

Biología y cultivo de los pectínidos de interés comercial de Colombia

Luz Adriana Velasco Cifuentes
Editora

Biología y cultivo de los pectínidos de interés comercial de Colombia



Luz Adriana Velasco Cifuentes
Editor

Santa Marta, D.T.C.H.
2008



Biología y cultivo de los pectínidos de interés comercial
de Colombia

Edición: Primera Noviembre 2008

ISBN: 978-958-8320-65-6

Editora: Luz Adriana Velasco Cifuentes

Grupo de Investigación: Moluscos Marinos (Categoría A Colciencias)

Diseño y diagramación: Andrés Caiaffa Vidal y Judith Barros Gómez

Revisión de estilo: Jazmín Calabria Malamut

Ciudad: Santa Marta, D.T.C.H. - Colombia

Fotos portada: Juan Manuel Renjifo, Mónica Puyana

El presente material no puede ser duplicado, ni reproducido por ningún medio, sin previa autorización escrita del Fondo de Publicaciones de la Universidad del Magdalena.

© FONDO DE PUBLICACIONES DE LA UNIVERSIDAD DEL MAGDALENA
Dirección de publicaciones y propiedad intelectual

UNIVERSIDAD DEL MAGDALENA

Rector: Juan Carlos Dib Díaz Granados (e)

Vicerrector de Investigación: Eduíno Carbonó de la Hoz

Vicerrector de Docencia: Ruthber Escorcia Caballero

Director de publicaciones y propiedad intelectual: Ricardo Rago Murillo

PANEL DE REVISORES

Cesar Lodeiros, Ph.D.

Instituto Oceanográfico de Venezuela
Universidad de Oriente
Cumaná
Venezuela
e-mail: cesarlodeirosseijo@yahoo.es

Eduardo Uribe, Ph.D.

Departamento de Acuicultura
Universidad Católica del Norte
Coquimbo
Chile
e-mail: euribe@ucn.cl

Guillermo Román, Ph.D.

Instituto Español de Oceanografía
Laboratorio de La Coruña
La Coruña
España
e-mail: guillermo.roman@co.ico.es

Gloria Martinez, Ph.D.

Departamento de Acuicultura
Universidad Católica del Norte
Coquimbo
Chile
e-mail: gmartine@ucn.cl

Juan Pablo de la Roche, Ph.D.

Instituto de Acuicultura
Universidad Santiago de Compostela
Santiago de Compostela
España
e-mail: juanpablo.delaroch@gmail.com

Samia Sarkis, Ph.D.

Protected Species Coordinator
Department of Conservation Services
Bermuda
e-mail: scsarkis@gov.bm

Guilherme Sabino Rupp, Ph.D.
Universidad Federal de Santa Catarina
Florianópolis
Brasil.
e-mail: rupp@epagri.rct-sc.br

Miguel Avendaño, Ph.D.
Departamento de Acuicultura
Universidad de Antofagasta
Antofagasta
Chile
e-mail: mavendano@uantof.cl

Shizuo Akaboshi, Ph.D.
Departamento de Acuicultura
Universidad Católica del Norte
Coquimbo
Chile
e-mail: akaboshi@ucn.cl

Andrés Araya, M.Sc.
Departamento de Acuicultura
Universidad Católica del Norte
Coquimbo,
Chile
e-mail: aaraya@ucn.cl

Luz Helena Díaz, M.Sc.
Instituto de Investigaciones Tropicales
Universidad del Magdalena
Santa Marta
Colombia
e-mail: luzhelenadiaz@yahoo.com

PRÓLOGO

Históricamente, las comunidades rurales de la costa Caribe colombiana han sustentado su economía principalmente en la pesca artesanal. En los últimos años se ha observado una acusada disminución en los recursos pesqueros unida al decrecimiento del nivel de vida de estas comunidades. Tal situación obedece principalmente a la sobreexplotación y a la inexistencia de alternativas de producción sostenible de los mismos. Frente a este panorama, el cultivo de pectínidos surge como una opción productiva promisoriosa debido a que resulta acorde con la tradición marítima de las poblaciones costeras. Estas especies tienen altos valores de crecimiento, calidad de la carne, precio y demanda a nivel nacional e internacional. Adicionalmente, su cultivo en el mar es una actividad rentable que no requiere de una alta inversión o nivel de tecnología pudiéndose desarrollar a escala comercial, comunal y/o familiar.

