, las larvas vivas del género Crassostrea tienden a tener un color parecido al café mientras que las del género Ostrea tienden a ser negras
- 6) Longitud de Prod I
- 7) Dientes y ligamento

La gráfica 7 muestra varias formas larvales típicas que pueden ser utilizadas para establecer una comparación con las larvas objeto de estudio. Por medio del proceso de eliminación se puede reducir el número de posibilidades.

LONGITUD DE LA VIDA LARVAL

Esta se puede determinar por medio del cultivo en laboratorio pero estas condiciones pueden no estar relacionadas con aquellas que se presentan en el mar, por consiguiente se debe tener cuidado en la aplicación de los datos resultantes. Igualmente, cualquier período determinado en el mar, para cualquier año, puede no ser aplicable a todos los años debido a las variaciones en la temperatura y en el suministro de alimento. Estos dos factores determinan la tasa de crecimiento de las larvas. Se debe efectuar una serie de exámenes durante un número de años. En algunos casos, los desoves pueden ser distintos cuando los intervalos de tiempo entre desoves sucesivos son considerables, por ejemplo, cerca de una semana. En tales casos el período larval se determina simplemente como el intervalo entre la aparición de las larvas de articulación o charnela recta y la primera semilla(8).

De acuerdo con lo anterior, se deberán medir muestras diarias de larvas (aproximadamente 100 larvas por muestra) y la longitud media se deberá representar gráficamente para obtener una curva del crecimiento(9). Al mismo tiempo, deberán llevarse registros diarios del asentamiento.

7 Formas típicas de varias especies de larvas bivalvas.



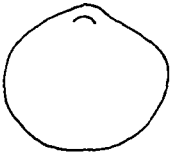
Ostrea



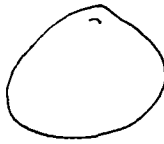
Crassostrea



Hiatella



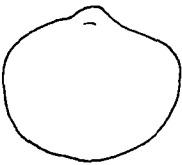
Mya



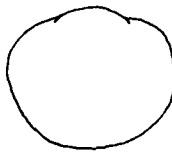
Tellina



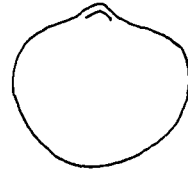
Ensis



Cardium



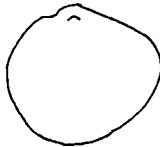
Mygella



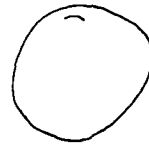
Spisula



Anomia



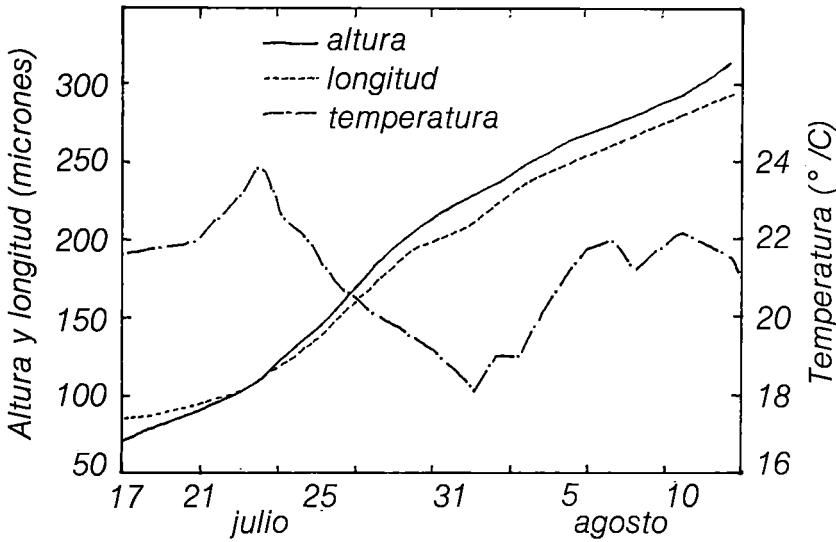
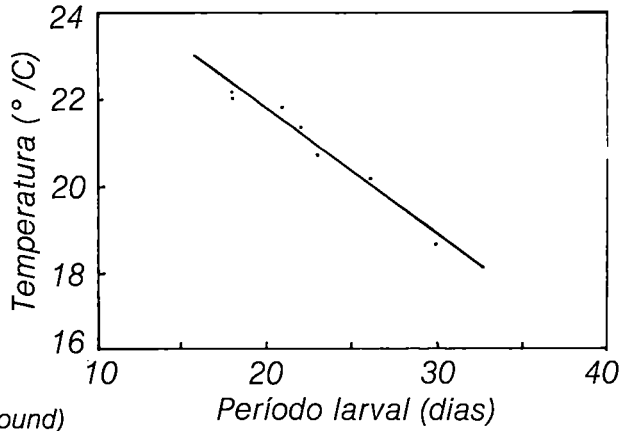
Mytilus



Pecten

8 *Período larval de la ostra del Pacífico a varias temperaturas*

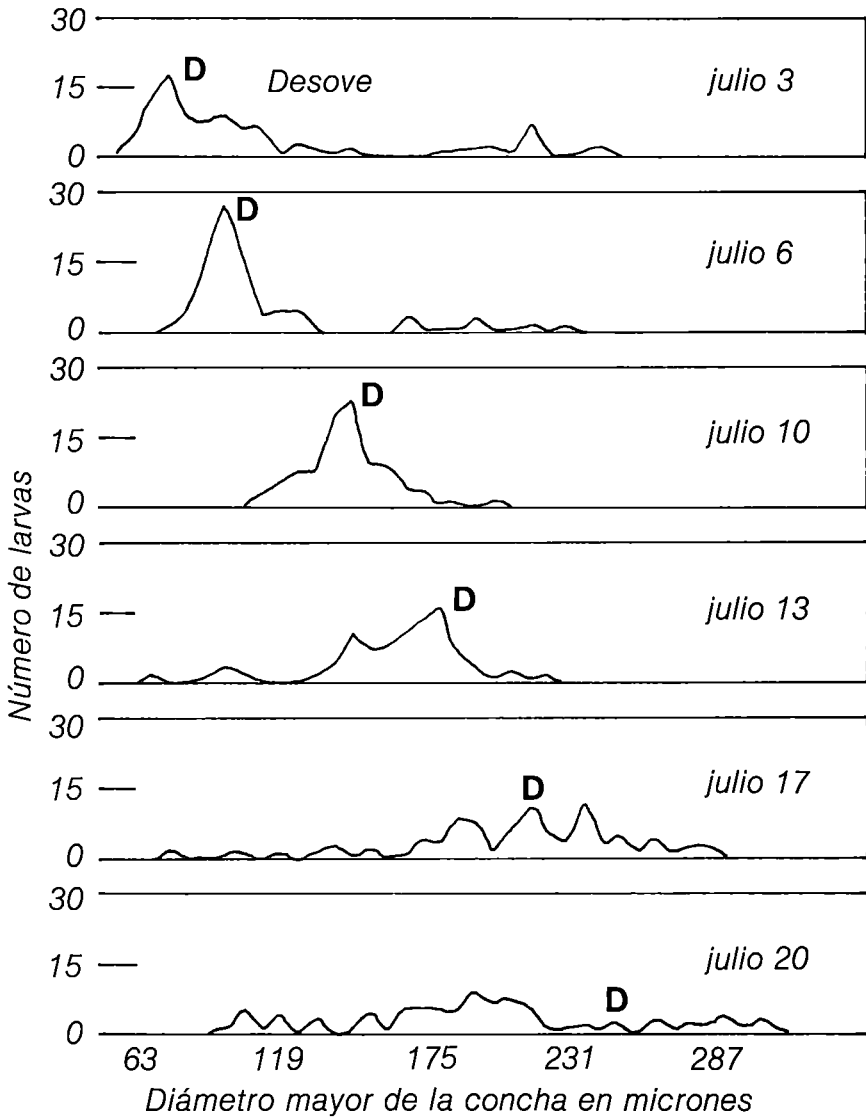
(Datos de Pendrell Sound)

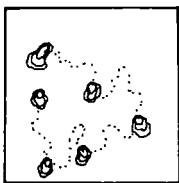


9 *Tasa de crecimiento de las larvas de la ostra del Pacífico en Pendrell Sound*

Si las crías larvales no se distinguen, será necesario obtener mediciones de longitud de muestras diarias con el fin de tener polígonos de frecuencia. La representación gráfica de estos en base a períodos de tiempo determinados(10) indicará el movimiento de modos con el tiempo, y el espacio de tiempo entre la aparición de un grupo de larvas de articulación o charnela recta con su modo y la desaparición de ese modo, acompañado con un período máximo similar de asentamiento, indicará la longitud aproximada de la vida larval.

10 Gráficas de frecuencia de longitud para determinar la longitud del período larval





comportamiento del asentamiento

Es necesario tener algunos conocimientos sobre el comportamiento del asentamiento de las larvas de ostras de modo que los colectores o camas puedan ser colocados en la ubicación más ventajosa. La escogencia de estos sitios se relaciona con la profundidad y orientación de las superficies del asentamiento, ya sean verticales u horizontales. Otros factores que pueden influir son la temperatura, la salinidad, la luz, el ciclo mareal, el ángulo de la superficie, el color y la textura de la superficie, así como la limpieza (mugre, limo, organismos fouling). Por lo general se considera que la temperatura y la salinidad tienen un efecto mínimo en el comportamiento del asentamiento, ya que si estos dos factores son satisfactorios para el crecimiento y la supervivencia, lo serán para el asentamiento.

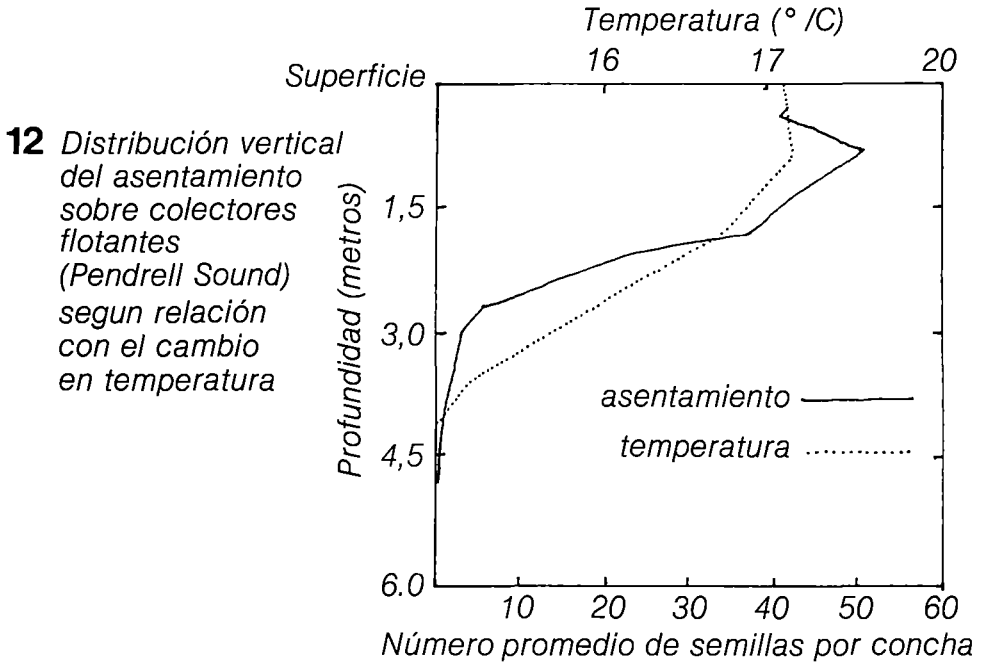
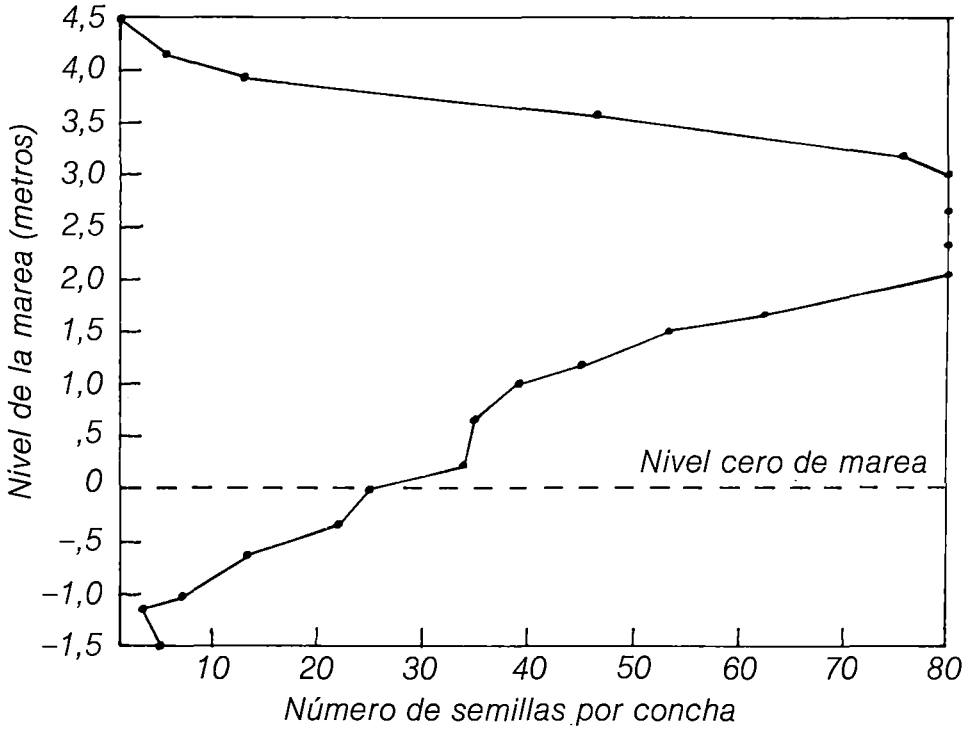
LUZ

Las variables que se aplican en este caso son la hora del día o de la noche, la turbidez del agua y las condiciones meteorológicas, ya sea que el tiempo esté nublado o soleado. Se puede estudiar el efecto de la luz en el campo mediante la exposición de colectores o camas de prueba por intervalos breves y sucesivos durante todo el día y la noche en diferentes tipos de condiciones climáticas. La turbidez se puede determinar por medio de la lectura del disco Secchi. Por lo general, los intervalos de exposición de unas tres horas permiten un asentamiento adecuado. En los lugares en que exista un rango mareal significativo, se puede calcular el tiempo para que coincida con los períodos de repunte de la marea y con intervalos espaciados en forma igual entre los períodos. En este caso, se puede demostrar el efecto del ciclo mareal. Este estudio deberá realizarse durante las series de la marea de cuadratura y la marea equinoccial cuando estas estén presentes y cada serie de exposiciones deberá durar 72 horas. Se deberán exponer por lo menos 50 piezas de colectores (platinas o láminas) divididas en 5 grupos de 10, cada tres horas durante el período de tres días. De ser necesario se pueden llevar a cabo estudios posteriores, dependiendo de los resultados de la investigación inicial. El efecto de la luz puede ser estudiado asimismo en el laboratorio, pero esto requiere un equipo complejo y los hallazgos de laboratorio son con frecuencia difíciles de aplicar en el campo.

PROFUNDIDAD

Este es un factor importante y debe ser analizado en relación con puntos fijos en la ribera por encima y por debajo de la bajamar. Los lugares apropiados para el asentamiento por encima de la bajamar variarán dependiendo en parte de la cantidad de limo. A menudo la situación intermareal es más un asunto de supervivencia que el resultado del comportamiento larval(11). Por debajo de la bajamar se presentan variaciones en la temperatura y en la salinidad pese a la inmersión continua, particularmente durante los períodos en los cuales la columna de agua está estratificada. Se puede lograr una situación constante de profundidad en relación con la superficie del agua a partir de una plataforma flotante en la cual se presenten también variaciones en temperatura, salinidad, luz y tipo de corriente. Se pueden presentar variaciones en el asentamiento como se muestra en la gráfica 12, este tipo de información proporcionará la profundidad óptima a la cual se pueden colocar los colectores. En el estado experimental inicial una cuerda larga, hasta de 8 metros de longitud, con colectores individuales colocados a intervalos de 3 por metro a todo lo largo, puede ser colgada de la balsa. Se pueden exponer varias cuerdas iguales simultáneamente para obtener una medida de la variabilidad entre colectores a profundidades similares en un solo sitio, y en caso de que se puedan perder uno o varios colectores.

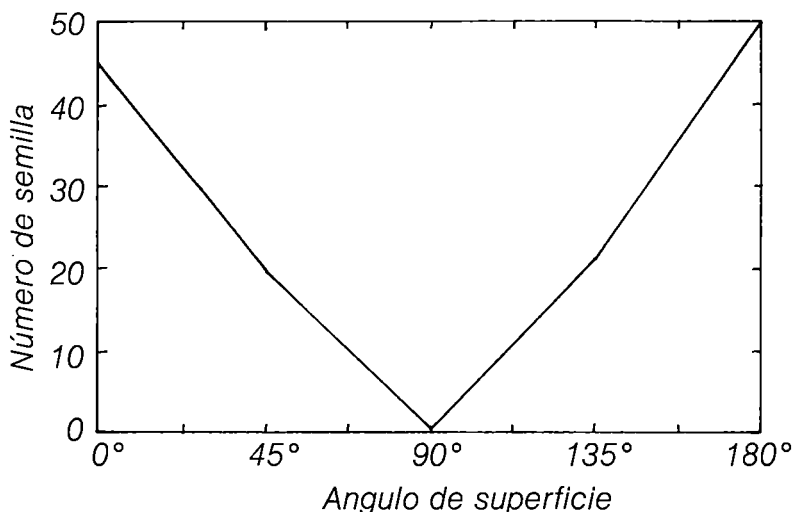
11 Distribución vertical del asentamiento sobre colectores fijos



El ángulo de superficie reviste alguna importancia y en algunos casos, así como en algunas especies, el asentamiento es mayor en las superficies superiores horizontales de los colectores, mientras que en otros el asentamiento es mayor en las superficies inferiores horizontales. También puede variar de año a año de modo que los experimentos o las observaciones se deben repetir cada año durante algún tiempo con el fin de establecer un patrón definitivo. En los experimentos para determinar el ángulo mas apropiado, los colectores deben ser colocados en varios ángulos alrededor de un eje central con la siguiente disposición:

- 0° - bajo la línea horizontal
- 45° - bajo la superficie de una superficie de 45°
- 90° - vertical
- 135° - superficie superior de una superficie de 45°
- 180° - horizontal superior

En la gráfica 13 se señalan los resultados de un estudio tal.



13 Relación entre el ángulo de la superficie de fijación y el asentamiento (Pendrell Sound)

Aun cuando fueron muchos los experimentos realizados con platinas de vidrio para atenuar en parte el factor luz, esto no es necesario y se puede hacer uso de superficies comunes, como láminas de cemento de asbesto, en forma satisfactoria. Por lo general, la mayoría de los investigadores ha encontrado que se obtienen mejores asentamientos sobre superficies horizontales sumergidas. El consenso unánime de muchos estudios afirma que el color del colector tiene un efecto muy limitado o nulo sobre el asentamiento de ostras.

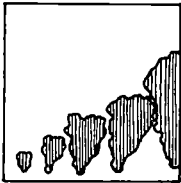
LIMPIEZA

Las superficies fangosas o limosas inhiben el asentamiento al igual que cierto grado de fouling. Algunos consideran que una delgada película de fouling, sobre bacterias, es necesaria para el asentamiento. Sin embargo, se presenta el asentamiento en colectores limpios y no contaminados. Los experimentos realizados con algunas especies de ostras demuestran que los colectores con algunas semillas ya fijadas efectúan una mejor colección que aquellos sin semillas. Igualmente, los colectores que anteriormente tenían un asentamiento y han sido limpiados efectúan una mejor colección que los nuevos. Sin embargo, a menos que la presencia larval sea demasiado baja, es mejor utilizar colectores nuevos y limpios.

IRREGULARIDAD DE LA SUPERFICIE

Las ostras tienen la tendencia a asentarse en la mayoría de las superficies con la excepción de aquellas que son aceitosas, grasosas o blandas. En otras palabras, la superficie deberá ser limpia y dura. El asentamiento se presentará en superficies tan lisas como el cristal, las que han sido utilizadas a menudo en experimentos de asentamientos. El cristal esmerilado o corrugado ha demostrado ser un mejor colector que el cristal no esmerilado. La mayoría de los plásticos, pero no todos, pueden ser colectores y se han utilizado láminas de polietileno y de cloruro de polivinilo. Los revestidos de cemento y de cal que proporcionan una superficie relativamente áspera han sido utilizados en forma amplia, con éxito sobre colectores tales como tejas y paneles de madera.

Si se considera el uso de materiales locales, hay que efectuar pruebas comparativas en relación con materiales comunes tales como conchas viejas de ostra, láminas de cemento de asbesto o materiales revestidos de cemento. Es esencial considerar tanto la eficiencia de la recolección de semillas como el costo del colector en el momento en que se establezca un sistema de cultivo.

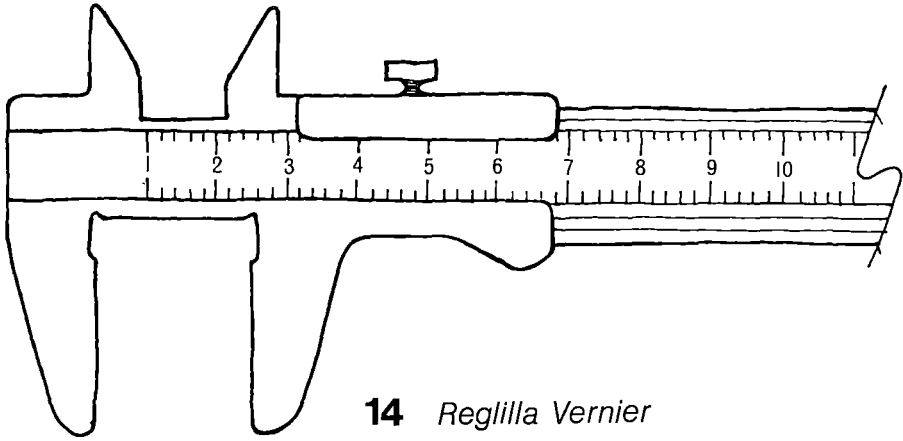


crecimiento

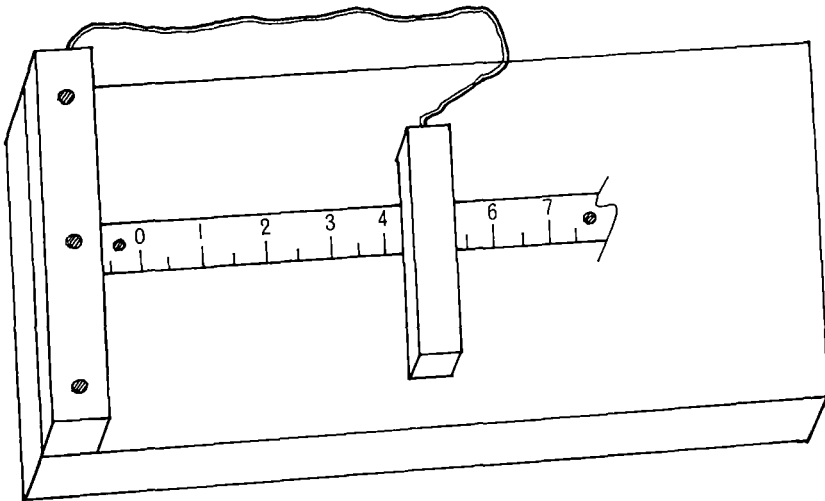
Una de las mediciones más difíciles de las ostras es la del crecimiento. La medición de un espécimen individual se puede hacer fácilmente, el problema se presenta al tratar de determinar el crecimiento promedio dada la variabilidad considerable entre los especímenes y el sitio de cultivo de cada ostra en relación con las demás. Por tanto, el número de animales utilizado en un estudio de crecimiento debe ser considerable -unos 200- y las condiciones de crecimiento lo más similares posible, tal como se logra con una bandeja.

MEDIDAS

Generalmente las ostras se miden por longitud o volumen. El último es en realidad la mejor medida en cuanto combina largo, ancho, grueso y variación de configuración en una sola cifra. Se pueden tomar volúmenes individuales y los métodos para hacerlo se describen en la página 25. Los ostricultores miden generalmente el volumen mediante el número de ostras necesarias para llenar un espacio determinado, tal como una caja corriente o una canasta, o empleando un factor de medición determinado, tal como una fanega (2219,36 pulgadas cúbicas - 0,036 metros cúbicos - 8 galones imperiales). Las dimensiones biológicamente correctas de una ostra aparecen en la gráfica 2. Sin embargo, la mayoría de los ostricultores considera la 'altura' de la figura como 'longitud' por ser la medida mayor. Siempre hay que tener en cuenta lo que el ostricultor actual o potencial entiende por los términos más generalizados. Se pueden tomar medidas lineales por medio de una reglilla Vernier o de un tablero de medición. La reglilla más común es la Vernier que aparece en la gráfica 14. Colocar la ostra en las tenazas de la reglilla en la dirección correcta para obtener la medida deseada es muy simple. Las instrucciones para leer la reglilla vienen con el instrumento. Un tablero de medición con un brazo corredizo(15) constituye una herramienta de medición muy útil y de fácil construcción. Otro mecanismo práctico en el campo cuando se está solo es el método gráfico. Este consiste en una tabla con un dispositivo inmovilizador. Se coloca una hoja de papel milimetrado sosteniéndolo con el dispositivo y si el papel no es a prueba de agua, se puede cubrir o revestir de plástico transparente, la ostra se coloca contra el dispositivo inmovilizador y se marca con un punzón la longitud o el ancho. Las longitudes, etc., pueden leerse directamente al volver al laboratorio.



14 *Reglilla Vernier*



15 *Tablero de medición*

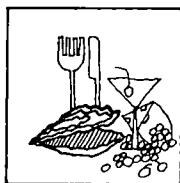
Existen dos métodos principales para determinar el crecimiento. El primero consiste en comparar frecuencias longitudinales sucesivas de una muestra al azar y suficientemente amplia de un grupo de ostras. Hay que asegurarse de que la muestra es representativa y ha sido tomada de un área pequeña. Preferiblemente la muestra se devuelve al punto de muestreo o el mismo grupo de ostras se puede seguir midiendo repetidamente. Las frecuencias longitudinales pueden ser representadas gráficamente y las medianas calculadas. Si ha habido crecimiento, las modas de la curva de la frecuencia longitudinal se moverán a lo largo de la abscisa de la gráfica. El otro método consiste en marcar o identificar con marbetes a las ostras de modo que estas puedan ser reconocidas y medidas nuevamente una y otra vez. Este es un método directo y positivo que permite notar las variaciones individuales(16).

A las ostras se les puede identificar pegando a la concha un marbete numerado. En el mercado se encuentran hoy día muchos marbetes y gomas apropiadas. Otro método consiste en perforar un pequeño orificio a través de la parte sólida del umbo de la valva izquierda y colocar un marbete con alambre flexible de acero inoxidable o con nylon monofilamentado. En la concha también se pueden grabar los números con la ayuda de un taladro eléctrico. En este caso, el grabado se debe colorear y recubrir con una aspersión plástica.

Como una medida adicional de precaución y de control, a las ostras marcadas se les debe practicar una ranura sobre el borde ventral con una lima triangular. Esto deja una marca permanente sobre la concha, una ranura de 2 o 3 milímetros es suficiente y no se hace ningún daño al animal. Esto sirve como un punto permanente de referencia en el estudio de crecimiento.



16 Métodos de colocar marbetes



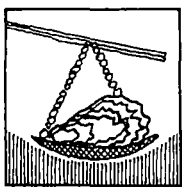
alimentación de la ostra

Pese a los estudios exhaustivos hechos sobre diversas especies de ostras en el mundo, se sabe relativamente muy poco sobre lo que en realidad constituye un alimento utilizable. Como la ostra permanece inmóvil y se alimenta por medio de un filtro, debe aceptar cualquier tipo de alimento que le llegue en el agua que habita. Sin embargo, puede seleccionar, en cierto grado, la comida que ingiere aunque no todo el alimento que consume es digerido. Se sabe muy bien qué ingiere la ostra pero aún no se han definido los valores nutricionales que los diversos componentes de su alimento tienen para ella.

Cualquiera que sea el alimento verdadero, ya sean flagelados microscópicos, diatomea o

partículas orgánicas muy pequeñas (detritus) de la desintegración de animales y plantas en el mar, existe por lo general un ciclo anual de crecimiento y de 'engorde'. Esto indica o refleja un ciclo anual en la disponibilidad de alimentos. En las aguas de zonas templadas las ostras normalmente adquieren su condición óptima durante los meses de la primavera de abril y mayo y esto coincide con la florescencia primaveral del planctón que se asocia en parte con la mayor cantidad de luz y las temperaturas en aumento de esta época del año. Sin embargo, en los trópicos, en donde la luz y la temperatura son relativamente constantes durante todo el año, existen otros factores que sin duda alguna influyen de manera mas importante sobre la condición de las ostras, siendo talvez la salinidad uno de ellos. Hasta el momento los datos sobre el trópico son insuficientes para generalizar sobre los cambios en las condiciones estacionales.

A primera vista puede parecer que la abundancia del planctón debería relacionarse con el crecimiento y engorde de la ostra, y sin duda esto es cierto en parte, pero es difícil y dispendioso averiguarlo. Es mucho mas directo permitir que la ostra misma decida si la cantidad de alimento disponible es suficiente para su crecimiento y engorde. Probablemente el planctón que presente en una estación de muestreo se relaciona muy poco con lo que una ostra tiene a su disponibilidad incluso a una corta distancia debido a las configuraciones de la corriente. Una ostra integra de manera efectiva las variaciones diarias y estacionales en el suministro de alimentos y en los factores hidrográficos y el resultado se ve en la medición del crecimiento y del factor de condición. Por tanto, al inicio de un estudio sobre ostras, se pueden colocar bandejas de ostras de tamaño semejante, aunque no de la misma edad, en jaulas o bandejas en diversos lugares del área de estudio. Las bandejas deben ser colocadas a niveles mareales iguales si se hace en el período intermareal, o a distancias iguales por debajo de la superficie en el caso de que se coloquen suspendidas de balsas o flotadores. Las bandejas de cada sitio deben replicarse por lo menos con tres bandejas por sitio para establecer una medida de variación que permita comparar estadísticamente los resultados de todos los sitios. Cada bandeja deberá contener entre 50 y 100 ostras. De esta manera se podrá estudiar la productividad de un área en términos de conchas de ostras y producción de carne.



factor de condición

La condición se utiliza para describir el grado de engorde de una ostra o la medida en que la carne llena la concha. Se asume que la concha de la ostra crece para acomodar el cuerpo blando una vez que este alcanza su máximo tamaño. Pero el tamaño del cuerpo (carne) de una ostra puede sufrir cambios mas o menos rápidos. Existen cambios estacionales asociados con el ciclo de reproducción; el desarrollo de un incremento en el tamaño de las glándulas reproductivas (gónadas) seguido por una reducción apreciable en la masa después del desove; y seguido por un incremento lento en el tamaño corporal debido, en las aguas de zonas templadas, a un incremento en el glicógeno. En algunas aguas tropicales esto se puede superar en parte por el redesarrollo de la gónada sin la importante fase glicógena experimentada en las aguas de zonas templadas. Sin embargo, se ha observado la fase glicógena en ostras tropicales. Los cambios también pueden relacionarse con las variaciones estacionales o anuales en el suministro de alimentos. Los cambios bruscos en la salinidad hacia niveles mas bajos pueden contribuir igualmente a una pérdida del peso corporal.

Las modificaciones en el contenido de carne de una ostra son importantes para el ostricultor ya que afectan en gran medida el rendimiento de carne y por tanto las utilidades financieras. En consecuencia, es muy importante para la comercialización contar con conocimientos sobre el ciclo estacional de engorde. Sin embargo, se puede esperar que los cambios en la condición de las ostras tropicales no sean tan apreciables como los que

ocurren en las de aguas templadas. Si las ostras se cultivan para el comercio de la concha media, la condición no es tan importante ya que las ostras se venden como ostras individuales y con base en la cantidad de carne. Sin embargo, una ostra 'delgada' no tiene el buen sabor de una ostra 'gorda' y esto puede afectar las ventas futuras.

MEDICION

Existen varios métodos para medir la condición de las ostras:

- (a) La relación del contenido de carne con el volumen interno de las conchas da un índice. Por ejemplo, si se obtienen 75 galones (o libras o kilos) de carne a partir de 100 fanegas o 100 cajas o latas, entonces la utilidad equivale a $75/100 \times 100 = 75\%$. Si del mismo volumen se obtiene una cantidad mayor de carne entonces el porcentaje es mayor y la utilidad mejor.
- (b) También se puede emplear el número de ostras por galón (o litro) comparado con el número de ostras por fanega neta (ostras menos desechos) ya que esto se basa en la relación siguiente: número total de fanegas (cajas o latas) x número de ostras por fanega (caja o lata) = número total de galones x número de ostras por galón.

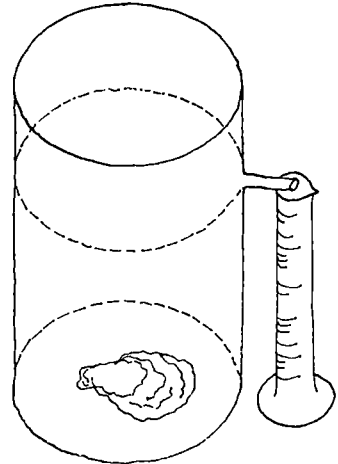
6

$$\frac{\text{Total galones}}{\text{Total fanegas}} \times \frac{\text{número por fanega}}{\text{número por galón}} = \text{rendimiento fraccional} \times 100 = \text{utilidad porcentual}$$

- (c) La producción de carne está relacionada con el tamaño de la ostra producida, ya que la medida del volumen (fanega, caja o lata) en realidad consiste en esto (número de ostras x tamaño de ostras). Se deberá tener en cuenta que la unidad de volumen, ya sea en fanegas, pies cúbicos, litros, caja o lata, deberá representar el valor verdadero o neto el cual excluye los desechos tales como desperdicios y conchas vacías. El número de ostras por galón no constituye una medida de la condición a no ser que se haga referencia al tamaño de las ostras ya que el galón podría estar conformado por 200 ostras grandes en mala condición o por 100 ostras pequeñas en condición óptima.
- (d) Otra forma de medir la condición es por medio del factor de condición. Esto relaciona el volumen de la cavidad de la concha (dentro de las dos valvas) con el peso o volumen de la carne en dicha cavidad. El factor de condición se obtiene por lo general a partir de la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{peso de la carne seca} \times 1000}{\text{volumen de la cavidad de la concha}}$$

Un valor elevado - hasta de 150 - indica una condición alta, en tanto que un valor bajo de cerca de 75 indica una condición muy mala. El procedimiento consiste en obtener primero el volumen de la ostra entera y esto se puede hacer bien por medio del desplazamiento(17) o pesándola primero en el aire y luego en el agua, y la diferencia en gramos es equivalente al volumen en mililitros(18). Después se abre la ostra cuidadosamente y la carne se pesa luego de un período específico de drenaje (ejemplo, 5 minutos) y se seca hasta lograr un peso constante en un horno de secamiento a una temperatura de 95° - 98° C. La concha vacía se pesa en el aire y en el agua, y la diferencia en gramos equivale al volumen en mililitros. Aun cuando no es tan exacto como el método anterior, la diferencia entre el peso total y el peso (métrico) de la concha en el aire,

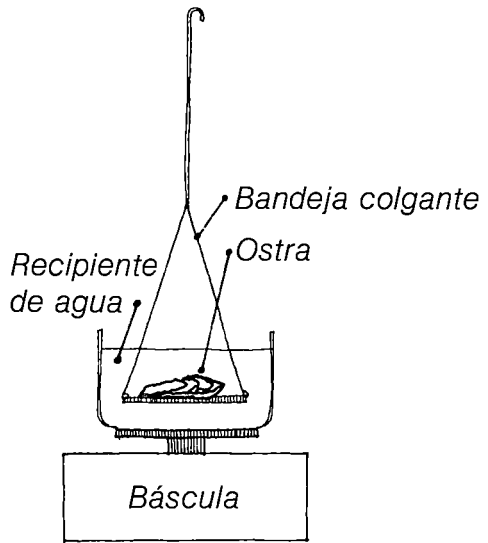
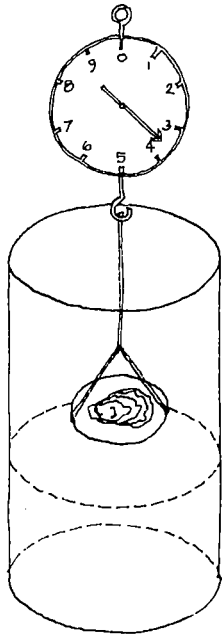


17 *Medición del volumen de ostras por desplazamiento*

ofrece una aproximación satisfactoria al volumen interno.

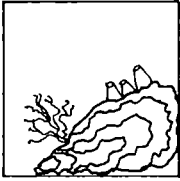
- (e) Otro método para determinar el volumen total de una ostra consiste en medir el incremento aparente en el peso del agua después de que una ostra en una bandeja enmallada es puesta en un recipiente de agua dulce colocado sobre una báscula(19). La diferencia entre el volumen total y el volumen de la concha equivale al volumen interno de la concha (cavidad). Este valor se divide por el peso seco de la carne y se multiplica por 1000 para obtener el factor de condición.

18 Aparato para medir el volumen de ostras. Pesaje en aire y agua



19 Determinación del volumen de la concha de la ostra.

El factor de condición se puede determinar con base en ostras individuales o con una muestra de varias ostras con volúmenes y pesos totales. En este caso se necesitan recipientes de mayor tamaño y básculas mas grandes. Uno de los principales problemas en los estudios del factor de condición lo constituye la determinación del tamaño de muestreo requerido para obtener resultados válidos. Esto se logra por medio de la medición de los factores de condición de cerca de 25 ostras individuales para obtener un cálculo de la variación. Cuando se conoce este dato, se puede aplicar la información a una fórmula estadística para calcular el número requerido de ostras.



fouling

Esto abarca animales y plantas (algas) que se adhieren a los colectores de ostras y a las ostras en crecimiento. A menudo estos constituyen más un estorbo que un problema serio y hay que cuidarse de no dar mucho énfasis a su importancia. Las ostras en crecimiento pueden soportar un grado apreciable de fouling antes de que éste sea tan nocivo que se les tenga que controlar. Una regla empírica para determinar el momento en que el control es necesario es cuando el volumen del fouling iguala o supera el volumen de las ostras maduras. Una alta concentración de fouling puede ser motivo de mortandad, sobre todo en las semillas, de una reducida tasa de crecimiento o de competencia por el espacio disponible en el colector. Los principales organismos fouling que pueden ocasionar problemas son las lapas, los mejillones, los tunicados, los poliquetos que habitan en ductos y los hidroides.

El fouling es generalmente mínimo y rara vez constituye un problema cuando las ostras son cultivadas intermarealmente, bien sobre el lecho del mar o alejadas de este. La principal especie de fouling en este caso es la *balanus* que tiene por lo general una zona específica en la playa mareal y puede hacer necesario colocar las ostras por debajo de esta zona cuando es posible. La mayoría de los problemas con fouling se presenta cuando las ostras permanecen sumergidas continuamente, como sucede en el cultivo flotante. Existen tres métodos principales para erradicar el problema del fouling, a saber:

1. Conocer la secuencia anual del fouling y cultivar en torno a esta.
2. Cultivar fuera del área de fouling.
3. Destruir los organismos fouling.

1. SECUENCIA DEL FOULING

Este método involucra un estudio de la secuencia estacional del fouling. Por ejemplo, cuando una especie de lapas tiene un período anual definido de asentamiento, la semilla de ostra se deberá suspender de la balasa únicamente después de este período. El asentamiento de lapas del año siguiente se encontrará con que las ostras han logrado un tamaño suficiente para defenderse y las lapas se convierten más en un estorbo que en un peligro.

2. CULTIVO ALEJADO DEL AREA DE FOULING

Si con base en un estudio se sabe que las lapas o cualquier otro organismo fouling se asienta y vive a una profundidad específica, las ostras pueden ser suspendidas por encima o por debajo (o ambas) de esta profundidad. En el trópico las ostras se cultivan más frecuentemente en estuarios donde a menudo existe un gradiente bien definido de salinidad presentándose las salinidades más bajas río arriba. Las ostras (sobre todo aquellas del género *Crassostrea*) están capacitadas para vivir y desarrollarse dentro de una amplia gama de salinidad (10% al 30%). La mayoría de los principales organismos fouling vivirá únicamente en aguas de áreas de alta salinidad de modo que la estrategia consiste en recolectar la semilla en el área de reproducción de mayor salinidad y cultivarla hasta su madurez en la parte superior del estuario en aguas de salinidad más baja donde la presencia del fouling es mínima o inexistente. Esto es por lo general a un nivel de salinidad de 15% más o menos.

3. DESTRUCCION DE LOS ORGANISMOS FOULING

Esto solo puede hacerse retirando las ostras del agua y aplicando algún tratamiento a los organismos fouling. El proceso es costoso en términos de mano de obra y de ostras perdidas en la izada y en el descenso. Con frecuencia el solo secamiento al aire basta para matar a los organismos fouling, sobre todo a los de cuerpo blando.

La duración de la exposición al aire solo se puede averiguar mediante la experiencia. Por lo general, las ostras pueden cerrar sus valvas herméticamente y resistir un período de exposición al aire mas extenso que la mayoría de los demás animales marinos. La remoción física manual de los organismos fouling resulta por lo general demasiado costosa. Su lavado con una manguera de alta presión puede remover algunos, pero otros quedan. Otra alternativa es sumergir las ostras en una solución tóxica para el fouling pero no para ellas. El agua dulce es a menudo adecuada, o también inmersiones de 10 a 20 minutos en una solución de salmuera saturada. La inmersión breve en una solución de sulfato de cobre al 1% - 2%, seguida por secamiento al aire puede ser efectiva. Existen otros productos químicos, pero en general las dificultades relacionadas con otros organismos, como los peces, y los costos del equipo y la mano de obra hacen de los métodos de inmersión el último recurso.

Los estudios sobre fouling se realizan mediante la exposición de materiales de prueba durante períodos diferentes, en diversos sitios y a distintas profundidades. Los materiales dependen del fin específico de la investigación. Preferiblemente se debe utilizar el mismo material que se va a emplear como colector. Con frecuencia este consiste en conchas y las variaciones en su configuración y tamaño dificultan las mediciones cuantitativas. Un material que se utiliza con frecuencia son las láminas de cemento de asbesto cortadas en cuadrados de 14 cm x 10 cm, tamaño que permite el examen con un microscopio estereoscópico. También se pueden utilizar paneles de madera del mismo tamaño lo que tiene la ventaja de poder determinar los ataques de los horadadores y la desventaja de una superficie que no se utiliza comúnmente como colector de ostras, además de la posibilidad de su completa destrucción por parte de los horadadores.

Los sistemas de exposición son muchos y algunos de ellos muy complicados. Un sistema relativamente sencillo que ofrece casi todas las respuestas a los problemas sin necesidad de utilizar demasiados paneles, es aquel donde se exponen 6 paneles numerados y un panel sin numerar. Una vez al mes el panel No. 1 y el panel no numerado se retiran para su examen y se reemplazan por paneles nuevos. Al final del segundo mes, el panel No. 2 y el panel sin numerar se retiran y se reemplazan. El panel no numerado da información sobre los asentamientos mensuales de los organismos fouling y los paneles numerados suministran información para períodos acumulados de hasta 6 meses para dos lapsos separados de medio año. Para estudios verdaderamente cuantitativos, se requeriría la repetición en cada sitio y en cada profundidad. Si los paneles de prueba confirman su aceptación por parte de la ostra, se puede obtener información sobre la periodicidad de las semillas, el efecto del fouling en el asentamiento, así como la interacción posterior entre las ostras y otros organismos.



predadores, plagas, enfermedades y parásitos

PREDADORES

Durante el estado planctónico, las ostras larvales son consumidas por muchos organismos. Entre estos están los invertebrados que se alimentan por filtros, como las ostras adultas y las lajas. Igualmente importantes son algunos peces pequeños con mecanismos de alimentación por filtro como el arenque.

Las ostras adultas tienen varios tipos de predadores, entre ellos los peces, cangrejos, caracoles, la estrella de mar y las lombrices planas. La protección contra los predadores es un gasto adicional en el costo de producción de las ostras y en lo posible se debe evitar. Se requieren experimentos cuidadosos para averiguar los niveles de predación y puede ser menos costoso el aceptar un cierto grado de predación que poner en práctica

mecanismos de protección.

Peces

Entre los peces que devoran las ostras está la raya águila, la raya murciélago y el pez tambor. Existen muchos peces tropicales con dientes trituradores adaptados para la alimentación coralina que pueden romper las conchas por lo menos de las ostras más jóvenes. Muchos todavía no se han podido identificar. En algunas regiones de Francia y Estados Unidos se utilizan cercas protectoras para evitar la entrada de predadores, sobre todo en los cultivos de fondo. También se entierran estacas puntiagudas en el fondo del mar para evitar que los peces del tipo de la raya se aproximen a las ostras del fondo. Los cultivos suspendidos exigen redes protectoras. Dependiendo del tipo y abundancia de los peces puede ser posible reducir su número por medio de la pesca en un área cercana al sitio donde los problemas causados por su presencia sean tolerables.

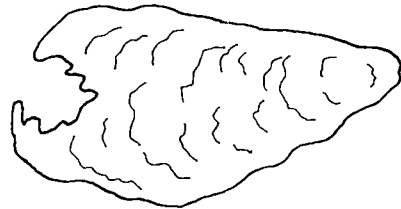
Cangrejos

Los cangrejos de una variedad de especies, pero principalmente los del tipo cancroide que poseen pinzas muy fuertes, son los principales predadores sobre todo de las ostras jóvenes cuyas conchas pueden abrir fácilmente. La prueba de la predación por cangrejos se evidencia en los bordes mellados de las valvas de la concha abierta(20). Puede hacerse necesario proteger a las ostras jóvenes mediante redes. Igualmente, como con los peces, puede ser posible reducir la población, en este caso por captura. Las trampas para cangrejo de los pescadores locales son probablemente las mejores, pero en su ausencia se puede elaborar una trampa sencilla a partir de listones o varillas de bambú, según se muestra en la gráfica 21. Se debe llevar un registro del número y tamaño de los cangrejos capturados en las trampas por intervalo de tiempo y por trampa con el fin de determinar la eficacia del programa.

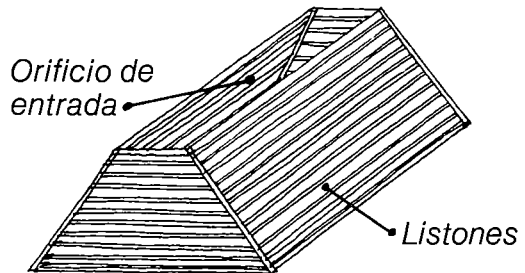
Caracoles

Los caracoles predadores (moluscos gastrópodos) se denominan también taladros o perforadores ya que penetran la concha de la ostra perforando en ella un pequeño orificio circular con un apéndice escofinador que pueden extraer de su boca. Este apéndice también se usa para rallar y extraer la carne de la ostra. Los caracoles pueden horadar en forma rápida la delgada concha de las ostras jóvenes. En un colector de semillas esto puede ocasionar una mortandad elevada en corto tiempo en comparación con un colector de ostras maduras. Los receptáculos de huevos de los perforadores de ostras son cápsulas pequeñas, por lo general de 5 mm x 2 mm, adheridas en grupos a algún sustrato sólido(22 y 23). Hasta un máximo de 50 huevos puede ser depositado dentro de una cápsula individual en la cual se desarrollan e incuban en forma de caracoles enconchados que se arrastran hacia afuera a través de una abertura en la parte superior del receptáculo. Afortunadamente, la mayoría de los caracoles carece de la facilidad de producir larvas por medio de las cuales se podrían diseminar ampliamente. Las ostras en cultivos

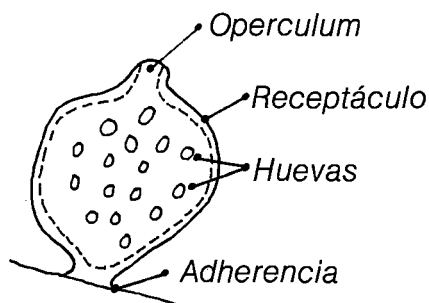
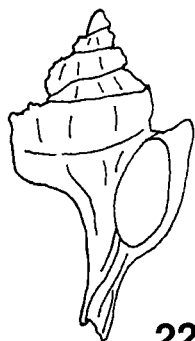
20 *Concha de ostra con señales de daño por cangrejo*



21 *Trampa sencilla para cangrejos*



23 Receptáculo de huevas de horador gastrópodo (ampliado)



22 Horador gastrópodo de ostras y receptáculo de huevas

suspendidos están protegidas siempre y cuando las cuerdas, bolsas o bandejas que las contienen no toquen el fondo. Sin embargo, los sistemas de cultivo de fondo o rejillas son vulnerables al ataque. El método de control mas efectivo consiste en destruir las cápsulas de huevas y recoger a los adultos que están dentro del área de cultivo. Esto puede lograrse simplemente por medio de la recolección a mano o por medio de trampas. Una trampa para caracoles consiste simplemente en una canasta de tela metálica a la cual se le ha colocado una carnada de carne de pescado o de otro tipo. Al igual que con las trampas para cangrejos, se debe llevar un registro adecuado de modo que se pueda determinar si las trampas están reduciendo la población en forma efectiva.

Estrella de mar

La estrella de mar puede ser un predador importante de las ostras a las cuales abre en parte por medio de la presión ejercida por sus brazos y en parte por su capacidad de proyectar un estómago extrusible a través de aberturas muy pequeñas en los moluscos y comenzar su digestión. Sin embargo, se controlan fácilmente mediante recolección regular o destrucción con una cucharadita de cal viva o carburo de sal que se espolvorea sobre su cuerpo para desintegrarlo. El cortar las estrellas de mar dejándolas sobre el colector de ostras no tiene mucho sentido ya que poseen considerable capacidad de regeneración.

Lombrices planas

Algunas lombrices planas, llamadas también lixivadores de ostras o 'wafers' son lombrices ovaladas, delgadas y planas que pueden horadar y matar semillas de ostra hasta de 1 centímetro de diámetro. Son un peligro y se pueden erradicar de los colectores sumergiéndolos en agua dulce por cerca de una hora.

Plagas

Son organismos asociados con las ostras que, aunque rara vez ocasionan su muerte, les causan irritaciones, compiten con ellas por el alimento o les obstaculizan su obtención. Entre estas se encuentran las esponjas xilófagas, las lombrices xilófagas marinas, los moluscos xilófagos, las conchas 'slipper', los cangrejos comensales o asociados, los tunicados, las lapas y otros organismos fouling.

Esponjas xilófagas

Estas son esponjas que pueden penetrar y horadar las conchas de las ostras para crear una serie de galerías o túneles que debilitan la concha. Se observan en la superficie exterior de la concha en la forma de orificios circulares diminutos que están llenos de

esponja, por lo general de un color amarillento. Con el tiempo la esponja puede llegar a la superficie interna de una valva de modo que la ostra debe segregarse cantidades adicionales de nácar, consumiendo así su energía. Como regla general la esponja xilófaga, a menudo del género Cliona, aparece con mayor regularidad en las ostras más viejas. Por tanto, la respuesta obvia, de ser posible, consiste en recoger las ostras antes de que la esponja se convierta en un problema, de otra manera no se puede hacer gran cosa. Las ostras con esponja xilófaga son difíciles de abrir sin estropear la concha ya que ésta se rompe con la más mínima presión.