Este libro es el resultado de varios años de investigaciones encaminadas al desarrollo de la tecnología de cultivo de algunas especies de pectínidos de interés comercial nativos de Colombia y ha sido enriquecido con una recopilación de los trabajos llevados a cabo con las mismas especies en países vecinos como Venezuela, México, Brasil y Ecuador. Constituye una herramienta indispensable para difundir y fomentar el cultivo de pectínidos o scallops en Colombia como una opción de desarrollo sostenible para las comunidades costeras y una alternativa para la creación de nuevas empresas de producción limpia. Está dirigido a estudiantes técnicos y universitarios, académicos, científicos y empresarios, por lo que su lenguaje aunque es especializado, resulta sencillo y de fácil comprensión.

Este libro se divide en 9 capítulos, cada uno de los cuales fue escrito por especialistas colombianos o de países vecinos como Venezuela y Chile. El contenido de cada capítulo fue sometido a un riguroso proceso de revisión por pares internacionales, con el fin de garantizar altos estándares de calidad en los contenidos abordados. En cada capítulo, además de brindar el conocimiento científico básico existente a nivel global y regional sobre el tema abordado, se indican las tecnologías utilizadas para el mantenimiento de los organismos y se muestran en tablas comparativas los resultados obtenidos con ellas. Esto hace que en lugar de proveer una receta de cultivo, se entreguen elementos de juicio para que sea el lector o el cultivador quienes decidan sobre las condiciones más apropiadas a implementar dada su situación particular. En el primer capítulo del libro se introduce al lector en el mundo de los pectínidos, describiendo en detalle su importancia, cómo son, cómo funcionan, dónde viven y cuales especies de interés comercial se encuentran en Colombia. En los capítulos posteriores se abordan detalladamente las fases que implican su producción. Como en Colombia la abundancia de semilla silvestre de pectínidos es muy baja, un total de 5 capítulos están dedicados a las fases de producción de semilla

en laboratorio, y debido a su relativa simplicidad, solo uno abarca el levante y engorde de la semilla hasta alcanzar la talla comercial. Posteriormente se describe el comercio global y nacional de los pectínidos, incluyendo un análisis detallado de los principales mercados. Finalmente, se indican los requerimientos necesarios para el montaje de las unidades mínimas de producción de semilla y de adultos de dos especies en particular y se realiza un análisis financiero de estas actividades.

Las investigaciones realizadas en Colombia que hoy dan como resultado este libro fueron llevadas a cabo gracias a la participación de entidades como la Agencia de Cooperación Internacional de Chile (AGCI), Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA), Agencia Presidencial para la Acción Social y la Cooperación Internacional (Acción Social), ASOPLAM, COLCIENCIAS, International Foundation for Science (IFS), INVEMAR, Japan-Chile Partnership Programme (JCPP), Marimex S.A. de C.V., SENA, Universidad Católica del Norte (UCN) y Universidad del Magdalena.

- **CAPÍTULO 1**
Bioecología y taxonomía de las especies de pectínidos comerciales de Colombia.
Mónica Puyana y Luz Adriana Velasco.