Lombrices xilófagas marinas

Por lo general pertenecen al género Polydora y algunas especies penetran por el borde de la concha en donde se produce un surco en forma de 'U'. Otras especies permiten que la concha cubra el ducto de fango que forman. En pequeña cantidad no ocasionan mayor daño aparte de hacer que la ostra gaste su energía produciendo más concha y de ser repugnantes. Estas lombrices se asocian por lo general con fondos fangosos y casi siempre son un problema menor en los cultivos de rejilla o suspendidos que en los de fondo. Se pueden destruir dejando las ostras en agua dulce durante un día aproximadamente.

Moluscos xilófagos

Existe un grupo de moluscos, los folados, que pueden horadar y vivir en los surcos de las conchas o la piedra caliza. En algunas áreas tropicales ocasionan los mismos problemas que la esponja xilófaga. Es muy poco lo que se puede hacer para evitar su ataque.

Cangrejos comensales o asociados

Estos son los cangrejos pinnotéridos o cangrejos 'arveja' que cuando están muy pequeños logran introducirse en la cavidad de la concha de las ostras y de otros moluscos a través de la corriente inhalante. Se desarrollan dentro de la concha y pueden llegar a tener una longitud de 2 cm. Su color es pálido con conchas blandas y por lo general los machos son mucho más pequeños que las hembras. Se denominan comensales ya que se considera que la ostra y el cangrejo son mutuamente benéficos. Sin embargo, en este caso parece que la ventaja está un poco del lado del cangrejo ya que en algunos casos pueden dañar las branquias de las ostras. Nada puede hacerse para reducir la incidencia de los cangrejos 'arveja' los cuales no tienen ningún efecto negativo en la comestibilidad de la ostra. Además, los cangrejos 'arveja' se pueden consumir.

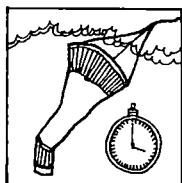
ENFERMEDADES

Las enfermedades de las ostras, que han diezmando poblaciones enteras, se presentan en varias partes del mundo. Sin embargo, sus efectos no son por lo general permanentes aunque la recuperación puede demorar varios años. Estas enfermedades se deben principalmente a los microbios, los hongos y los protozoos. La evidencia inicial de la mayoría de las enfermedades la constituye la presencia de pústulas amarillentas sobre la superficie del cuerpo de la ostra las cuales manchan la concha adyacente.

Las enfermedades de los mariscos son muy difíciles de diagnosticar y las causas de algunas de ellas, de vieja data, no han podido ser identificadas definitivamente.

Solo los expertos pueden estudiar en forma adecuada la mayoría de las enfermedades y se debe buscar su asesoría. Sin embargo, es factible que el cultivador aprenda lo suficiente acerca de la secuencia de la enfermedad y pueda modificar el sistema de cultivo, de modo que el efecto sea mínimo. Hay que examinar factores como la ocurrencia estacional, el nivel mareal, la edad o el tamaño de las ostras afectadas y los grados de tolerancia a la salinidad y a la temperatura. En algunos casos, solo el desarrollo de vástagos resistentes ha permitido la recuperación de un cultivo de ostras; en otros cultivos, tratamientos como la inmersión en fungicidas han sido efectivos.

La florescencia de dinoflagelados que causan la llamada "marea roja" ha sido también la razón de mortandades catastróficas de moluscos. Muy poco se puede hacer para controlar las mareas rojas; en algunos casos se han retirado las rejillas con cultivos de ostras al observar que se está desarrollando una 'marea roja'. Es importante registrar adecuadamente toda ocurrencia, así sea breve, de las mareas rojas observadas. Sin embargo, su desarrollo y desaparición son tan rápidos que a menudo pasan desapercibidas.



predicción del asentamiento

Si los colectores de semillas de ostras se colocan en el agua con mucha anticipación al asentamiento, es probable que les caiga sedimento o estén cubiertos de fouling. Esto es muy importante en las aguas de las zonas templadas donde la época de la reproducción es corta y no siempre tiene éxito. Por lo tanto, el tiempo de recolección es crítico. Esto se presenta muy rara vez en los trópicos en donde la reproducción generalmente ocurre de manera regular durante un período largo de tiempo. Entonces solo se requiere un conocimiento general del tiempo aproximado del período o períodos máximos. Pero aun en el trópico pueden darse casos, tales como los problemas de sedimentación o de predadores, en los cuales un pronóstico mas preciso del asentamiento daría ciertas ventajas. En la mayoría de los casos, el asentamiento de las ostras se asocia con las fluctuaciones en la temperatura (aguas de zonas templadas) o con la lluvia (en el trópico) y estas a su vez dependen de las condiciones meteorológicas para las cuales los pronósticos a largo plazo son rara vez lo suficientemente precisos como para ser de utilidad.

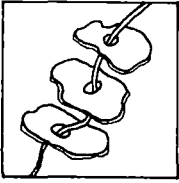
Por consiguiente, la mayoría de los pronósticos para los asentamientos de ostras se basan en un estudio de las crías larvales de muestras de planctón. La presencia de larvas de ostras en estado primario indica que se ha dado un asentamiento reciente y su número muestra si el asentamiento es grande o pequeño. Esto se conoce sobre todo en base a la experiencia previa. Cierta conocimiento de las tasas de crecimiento larval y del período larval a la temperatura prevaeciente permitirá una predicción del tiempo aproximado del asentamiento, en un lapso de uno o dos días. Por lo general, se da un aviso preliminar a la industria ostrícola cuando se presenta el asentamiento. La cría larval es seguida por un muestreo del planctón y con base en la tendencia que se dé en la reducción de números y en las condiciones meteorológicas prevalencientes, se hace un pronóstico firme sobre el tiempo aproximado y la intensidad del asentamiento, con la suficiente anticipación como para permitir a la industria colocar los colectores. En las aguas de zonas templadas, en las cuales el período larval de la *Crassostrea* se extiende de 18 a 21 días, la predicción final se da más o menos una semana antes del asentamiento. Este lapso puede no ser posible en el trópico donde el período larval puede ser mas corto.

La colocación de los sitios de muestreo dependerá de la topografía local, de la configuración de la corriente y posiblemente de la distribución de la población silvestre adulta.

Por ejemplo, en una bahía de 5 millas de longitud y $1/2$ a $3/4$ de ancho, diez estaciones de muestreo suministrarán información adecuada para pronósticos de exactitud elevada. El muestreo diario en estas estaciones ofrece información óptima pero esto es rara vez posible y la frecuencia final, día de por medio o cada tercer día, dependerá en parte de la longitud de la vida larval y en parte de la experiencia previa en pronósticos. El tipo de muestreo depende del equipo disponible, tema que se discutirá en otra sección. La hora del día para el muestreo dependerá del conocimiento sobre los movimientos larvales diurnos y de la situación mareal. Si se dan mareas grandes (rango apreciable) uno de los momentos del repunte mareal proporcionará las condiciones mas uniformes, y en el caso de que el rango mareal sea muy bajo o inexistente, entonces la misma hora todos los días constituirá un momento apropiado. Los mejores momentos de muestreo se pueden determinar con el tiempo como resultado de la experimentación y la experiencia. El muestreo sinóptico (mediante la recolección de muestras en todas las estaciones simultáneamente), sería el ideal, pero rara vez es posible y en consecuencia se deben tomar muestras sucesivas en la forma mas rápida posible.

Por ejemplo, el 15 de julio las muestras de planctón de un arrastre superficial de 5 minutos de duración contenían larvas de ostras de articulación o charnela recta que indicaban que se había presentado un asentamiento pequeño el 12 de julio o algo así, de modo que se podrían esperar nuevos desoves. Las muestras cuantitativas del 16 de julio, tomadas en diez estaciones durante un período de dos horas cerca del repunte de la marea baja, contenían un número promedio de 125 larvas de articulación o charnela recta y umbonado precoz por litro. Las muestras de 100 litros cada una fueron tomadas a un metro de profundidad con una bomba de planctón. El 19 de julio, una serie similar de muestras contenía un promedio de 87 larvas de umbonado precoz por litro. Las muestras posteriores del 21, 25 y 27 de julio contenían promedios de 63, 58 y 35 larvas por litro respectivamente. El clima estaba más o menos estable sin señales de deterioro y las temperaturas del agua permanecieron en 21°C . La gráfica que mostraba la relación entre la temperatura y la longitud del período larval indicaba que a una temperatura de 21°C la vida larval debería ser de aproximadamente 23 días y en consecuencia se notificó a la industria ostrícola que el asentamiento debería ocurrir aproximadamente el 8 de agosto. Los conteos larvales, aunque mostraban cifras decrecientes, seguían siendo bastante altos con una reducción más o menos sostenida en vez de cambios súbitos, lo que indicaba la presencia de condiciones estables para el desarrollo larval. Unos diez días antes del asentamiento y teniendo en cuenta la tasa de reducción en las cifras, era razonable sugerir que el asentamiento sería de magnitud comerciable (1 semilla x 4 cm cuadrados) ya que experiencias anteriores en esta área habían demostrado que una larva en estado avanzado (ocelada) por cuatro litros proporciona un asentamiento de una semilla por cada 20 centímetros cuadrados.

Para el 1 de agosto el número de larvas con una longitud promedio de 225 mm se había reducido a 20 por litro y cinco días mas tarde el promedio era de diez por litro. Los colectores de ensayo colocados el 1 de agosto mostraban unas pocas semillas cuando fueron examinados el 5 de agosto y las inspecciones diarias posteriores indicaron que el asentamiento máximo había ocurrido entre el 9 y el 10 de agosto con un asentamiento promedio de 2 semillas por centímetro cuadrado. El 6 de agosto el número promedio de larvas era de 9 larvas oceladas por litro. Los colectores expuestos en cada una de las diez estaciones de muestreo o en sus cercanías, mostraban un rango en la intensidad del asentamiento entre 1 semilla por cada 15 centímetros cuadrados hasta 3 semillas por centímetro cuadrado. Esta predicción resultó ser más o menos precisa pero no fue difícil ya que se contaba con condiciones climáticas excelentes y uniformes, con un asentamiento relativamente adecuado y con una sola cría larval.

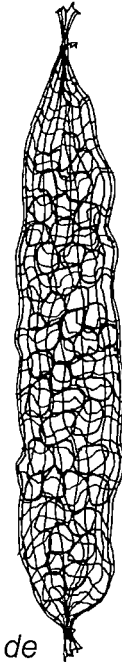


colectores y colección de semillas

En el proceso de colección de las semillas de ostras, el sustrato proporcionado para la adherencia de las larvas se denomina colector o cama. En la colección de la semilla de la ostra el colector se coloca en el agua en el momento y lugar apropiados. Con posterioridad al asentamiento, la semilla se deja crecer generalmente durante un tiempo antes de trasladarla a las áreas de crecimiento o viveros. Existen muchos materiales a los cuales se adhieren las larvas de ostras pero muy pocos son apropiados como colectores desde un punto de vista práctico y económico. Los requerimientos básicos para un colector de ostras es que sea limpio y duro. En la naturaleza, los materiales sobre los cuales se encuentran ostras con mayor frecuencia son rocas, ostras vivas, conchas de moluscos muertos, lapas y raíces del mangle y breñales. También se pueden encontrar ocasionalmente sobre el fondo de botes, muelles o cualquier otro material que esté limpio, sea duro y se halle sumergido en el mar en el sitio y el momento en que se presentan las larvas de ostras.

Para un cultivo organizado se debe disponer fácilmente de colectores en cantidad suficiente, baratos, livianos y que se puedan embalar en unidades de fácil transporte. Asimismo, las unidades deben ser hechas de tal manera que permitan un flujo adecuado de agua para que las larvas puedan llegar a todas las partes del colector. En cultivos establecidos ya hace tiempo, como en América del Norte, Japón, etc., el colector más común es la misma concha molusca, por lo general, ostras o escalopas. Estas se colocan en sartas, abriendo un orificio en cada valva y ensartándolas en alambre o cuerdas(25). Las cuerdas tienen por lo general 1 a 2 metros de longitud y se dispone de máquinas semiautomáticas para perforar y ensartar las conchas. Las conchas también se pueden empacar en bolsas de malla o redes viejas de pesca. Hace poco salió al mercado una malla plástica tubular (llamada 'Vexar' o 'Netlon') que se utiliza mucho para empacar los colectores de conchas(26). En el caso de las bolsas, el diámetro debe ser lo suficientemente pequeño como para permitir una

25 *Recolector de semilla de ostra – sarta de conchas*

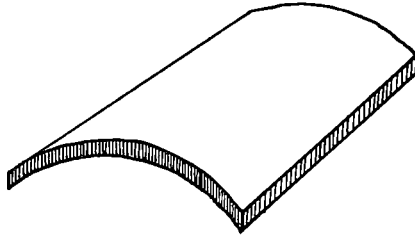


26 *Recolector de semilla de ostra – bolsa de malla con conchas adentro*

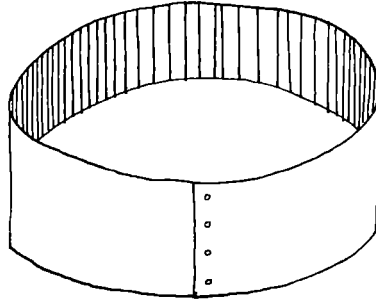
adecuada circulación del agua hacia el centro y esto dependerá en parte del tamaño y configuración de las conchas utilizadas. Las conchas pequeñas y planas tienen la tendencia a aglomerarse muy juntas así que el diámetro de la bolsa debe ser muy pequeño.

En Europa el colector tradicional consiste en tejas que se remojan en cal de modo que la semilla de ostra se puede arrancar raspando la cubierta de cal de la teja(27). En Australia se utiliza la madera en varias formas; allí el colector tiene la forma de palos que se remojan en una mezcla de alquitrán para obtener una superficie dura sobre la madera. En Canadá se ha utilizado chapa de madera cortada en anillos y remojada en cemento(28) al igual que separadores de cartón para cajas de huevos sumergidos en cemento. Otro material muy usado es el fibrocemento (cemento de asbesto) ya sea en forma de láminas o en tiras largas. Actualmente se emplean formas de plástico flexible, algunas veces sumergidas en cemento. En este momento se trabaja en un colector artificial que se desintegra automáticamente en un período aproximado de un año(29). El bambú, cuando está bien seco, representa un buen colector al igual que la corteza de coco, especialmente si se remoja en una mezcla de alquitrán o cemento. La clave del problema de los colectores está en usar el producto local mas barato de que se disponga en proporción a su utilidad o adaptabilidad como colector para el tipo específico de cultivo.

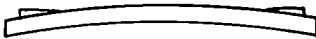
27 *Recolector de semilla de ostra – teja*



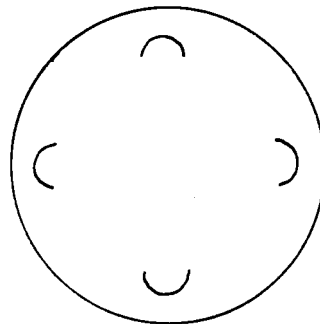
28 *Recolector de semilla de ostra-chapa de madera recubierta en cemento*



29 *Recolector artificial de semilla de ostra*



sección



Vista de plano

MÉTODOS DE EXPOSICIÓN DEL COLECTOR O CAMA

Existen tres métodos básicos para la colección de la semilla y para poner el colector a disponibilidad de las larvas:

1. Trozos sueltos del colector o paquetes del mismo regados en el fondo.
2. Perchas intermareales.
3. Suspensión desde balsas.

1. Trozos sueltos de colector.

Los colectores se pueden diseminar o colocar en el fondo en áreas submareales o intermareales que, por experiencia, se conozcan como productoras de asentamientos adecuados. El fondo debe ser firme y relativamente libre de sedimento, de otra forma el colector se hundirá en el lecho del mar y se reducirá el área de asentamiento. Este método es menos eficiente que el método de perchas o balsas, pero por lo general es menos costoso. Solo la experimentación y la experiencia determinarán la forma en que se equilibran los dos factores. Si se presenta algún peligro por sedimento, el colector solo deberá exponerse un poco antes de que el asentamiento vaya a ocurrir o durante el período máximo de asentamiento. Esto implica un conocimiento detallado de las épocas de reproducción o una técnica de pronóstico de los asentamientos. La principal deficiencia del cultivo de fondo radica en la dificultad de recobrarlo en caso de que se presente una falla en el asentamiento; sobre todo si se trata de un colector suelto. También presenta un peligro mayor que los otros dos métodos por la predación de los horadadores gastrópodos o estrellas de mar.

2. Perchas intermareales.

Las perchas intermareales exigen que su construcción permita sostener colectores empacados e involucran ciertos conocimientos sobre los patrones del asentamiento vertical. La eficiencia de las perchas o rejillas intermareales para la recolección de semilla es mayor que la del cultivo de fondo pero no es tan grande como la recolección desde balsas. En el caso de una falla en la fijación, la recuperación del colector se logra fácilmente, y si se cuenta con la protección suficiente contra la acción de las olas se puede dejar el colector en su sitio hasta la ocurrencia de la próxima fijación.

3. Suspensión desde balsas.

Aun cuando la recolección desde balsas es el método más eficiente debido a la alta intensidad del asentamiento, la tasa de crecimiento, la sobrevivencia y la ausencia de depredadores, también constituye el método más costoso. Sin embargo, no hay problemas de orden mareal para considerar cuando la operación de recolección está en progreso.



selección del sitio

Con frecuencia puede obtenerse asesoría de expertos cultivadores para decidir el sistema de cultivo más apropiado en un área determinada. Esta decisión se toma con base en factores tales como los que aparecen en la Tabla 3 relativos a los sistemas de cultivo más usuales. Los factores aplicables a cada sistema han sido comprobados. También se puede reemplazar las revisiones con evaluaciones cuantitativas de los diversos factores en la columna izquierda. Esto se puede hacer con base en una escala de 5 y en caso de que se tenga fouling, el puntaje podría ser como sigue:

Fondo		Percha			Balsas		Estaca
Intermareal	Submareal	Bandeja	Cuerda	Palo	Bandeja	Cuerda	
5	1	4	4	4	1	1	4

La acción del fouling en las balsas es siempre mayor que en cualquier otro tipo de cultivo, por eso se da un valor mínimo. Esto también puede aplicarse al cultivo submareal de fondo. El cultivo intermareal de fondo tiende a tener un fouling mínimo, por lo cual se da un valor elevado. El cultivo desde balsas está predispuesto a un fouling un poco mas intenso que el intermareal de fondo, por ello se le puede asignar un valor de 3 ó 4 según la experiencia en el área. Si esto se hace para los factores según se relacionan en la Tabla 3, la suma de los cálculos numéricos ofrece una comparación cuantitativa de los diversos tipos de cultivo que puede ayudar a complementar las decisiones basadas en otras consideraciones, tales como la economía o la disponibilidad de materiales.

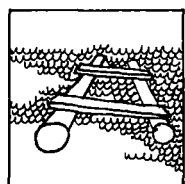
ECONOMIA

La economía de un sistema de cultivo de ostras depende principalmente de los costos del equipo y de la cantidad de mano de obra requerida, así como de la escala de la operación.

tabla 2 Requerimientos Mínimos de Equipo para los Distintos Tipos de Cultivo

Fondo		Percha			Balsas		Estaca
Intermareal	Submareal	Bandeja	Cuerda	Palo	Bandeja	Cuerda	
Mínimo	tenazas o rastras	bandejas madera	alambre madera	madera madera	balsas anclas	balsas anclas	madera para las estacas
	bote	para las balsas	para las balsas	para el revesti- miento de las balsas	cuerdas bandejas botes	cuerdas alambre botes	-clavos

Esta lista indica que el cultivo desde balsas es el que exige mas equipo. El menos costoso es el cultivo intermareal de fondo, seguido por el cultivo de estacas. El cultivo en perchas con el de palos son los siguientes debido a que la mayoría de las veces el costo principal es de la madera y ésta se encuentra generalmente disponible en forma de mangle o bambú.



cultivo

Las ostras se dan en forma natural. Su recolección en este caso es una operación esencialmente pesquera. Cuando al recoger las ostras silvestres y aquellas demasiado pequeñas para el mercado se devuelven al mar para que continúen su crecimiento, se da el primer paso hacia un cultivo o sistema de producción. El siguiente paso consiste en recolectar a propósito ostras jóvenes (semillas) y criarlas bajo control hasta que logren una madurez mercadeable mediante un método o una combinación de diversos métodos de cultivo.

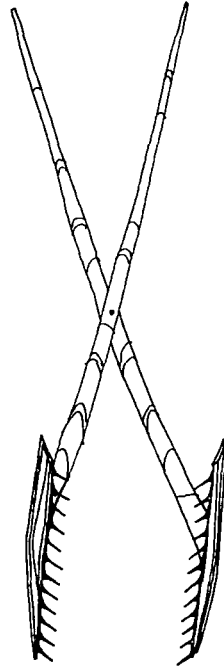
CULTIVO DE FONDO

El cultivo de fondo, como su nombre lo indica, se da cuando las ostras son cultivadas directamente en el fondo, ya sea intermareal o submarealmente. El cultivo intermareal de

tabla 3 Factores Relacionados con Diversos Tipos de Cultivo

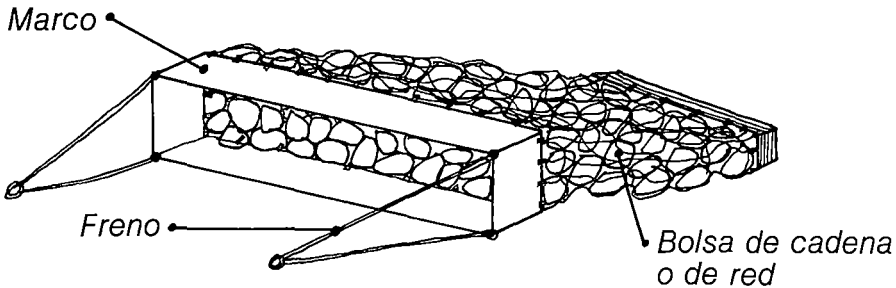
	FONDO		PERCHA			BALSAS		ESTACA
	Intermareal	Submareal	Bandeja	Cuerdas	Palo	Bandeja	Sarta	
Temperatura	x	x	x	x	x	x	x	x
Salinidad	x	x	x	x	x	x	x	x
Profundidad		x				x	x	
Sustrato	x	x						
Nivel mareal	x		x	x	x			x
Rango mareal	x		x	x	x			x
Acción de olas	x		x	x	x	x	x	x
Flujo mareal	x	x	x	x	x	x	x	x
Turbidez	x	x	x	x	x	x	x	x
Aguas navegables	x		x	x	x	x	x	x
Fouling	x	x	x	x	x	x	x	x
Predadores	x	x	x	x	x	x	x	x
Contaminación	x	x	x	x	x	x	x	x
Tasa de crecimiento	x	x	x	x	x	x	x	x
Acceso	x		x	x	x			x

fondo requiere un fondo razonablemente firme de modo que las ostras no se hundan demasiado en él. El siguiente requerimiento está en que el piso esté al nivel mareal correcto de modo que las ostras se encuentren entre las dos terceras partes mas bajas del rango mareal. También se necesita la protección contra la acción de las olas, pues de otra manera las ostras, sobre todo las semillas, pueden ser arrastradas hacia los surcos del fondo o sacadas fuera de los colectores. Dado que la mayoría de las áreas potenciales para el cultivo de las ostras en el trópico se hallan en estuarios con fondos particularmente fangosos y blandos, este tipo de cultivo no resulta generalmente apropiado. Igualmente en el trópico la acción de los predadores en el fondo es por lo común muy fuerte. En el cultivo submareal de fondo, el nivel mareal y la protección contra las olas no tienen importancia. Por tanto, la consistencia del fondo y la acción de los predadores son los dos factores principales. Sin embargo, los problemas de recolección son mayores y se necesitan tenazas manuales o rastras(30 y 31). Aunque puede haber excepciones, el cultivo de fondo en el trópico, sobre todo en los estuarios, tiene casi siempre un potencial muy dudoso.



30 Tenazas de ostra

El paso inicial en el cultivo de fondo es sembrar la semilla que comúnmente está en un colector apropiado para el tipo particular de fondo. Si la semilla recolectada sobre conchas pesadas de ostra se siembra en un fondo blando, con seguridad se presentará una mortandad apreciable debido al hundimiento en el fango y la arena. Con frecuencia se reservan ciertos suelos con fondo firme para que reciban la semilla. Cuando la semilla llega a un tamaño que le permita mantenerse libre de sedimento, puede ser transplantada al terreno de crecimiento o engorde, el cual puede



31 Rastra de ostras

ser menos firme. En las aguas de zonas templadas el tiempo para la recolección puede ser entre 3 y 5 años para las ostras del género *Crassostrea*. En el trópico estas pueden requerir apenas de 6 a 12 meses para lograr un tamaño comerciable.

Existe una extensa bibliografía sobre los sistemas de cultivo de fondo, por ejemplo Cahn (1950), Loosanoff (1965), Quayle (1969) y muchos otros.

CULTIVO ALEJADO DEL FONDO

Con este método la ostra en crecimiento se mantiene alejada del fondo por distintos medios. Se utiliza cuando las condiciones del fondo no son apropiadas debido a su blandura, exposición a la acción de las olas, nivel mareal u otros factores. Las ostras suspendidas crecen además más rápidamente que las del fondo y poseen una mejor condición. Debido a que la ostra o su semilla deben estar empacadas de alguna manera para el cultivo en suspensión, y a que deben hacerse algunos arreglos para la suspensión, este sistema es por lo general más costoso que el cultivo de fondo. Sin embargo, la ventaja de un crecimiento más rápido y de mejores condiciones puede compensar por la diferencia en el costo.

El cultivo alejado del fondo se presta para una gran variedad de métodos, a saber:

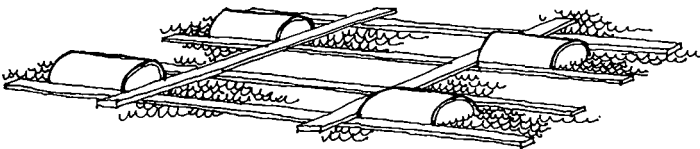
1. Cultivo desde balsas o suspendido
 - (a) Bandeja
 - (b) Cuerda
2. Percha
 - (a) Bandeja
 - (b) Palo
 - (c) Cuerda
3. Estaca

Dentro de estas categorías se presentan muchas modificaciones.

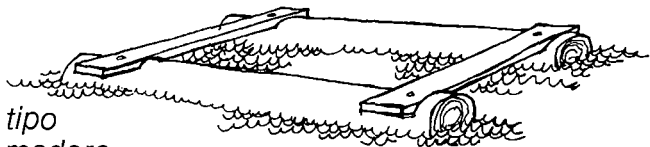
1. Cultivo desde Balsas o Suspendido

En este sistema las ostras se cuelgan de estructuras flotantes, como balsas (32 y 33). Las ostras se pueden colocar en bandejas o se pueden adherir a cuerdas verticales. La balsa

32 *Balsa de ostras tipo flotante o fabricada con barriles vacíos de petróleo*



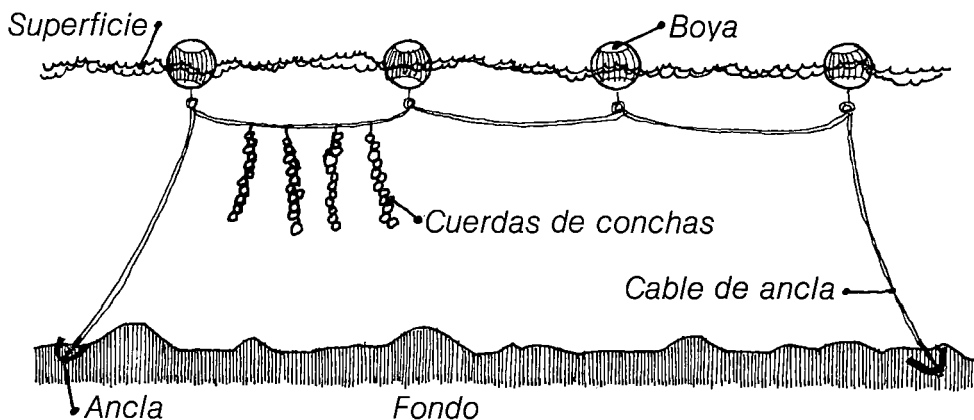
33 *Balsa de ostras tipo trozas de madera*



puede ser de cualquier forma y puede construirse con gran variedad de materiales, entre ellas las trozas de varias especies como el balsa, el bambú, el cedro, etc., y el sistema de flotación puede ser fabricado con barriles viejos de petróleo recubiertos con una mezcla de alquitrán o cemento. También se utiliza la espuma plástica, styrofoam o poliestireno, sola o recubierta con ferrocemento o madera, los pontones de madera prensada cubiertos con fibra de vidrio y los flotadores de polietileno fabricados especialmente para este fin. En el trópico se recomienda el uso amplio del bambú tanto para los flotadores como para la estructura.

Un método alternativo de flotación para las balsas consiste en el sistema "long line"⁽³⁴⁾ que consiste en una serie de flotadores pequeños unidos por un cable que se fija por medio de anclas en los dos extremos. Las bandejas o cuerdas se suspenden del cable. Este sistema es muy flexible ya que puede ser empleado en situaciones donde la acción de las olas haría imposible el uso de las balsas. Los pequeños flotadores pueden ser de bambú, madera, barriles viejos de petróleo, bolas de vidrio o flotadores de plástico fabricados para este fin. También se pueden emplear gomas viejas de automóviles, rellenas de espuma plástica o de poliuretano.

34 Sistema de cultivo 'long line'

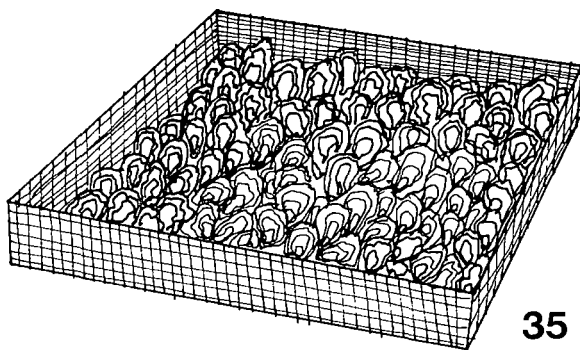


(a) Bandejas

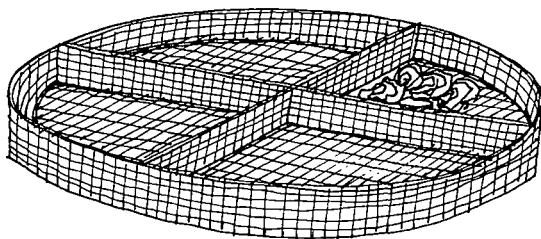
Las bandejas se utilizan⁽³⁵⁾ si un mercado particular exige ostras individuales bien conformadas, por ejemplo el mercado de la media concha. Sin embargo, este método de cultivo es muy costoso en parte debido a la inversión inicial en bandejas y en parte a la necesidad de conservarlas libres de fouling. Si esto no se lleva a cabo, el flujo del agua sobre las ostras se reduce, con la subsiguiente disminución en el crecimiento. En el mercado hay bandejas de polietileno pero también se pueden hacer bandejas apropiadas de solo alambre o malla plástica o con un marco de madera. El cultivo en bandejas presenta limitaciones muy claras, particularmente en el trópico donde el fouling es común. Las bandejas se pueden colocar muy cerca o separadas para permitir una mayor circulación.

(b) Cultivo en cuerdas

Este es el sistema que se usa ampliamente en Japón y Corea. En un alambre galvanizado se ensartan porciones individuales de colectores de semillas (o camas) con semillas ya adheridas. También se utilizan otros materiales como cuerdas tejidas por los habitantes del lugar, cuerdas sintéticas, nylon monofilamentado, etc. Las piezas individuales de colectores se mantienen a una distancia de 8 a 12 pulgadas entre sí mediante separadores tales como pedazos de bambú o canutillos de plástico que se colocan entre los



35 *Bandejas de ostras*



colectores(36). Si se utiliza alambre, una torcedura mantendrá los colectores separados (37 y 38). Estas cuerdas pueden tener la longitud que se desee dependiendo en parte de la profundidad del agua, la hidrografía y la disponibilidad y eficiencia de la maquinaria de izado. Las cuerdas con más de unos 10 colectores son difíciles de izar a mano. Las cuerdas ya preparadas se cuelgan del flotador, ya sea una balsa o un long line, hasta el momento en que las ostras alcancen un tamaño comerciable.

2. Perchas

Este es un sistema mediante el cual las ostras, ya sea en bandejas, cuerdas o adheridas a otros dispositivos, como palos, se disponen sobre perchas las cuales se incrustan en el suelo en la anteplaya, ya sea al nivel intermareal o justo a nivel submareal. Las perchas se pueden construir de muchas maneras, en las gráficas 39a, b y c se dan algunos ejemplos. En la mayoría de los casos se fabrican en madera debido a su disponibilidad y bajo costo pero igualmente se pueden hacer de metal. Las ostras, colocadas sobre algún tipo de sustrato, pueden ser dispuestas en forma vertical u horizontal. La principal limitación al uso de perchas radica en la profundidad del agua - si ésta es demasiado profunda se utilizará mucho material, en consecuencia, la profundidad máxima para las perchas está entre los 2 y los 3 metros.

Además de la ventaja de su bajo costo, la percha permite colocar las ostras a un nivel en el que puedan ser expuestas por períodos breves durante la mayoría de los ciclos mareales, controlando así en gran medida la acción del fouling.

En Japón las perchas se utilizan para la colección de la semilla, para su cuidado invernal y para su acondicionamiento a la exposición al aire. En Australia se usan

ampliamente tanto en la colección de semillas como en el cultivo. En Cuba el sistema de cultivo se basa enteramente en el sistema de perchas.

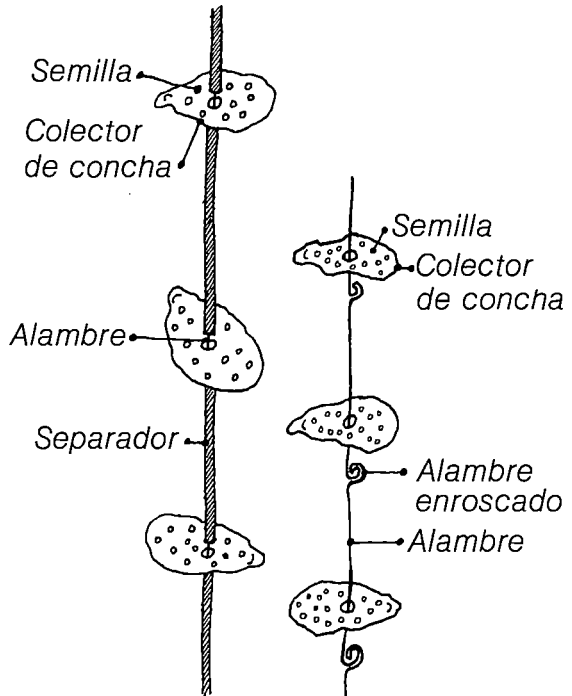
Ya se ha mencionado la suspensión de varios sustratos de ostras, tales como cuerdas y bandejas.

El sistema australiano de cultivo en perchas se basa principalmente en una forma de cultivo en palos y el uso de bandejas en menor grado. Se hacen manojos de varas o palos planos, con un ancho de 1 a 2 pulgadas y una longitud de 4 pies (madera, cemento o cemento de asbesto) para la colección de semillas, estos manojos son colocados sobre perchas en las áreas de semillas. Se pueden emplear tiras de bambú o palos de mangle. Después de la colección y de que la semilla ha crecido un poco, se separan los palos individuales de los manojos y se tienden en forma horizontal sobre perchas dobles(40). Allí las ostras crecen hasta alcanzar un tamaño comercial y ser retiradas del palo. Aquellas cuyo tamaño no sirve para el mercado, se colocan en bandejas para que continúen su crecimiento. La ventaja de este sistema consiste en que las ostras pueden ser cultivadas a un nivel mareal seleccionado. Más aun, no están en el fondo, están alejadas del sedimento de manera que el crecimiento es adecuado y la mortalidad por causa del sedimento es mínima, así como la acción del fouling.

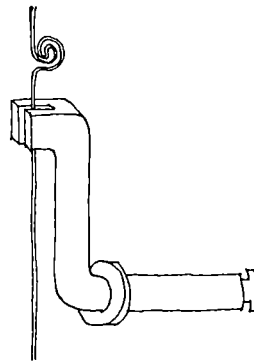
La principal desventaja es el efecto de apiñamiento que puede tener como resultado un crecimiento ligeramente reducido y unas ostras no muy bien configuradas.

El factor de la configuración debería ser de importancia mínima ya que la consideración mas importante es la ostra dentro de la concha, no la concha. Este sistema de cultivo es menos costoso que la mayoría y es sencillo en su operación y sus materiales por lo general son de fácil obtención. Se recomienda el principio básico a todos aquellos que inician un cultivo de ostras donde el cultivo de fondo no es factible y donde la acción del fouling constituye un

36 Cultivo en balsas - sartas de ostras con separadores



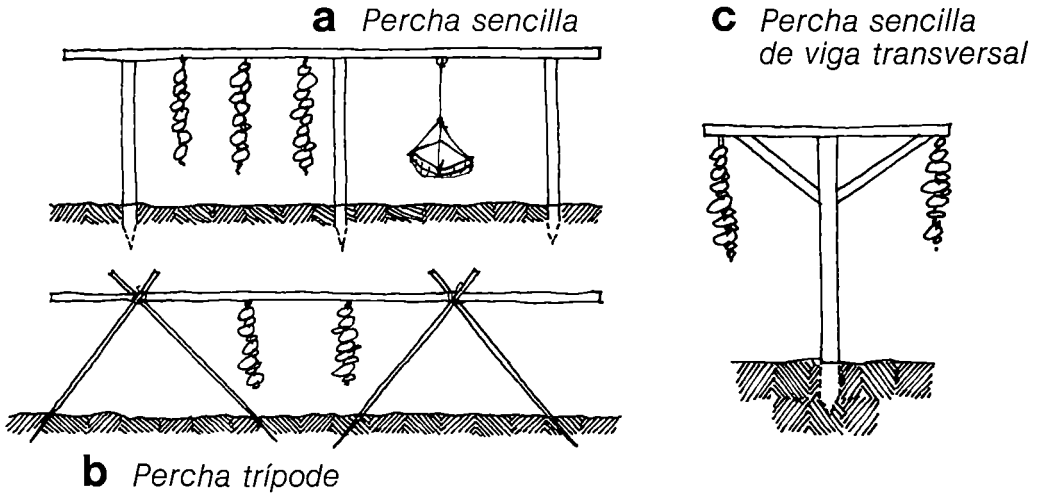
37 Cultivo en balsas - sartas con separadores de alambre enroscado



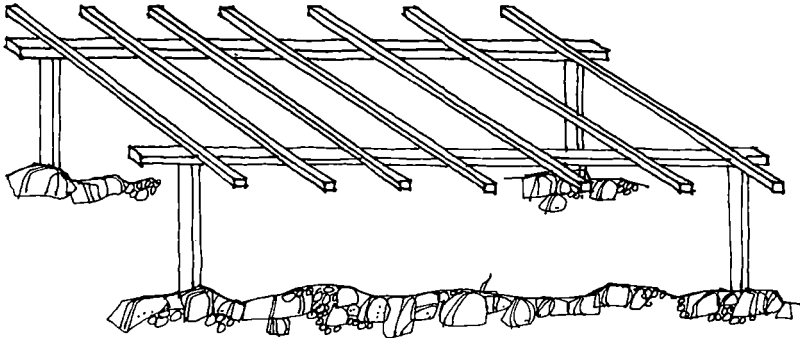
38 Herramienta para enroscar alambre

problema importante. Es ventajoso, aunque no absolutamente indispensable, contar con una medida de la marea alta y baja.

39 Perchas



40 Percha paralela – sistema australiano

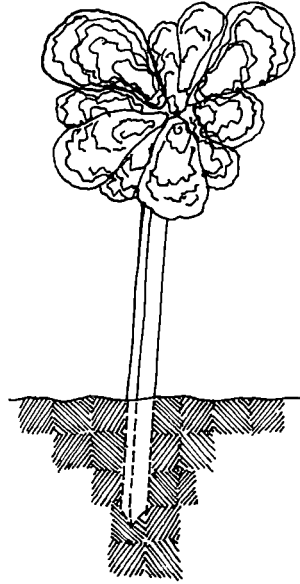
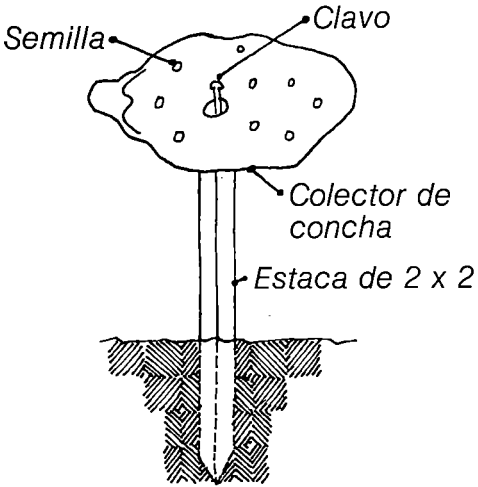


3. Cultivo de Estaca

Hay que distinguir entre el cultivo de estacas y el cultivo de palos. En el cultivo de palos, el palo constituye el sustrato; en el de estaca, ésta es el soporte. En este tipo de cultivo se hunde en el suelo una estaca corta con un clavo en el extremo superior. El clavo mantiene en su lugar un pedazo agujereado de colector con semilla(41 y 42). Las ostras que están en el pedazo de colector --la mayoría de las veces una concha de ostra--

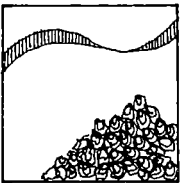
41 Cultivo de estaca –
estadio de semilla

42 Cultivo en estaca
con racimo
de ostras



crecen hacia afuera hasta formar un racimo, como sucede con las cuerdas en el cultivo de balsas.

El sistema es particularmente apropiado para las lagunas poco profundas, donde los fondos son demasiado blandos y donde el área general no es apropiada para el cultivo en balsas. Las ventajas son su bajo costo y el control del nivel mareal al cual se pueden criar las ostras. La acción del fouling puede ser mínima si se selecciona el nivel mareal correcto.

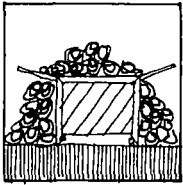


recolección

En las aguas de las zonas templadas la cosecha se presenta generalmente en el invierno cuando las ostras están en condición óptima para su consumo. En el verano relativamente corto las ostras están en su etapa de reproducción y aunque se pueden consumir su condición no es óptima. Esta regla no se aplica en el trópico en donde la época de reproducción es bastante larga. Una de las primeras tareas en cualquier área nueva donde exista un proyecto de cultivo es determinar los cambios estacionales en la condición de las

ostras. En principio esto se puede hacer con las silvestres de los manglares. Ello determinará la época del año en que la condición y, por ende, la productividad son mas bajas. Posteriormente, cuando se haya desarrollado un método, se deberá determinar el ciclo de condición de las ostras cultivadas. Normalmente las ostras se encuentran en su estado menos útil inmediatamente después del desove, cuando éste es completo. Sin embargo, en las ostras con un período de reproducción prolongado puede haber solo desoves parciales durante un período largo.

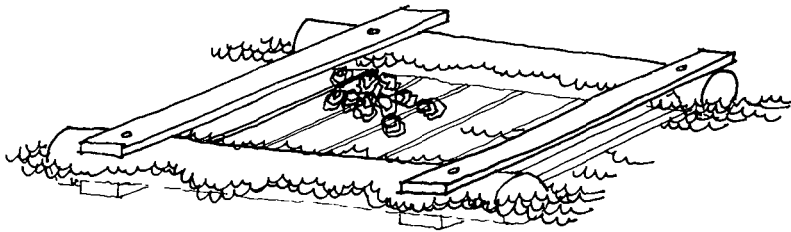
El cultivo de fondo es el único sistema que permite algún grado de mecanización, y tanto el área como la producción deben ser relativamente extensos para justificarlo. Se utilizan botes de pesca de rastra o hidráulicos. Sin embargo, se emplea mucho la recolección manual en los cultivos de fondo intermareales; en el cultivo de fondo submareal se emplean tenazas de funcionamiento manual en algunas áreas. Para los cultivos de balsas y perchas la recolección manual constituye el método mas económico a menos que las cuerdas o bandejas sean muy grandes o pesadas. En este caso es adecuado utilizar un sistema de poleas instalado sobre un marco en forma de 'A' o un pescante en un barco recolector para izar las cuerdas que pesan unos cuantos cientos de kilos.



almacenamiento

Los dos problemas que se relacionan con el almacenamiento de las ostras se aplican a las ostras en su concha (existencia de conchas) y a las ostras descarnadas (carne de ostra). Para esta última, la única solución es la refrigeración. Una refrigeración adecuada y apropiada involucra un enfriamiento rápido y temperaturas de almacenamiento seguras. Aunque las ostras pueden provenir de aguas no contaminadas, ellas contienen una cantidad considerable de bacterias, las cuales en números normales no causan ningún daño. En condiciones cálidas no apropiadas, los microorganismos se pueden multiplicar rápidamente en el cuerpo de las ostras y causar su deterioro. La carne de ostra en recipientes de galón (4 litros - diámetro de 20 cm) y en hielo picado, necesita de 4 a 5 horas para lograr una temperatura de almacenamiento de 5°C (42°F) a partir de una temperatura inicial de 17°C (63°F). El enfriamiento similar en un refrigerador de 0°C (32°F) requiere entre 6 y 7 horas para lograr una temperatura de 5°C (42°F) que es la temperatura común de almacenamiento. Mientras mayor sea la demora en iniciar el proceso de enfriamiento después

43 Flotador sumergible



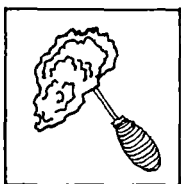
del descarne, el lavado y el empaque, mayor será la posibilidad de corrupción y mas corta la "vida de la concha". Con esta expresión se describe el lapso de tiempo posible para una exposición segura de la ostra en los sitios de mercado y una venta como producto bueno y sano. Se ha encontrado que las ostras conservadas a una temperatura de 12°C (53°F) dejan de ser aptas para el consumo después de 3 a 5 días, mientras que a una temperatura de 8°C (46°F) dejan de serlo después de 7 u 8 días, las ostras conservadas a 1°C (35°F) en hielo siguen siendo aptas para el consumo después de 16 días.

El almacenamiento de existencias de conchas puede lograrse por un método seco o húmedo.

Las ostras cultivadas a nivel submareal deben manipularse con cuidado una vez retiradas del agua ya que la repentina exposición al aire y al calor puede hacer que se abran totalmente perdiendo humedad, con la consiguiente muerte y deterioro.

El almacenamiento en seco es necesario cuando no se cuenta con instalaciones adecuadas o cercanas para el almacenamiento húmedo o en especial cuando aquellas cercanas son inaceptables por problemas de higiene. La principal desventaja del almacenamiento en seco consiste en que las ostras pueden llevar ya un cierto tiempo por fuera del agua y su sobrevivencia en buenas condiciones depende de la temperatura ambiente y de la humedad. Un cuarto frío refrigerado con una temperatura justo por encima del nivel de refrigeración o un área cubierta con hielo da una cierta medida de control y puede aumentar el período de almacenamiento por días y hasta semanas.

El almacenamiento en húmedo implica mantener las ostras en el fondo de aguas naturales, bien sea a nivel intermareal o apenas submareal si el fondo es aceptable. También se puede emplear bandejas. Otro método es utilizar un flotador sumergible en el cual los flotadores son el soporte de un piso sumergido sobre el que se colocan las ostras(43). El piso se coloca con frecuencia a medio metro o menos bajo la superficie y las ostras pueden almacenarse a una profundidad de 30 o 40 centímetros. Se debe tener cuidado de conservar el flotador sumergible en aguas no contaminadas. Con este sistema las ostras se pueden almacenar durante largo tiempo, permitiendo disponer de un suministro constante.

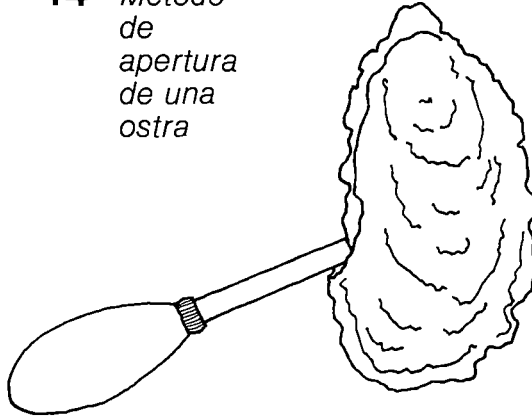


descarne

Descarne es el término para designar el proceso de abrir las ostras y extraer la carne de la concha. Hasta el momento esto es básicamente una operación manual. Los numerosos intentos por desarrollar una máquina han sido infructuosos. Las ostras se abren generalmente con un cuchillo especial acondicionado a la forma de la ostra. La habilidad de descarnar se obtiene con la práctica y cada persona desarrolla su técnica propia. Sin embargo, existen algunos detalles comunes a la mayoría de quienes lo hacen con la mano derecha.

El proceso de apertura de la mayoría de las ostras grandes del tipo *Crassostrea* comienza colocando la ostra sobre una superficie firme con la valva acopada o izquierda hacia abajo y con el extremo articulado hacia la izquierda de la persona. En esta posición el músculo aductor simple, que debe cortarse para permitir que la concha se abra, queda a unas dos terceras partes de la distancia que va desde la articulación hasta una protuberancia en forma de pico al lado derecho. La punta del cuchillo(44) se inserta entre las valvas en este punto con un movimiento de torsión. Se levanta un poco la empuñadura del cuchillo ya que por lo general la valva plana superior se mete ligeramente entre la valva inferior. Una vez que la punta del cuchillo penetra entre las valvas, éste se empuja hacia adentro lo suficiente como para poder efectuar movimientos laterales para cortar el músculo aductor. Se hace girar el cuchillo hasta que la hoja esté en posición vertical y

44 Método de apertura de una ostra



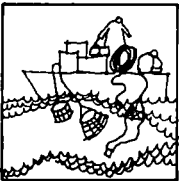
con un movimiento de palanca se quiebra el asidero de la articulación y las dos conchas se separan. Luego se puede extraer la carne de la ostra.

En las ostras cuya concha es demasiado delgada o frágil, se introduce un cuchillo mas angosto y de mayor punta, amellando la valva superior en la zona del pico posterior al músculo aductor, el cual entonces se corta.

Las ostras muy pequeñas y con concha dura se abren insertando un cuchillo, por lo general corto, entre las conchas en el punto de la articulación; un movimiento de palanca separa las valvas lo suficiente para permitir que el cuchillo llegue al músculo aductor.

También se emplea mucho el calor para hacer abrir las valvas, pero esto casi siempre implica la cocción de la carne.

El método del "choque caliente" se emplea también para la separación inicial de las valvas en las ostras en racimo, y no cocina la carne. En este método se sumergen los racimos por 2 ó 3 minutos a una temperatura de 63°C (145°F) a 66°C (150°F) seguidos por un enfriamiento inmediato. El sistema exige un cuidadoso control sanitario.



equipo

1. Naves

El transporte marítimo requerido para comenzar el estudio de la biología básica y los métodos alternativos de cultivo es común a la mayoría de las áreas ya sean templadas o

tropicales. Las diferencias se presentan con los botes que se emplean para hacer frente a las distancias variables, las condiciones meteorológicas y marinas, es decir, tienen que ver ante todo con el tipo de barco. Como el transporte es por lo general el requisito mas costoso, su adecuación contribuirá al éxito de un proyecto de cultivo de ostras.