- **CAPÍTULO 2**
Producción de microalgas como alimento para pectínidos.
Luz Adriana Velasco, Silvia Carrera y Judith Barros

- **CAPÍTULO 3**
Acondicionamiento reproductivo de los pectínidos de interés comercial de Colombia.
Luz Adriana Velasco

- **CAPÍTULO 4**
Puesta y fecundación en los pectínidos de interés comercial de Colombia
Luz Adriana Velasco y Judith Barros

- **CAPÍTULO 5**
Cultivo larvario de los pectínidos de interés comercial de Colombia.
Juan Pablo de la Roche y Luz Adriana Velasco

- **CAPÍTULO 6**
Asentamiento, metamorfosis y cultivo post larvario de los pectínidos de interés comercial de Colombia
Luis Felipe Freites, Juan Pablo de la Roche y Luz Adriana Velasco

- **CAPÍTULO 7**
Cultivo de pectínidos juveniles y adultos de interés comercial de Colombia
Luis Felipe Freites y Luz Adriana Velasco

- **CAPÍTULO 8**
Mercado y comercialización de pectínidos
Leandro Sturla y Luz Adriana Velasco

- **CAPÍTULO 9**
Análisis financiero de la producción de semilla y adultos de los pectínidos de interés comercial en Colombia
Luz Adriana Velasco, José González y Judith Barros

Bioecología y taxonomía de las especies de pectínidos comerciales de Colombia

Mónica Puyana¹ y Luz Adriana Velasco²

¹Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Programa de Biología Marina.
Cra. 4a No. 22-61, Mod. 7, Of. 601, PBX: (57-1) 242 7030 Ext. 1624,
Bogotá D.C., (Colombia),
e-mail: monicapuyana@utadeo.edu.co

²Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Cra. 2 No. 18-27,
Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Los bivalvos de la familia Pectinidae, son uno de los grupos de moluscos mejor conocidos por su amplia distribución mundial, y porque han sido fuente de alimento y de inspiración artística y religiosa desde tiempos remotos para numerosos pueblos del mundo. Muchas de las especies son conocidas internacionalmente con los nombres de “vieiras”, “concha de abanico”, “ostión”, “almeja voladora”, “zamburiña”, “concha de peregrino” o “concha de Santiago” en español; “scallops” en inglés; “hotate gai” en japonés; “coquille Saint-Jacques” ó “petoncle” en francés; “volandeira” en portugués y “cappa santa”, “canestrello” o “peine” en italiano, entre otros.

Dentro de las varias familias de moluscos bivalvos que son objeto de pesquería o acuicultura, los pectínidos están considerados como uno de los grupos de mayor valor en el comercio mundial, siendo muy apreciados por su sabor y alto contenido de aminoácidos. De las más de 350 especies de pectínidos descritas, al menos unas quince son de importancia comercial, sustentando pesquerías o actividades acuícolas de importancia en diversos países del mundo. La mayoría de tales especies proceden de latitudes medias y altas (sobre los 35° de latitud en ambos hemisferios), las cuales típicamente conforman bancos de gran extensión (González-Anatívia, 2001).

En las zonas tropicales incluyendo a Colombia, si bien existen especies de pectínidos que alcanzan tallas considerables y tienen parámetros de crecimiento importantes como para ser consideradas de interés comercial, el reducido tamaño de sus poblaciones ha hecho que no sostengan pesquerías específicas ni cultivos comerciales, razón por la cual no figuran en las estadísticas mundiales ni nacionales de pesca o cosecha. Dentro de estas especies se encuentran las especies caribeñas *Amusium laurenti*, *A. papyraceum*, *Argopecten nucleus*, *Euvola ziczac*, *Nodipecten nodosus* y las especies del Pacífico *Argopecten ventricosus*, *Euvola vogdesi* y *Nodipecten subnodosus*. Con algunas de ellas se han llevado a cabo experimentos de cultivo y reproducción en Colombia y en otros países vecinos como Venezuela, Brasil, Ecuador y México, que indican que la pectinicultura de especies nativas es factible biológica, tecnológica y económicamente. En este capítulo se realiza

una recopilación de la información existente sobre aspectos básicos de la biología, taxonomía y ecología de estas especies de pectínidos. Aspectos determinantes en la producción como lo son reproducción, desarrollo, crecimiento, competidores, predadores y agentes patógenos que no se incluyen en este capítulo, se abordan detalladamente en otros capítulos de este libro.