Los factores que deben considerarse en la escogencia de nave son los siguientes:

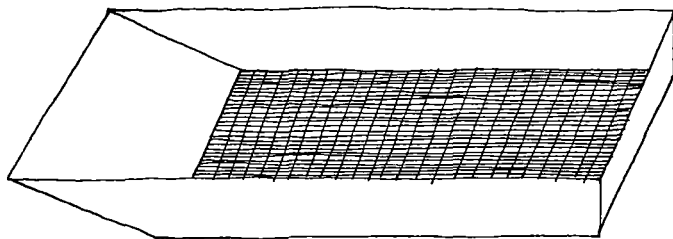
1. Costo inicial
2. Mantenimiento
 - a. Simplicidad
 - b. Personal para su funcionamiento
 - c. Costos de reparación
 - d. Disponibilidad y costo de repuestos
 - e. Equipos de arrastre y costos
 - f. Consumo de combustible y costo
3. Navegabilidad
4. Estabilidad como plataforma de trabajo
5. Capacidad de acarreo - personal, materiales y equipo.

La clave para la selección de una nave es su simplicidad - el tamaño mínimo que realice la tarea en forma adecuada y con una atención mínima. Un barco puede fácilmente convertirse en problema si requiere tanta atención que interfiera con las operaciones ostrícolas.

Es difícil generalizar; pero uno de los tipos de bote mas útiles para el trabajo con mariscos es un tipo catamarán (balsa con cabría), de fibra de vidrio, de unos 5 metros de largo y un motor fuera de borda de 15 caballos de fuerza. Estos son botes de poco calado, estables, con una buena capacidad de acarreo y muy seguros, aunque incómodos a alta velocidad en mar picado. Otra ventaja de este tipo de botes es que se pueden llevar en un remolcador. Si las distancias son apreciables, en aguas agitadas, puede ser necesario emplear un bote mas grande para transportar al pequeño, pero en lo posible la selección del sitio hará esto innecesario.

Una parte muy útil del equipo es una barcaza pequeña entablada o de madera prensada de unos 20 pies de largo, 8 de ancho y 2 de calado con proa inclinada y popa cuadrada(45). Esta barcaza puede ser arrastrada o movida por un motor fuera de borda.

45 *Barcaza de fondo plano para la recolección de ostras*



2. Cultivo

El equipo para las operaciones del cultivo varía algo de acuerdo con el tipo de cultivo que se realice y con lo que se consiga a nivel local, pero la siguiente lista indica las necesidades básicas:

1. Cuerda - de varios tamaños
2. Alambre - calibre 12-14 - galvanizado
3. Clavos o puntillas - de varios tipos
4. Tablones
5. Anclas
6. Flotadores: barriles, bambú, fabricados como por ejemplo, esferas de cristal, defensas para garcías, llantas viejas rellenas de uretano
7. Canastas - de alambre o de mimbre
8. Baldes - de plástico o galvanizados
9. Cuchillos para descarnar ostras
10. Guantes de caucho

Las principales industrias ostrícolas del mundo son resultado de muchos años de desarrollo y han llegado a un punto en el que se considera que cualquier mejoría en la eficiencia solo se puede lograr mediante sofisticadas técnicas de estudio. Tales mejoras, sin embargo, no son para una industria incipiente donde el objetivo es la adaptación de un sistema establecido de cultivo. El conocimiento necesario para ello se puede conseguir con un equipo relativamente simple y los aparatos complicados solo lograrán diversificar la energía de la tarea principal consistente en establecer los principios básicos de la biología y del cultivo. A menudo la financiación disponible es a corto plazo. Las siguientes listas de equipo científico pueden parecer demasiado limitadas pero en realidad son bastante adecuadas para dar comienzo a un proyecto de ostricultura.

3. Herramientas de carpintería

1. Serruchos - sierra - sacaclavos sueco
2. Martillo de uña hendida
3. Martillo de dos cabezas
4. Hacha
5. Palas
6. Machetes
7. Tijeras de hojalatero
8. Tijeras de alambre
9. Palanca de pie de cabra
10. Alicates
11. Limas
12. Carburo de silicio

4. Equipo óptico

1. Microscopio de platina estereoscópico - amplitud hasta x 70
2. Microscopio compuesto - amplitud hasta x 400
3. Iluminadores de microscopio
4. Micrómetro filar
5. Platinas de micrómetro
6. Platina de plexiglas ampliada para el estereomicroscopio

5. Utensilios de vidrio

1. Lentes de observación
2. Lentes de observación - tipo siracusa
3. Platillos
4. Cilindro graduado de plástico 50, 100, 500 y 1000 ml.
5. Jarros de 4 oz, 8 oz, y 16 oz.
6. Pipetas cuentagotas
7. Portaobjetos

6. Equipo para el planctón

1. Redes - No.20 (malla de 76-U), No.25 (malla de 64-U) y malla de nylon
2. Baldes de planctón (extremo de la red)
3. Cuerdas
4. Bomba extractora de planctón
5. Célula de conteo

7. Equipo oceanográfico
 1. Hidrómetro
 2. Termómetros
 3. Termógrafos - preferiblemente sumergibles (tipo Ryan)
 4. Flotador de barquilla o a la deriva
 5. Refractómetro de salinidad

8. Químicos
 1. Formaldeido
 2. Alcohol metílico
 3. Fijativo de Davidson
 4. Bálsamo canadiense
 5. Xilol
 6. Decolorantes (Perfex, Chloro)

9. Transporte terrestre
 1. Vehículo (tipo camión o furgoneta)
 2. Remolcador de bote

10. Miscelánea
 1. Báscula - electrónica - capacidad 3000 gramos
 2. Báscula de suspensión (colgante) - capacidad 10 kg
 3. Contador de tipo 'Veeder Root'



planctón

El planctón, la vida flotante animal y vegetal en el agua, es importante para el cultivador de ostras por dos razones principales. Parte de él constituye el alimento de las ostras, mientras las larvas de la ostra son, a su vez, parte del planctón. El intento de relacionar el planctón con el suministro alimenticio para las ostras en cualquier área específica es una tarea de las más difíciles que no debe ser emprendida por el biólogo general. Sin embargo, el tiempo de aparición y la abundancia de las larvas de ostra en el planctón puede proporcionar información sobre las estaciones de reproducción y el tiempo y la intensidad de su asentamiento. Por tanto, es importante saber cómo muestrear y contar las larvas de ostra en el planctón.

Raramente las larvas de ostra se encuentran en tal abundancia que se puedan obtener cantidades en una pequeña muestra de agua, de tal manera que hay varios sistemas de tamizado en uso. El método básico utiliza una red de planctón(46) que consiste simplemente en una fina malla cónica (de seda o nylon) de textura especial, con un recolector fijado a la base. El método básico para usar la red de planctón es arrastrarla con un bote(47). El bote se mueve a una velocidad que permita mantener la red apenas por debajo de la superficie.

La duración del arrastre depende de la abundancia de larvas en una área particular, pero unos 5 minutos más o menos es una guía para empezar. Después de esto, se jala la red rápidamente al costado del bote para no permitir que el planctón que viene adentro se salga. Luego de que la red es sacada del agua, se deja bajar el nivel dentro de la red hasta que llega a la cabeza del recolector. Si éste es simplemente una botella, se lavan las paredes de la red hacia abajo con agua y la botella se desamarra. Si el recolector

tiene una tapa, ésta se abre para que la muestra caiga adentro de la botella de muestra y se lavan las paredes de la red para retener todo el planctón que quede allí. La botella de muestreo se tapona de inmediato luego de haberle añadido unas pocas gotas de preservativo, del tipo formalina neutra, y haberle puesto un rótulo con la fecha, el tiempo, el lugar, la profundidad y la duración del arrastre. De regreso al laboratorio, la red debe ser bien lavada, de ser posible con agua fresca.

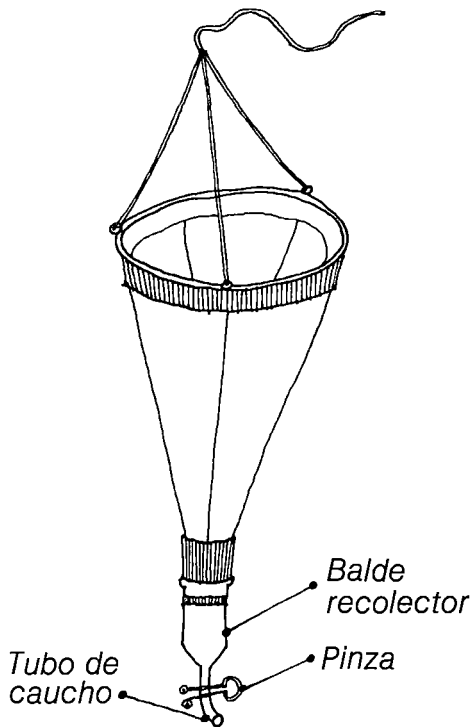
Este tipo de muestra es principalmente cualitativa y da solo una idea aproximada de la abundancia. La eficiencia de la red en recoger una muestra por remolque puede verse reducida considerablemente si hay mucho planctón vegetal o mucho sedimento, lo cual bloquea los poros en la red cónica de seda haciendo que el agua se salga por la boca de la red en vez de ser colada o tamizada.

Por tanto, se requiere una muestra cuantitativa que provea una mejor medida de la abundancia relativa de varios tipos de organismos, así como un muestreo adecuadamente correcto. A menudo se emplea un medidor de flujo en la red pero en esto también influye la eficiencia de la red.

En muchas situaciones donde se hace el muestreo de larvas de ostra se emplea un dragado vertical. En este caso, se baja la red hasta una profundidad específica y luego se jala hacia la superficie a una velocidad uniforme, suficientemente despacio como para permitir una filtración adecuada, y no demasiado rápido pues el agua puede rebosar la boca de la red. La cantidad de agua filtrada puede medirse de manera bastante confiable sabiendo la distancia a través de la cual la red es sacada y el diámetro de la red.

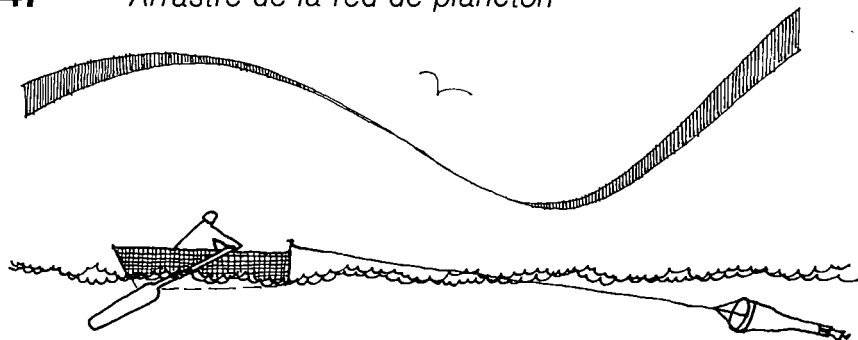
46

Red de planctón



47

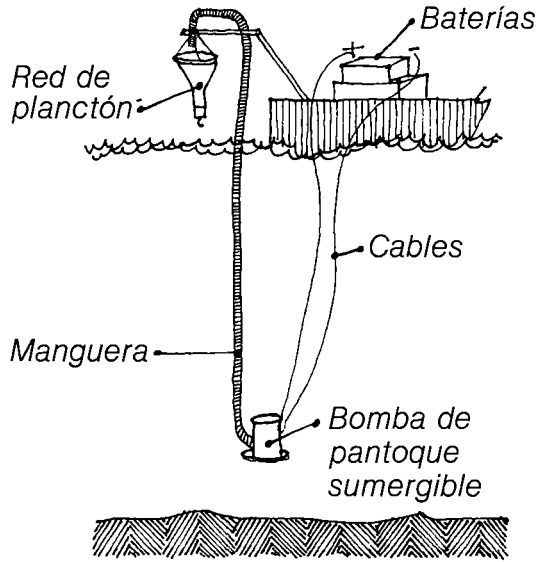
Arrastre de la red de planctón



Ejemplo: una red de 14 cm de boca es sacada de una profundidad de 10 metros. El volumen filtrado se calcula determinando el área de la boca de la red (i.e. $22/7 \times 7^2 = 154 \text{ cm}^2$) y multiplicando ésta por la distancia de izada (1000 cm), lo que da 154.000 centímetros cúbicos o sea, 154 litros.

Otro método de muestreo cuantitativo del planctón es bombear la muestra a través de la red de planctón. Esta puede ser una bomba en la superficie con el extremo del tubo de succión sumergido a la profundidad en la cual se va a tomar la muestra. Un método actual emplea unas pequeñas bombas de pantoque sumergibles activadas con baterías. Estas pueden ser activadas con baterías de 12 voltios que pueden ser transportadas fácilmente en un pequeño bote; la bomba con los cables de electricidad y la manguera se baja a la profundidad requerida(48). El volumen del agua bombeada a través de la red puede ser medido entre un recipiente, con un medidor de agua, o por tiempo específico, si se conoce la tasa de bombeo, lo cual puede ser calculado bombeando en un recipiente de volumen conocido, toda vez que el largo de la manguera sea siempre el mismo.

48 Muestreo de planctón con bomba sumergible

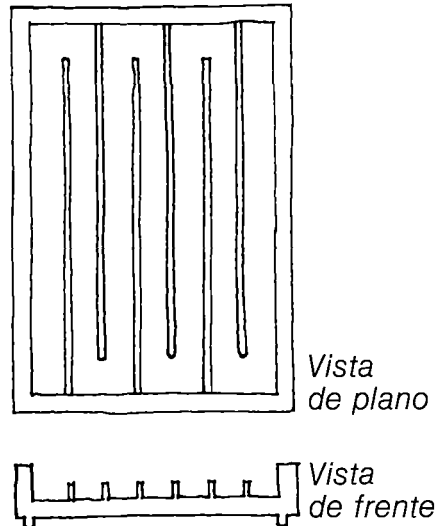


CONTEO DE LAS LARVAS DE OSTRA

Después de tomar la muestra se acostumbra echarle una mirada preliminar antes del conteo, particularmente cuando no se sabe si hay larvas de ostra presentes. La manera mas fácil es recoger las larvas como se explicó en la página 11, y examinarlas con un microscopio estereoscópico. No se requiere un microscopio compuesto a menos que se estén examinando larvas individuales con un propósito particular.

Para contar hace falta algún tipo de cámara. Cualquier fuente o plato con franjas o cuadros marcados puede ser utilizado. Muchos emplean una bandeja especialmente diseñada con canales o franjas de un ancho aproximado al del campo del microscopio(49). La bandeja se mueve hacia atrás y hacia adelante bajo el microscopio, siguiendo las líneas y asegurando así que todas las larvas son contadas sin repetir ninguna. La muestra es colocada en la bandeja después de decantar primero la mayor parte del líquido,asegurando

49 Celda de conteo de planctón

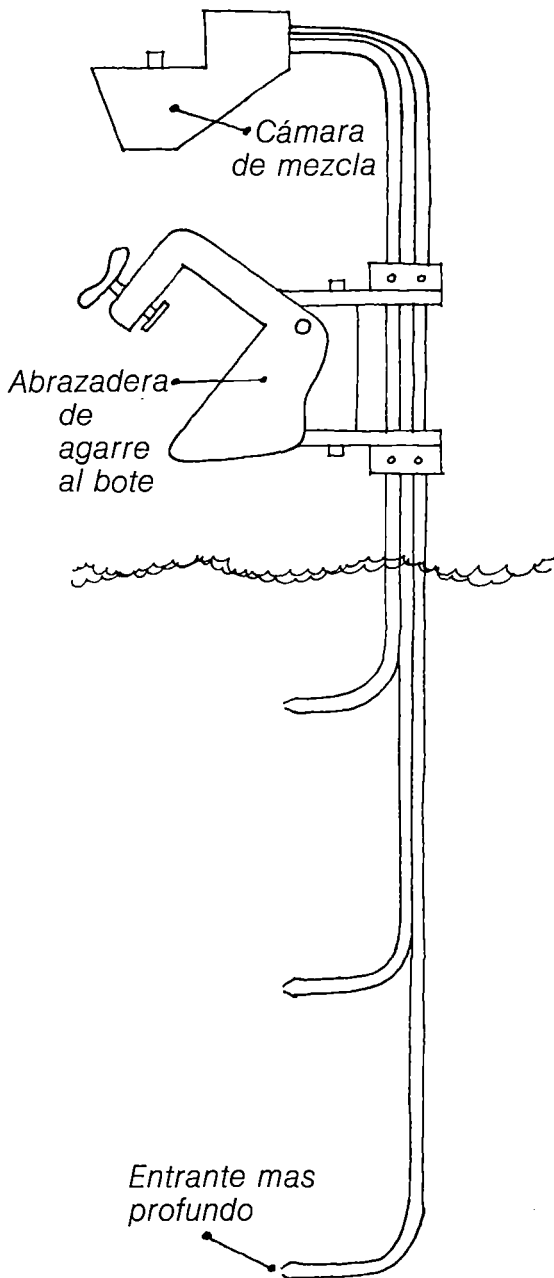


que no se pierda nada del material de sedimento, echando después el resto en la bandeja de conteo tan pronto como sea posible. La vasija es entonces juagada con una pequeña cantidad de agua que también se echa en la bandeja de conteo y este procedimiento se repite hasta que la bandeja tenga suficiente líquido o se esté razonablemente seguro de que no hay larvas pegadas a las paredes de la vasija. Se puede entonces proceder al conteo. El instrumento más útil para esto es el contador tipo Veeder de cuatro claves. En esta forma se pueden registrar independientemente las cantidades de los varios estados larvales, por ejemplo, umbo inicial, umbo medio, etapa de organogénesis (ojos).

Si las larvas son muy numerosas se puede contar solamente las franjas alternas, o la muestra total puede ser subdividida antes de colocarla en la cámara de conteo. Si se cuenta la muestra completa, el número total de larvas, o cualquier grupo, se divide por el volumen del agua filtrada a través de la red. Por ejemplo, si hay 2464 larvas y el volumen es 154 litros, entonces $2464 \div 154 = 16$ larvas por litro. Si se requiere submuestreo, el volumen de la muestra de planctón debe ser medido o aumentado añadiéndole agua hasta un volumen específico conocido. Si, por ejemplo, éste es de 400 ml y se toma una submuestra de 25 ml y se cuentan en ella 800 larvas, entonces sería $400/25 \times 800 = 12.800$ larvas en 154 litros, o $12.800/154 = 83,1$ larvas por litro. El submuestreo puede ser hecho mezclando bien la muestra aumentada y sacando rápidamente la submuestra, o tomando de ella un volumen conocido. El submuestreo debe ser hecho rápidamente luego de mezclar para prevenir que las larvas se establezcan en el fondo. Hay varios removedores de planctón y pipetas Stempel diseñados específicamente para este propósito, pero los métodos que acabamos de describir son generalmente adecuados.

OTROS MUESTREADORES DE PLANCTON

Hay otros métodos para muestrear el planctón por larvas de ostra como el modelo Westley en el cual se colocan tres tubos a diferentes niveles debajo de un bote veloz(50). La presión del agua fuerza el paso del planctón a través de los tubos y hacia



50 Sistema Westley de muestreo de planctón

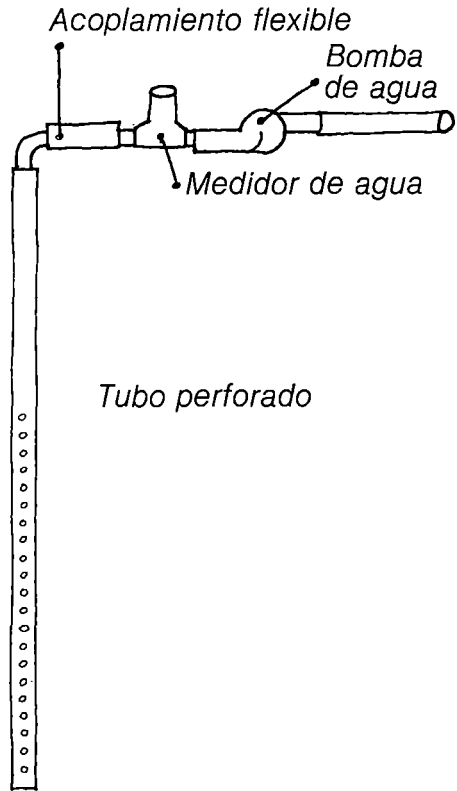
la cámara de mezcla y luego a través de una red de planctón. En esta forma se toma una muestra compuesta a tres distintas profundidades. El propósito es tratar de superar las variaciones en la distribución tanto vertical como horizontal de las larvas. Otro sistema es el muestreador Quayle-Terhune en el cual un tubo de un largo dado se suspende firmemente de la embarcación(51). El tubo, cerrado en el extremo, tiene a lo largo perforaciones de cinco milímetros cada cinco centímetros, a través de las cuales se bombea agua vía un medidor y hacia la red de planctón. Este es otro intento por superar la distribución dispereja de las larvas. En este caso el bote debe ser lo suficientemente pesado para poder empujar un tubo vertical largo a través del agua, pero la velocidad debe ser tan baja como sea posible. También en este caso toda la columna de agua a lo largo de la longitud del tubo es muestreada. Además de esta muestra, es posible también muestrear en una localización específica.

La frecuencia del muestreo de planctón depende del objetivo del estudio. Si éste se ocupa de todos los cambios estacionales y del planctón, entonces lo adecuado es más o menos una vez por semana. Si el objetivo son las larvas de ostra, entonces hay que tomar muestras con mas frecuencia; en aguas tropicales con períodos larvales relativamente cortos, se necesita el muestreo diario.

Otro problema con un programa de planctón es la distribución espacial de las muestras. Esto depende en buena parte de la geografía del área de estudio. Si las líneas costeras son parejas con pocas bahías o promontorios, se requieren menos muestras que en otras condiciones. Además, si existe poco cambio mareal y pequeñas corrientes, serán necesarios pocos puestos de muestreo. Con una línea costera moderadamente indentada una pauta aproximada podrían ser de 4 o 5 puestos por milla cuadrada.

Al comienzo es preferible pecar por exceso en cuanto a puestos y luego, cuando la experiencia lo indique, reducirlos. Otro factor es la cantidad de personal disponible.

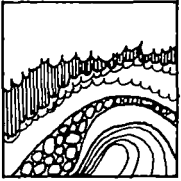
Aparte de la distribución espacial de los puestos y la frecuencia, está el asunto de la profundidad del muestreo. Los factores que influyen son la profundidad real del agua y la presencia o ausencia de estratificaciones térmicas o salínicas, aun cuando en muchos estuarios las aguas están tan mezcladas que no pueden ser estratificadas. Aquí, de nuevo, las muestras preliminares tomadas en la superficie 1, 2, 3, 4, 6, 8, 12, 16, 20 metros



51 Muestreador de planctón Quayle-Terhune

según la profundidad, darán una indicación de los niveles necesitados para proporcionar una descripción razonable de la distribución vertical de las larvas.

El horario del muestreo diario dependerá de lo que se encuentre en las pruebas iniciales. Algunos muestreos deben hacerse en varios ciclos de 24 horas en parte para descubrir si existe una migración vertical (diurna) relativa a los períodos de luz y oscuridad. Si existe poca o ninguna marea, entonces las muestras pueden ser tomadas a distintas profundidades cada 3 horas por 48 o 72 horas. Si existe una variación mareal significativa, entonces los tiempos de inactividad y del mediodía entre ellos pueden ser seleccionados por períodos durante una serie tanto de mareas de cuadratura como equinocciales.



oceanografía

Los factores oceanográficos de mayor importancia para los cultivadores de ostras son la temperatura, la salinidad y las corrientes. De menor importancia son la concentración iónica de hidrógeno (pH), el contenido de oxígeno y la turbidez. Otros constitutivos químicos como las sales nutrientes (compuestos de nitrógeno, fosfatos y silicatos) pueden influir la producción de alimento potencial para las ostras pero son difíciles de medir o de aplicar a las actividades de ostricultura. En los trópicos, las fluctuaciones estacionales en la temperatura del agua son relativamente benignas, pero como la mayor parte del cultivo ostrícola se realiza en estuarios, los cambios en la salinidad son considerables. Las diferencias estacionales y horizontales son de importancia para decidir las prácticas culturales. Exceptuando circunstancias especiales el oxígeno no es un factor limitante, tampoco el pH. Las corrientes son de gran importancia puesto que ellas afectan la ubicación de las estructuras para el cultivo tales como las balsas o las rejillas o perchas, el movimiento de las larvas de ostra y del alimento.

Generalmente la información sobre mareas puede obtenerse en tablas publicadas.

TEMPERATURA

La temperatura puede ser medida en diversas formas; para el trabajo ostrícola no se requiere un alto grado de exactitud y lecturas hasta 0,1 grados son más que adecuadas.

1. Termómetro estándar de vidrio

Es un termómetro estándar de vidrio que para el trabajo con ostras debe estar protegido por un estuche de metal. Para una temperatura de superficie la forma

52 *Termómetro de reversión*

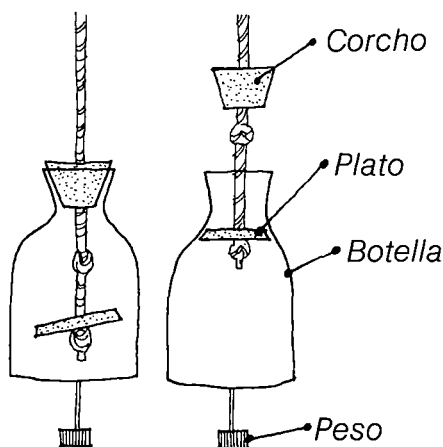


mas fácil es tomar un balde del agua de la superficie, sumergir el termómetro y esperar hasta que el movimiento de la columna de mercurio se estabilice (1 minuto o algo así), antes de la lectura.

53 Botella de muestreo sencillo

2. Termómetro de reversión

Un termómetro para lecturas por debajo de la superficie(52), que se conecta bien a un marco de reversión o a las botellas de muestreo de agua(53). El marco o la botella se baja a la profundidad deseada por medio de una cuerda firme o un alambre. Por la cuerda se baja un aditamento que activa el mecanismo que permite al termómetro devolverse y marcar la columna de mercurio en el punto correcto. El termómetro entonces se saca y la temperatura se registra tanto en el termómetro principal como en el termómetro auxiliar tipo estandar que se monta a lo largo del termómetro reversible. El termómetro auxiliar se usa para precisar la lectura por los cambios en la diferencia entre la temperatura en la reversión y la temperatura del alrededor en el momento de la lectura. Existen fórmulas para determinar las correcciones que se deben aplicar. Sin embargo, para el trabajo con ostras este grado de precisión es innecesario y la sola lectura del termómetro de reversión es suficiente.



Este sistema que es dispendioso y costoso debe ser considerado solo en circunstancias excepcionales.

3. Batotermógrafo

Este es un instrumento que registra sobre un vidrio ahumado un perfil de la temperatura del agua contra la profundidad. Es útil para determinar los niveles de termoclinas pero generalmente en aguas de cierta profundidad. Este es también un instrumento costoso de utilidad limitada en trabajo con ostras.

4. Salinómetros

Estos son instrumentos electrónicos que miden tanto la salinidad como la temperatura. Uno consiste en una caja operada por baterías que contiene los implementos electrónicos con los diales y los botones. Pegado a ella va un cable con una cabeza sensora que se sumerge a la profundidad requerida. La medición de la temperatura y la salinidad puede ser hecha inmediata y rápidamente, de manera que se puede tomar toda una serie en un período muy corto. Sin embargo, el servicio de mantenimiento de estos instrumentos no es muy bueno de manera que generalmente no se recomiendan.

5. Termómetro de registro

Uno de los instrumentos de temperatura mas útiles para el estudio de los crustáceos es el termómetro de registro. Existe un tipo con reloj en una cara y una o dos colas para colocarlo en la profundidad en que se requiere la temperatura. Estos operan por cuerda que alcanza para una semana. Existe otro tipo mas compacto que es sumergible lo cual permite protegerlo del vandalismo y el robo. La cuerda sirve para varios meses. El registro continuo muestra todas las fluctuaciones de temperatura dentro del período a la profundidad colocado y permite un análisis de la temperatura (por ejemplo grado-días) a la cual las ostras en tal área particular están sometidas.

6. Termómetro máximo-mínimo

Otro instrumento bastante útil es el termómetro máximo-mínimo que determina la temperatura máxima y mínima en un determinado período de tiempo. Estos son bastante económicos.

Las temperaturas se pueden registrar diaria, semanal o mensualmente y poner en gráfica de igual manera. Para el cultivo de ostras la temperatura no es tan importante en los trópicos como en las aguas templadas. Las amplias fluctuaciones estacionales de las aguas templadas tienen efectos profundos sobre el crecimiento y la reproducción, no así la temperatura relativamente consistente y pareja de los trópicos. La salinidad es un factor mucho más dominante en los trópicos, particularmente en relación con la reproducción pero también con el crecimiento.

Las dos escalas para medir la temperatura son Fahrenheit y Celsius y los instrumentos que se obtienen pueden ser calibrados en cualquiera de los dos sistemas. Al comprarlos debe especificarse el tipo, pero se recomiendan instrumentos Celsius para el trabajo científico. La escala Celsius tiene un rango normal de 100 grados --0°C congelación y 100°C ebullición. Los puntos equivalentes en la escala Fahrenheit son 32°F y 212°F respectivamente.

Para convertir de uno a otro las fórmulas son:

$$^{\circ}\text{C a } ^{\circ}\text{F} - \frac{9}{5} \times (x^{\circ}\text{C} + 32) = ^{\circ}\text{F}$$

$$^{\circ}\text{F a } ^{\circ}\text{C} - (x^{\circ}\text{F} - 32) \frac{5}{9} = ^{\circ}\text{C}$$

SALINIDAD

Las mediciones de salinidad se basan en gran parte en la determinación de las concentraciones de iones de cloruro más que de cloruro de sodio. Tanto la salinidad como la clorinidad se expresan en gramos por kilogramos de agua de mar, en otras palabras, en partes por mil, o "por milla", y el símbolo que se emplea es ‰.

Los siguientes métodos sirven para determinar la clorinidad o la salinidad:

1. Titulación (titration)

La muestra se mezcla con nitrato de plata, usando cromato de potasio como indicador. Este es un procedimiento químico bastante simple pero tiene la complicación de que es necesario estandarizarlo frente a un "agua normal" que es agua de mar cuya clorinidad ha sido ajustada en cerca de 19,4 ‰. A menos que exista un laboratorio químico operativo disponible para este trabajo, este método no se recomienda para la mayoría del trabajo con crustáceos.

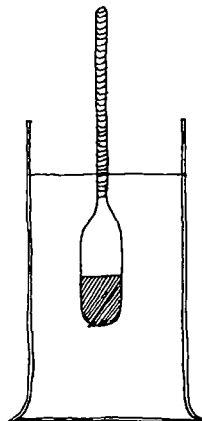
2. Hidrómetros

La salinidad también puede ser determinada midiendo su densidad para lo que se emplea un hidrómetro o un flotador, y la densidad es medida por el peso del hidrómetro y el volumen de agua desplazada. Los hidrómetros(54) son suficientemente precisos para la mayoría del trabajo con crustáceos. Sin embargo, ellos son frágiles, están hechos de vidrio con un mango muy fino.

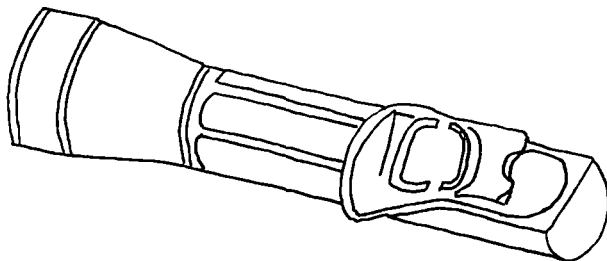
3. Refractómetros

Este es un pequeño pero fuerte instrumento que requiere solo una muy pequeña muestra de agua y es probablemente el más apropiado de todos los instrumentos medidores de salinidad para trabajo de campo(55).

54 Hidrómetro



55 Refractómetro



4. Salinómetros

Véase título correspondiente en la página 59.

OXIGENO

El contenido de oxígeno de las aguas donde se cultivan ostras es de la mayor importancia. En la mayoría de las circunstancias naturales el agua de mar tiene por lo general cantidades adecuadas de oxígeno. Las circunstancias extraordinarias incluyen las reducciones causadas por demanda biológica de oxígeno por parte de los contaminantes o los organismos en descomposición como la flora del planctón.

Si en un área viven ostras de manera natural se puede asumir que el suministro de oxígeno es satisfactorio. La carencia temporal de oxígeno por un número de días no tiene por lo general efectos significativos sobre las ostras porque ellas pueden cerrar sus valvas y vivir por un tiempo sin una fuente externa de oxígeno.

Si es necesario medir el contenido de oxígeno, existe el método de medición volumétrica de Winkler que involucra la oxidación de hidróxido de mangano que cuando se acidifica reacciona con yoduro de potasio, liberando el yodo que se determina por titulación con tiosulfato de sodio. Se necesita un laboratorio químico moderadamente bien equipado principalmente para la preparación de los reactivos, aunque hoy día se consiguen pequeñas unidades portátiles. El contenido de oxígeno del agua de mar puede variar de 0 a 8,5 ml de oxígeno por litro de agua. El agua fría puede retener una cantidad mayor de oxígeno disuelto que el agua cálida.

Existen también instrumentos electrónicos para medir el contenido de oxígeno del agua de mar.

CONCENTRACION DE IONES DE HIDROGENO (pH)

Como con el oxígeno, si hay crustáceos que viven en una área se puede asumir que el nivel de pH es apropiado. La reducción de la salinidad puede ocasionar cambios, pero se necesitan diferencias bastante drásticas por un período de tiempo para causar dificultades a las ostras. A menos que se desarrollen condiciones anormales, es innecesario preocuparse con el pH en las operaciones de ostricultura. La concentración de iones de hidrógeno es una medida de la alcalinidad o acidez y se mide con base en una escala logarítmica de manera que un cambio de una unidad en el pH denota un cambio diez veces superior en los iones ácidos y en los alcalinos. Una solución neutra, ni ácida ni alcalina, tiene un pH de aproximadamente 7; una solución ácida tiene un pH menor de 7, y una solución alcalina un pH superior a 7. El agua de mar es normalmente alcalina, por lo general entre 7,5 y 8,4.

La concentración de iones de hidrógeno es medida con instrumentos electrométricos o por métodos colorimétricos. Como sucede con la mayoría de los instrumentos electrónicos, bajo condiciones duras de campo o en áreas alejadas de las instalaciones de mantenimiento y reparación, su utilidad es limitada. En la principal técnica colorimétrica, se agrega a la muestra de agua de mar una cantidad controlada de una solución indicadora como el cresol rojo o el fenol rojo y el color desarrollado se compara con aquel en un conjunto de tubos estandarizados. Este método es suficientemente preciso para la mayor parte del trabajo de campo con crustáceos.

TURBIDEZ

Puesto que la mayor parte de las áreas de ostras de mangle está en estuarios, la turbidez (transparencia del agua) se da en varios grados y tiene una influencia directa sobre la ostricultura. La turbidez puede ser causada por la carga de sedimento, por la cantidad de detritus (material orgánico suspendido), por el planctón o por una combinación de los tres. Los resultados de la turbidez se muestran en la deposición del sedimento que en concentración suficiente puede sofocar las ostras que viven en el fondo. También afecta la eficiencia de alimentación de las ostras; cuando se encuentra en concentraciones altas, mucha de la energía de la ostra se gasta en separar el alimento y eliminar las partículas indeseadas.

La turbidez puede ser medida probando los límites de visibilidad o tomando medidas de luz. Para la mayor parte de los estudios de ostricultura, el límite de visibilidad es adecuado y se mide simplemente con el disco de Secchi. Este es un plato circular, generalmente de metal, de 20 cm de diámetro. Puede ser todo blanco o dividido en cuatro cuadrantes, alternativamente blancos y negros, en la superficie superior, y con la superficie inferior negra para prevenir la reflexión de la luz. El disco de Secchi se sumerge en el agua mediante una cinta con medidas. La profundidad a la cual el disco deja de verse es anotada así como la profundidad a la cual éste reaparece cuando se saca. El promedio de las dos lecturas es el límite de visibilidad y es en general una medida útil de la turbidez. El momento del día, la nubosidad y la acción de las olas afectan las lecturas de manera que esto debe ser anotado a cada lectura. Las lecturas pueden ser normalizadas al medio día sobre el lado sombreado del bote y preferiblemente con un vidrio de agua, y las observaciones hechas a la altura de un metro por encima de la superficie del agua.

MAREAS

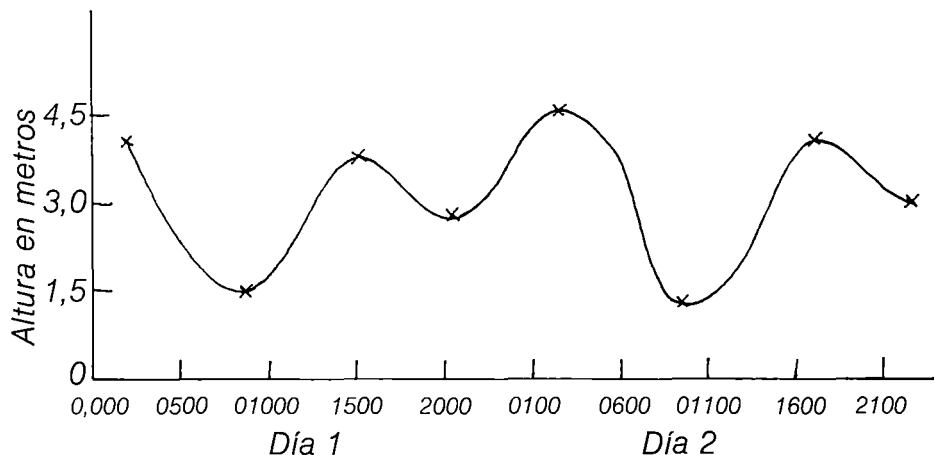
Las mareas son el factor mas importante para determinar el tipo de ostricultura en un área determinada. Las mareas son generadas principalmente por el efecto gravitacional de la luna y el sol, particularmente de la primera. Sin embargo, el viento y la presión barométrica pueden tener una cierta influencia en algunas localidades. En la mayoría de las áreas del mundo es posible predecir con cierta precisión el movimiento de las mareas y éstas se publican para la mayoría de los puertos de navegación. La siguiente es una tabla típica de mareas:

tabla 4

JUNIO			
Día	Hora	Alt/pies	Alt/m.
1	0135	14,8	4,5
	0850	5,0	1,5
	1535	12,5	3,8
	2020	9,5	2,9
2	0220	14,5	4,4
	0925	4,2	1,3
	1630	13,3	4,1
	2120	10,0	3,0
3	0250	14,2	4,3
	1005	3,5	1,1
	1720	13,9	4,2
	2225	10,3	3,1

Así, el lo. de junio a las 0135 la altura de la marea es 14,8 pies por encima del dato de la gráfica que es el plano por debajo del cual la marea raramente caerá y es la base para marcar las gráficas. Aproximadamente 6 horas mas tarde a las 0850 la marea ha caído a 5,0 pies por encima del dato de la gráfica. Hay entonces una sucesión alta y una sucesión baja(56). En este caso hay dos ciclos mareales completos u oscilaciones por día y esto se denomina marea semi-diurna. En algunas áreas no existen mareas o hay solo una variación de pocas pulgadas.

56 Ciclo mareal según datos de la tabla 4



Además de los datos completos para los puertos de referencia, sobre los cuales se basan las predicciones, existe información con las diferencias de tiempo y altura entre el principal puerto de referencia y un número de puertos secundarios. Sin embargo, las áreas de cultivo de ostras pueden estar incluso lejos de los puertos secundarios de manera que puede ser necesario establecer indicadores aproximados de las diferencias de tiempo y altura a partir del puerto de referencia mas cercano. Los tiempos pueden ser determinados por observación del tiempo del agua quieta que es el período breve cuando la marea comienza a bajar después de subir o a subir después de bajar. Los niveles de alturas pueden ser determinados instalando un polo marcado y observando los niveles en el momento del agua quieta. En pocos meses se puede acumular una cantidad satisfactoria de datos que serán suficientemente precisos. En bahías o estuarios protegidos, donde se realiza la mayor parte del cultivo de ostras, los vientos fuertes pueden causar diferencias de un pie o más en la altura.

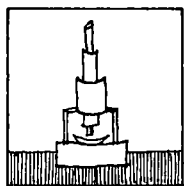
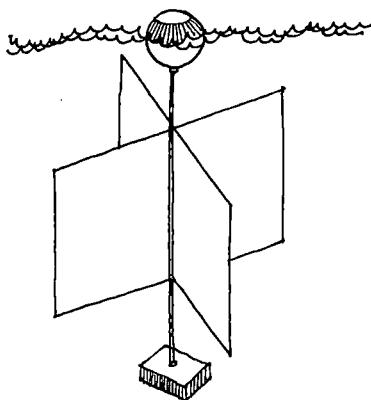
CORRIENTES

Las corrientes son movimientos de agua desarrollados por diferencias en los niveles mareales o son inducidos por el viento. En aguas abiertas las corrientes tienen generalmente velocidades bajas de uno o dos kilómetros por hora. En áreas cerradas como los estuarios o los conjuntos isleños las corrientes pueden ser bastante rápidas, conociéndose de velocidades hasta de 25 kilómetros por hora. Las corrientes son importantes para el cultivo de la ostra en relación con la localización de las camadas, la posición de las balsas o perchas, y la distribución del alimento de las ostras y las larvas. Hay que investigar la velocidad de la corriente y la dirección, teniendo en cuenta el hecho de que éstas pueden variar con la profundidad y la hora. Hay varios métodos para medir las corrientes.

Existe una amplia variedad de complejos medidores mecánicos de corrientes, pero para la mayor parte del trabajo sobre crustáceos estos no son necesarios. Polos flotantes, que son simples pedazos de madera o de bambú con peso en un extremo de manera que floten en posición vertical han sido usados ampliamente. La profundidad puede variar según la

57 *Detector de corriente*

longitud y el peso empleados. Para corrientes superficiales bolsas plásticas u otros sencillos materiales de flotación superficial son suficientes. También se usan comúnmente unas pequeñas anclas flotantes consistentes en cuatro superficies planas colocadas en ángulo recto hacia un centro común(57) con un peso para flotar a una determinada profundidad. Una o varias pueden ser colocadas en diferentes puestos y a diferentes horas para cubrir las condiciones variantes del tiempo y la marea. A partir de la observación directa y de la hora se pueden desarrollar patrones de corriente más o menos precisos. Para una mayor precisión se requieren algunos instrumentos de medición como los sextantes o los compases con o sin determinadores de rango.



técnica microscópica

Ciertas etapas del cultivo y de la biología de las ostras requieren el uso de microscopio. Existen muchos tipos de microscopios y algunos, como el electrónico o el "scanning" pueden ampliar varios miles de veces. Los microscopios compuestos de alto poder tienen limitada utilidad en los proyectos de cultivo de ostras y como parte del equipo tienen baja prioridad. Para la mayor parte las operaciones de cultivo de ostras magnificaciones de 100x o menos son bastante adecuadas y el estereomicroscopio es el mas satisfactorio. Este es un microscopio binocular, la mayor parte del cual tiene combinaciones de piezas oculares y objetivos que dan magnificaciones hasta de 70x. Los oculares deben abarcar el ancho del campo y para aliviar la presión del ojo por el uso prolongado, la magnificación ocular óptima no debe ser superior al 10x. Los estereomicroscopios producen una imagen directa en vez de la invertida que dan los microscopios compuestos de alto poder, y la distancia de trabajo es bastante larga, esto es la distancia entre el objetivo y el objeto. Así, la superficie de objetos bastante grandes, tales como una concha de ostra, puede ser abarcada.

La iluminación puede ser transmitida (reflejada) o incidente (directa). La luz reflejada se obtiene de una fuente de luz con un espejo por debajo del campo (un condensador en el caso de los microscopios compuestos) y se usa principalmente para las larvas de ostra y los objetos transparentes o semitransparentes. La luz incidente o directa ilumina la parte superior del objeto (como una concha de ostra) y la fuente de luz está por encima. Las lámparas de microscopio se adaptan a los microscopios particulares y la misma lámpara puede ser usada tanto para la luz transmitida como para la incidente.

Para poder usar células de conteo grandes y examinar otros objetos mayores como los colectores de ostra, se puede montar un plato plástico transparente sobre el campo que se

sujeta con pernos de latón o de acero inoxidable a través de los orificios que traen todos los estereomicroscopios para fijar la lámina de vidrio. Un plato de plexiglas de un cuarto de pulgada de espesor y de 12 x 8 pulgadas es un tamaño útil.

Para usar con efectividad un microscopio, hay que preparar adecuadamente los materiales que se van a observar. Los métodos para examen de las larvas se describen en otra parte (página 11).

El material viviente, si es suficientemente pequeño, se puede observar colocándolo en una lámina de vidrio de microscopio, con o sin cobertura de otro vidrio según su tamaño. Los vidrios que tienen una pequeña concavidad son los mas útiles. Para estos materiales la luz transmitida es generalmente adecuada. Variando la intensidad de la luz se ayuda a delinear las estructuras internas. Los materiales sólidos mas grandes, como trozos de material de agarre o el fouling se observan mejor con la luz incidente. El material viviente diminuto puede ser difícil de observar por el movimiento resultante de la acción ciliar. La narcotización con 10% de alcohol o con cloruro de magnesio débil ($MgCl_2$) reduce la velocidad de la acción ciliar. Ambos se deben agregar gradualmente.

Para disecciones finas o para sondear resulta útil el equipo dental. Un dentista estará contento de salvar sus instrumentos descartados como sondas o agujas muy finas. Los escalpelos finos pueden ser comprados pero también pueden ser hechos con cuchillas de rasurado que se parten en el tamaño adecuado y se montan en un portaplumas u otro aditamento.

Para ciertos estudios de ostras, tales como el estado de los órganos reproductores o detalles de los parásitos internos, puede ser necesario preparar tajadas muy delgadas de tejido de ostra sobre las lentes de observación para examen con un microscopio de alto poder. Para cortar las pequeñas tajadas, llamadas secciones, es necesario colocar el pedazo de tejido de ostra en un bloque de cera. La cera, sin embargo, no se mezcla con el agua, así que es necesario reemplazar el agua en el tejido con una sustancia llamada agente aclarador que se mezcla con la cera. La primera etapa en este proceso se llama fijación. Después de la fijación y la subsiguiente preservación, el material puede ser enviado a un laboratorio equipado para hacer la deshidratación, el montaje y el corte de secciones, de manera que es necesario saber algo de la fijación y la preservación. Sin embargo, estudios de tipo similar pueden ser hechos localmente sobre objetos pequeños tales como las larvas o las ostras jóvenes sin corte de secciones, y se denominan montajes enteros.

FIJACION Y PRESERVACION

La fijación es la aplicación de un químico (fijador) para matar un organismo o parte de él, para actuar sobre la proteína de éste de manera que el contenido celular y las características morfológicas retengan tanto como sea posible la forma poseída en vida. La preservación es el mantenimiento de la condición fijada por períodos extensos de tiempo. Las soluciones químicas para la fijación y la preservación pueden ser las mismas o una diferente puede ser usada para la última.

Los fijadores mas comúnmente usados para los moluscos son la solución de Davidson, Formol-alcohol, formaldehído y alcohol: Davidson es el que se emplea generalmente cuando se van a hacer secciones histológicas de material como la gónada para estudios de cambio estacional. El Davidson viene en dos formas, con ácido acético para fijación de tejido y sin ácido acético para preservación.

Davidson con ácido acético

Formaldehído (40%)	20 partes
Glicerina	10 partes
Alcohol (95%)	30 partes
Acido acético glacial	10 partes
Agua (agua de mar)	30 partes

Luego de la fijación por unas 24 horas el material puede ser almacenado en la misma solución pero sin ácido acético.

Formol-alcohol

El formaldehído-alcohol es un fijador y preservador combinado y satisfactorio para propósitos generales con componentes fácilmente disponibles. La fórmula es:

Formaldehído (40%)	100 ml
Alcohol (95%)	900 ml

Otro similar, con ciertas mejores calidades fijadoras es el F.A.A. cuyos componentes son:

Alcohol etílico (50%)	200 ml
Acido acético glacial	5 ml
Formaldehído (40%)	13 ml

El fijador y preservativo mas ampliamente utilizado es el formaldehído, también conocido como formal, formol, o formalina. El grado comercial de formaldehído contiene cerca de un 40% de solución en agua. Las concentraciones típicas de folmaldehído usadas para la mayor parte del trabajo con moluscos son 1%, 2% y 4% y pueden ser hechas como sigue, generalmente con agua de mar:

	1%	2%	4%
Formaldehído (40%)	2,5	5	10
Agua de mar	97,5	95	90

El formaldehído adecuado para la mayoría de los propósitos es una solución al 2%, siempre y cuando que el volumen del formaldehído sea unas nueve veces el volumen del espécimen o los especímenes.

El formaldehído es ácido y corroerá las estructuras calcáreas tales como las conchas de los moluscos a menos que se neutralice o proteja. Esto puede ser hecho añadiéndole borax en exceso. Se puede usar carbonato de calcio en vez de borax. Una alternativa es preparar una cantidad de 5 galones de formalina (10%) con 80 gramos de NaH_2PO_4 . Hay que tener cuidado en el uso del formaldehído porque los gases son irritantes para los ojos y las vías nasales. Algunos individuos son alérgicos a esta substancia.

Alcohol

El tipo de alcohol generalmente usado para la fijación y preservación es el espíritu metilado que es menos costoso que el etanol puro. Alcohol isopropilo se usa también algunas veces pero debe ser evitado puesto que la preservación es pobre cuando está diluído. El alcohol es inflamable y como tal presenta riesgos de incendio. También tiene una alta tasa de evaporación cuando se usa en una bandeja abierta para el examen de especímenes. Para el almacenamiento, los recipientes deben tener tapas muy fuertes que prevengan la evaporación y el secado de los especímenes. Los espíritus metilados industriales se compran generalmente mas baratos como solución al 96%. Para diluir se puede hacer como sigue:

	<u>Porcentaje requerido 25</u>	<u>Porcentaje requerido 60</u>
96% alcohol	25 ml	60 ml
Agua	71 ml	36 ml
	<u>96 ml</u>	<u>96 ml</u>

Así el volumen de la dilución final en milímetros es el mismo que la potencia porcentual del alcohol original, y este método puede ser aplicado a la dilución de cualquier líquido.

Para fijar y preservar el planctón una combinación útil es 0,5 ml de propileno fenoxetol, 4,5 ml de propileno glicol, 5 ml de formaldehído al 40% en 90 ml de agua de mar. Luego de la fijación la mayoría de los moluscos o partes de ellos quedan opacas. Es posible aplicar químicos que las vuelvan transparentes (aclaramientos) de manera que se puedan observar las estructuras internas. Para delinear aun más estas estructuras se puede utilizar la coloración selectiva.

Coloración

Los colorantes para los materiales biológicos son numerosos y su aplicación puede ser bastante compleja. Sin embargo, para el trabajo básico con moluscos, el azul de metileno es útil. Una solución de 2 a 5% en agua es adecuada. Una solución al 1% de rojo neutro en agua de mar es la usada para colorear las larvas, tanto vivas como fijadas.

Aclaración

Los agentes aclaradores generalmente de tipo oleoso, no se mezclan con agua. Por tanto, antes de aclarar una ostra o un pedazo de tejido, debe removerse el agua, lo que se hace gradualmente reemplazándola por alcohol. El horario de deshidratación común, con el tiempo ajustado de acuerdo al tamaño del objeto es como sigue:

- | | | |
|----|-------------|--------------|
| 1. | agua | |
| 2. | 50% alcohol | 1 - 12 horas |
| 3. | 70% alcohol | 1 - 12 horas |
| 4. | 90% alcohol | 1 - 12 horas |
| 5. | 95% alcohol | 1 - 12 horas |
| 6. | absoluto | 2 - 12 horas |
- (100% alcohol - 2 cambios)

El objeto deshidratado puede entonces transferirse a un agente aclarador como el xileno, aceite de clavo o benceno, todos los cuales mezclan con alcohol absoluto. El material se guarda en xileno hasta que está clareado; para objetos menores de 5 mm aproximadamente se necesita una hora. Puesto que el xileno resquebraja no debe ser usado en el almacenamiento, para ello sirve el aceite de clavo.

En estas condiciones el objeto puede ser examinado microscópicamente sobre un plato abierto. Sin embargo, si se requiere una preparación mas permanente el objeto puede ser montado en una lente de observación de microscopio sobre lo que se llama un medio de montaje, tales como el Euparal o el Bálsamo Canadá, el último de uso común y fácilmente obtenible. Los agentes aclaradores, tales como el xilol y el aceite de clavo son mezclables con los materiales de montaje de manera que el objeto puede ser transferido directamente del xileno al Bálsamo Canadá. Si el objeto es mas bien grande se puede fijar un anillo de vidrio al vidrio del microscopio; el anillo se llena con Bálsamo Canadá, el objeto se sumerge en él y luego se sella con una cubierta, cuidando de no dejar burbujas de aire en el proceso. Si el objeto es bastante plano, se pueden fijar tiras delgadas de vidrio al vidrio del microscopio, colocando el objeto entre ellas y cubriéndolo con el Bálsamo y luego con una tapa.

Por ejemplo, para hacer preparaciones permanentes de larva de ostra, luego de haber sido concentradas y removidas de la muestra del planctón, se narcotizan primero con cristales de cloruro de magnesio que se agregan lentamente. Esto debe tomar solamente unos pocos minutos, después de los cuales ellos se fijan en un 10% de formaldehído en agua de mar por una hora. Las larvas se deshidratan luego suspendiéndolas por 10 minutos o algo así en soluciones sucesivas de espíritu metilado en concentración de 50%, 70% y 90%, 95% y 100%. Enseguida se pueden montar directamente sobre una lente de microscopio, preferiblemente del tipo con cavidad, en Bálsamo Canadá o con aclarador en xilol. La coloración preliminar con rojo neutro (en agua) o Naranja G en 95% de alcohol puede ayudar a diferenciar varias estructuras larvales.

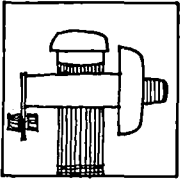
Para el examen de las larvas en varias posiciones, ellas pueden ser montadas en jalea de glicerina. Las larvas pueden pasarse del agua directamente a la jalea y pueden ser movidas en la dirección deseada con una aguja tibia. La jalea de glicerina se prepara con 10 g. de gelatina, 70 ml de glicerol, 0,25 g. de cristales de fenol y 60 ml de agua destilada para mezclar. Estos componentes se calientan. La gelatina se endurece y se recalienta para aplicación sobre el vidrio.

Narcóticos

Para estudiar algunas características anatómicas es necesario a menudo relajar los moluscos mediante drogas o narcóticos. Narcóticos comunes para los animales marinos son las sales de magnesio, bien sulfato o cloruro. La adición gradual de cristales o de soluciones preparadas, 7% de cloruro de magnesio o 20% de sulfato de magnesio, en agua de mar.

Los cristales de mentol que actúan mas bien lentamente son también útiles. El propileno fenoxetol debe ser agregado lentamente, bien por gotas (2 o 3 por litro) las cuales van al fondo y se difunden desde allí, bien como una solución mezclada al 1% en agua de mar. Las larvas de moluscos se narcotizan en 24 horas.

El propileno fenoxetol se usa también como preservativo y bactericida después de una fijación con formaldehído. Con propileno glicol (0,5 gramos de propileno fenoxetol y 4,5 miligramos de propileno glicol en 95 ml de agua de mar), se forma un preservativo fungicida que previene el resquebrajamiento de los especímenes.



mediciones microscópicas

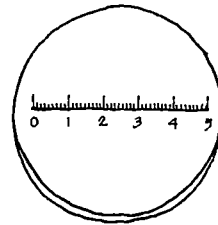
Puede haber ocasiones en que se requiera medir dimensiones de larvas de ostra de tamaño microscópico. Existen en el mercado instrumentos especiales pero costosos, sin embargo hay un método sencillo que es con una lente ocular o un micrómetro Filar (de filamentos).

Un micrómetro ocular es simplemente un disco redondo de vidrio en cuya superficie se graba una escala. Las divisiones y las longitudes de la escala pueden variar. Se inserta en el microscopio removiendo uno de los oculares y reemplazándolo por el micrómetro ocular, con el lado de la escala hacia arriba de manera que las cifras puedan ser leídas correctamente. El objeto para ser medido se coloca a lo largo del eje de la escala y se cuenta o lee el número de divisiones de ésta (58a, b, c).

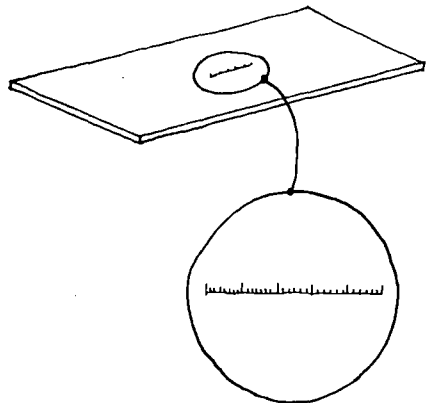
Pero estas divisiones son solamente relativas y deben ser convertidas a longitudes absolutas. Esto se hace relacionando el número de divisiones en el ocular con una escala de distancia real colocada en el campo del microscopio. La distancia está sobre un vidrio de micrómetro que es una lente de vidrio de microscopio con una escala de 2 mm grabada sobre él. La pieza ocular del micrómetro se ajusta con la escala del vidrio del micrómetro y el número de divisiones del ocular se cuenta de manera que corresponda a una distancia específica en el vidrio del micrómetro. Así, las 50 divisiones del ocular igualan 9 divisiones en la escala del micrómetro que es en distancia real 0,9 mm o 900 micrones.

58 *Micrómetro*

a *Disco micrométrico*



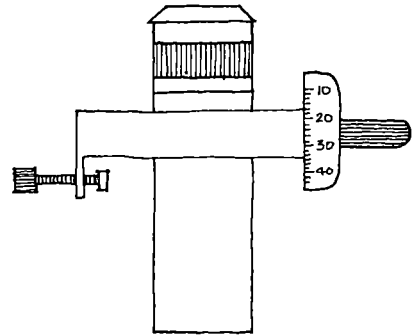
b *Vidrio micrométrico*



c *Escala aumentada de un vidrio micrométrico*

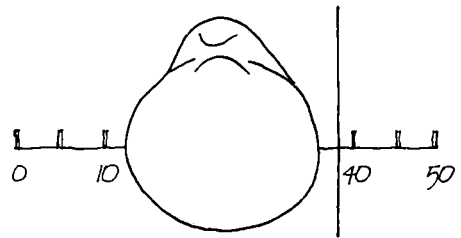
Por tanto, una división ocular = $900/50 = 18$ micrones. Así, la larva de ostra que midió 25 divisiones oculares medirá 25×18 micrones = 450 micrones. Se debe recordar, sin embargo, que la pieza ocular debe ser calibrada para cada ocular y para cada objetivo de microscopio usado. Es aconsejable calibrar todos los oculares y objetivos probables de ser usados alguna vez. El otro tipo de micrómetro es el tipo Filar(59) algo mas costoso que la pieza ocular pero mas acertado y menos dispendioso de usar. Este consiste en una pieza ocular con una escala o rejilla y un botón calibrado de uno a cien. Al girar el botón, un filamento delgado se mueve hacia atrás y hacia adelante a lo largo de la escala.

59 Micrómetro Filar

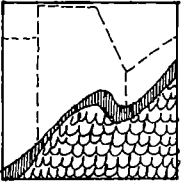


El ocular Filar reemplaza al ocular normal de microscopio en el microscopio. Para medir el objeto, se coloca la larva a lo largo de la escala en el micrómetro y con el botón se mueve el filamento hacia la izquierda de la larva(60). Si se observa que ésta está entre 1 y 2, la lectura será 1 y lo que se lea en el anillo graduado del lado. En este caso, puesto que el filamento está más o menos a medio camino entre 1 y 2, se leerá 55 y la cifra registrada será 155. El filamento se mueve luego hacia la derecha con el botón hasta que esté sobre el otro extremo (derecho) de la larva. Este está entre 7 y unos tres cuartos de la distancia hacia 8. La lectura sobre el anillo graduado es 75, y el número registrado será 775. En otras palabras, la distancia entre los extremos de la larva es la diferencia entre las lecturas, o sea $775 - 155 = 620$ divisiones micrométricas. Como con la pieza ocular del micrómetro, el Filar puede ser también calibrado contra el vidrio micrométrico y en este caso se encontró que para el objetivo en uso una división Filar era equivalente a 0,72 micrones. De manera que el largo de la larva era $620 \times 0,72 = 447$ micrones.

60 Micrómetro Filar en escala aumentada con larva de ostra en posición de ser medida



Existen otras técnicas usadas particularmente para objetos tales como números de ostras o de mejillones jóvenes los cuales son demasiado grandes para las mediciones microscópicas, pero demasiado pequeños para una fácil medición manual. Un método es dispersar los objetos de manera bien pareja y fotografíarlos. El negativo se amplía a un buen tamaño, luego la fotografía de cada espécimen puede ser medida con una regla, marcando cada uno a medida que se van midiendo. La magnificación de la impresión debe ser conocida y esto puede ser controlado comparando varias mediciones de la cría real con las fotos. Por ejemplo, si una cría real midió 3,5 mm y la fotografía midió 17,5 mm entonces la magnificación es de $17,5/3,5 = 5$ y el largo de cada una de las fotografías debe ser dividido por 5. Otro método es disponer la cría de manera pareja (sin tocarse) sobre un plato de vidrio de 8 x 11 pulgadas. Con una copia fotostática (xerox) las imágenes de la cría serán registradas. Se debe revisar para determinar si hay magnificación, pero generalmente no hay. La medición se hace como en el caso de la impresión fotográfica.



tenencia de la tierra

Cuando se cultivan ostras, ya sea recogiendo o comprando la semilla o los adultos, ellas se convierten en propiedad personal y deben ser ubicadas en un sitio identificable. Esto significa algún tipo de posesión sobre el área, ya sea por compra o contrato de arrendamiento, bien por el gobierno o con algún particular. Solamente así puede haber algún tipo de control o propiedad legal de las ostras.

Generalmente hay tres tipos de propiedad del terreno de ostras, ya sea submareal o intermareal.

1. Terreno público de ostras.

Este es el terreno ostrícola de propiedad oficial, mantenido como tal para uso por el público, ya sea libremente o mediante un sistema de permisos o licencias, en toda el área o solamente en partes específicas. Tales terrenos pueden ser conservados como reserva si contienen suministros que puedan proveer semilla para los terrenos adyacentes. Otros terrenos pueden ser empleados como fuente pública de semilla y donde la reproducción de la semilla puede darse naturalmente o ser introducida con materiales de agarre mediante auspicio oficial. En otros casos, los terrenos públicos pueden ser sembrados con semilla, permitiendo el crecimiento de las ostras hasta la madurez cuando sean recogidas por el público, esto por ostricultores de buena fe. Puede calcularse una regalía con base en la cantidad de ostras cosechadas. En algunos países donde existe tal sistema y el terreno público es a menudo el mejor, rara vez se tiene conciencia de sus retribuciones potenciales óptimas.

2. Un terreno público bajo contrato de arrendamiento.

Este es un sistema bastante exitoso de utilización de terrenos ostrícolas. Un departamento oficial, generalmente el de Tierras y Pesquería, entrega en arriendo el terreno para cultivadores que deben hacer un buen uso de él. Este uso se determina

bien por la productividad real comparada con un potencial estimado, o mediante la exigencia de un mínimo anual de siembra de semilla por unidad de área. Los costos de estos contratos y/o impuestos de tierra o regalías sobre producción son formas de pago por el uso de la tierra.

Son importantes facetas de este sistema de arriendo:

- a. La seguridad de tenencia. Esta es una necesidad, de otra forma nadie desearía invertir. Por tanto, el período de cesión debe ser suficientemente largo (generalmente 21 años) y las probabilidades de una renovación deben ser altas.
- b. Las tarifas o impuestos deben estar a un nivel que motive al contratista a hacer un uso diligente de la tierra. Si vale la pena tener el terreno de las ostras, vale la pena pagar por él. Una forma es poner tarifas o impuestos mínimos durante el período de tiempo requerido para producir las primeras y las segundas cosechas.
- c. Es importante que estos terrenos de contrato sean supervisados, marcados y registrados apropiadamente.

3. Propiedad privada

En estos casos, la propiedad del terreno ostrícola (generalmente intermareal) está en manos privadas con poco o ningún control oficial. El propietario puede o no hacer un uso óptimo, o algún uso, de la tierra y puede darla en arriendo o venderla si así lo desea. Sin embargo, puesto que es una propiedad privada, ésta debe tener impuestos como la otra tierra.

4. Control local

Existen casos donde los pueblos y aldeas tienen control de los recursos de crustáceos en el área inmediata. El uso del recurso está confinado a los ciudadanos locales.



estadísticas

Aun en sus etapas más avanzadas, el cultivo de crustáceos requiere una experimentación continua, bien por parte del mismo cultivador o por los biólogos de la especialidad, para aumentar la eficiencia o probar la utilidad de adaptaciones o cambios en métodos o equipo. Si las diferencias encontradas son muy grandes habrá poca duda de su significado. Cuando las diferencias son relativamente pequeñas, se requieren algunas medidas cuantitativas para determinar si estas son reales y repetibles, o si se deben simplemente a la casualidad. En su forma final, la bioestadística se ha hecho matemáticamente compleja. Sin embargo, hay unos cuantos procedimientos sencillos que sirven a la mayoría de propósitos. Afortunadamente también, la experimentación con crustáceos es similar a la agrícola donde los terrenos son extensivamente usados y los estadísticos han trabajado procedimientos que son directamente aplicables a los problemas de los moluscos. Estos pueden ser usados tanto en la planificación del experimento como en su análisis estadístico. De hecho, los métodos estadísticos a ser aplicados en el análisis deben ser parte del proceso de planificación. Para esto puede ser necesario buscar ayuda profesional.

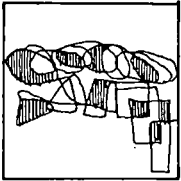
Los promedios o medianas de factores tales como crecimiento (largo, ancho, grueso, volumen) o los factores de condición (gordura) de las ostras se usan para efectos comparativos. Pero las diferencias estadísticas cuantitativas no pueden ser determinadas sin una medida de la variación dentro de las muestras cuyos promedios están siendo comparados. Si un grupo de ostras tiene un largo promedio de 50 mm y otro grupo de 100 mm será

razonablemente cierto que los promedios de los dos grupos son de hecho diferentes y no el resultado de variaciones casuales. Sin embargo, si un grupo tenía un promedio de 72, y otro uno de 50, solamente un test matemático puede determinar si son estadísticamente diferentes y esto se determina mucho mejor sabiendo el grado de variación de cada grupo. Esta es la razón de las réplicas o las repeticiones de unidades o terrenos en el campo, o incluso en el experimento de laboratorio.

Por ejemplo, en conexión con un estudio sobre la contaminación de un molino de pulpa, el factor condición de las ostras a distintas distancias de la fuente de contaminación fue tomado como medida de los efectos del contaminante, con base en la suposición de que estas decrecerían con la distancia. Una sola medida en cada sitio significaba muy poco, de tal manera que el experimento se replicó. En vez de un solo terreno (una sola bandeja en este caso) se colocó una serie de seis en cada uno de los tres sitios. En esta forma se obtuvo la variación en el factor condición en cada uno de los lugares, permitiendo comparaciones válidas entre el factor condición en los tres sitios. El diseño del experimento se basó en lo que se conoce como "bloques al azar" y el análisis estadístico se denomina "análisis de varianza".

En otro caso se deseaba comparar la mortalidad de la semilla de ostra sembrada en el fondo, con sedimento a distintas profundidades, con aquellas sembradas en bandejas donde, desde luego, no había sedimento. El experimento se preparó en lo que se llama el cuadrado latino de 2×2 (cuatro terrenos en un cuadrado) replicado cuatro veces. Cada tratamiento (semillas en el fondo, semillas fuera del fondo) se repitió dos veces en cada uno de los cuatro bloques de 2×2 . Aproximadamente 1500 ostras en semilla fueron colocadas en cada uno de los 16 terrenos y recontadas 8 meses más tarde. El análisis estadístico se llevó a cabo también por medio del análisis de varianza.

Estos y muchos otros diseños pueden ser encontrados en Wishart Sanders (1955) y en Sokal Rohlf (1960) así como muchos otros textos sobre análisis y estadísticas experimentales.



contaminación

Los moluscos que filtran su alimento tienen una alta capacidad de concentrar químicos y pequeñas partículas de las aguas en que viven. Por tanto, frecuentemente crean problemas públicos de salud. Esto ocurre a menudo en los trópicos donde la mayoría de las áreas con potencial para el cultivo de ostras se presentan en estuarios y donde hay también altas poblaciones e industrias.

Los dos tipos mayores de contaminación que pueden afectar las ostras y su consumo son la industrial y la de aguas negras.

CONTAMINACION INDUSTRIAL

Este tipo proviene de los desechos industriales que arrojan los molinos de pulpa, las plantas químicas y las procesadoras de alimento. Una sola fuente de contaminación puede no ser de importancia, pero puede constituir el núcleo alrededor del cual tenga lugar un desarrollo industrial ulterior y la combinación resultante de fuentes contaminadoras puede ser suficiente para provocar dificultades. Los efluentes industriales, cuando se descargan en un cuerpo de agua pueden tener características capaces de afectar los organismos que como las ostras viven allí. Estos son: 1) Toxicidad, 2) demanda de oxígeno, 3) materia en partículas.

1. Toxicidad.

La fuente de toxicidad en los efluentes industriales proviene ciertamente de sus constitutivos químicos. Puede haber una acción tóxica directa e inmediata sobre los crustáceos cuyos tejidos pueden ser heridos o cuyas actividades fisiológicas pueden verse desparejadas. Los efectos indirectos son los que influyen sobre el medio, particularmente sobre los organismos alimenticios de los cuales dependen los moluscos.

2. Demanda de oxígeno.

Ciertos efluentes industriales como los desechos de los molinos de pulpa contienen materiales orgánicos que, una vez en descomposición, requieren grandes cantidades de oxígeno. Este requerimiento de oxígeno se denomina demanda biológica de oxígeno (DBO) y puede despojar de éste a las aguas circundantes de las cuales dependen muchos organismos vivientes. Si la concentración de oxígeno se reduce suficientemente, los animales del área se pueden sofocar.

3. Materia en partículas.

Estas pueden ser partículas de madera de un molino de pulpa u otros desechos orgánicos de plantas manufactureras de alimento. Estas pueden formar colchón en el fondo y crear una demanda de oxígeno, o las partículas suspendidas pueden congestionar las branquias de los organismos que filtran el alimento.

El efecto de estos factores sobre las ostras vecinas a las plantas industriales puede sentirse en distintas formas.

1. Mortalidad.
2. Reducción de la tasa de crecimiento.
3. Reducción del engorde.
4. Efectos sobre la reproducción.
5. Fuerte toxicidad metálica.

La medición de estos factores, que en sí no es particularmente difícil, se vuelve, sin embargo, un problema complejo cuando los efectos del efluente tienen que ser separados de las amplias variaciones naturales que ocurren normalmente en las áreas no contaminadas. Parecería que la solución obvia sería medir estos factores, contra los niveles conocidos de contaminación, en el laboratorio. Pero esto requiere un laboratorio complejo, un suministro de agua y una multitud de instrumentos de medición. A menudo es difícil transferir estos resultados del medio estático del laboratorio a la situación de campo que es dinámica con temperatura, salinidad, luz, suministros alimenticios, corrientes, etc. en cambio continuo.

Por tanto, los estudios de campo proporcionan una medida más precisa y menos compleja si se utiliza una medida tal como el factor de condición. Esto integra o combina las varias actividades fisiológicas de la ostra tales como el latido cardíaco, la actividad ciliar, la acción del músculo aductor, los movimientos del manto, y las actividades que controlan el insumo alimenticio. A más de la medición real del factor de condición, es importante el diseño de experimento. Para poder determinar el efecto de las variadas concentraciones del efluente, los experimentos deben programarse a distancias variadas de la fuente del efluente, asumiendo que la concentración variará con la distancia. Las distancias dependerán de la topografía local y las configuraciones de las corrientes. Generalmente, el espaciamiento de los experimentos de a kilómetro es satisfactorio.

El diseño de bloques al azar con seis réplicas en cada uno de los tres puestos puede ser el escogido. Esto requiere que en cada puesto se coloquen seis bandejas sobre una rejilla a niveles mareales similares, o que se cuelguen desde un flotador si las ostras son especies submareales. Se necesitan suficientes ostras para proveer siquiera 150 por bandeja (un metro por un metro). Las 2700 ostras se dividen al azar en 16 grupos y estos, a su vez, se asignan al azar a una bandeja específica (véase texto estadístico sobre métodos de pruebas al azar). Después del comienzo, cuando el factor de condición de todas las bandejas debe ser aproximadamente el mismo, se toman las muestras de 10 a 15 ostras de cada bandeja y se hacen las determinaciones con intervalos de un mes por lo menos durante un año. Esto permite que se hagan efectivas las diferencias estacionarias y da tiempo para que se produzcan los efectos del efluente.

Tal diseño permite un análisis estadístico estandarizado (análisis de varianza) donde las diferencias, si las hay, entre puestos y dentro de éstos pueden ser evaluadas. Si un estadístico biológico se encuentra disponible, debe ser consultado tanto para que ayude en el diseño del experimento como en el análisis de los resultados.

FUERTE CONTAMINACION METALICA

Los moluscos que filtran su alimento pueden remover del agua y acumular dentro de sí concentraciones bastante altas de varios metales pesados como el zinc y el cobre. Si bien el animal mismo puede no ser perjudicado por tales metales tóxicos, su consumo por parte de los humanos puede resultar en enfermedad si la concentración es suficientemente alta. La concentración de metales pesados en los moluscos puede ser determinada rápidamente por un laboratorio adecuadamente equipado y comparada con las normas aplicables en el país del caso.

CONTAMINACION POR AGUAS NEGRAS

Las ostras y otros crustáceos no tienen enfermedades propias que se sepa puedan transmitir al hombre. Sin embargo, ellos han sido frecuentemente los agentes a través de los cuales enfermedades tales como la fiebre tifoidea y la hepatitis infecciosa se han transmitido. Puesto que la ostra es un organismo que se alimenta filtrando su alimento, él recoge y concentra las mas diminutas partículas del agua en la cual vive, y entre éstas bacterias y virus.

Se ha demostrado que las bacterias, una vez recogidas por el crustáceo, pueden sobrevivir por períodos largos aun bajo refrigeración. Bajo condiciones normales de almacenamiento ellas pueden multiplicarse dentro del cuerpo del molusco. Los métodos corrientes de cocción pueden destruir algunas bacterias, pero otras son resistentes al calor y entre estas están algunas del tipo mas perjudicial (patógenas). Los métodos de procesamiento para las ostras frescas descarnadas no destruyen tales bacterias que, a menudo, son el medio por el cual estos crustáceos se contaminan aun más. La contaminación de las ostras puede originarse en las aguas en las cuales crecen y en las etapas de procesamiento y mercado.

CONTAMINACION EN LAS AGUAS DE SIEMBRA

Las aguas donde crecen los crustáceos pueden ser contaminadas por descarga directa de tuberías negras en el área o por el drenaje de tanques sépticos en mal funcionamiento o mal instalados. La contaminación también se puede presentar indirectamente por aguas escurrientías después de las lluvias o por el descargo de los ríos. Los barcos que también descargan aguas negras pueden ser una fuente importante de contaminación.

Por tanto, el control sanitario en la industria de crustáceos es de la mayor importancia. Este es llevado a cabo por:

1. Examen bacterial de las aguas de siembra. En la mayoría de países existen reglamentos sobre el número permisible de bacteria en las áreas de cultivo de crustáceos. La bacteria coliforme fecal humana es usada como organismo indicador y existen técnicas estandar para estas mediciones.
2. Estudios sanitarios. Todas las posibles fuentes de contaminación en el área en cuestión son anotadas y relacionadas a la configuración de las corrientes para determinar si las aguas de siembra pueden ser contaminadas. Esta es una de las partes mas importantes de la sanidad de los moluscos.
3. Regulaciones muy estrictas sobre la operación de las áreas de almacenamiento de las plantas de procesamiento.
4. Examen bacterial de productos finales a nivel de mercado.

PURIFICACION DE LOS CRUSTACEOS

La purificación de los crustáceos (algunas veces llamada "depuración") se basa en el

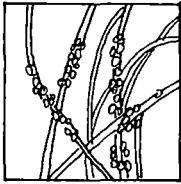
conocimiento de que los moluscos que filtran su alimento remueven las partículas sólidas del agua que los rodea, digieren algunas, y pasan el remanente enredado en el moco de las heces y las pseudo-heces. Así, si una ostra es colocada en un recipiente de agua contaminada con bacteria ella filtrará toda la bacteria y eventualmente reducirá el contenido bacteriano de ella misma. Este es el principio para los procedimientos de purificación. La forma mas sencilla es transplantar la ostra de una área contaminada a una área no contaminada por unas 48 horas. La alternativa son los tanques de mantenimiento donde se colocan las ostras y a través de los cuales pasa agua pura purificada. Si la fuente del agua es contaminada, es posible purificarla con cloro ozono o exponiéndola a la luz ultravioleta.

La purificación aumenta los costos de producción; de ser posible deben buscarse áreas no contaminadas. Sin embargo, puede verse que el control sanitario de los crustáceos es una parte importante de la industria ostrícola. Este control solo puede ser ejercido por personal especialmente capacitado con un laboratorio bien equipado.

VENENO PARALIZANTE

Esto ocurre cuando los crustáceos se alimentan con ciertas especies de dinoflagelados microscópicos del planctón. Los moluscos que filtran su alimento concentran el veneno de los dinoflagelados sin perjudicarse a sí mismos. Sin embargo, los animales de sangre caliente se envenenan cuando comen tales crustáceos. El veneno es altamente tóxico y puede causar la muerte. La medición y detección del veneno puede hacerse ya sea por un complicado procedimiento químico o por bioensayo donde un número de ratones de laboratorio se inyecta con extracto de los crustáceos presumiblemente tóxicos.

El veneno paralizante de los crustáceos es un problema continuo en las aguas templadas a ambos lados de América del Norte, pero afortunadamente ha habido muy pocos brotes de ello en las aguas tropicales. Hasta ahora, solamente Papua Nueva Guinea y Sabah (en Malasia) han tenido algunos brotes esporádicos. Hay que llevar un registro de la ocurrencia de florecencias planctónicas que descoloran el agua de mar.



manglares

La mayoría de los estuarios y muchas de las costas marítimas abiertas del mundo, entre la latitud 25° norte y la latitud 25° sur, están cubiertas de densos bosques de mangle. En estuarios, particularmente, la tierra es baja y generalmente pantanosa, de allí el nombre de manglares pantanosos.

Si bien existe una amplia variedad de árboles, las especies principales son el mangle rojo (Rhizophora), el mangle negro (Avicenna) y el mangle blanco (Laguncularia). El Rhizophora se caracteriza por las numerosas raíces arqueadas que mantienen el árbol principal mientras que el Avicenna tiene, en vez de éstas, unas neumatoforas que salen de las raíces subterráneas. Los mangles se presentan en toda una variedad de gamas mareales, desde 1 pie hasta 10 pies. Es típico del mangle rojo estar mas cerca, aunque no siempre, al agua abierta y sus raíces varían desde submareales a los niveles mas bajos hasta las aguas altas en el nivel superior del rango. El Avicenna comienza justamente debajo del nivel de agua alta y va hasta justo por encima. Los mangles rojos jóvenes pueden crecer en unas 16 pulgadas de agua, los árboles maduros en unas 10, y los mangles negros en unas 6 pulgadas. En este punto se mezcla a menudo con los Conocarpus antes de que el verdadero bosque tropical comience mas allá del pantano.

Los mangles parecen necesitar agua salada, pero ellos crecen bajo una variedad de condiciones de salinidad, desde los estuarios altos donde la inundación crea condiciones de

agua fresca por períodos largos, hasta las condiciones de mar abierto. Ellos pueden crecer en la mayoría de tipos de suelo, excepto posiblemente en las arenas movedizas. Una marga y turba lodosa depositada por los mismos árboles es la situación típica de suelos.

El medio ambiente del manglar, a diferencia de los bosques tropicales, tiene una diversidad de plantas bastante baja. Sin embargo, la diversidad animal es grande, y constituye un excelente habitat animal. Los árboles contribuyen solo indirectamente al suministro alimenticio del pantano y principalmente a través de desechos orgánicos de hojas y troncos que es el medio de suministro de microorganismos como hongos, bacteria y protozoa. Como resultado, los bosques de mangle son considerados los mas productivos de todos los medios estuarinos aunque la producción del planctón no es generalmente de un orden muy alto.

Los mangles son de importancia como protección contra la erosión por huracanes y por corrientes mareales. Ellos proporcionan un criadero para muchas especies de peces, camarones y moluscos de importancia económica. El arbol mismo de mangle es una fuente de combustible, como madera o leña, de pulpa para manufactura de papel y de taninos, tinturas y varios productos medicinales. Debido a la importancia de estas propiedades, los mangles deben ser cuidadosamente preservados y explotados solamente hasta el punto en que no se cree un desequilibrio de la situación ecológica existente.

Esto es particularmente importante en el caso de las ostras porque los suministros que se presentan en los manglares constituyen generalmente las únicas poblaciones para reproducción. Los suministros que puedan desarrollarse por cultivo tendrían que ser mas extensos que cualquier cosa contemplada actualmente para compensar por la pérdida de las reservas naturales disponibles. Sin embargo, puesto que las raíces del mangle son recolectoras naturales de la cría de ostras, el corte controlado para obtener semilla puede ser aceptable, siempre y cuando el manglar que carga las ostras sea suficientemente grande.



prioridades de estudio

El desarrollo de un cultivo de ostras en una nueva área donde no se dispone de información previa necesita un período considerable de tiempo. Generalmente, debido a problemas de personal y financieros, no toda la información necesaria puede ser reunida simultáneamente. Incluso con recursos adecuados, hay un elemento de tiempo puesto que el estudio de una faceta depende generalmente de la culminación de un estudio previo. Se requiere, por tanto, definir algunas prioridades. Tres etapas de importancia inmediata son: crecimiento, reproducción y oceanografía.

Los estudios de crecimiento darán la información sobre la tasa, indicando el período de tiempo en que se alcanza el tamaño mercadeable, los períodos del año de mas rápido crecimiento, la variación en crecimiento en el área de estudio y las diferencias en crecimiento con el nivel mareal o con la profundidad debajo de la superficie. También es importante la relación entre el tamaño de la concha y la cantidad de carne de la ostra. Esto requiere un cierto esfuerzo puesto que el número de ostras requeridas para dar resultados confiables es alto, hasta varios cientos de ostras por puesto. El número de puestos o emplazamiento dependerá del tamaño del área de estudio, de la configuración geográfica, de los posibles gradientes de salinidad y del grado de subida y bajada de la marea.

Los estudios sobre ciclos de reproducción son necesarios para determinar cuándo se presenta, los sitios con las mejores crías y los niveles o la profundidad mas deseables. Junto con el estudio de reproducción, si es posible, debe verse la utilidad de materiales

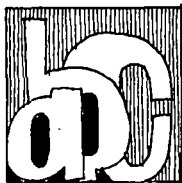
locales para recolectar la cría, pero esto generalmente se hace después. La recolección de cría basada en la información sobre reproducción es la base sobre la cual descansa cualquier industria ostrícola.

El crecimiento y la reproducción se relacionan generalmente con las condiciones oceanográficas de manera que es necesario algún conocimiento sobre este aspecto. En las aguas tropicales la temperatura varía solo ligeramente en términos estacionales, pero en algunos casos hasta los pequeños cambios pueden ser significativos. En la mayor parte de los casos, puesto que generalmente hay estuarios involucrados, la salinidad es la mayor variable hidrográfica de manera que deben examinarse los cambios de profundidad y los estacionales. Hay que determinar también las configuraciones de las corrientes.

Con información básica sobre estos factores, puede empezar el estudio central sobre los métodos principales o alternativos de cultivo. Simultáneamente podrían llevarse a cabo los estudios sobre el ciclo de engorde (factor de condición), la secuencia de merodeo y la ocurrencia de predadores.

Podría parecer que en la lista de prioridades que acabamos de mencionar se hayan omitido algunos estudios importantes asociados generalmente con la ostricultura. Entre éstos está la productividad de las aguas de siembra en relación con los niveles de sal nutriente y los varios componentes del planctón considerados generalmente como alimento de las ostras. Sin embargo, estos estudios y otros similares pueden ser hechos mas tarde, cuando el sistema básico del cultivo ha sido desarrollado. Puesto que ella prueba el agua de manera casi continua cuando se sumerge, la ostra misma indicará la calidad del agua en la cual está siendo sembrada mediante su sobrevivencia, la tasa de crecimiento de la concha y el factor de condición de la carne.

La manera mas rápida de desarrollar un método útil de ostricultura es mediante métodos de estudio sencillos y directos.



glosario

- aductor : músculo que sujeta las dos valvas
- agrupación : asentamiento acumulado o fijación de las larvas de ostra
- alga : planta marina cuya reproducción se efectúa por medio de esporas
- alimentadores : organismos marinos, como la ostra, que obtienen su alimento por medio de filtrantes
- : la filtración del mismo a partir del agua circundante
- almacenamiento de concha : término general para definir las ostras no abiertas que permanecen en su concha
- ameba : animal unicelular primitivo
- anisomyarian : molusco que posee músculos aductores de tamaño asimétrico
- anomiido : molusco de la familia Anomiidae, con frecuencia se conoce como ostra de roca o conchas moneda
- anteplaya : ribazo. La tierra bajo la marca de la marea alta
- anterior : frontal o cabeza
- aragonita : forma cristalina del carbonato de calcio
- arrendatario : individuo que obtiene el alquiler de una anteplaya
- arriendo : área de la anteplaya que ha sido alquilada
- ascáride : crustáceo marino que horada la madera (Limnoria) igualmente conocido como 'gribble' en inglés
- asentamiento : fijación de larvas de ostra
- aurícula : cámara del corazón en la cual ingresa la sangre del cuerpo
- azar : casualidad más que selección
- bioensayo : prueba que determina la cantidad o fortaleza de una substancia mediante la reacción que produce en un organismo vivo
- branquia : órgano respiratorio de los animales acuáticos
- branquial : relativo a los órganos respiratorios de los animales acuáticos
- byssus : biso. Filamentos producidos por los moluscos para adherirse a superficies externas
- caecum : intestino ciego. Canal ciego asociado por lo general con el tracto digestivo
- caja : par de valvas vacías de ostra
- calibrador : instrumento para medir objetos pequeños
- capilar : vaso sanguíneo de diminuto calibre y paredes delgadas
- cerebral : relativo al cerebro
- cilia : cilios, estructuras similares a pelos que con movimiento rítmico producen una corriente en los moluscos
- cloaca : cámara posterior en la cual desembocan los ductos anal, urinario y genital
- colector o cama: material empleado para coleccionar las semillas de las ostras

coliforme	: se refiere a las bacterias que se encuentran en el colon del sistema digestivo
comensal	: animal que vive en estrecha relación con otras especies sin causarles daño significativo y cuya asociación puede resultar mutuamente benéfica
concholino	: sustancia córnea presente en las conchas de los moluscos
conchologista	: persona que se ocupa del estudio de las conchas moluscas
copépodo	: clase de crustáceo pequeño, algunos de los cuales nadan libremente, otros son parásitos
crustáceos	: grupo de animales acuáticos caracterizados por sus patas articuladas, por ejemplo, cangrejos, langostinos
cultivo	: método controlado para el crecimiento de organismos
D.B.O.	: abreviatura de la Demanda Bioquímica de Oxígeno. La cantidad de oxígeno absorbida por residuos en descomposición
depuración	: término empleado en Estados Unidos para la purificación de bacterias en ostras
descarne	: abrir y retirar la carne de ostra de las conchas
desove	: término común para designar los huevos y la esperma
detritus	: materia orgánica fragmentada de las plantas y residuos animales
diatomo	: planta primitiva unicelular encapsulada en una cubierta silíceo
dinoflagelado	: organismo unicelular preovil con características de animal y planta
disoconch	: concha postlarval o adulta
diurno	: diario
diverticulum	: desarrollo lateral de la cavidad estomacal
dorsal	: relativo a la espalda, valva mas alejada del sustrato
eelgrass	: zostera marina. Planta marina con hojas como navajas, de color verde que se reproduce por medio de semillas; es una verdadera planta, no un alga
efluente	: descarga de materiales fluídos de la tierra hacia el agua
endurecimiento	: en lo que se refiere a las ostras, proceso de aclimatación a períodos cada vez mas extensos por fuera del agua
enzima	: sustancia química producida por células vivas que colaboran, pero no toman parte, en las reacciones químicas
esófago	: canal que une la boca y el estómago
esperma	: célula reproductiva movible masculina. Espermatozoide
estatoscito	: órgano para la percepción de la posición del cuerpo en el espacio
estéril	: que no contiene organismos contaminantes. No contaminado
estilo	órgano gelatinoso con apariencia de varilla de ciertos moluscos que se relaciona con los procesos digestivos
estrella de mar	: animal marino con cinco o diez brazos
estría	: excrecencias curvadas con apariencia de platinas que aparecen en la superficie de una concha molusca
estuario	: boca del río en donde el agua del mar y el agua dulce tienden a mezclarse
exhalante	: área que descarga o emite
factor de condición	: medición de la corpulencia o gordura de una ostra
fanega	: medida norteamericana equivalente a 8 galones secos o a 1245 pies cúbicos

fertilización : unión del huevo y la esperma

flagelado : organismo de tamaño microscópico impulsado por un cuerpo con apariencia de látigo llamado flagelo

flotador sumergido : una balsa, por lo general hecha de trozas, cuyo fondo está hundido por debajo de la superficie del agua

folado : molusco perteneciente a un grupo de almejas que pueden fabricar galerías o túneles dentro de las rocas o conchas blandas

folículo : estructura pequeña en forma de bolsa

fouling : describe un proceso por el cual ciertos organismos como algas, balanus y otros se adhieren a las estructuras y especies de cultivo

frecuencia de longitud : agrupación de objetos de igual longitud tabulados y en gráficas

galón : medida de volumen equivalente a cuatro litros y medio

gameto : célula sexual, huevo o espermatozoide

ganglio : agregado de células nerviosas

gaper : molusco bivalvo muerto o en proceso de morir con las valvas entreabiertas y en cuyo interior todavía se encuentra un poco de carne

gástrico : relativo al estómago

gastrópodo : tipo de molusco con una sola concha enrollada

género : categoría de clasificación. A los animales y a las plantas se les designa por medio de nombres genéricos y específicos, por ejemplo, Crassostrea (género) Gigas (especie)

glicógeno : almidón animal

gónada : glándula sexual que produce huevos o esperma

gribble : género Limnoria. Crustáceo pequeño que perfora la madera sumergida

halodina : área de cambio brusco en la salinidad vertical. Haloclina

heces : residuos no digeribles que quedan en el tracto digestivo después de la digestión

hemibranchial : lámina individual de una branquia

híbrido : el vástago de la unión entre dos especies o razas diferentes

hipostraco : capas de material conchífero que se encuentran por debajo del área de fijación del músculo aductor

horadador : caracol que efectúa rapiña dentro de otros moluscos dentro de los cuales penetra por medio de un apéndice con apariencia de taladro

incubar : anidar huevos durante su desarrollo

inhalante : ingreso de un líquido

intracelular : dentro de la célula

invertebrado : animal carente de espina dorsal

labial : relativo a los labios

lapa : crustáceo sedentario que se adhiere a las superficies sólidas. Balanus

lamela : estructura en forma de hoja o de platina. Laminilla

lamelibranchio : agrupación de moluscos con base en el tipo de branquia; incluye las almejas y las ostras

larva : estado intermedio entre el huevo y la forma adulta

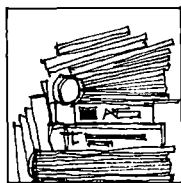
larvíparo : que carga las larvas dentro de la concha materna

ligamento : material fibroso con apariencia de resorte o muelle que une a dos valvas

lóbulo : proyección redondeada o en forma de ala
 lombriz plana : cestodes. Grupo de gusanos planos, con apariencia de hoja, la mayoría de los cuales son parasíticos
 manto : envoltura que cubre el cuerpo y que segrega parte de la concha
 marea de cuadratura : serie de mareas con un rango mareal relativamente pequeño
 marea equinocial o mareasicigial : serie de mareas con un rango mareal relativamente extenso
 mediana : promedio
 microgramo : un milésimo de gramo. Un gramo equivale a 0,0353 onzas
 micrómetro : instrumento para medir longitudes o distancias pequeñas con precisión
 micrón : medida de longitud microscópica. Mil micrones equivalen a un milímetro
 'mouse unit' : unidad de medición del veneno paralizante de los mariscos
 nácar : sustancia calcárea iridiscente que compone la capa mas profunda de la concha de un molusco
 narcotizar : inmovilizar un animal durante corto tiempo
 reumatofora : raíz aérea del árbol del mangle
 oceanografía : a grandes rasgos, el estudio de los océanos
 ocular : pieza de un microscopio
 ostra joven : ostra recién fijada o asentada. Ostra post-larval
 ovario : órgano reproductor femenino
 óvulo : huevo
 palpo : apéndice sensorial
 parásito : organismo que vive de otro organismo y deriva su subsistencia de este último sin reportarle ningún beneficio a cambio
 pedal : relativo al pie
 pericardio : espacio o membrana que rodea el corazón
 perióstrato : capa córnea exterior de una concha molusca
 peritoneo : relativo a la cavidad corporal
 pesca en terreno vedado : eufemismo para definir el robo
 pinotérico : cangrejo comensal que vive dentro de la cavidad mantea de una ostra o en asociación con otros animales marinos
 plaga : predador o parásito. Peste
 planctón : animales y plantas acuáticos que flotan o nadan suavemente
 pleural : relativo a la cavidad pulmonar
 plica : estructura en forma de pliegue
 poro : abertura pequeña
 posterior : parte trasera. Lo mas alejado de la cabeza
 predador : animal que mata y consume a otros animales para alimentarse
 prodissoconch : concha larval de un molusco
 promial : delante del músculo
 provínculo : parte recta de una charnela o articulación de una concha la cual contiene dientes

quitina : material esquelético relativamente inerte que se presenta sobre todo en los insectos
raya : grupo especializado de peces planos, con una especie de colgajos que parecen alas, en vez de aletas, para nadar
relevo : otro término para definir el trasplante o resiembra de los mariscos de un lecho a otro
respiración : intercambio de oxígeno y dióxido de carbono asociado con la utilización de energía
saco : estructura en forma de bolsa o bolsillo
salinidad : en oceanografía, el contenido de sal del agua de mar, por lo general se mide en partes por mil (‰).
semilla o simiente : molusco joven
pseudoheces : heces falsas. Material de desecho que no entra en el sistema digestivo
sulfato : proceso de molino de pulpa (alcalino) en el cual se utiliza el hidróxido de sodio y el sulfito de sodio para cocinar la pulpa
sulfito : proceso de molino de pulpa (ácido) en el cual se utiliza el ácido sulfuroso con una base de calcio o de magnesio para cocinar la pulpa
suprabranquial : también epibranquial. Sobre la branquia

taxonomía : ciencia que da la denominación a los animales y a las plantas
termoclino : área de cambios bruscos en la temperatura vertical
termógrafo : instrumento para registrar la temperatura
testículos : órganos reproductivos masculinos que producen esperma
tipo anual : grupo de animales desovados en conjunto y al mismo tiempo durante cualquier año
trasplante : otro término que equivale a relevo. Mover las ostras de un lecho a otro
trocóforo : estado larval primario de una ostra, justo antes de que se forme la concha
trófico : relativo a la nutrición
túbulo : estructura tubular pequeña
turbidez : cantidad de pequeñas partículas suspendidas en un líquido
umbo : umbonas en el plural. Proyección con apariencia de pico que representa la parte mas vieja de una concha bivalva
valva : una de las tantas piezas que componen la concha de los moluscos o lapas
veliconcha : larva molusca con dos tipos de prodissoconcha
veliger : estado larval secundario de la mayoría de los moluscos caracterizado por la presencia de una cubierta membranosa o velo
velum : órgano locomotor ciliado de la larva molusca veliger
Venera : especie de molusco cuya forma es similar al símbolo de la Shell Oil. Concha abanicada
ventral : relativo al lado de un animal que mira al suelo
ventrículo : principal cámara contractil del corazón
vesícula : saco o bolsa pequeña con apariencia de vejiga
viable : capaz de vivir y desarrollarse normalmente
visceral : relativo a los órganos dentro del cuerpo



referencias

- ARAKAWA, K.Y., 1973. Handbook for prevention and extermination of fouling organisms attached to cultured oysters. Hiroshima Fisheries Experimental Station, Hiroshima, Japan. Traducción canadiense No. 522189. Un examen detenido del problema del fouling en Japón con detalles de métodos de control de las varias especies.
- CAHN, R. A., 1950. Oyster Culture in Japan. U.S. Fish and Wildlife Service Fishery Leaflet 383. U.S. Government Printing Office, Washington 25, D.C. Recuento detallado y bien ilustrado de los métodos de cultivo y la biología de un número de especies de ostras japonesas. El énfasis está en el cultivo en perchas.
- CHANLEY, P.E. y J.D. ANDREWS, 1971. Malacologia 11(1): 45-119. Ayudas para la identificación de larvas bivalvas de Virginia.
- GALTSOFF, P. S., 1964. The American oyster Crassostrea virginica (Gmelin). Fishery Bulletin of the Fish and Wildlife Service. 64. U.S. Government Printing Office, Washington 25, D.C. pp 480. Un recuento detallado y extenso de la anatomía y la fisiología de esta especie.
- HYMAN, L. H., 1967. The Invertebrates, Vol. VI - Mollusca I. McGraw-Hill Book Co., Inc., New York, London. 792 p.
- KORRINGA, P., 1976. Development in Aquaculture and Fisheries.
Vol. 1. Farming marine organisms low in the food chain. 264 p.
Vol. 2. Farming the cupped oysters of the genus Crassostrea. 224 p.
Vol. 3. Farming the flat oyster of the genus Ostrea. 238 p.
Elsevier Scientific Publishing Co., Amsterdam-Oxford-New York. Un amplio examen de los métodos y la economía del cultivo de ostras en varios países. Estudia en detalle operaciones selectas de cultivo.
- LOOSANOFF, V. L., 1965. The American or eastern oyster. Circular 205. Bureau of Commercial Fisheries, U.S. Fish and Wildlife Service. U.S. Government Printing Office, Washington 25, D.C. Breve recuento del cultivo de Crassostrea virginica en la costa oriental de Estados Unidos.
- LOOSANOFF, V. L., H. C. DAVIS y P. E. CHANLEY, 1966. Dimensions and shapes of larvae of some marine bivalve molluscs. Malacologia 4, No. 2:351-935. Se describen e ilustran unas 20 larvas de especies bivalvas comunes, principalmente del Atlántico occidental. Incluye una discusión general de los problemas de identificación larval.
- MEDCOF, J. C., 1961. Oyster farming in the Maritimes. Bulletin No. 131. Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer, Ottawa. Recuento amplio del cultivo de ostras como se practica en las provincias marítimas de Canadá.
- MIYAZAKI, I., 1936. On the development of some marine bivalves, with special reference to the shelled larvae II. Jour. Imp. Fish. Inst. XXXI, pp. 35-41. Identificación y buenas ilustraciones de una larva japonesa bivalva corriente.
- PANTIN, C. T. A., 1946. Notes on microscopical technique for zoologists. Cambridge University Press. pp. 73. Un texto básico para los no especialistas.

- QUAYLE, D. B., 1969. Pacific Oyster Culture in British Columbia. Bulletin 169. Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer, Ottawa. 192 p. Un amplio recuento de todas las fases del cultivo de ostras tal como se practica en Columbia Británica. Incluye secciones de anatomía, historia y métodos de cultivo para producción, procesamiento, saneamiento y administración.
- QUAYLE, D. B., 1971. Pacific oyster raft culture in British Columbia. Bulletin 178. Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer, Ottawa. pp. 34. Breve recuento de los métodos de cultivo en perchas aplicables a las condiciones de Columbia Británica.
- QUAYLE, D. B., 1975. Tropical oyster culture. A selected bibliography. International Development Research Centre. IDRC-052e. Ottawa. pp. 40. Lista básica de publicaciones sobre cultivo de ostras tropicales.
- QUAYLE, D. B. y D. W. SMITH. A guide to oyster farming. Marine Resources Branch. Department of Recreation and Travel Industry. Victoria, B.C. pp. 54. Versión simplificada de Quayle, Bulletin 169 con información actualizada.
- REES, C. B., 1950. The identification and classification of lamellibranch larvae. Hull Bulletins of Marine Ecology. Vol. III, No. 19, pp. 73-104. Métodos para la identificación larval y un plan de clasificación que ayuda a ubicar una larva en un grupo particular. Si bien se basa en las larvas del mar del Norte, su utilidad es general.
- SOKAL, R. y F. J. ROHLF. Biometry. W.H. Freeman, San Francisco. pp. 776. Un amplio texto sobre técnicas estadísticas en biología.
- STEEDMAN, H. F. (ed.), 1976. Zooplankton fixation and preservation. Monographs on oceanographic methodology No.4. The Unesco Press. Paris. Una serie de artículos sobre tratamiento y preservación de muestras de planctón. Tiene una sección sobre larvas bivalvas.
- THOMSON, J. M., 1954. Handbook for oyster farmers. C.S.I.R.O. Australia, Division of Fisheries, Circular No. 3, pp. 21. Descripción de la biología básica de la ostra australiana y detalles del método de cultivo en estacas.
- WALNE, P. R., 1974. Culture of bivalve molluscs. Fishing News (Books) Ltd., 23 Rosemount Ave., West Byfleet, Surrey, England. pp. 173. Cincuenta años de experiencia en Conwy.
- WISHART, J. y H. G. SANDERS, 1955. Principles and Practices of Field Experimentation. 2nd. ed. Technical Communications 18 of the Commonwealth Bureau of Plant Breeding and Genetics, Cambridge. W. Heffer & Sons, Ltd. Cambridge, pp. 133. Describe ejemplos específicos de experimentos de campo en agricultura, muchos de los cuales son directamente aplicables a estudios de crustáceos.
- YONGE, C. M., 1960. Oyster. Collins, Lond & Glasgow. pp. 209. Un texto general sobre la mayoría de aspectos de la ostra, incluyendo historia, geología, anatomía, historia de la vida, y cultivo en varias partes del mundo.