Morfología externa

Externamente, los pectínidos están compuestos por una concha de carbonato de calcio conformada por dos valvas laterales que se unen mediante una bisagra o charnela (Figura

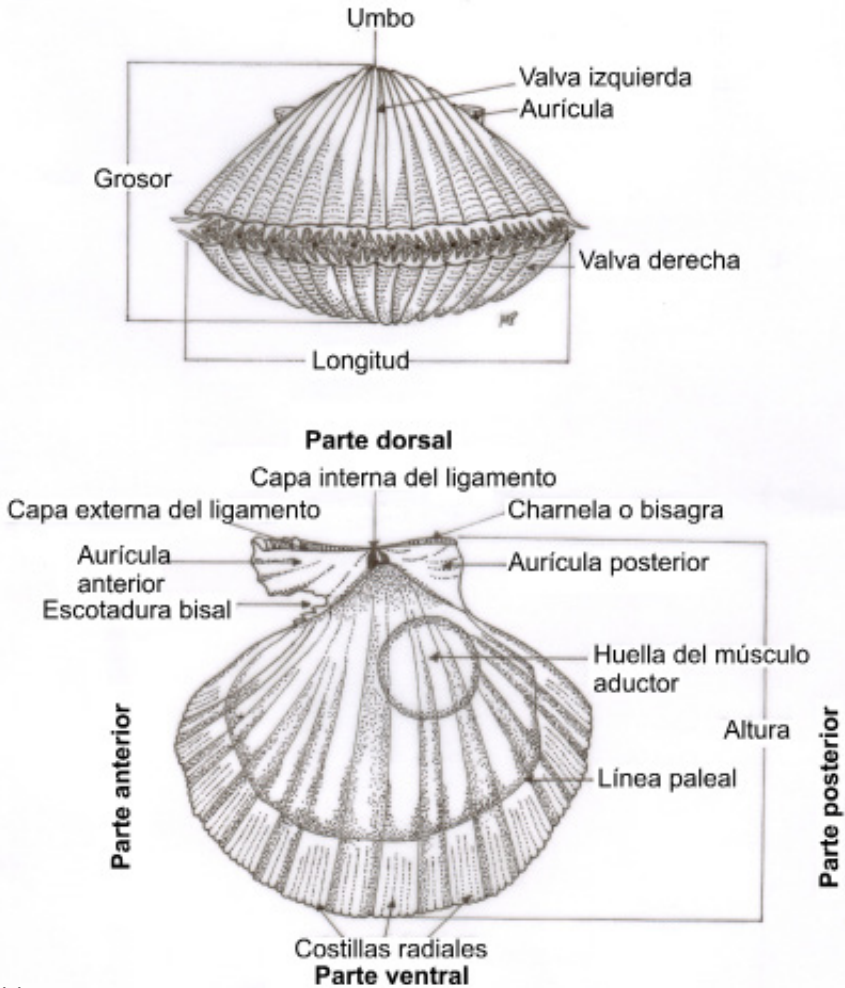


Figura 1.1
Morfología externa de los pectínidos (adaptado de Ruppert & Barnes, 1996).

1.1). Aunque tienen simetría bilateral, externamente no es obvia la orientación de sus partes corporales. Por convención, la parte más antigua de la concha o umbo marca la parte dorsal del animal y la margen opuesta de la concha la parte ventral. La región anterior está determinada por la localización de la escotadura bisal y la parte posterior es la región opuesta. Las partes laterales izquierda y derecha del animal son análogas a las de cualquier otro animal con simetría bilateral, existiendo una valva derecha y otra izquierda. De acuerdo con estos criterios hay tres tipos principales de medidas que se hacen a la concha de los pectínidos: 1) Longitud: distancia entre los márgenes anterior y posterior. 2) Altura: distancia dorso-ventral. 3) Grosor: distancia entre los extremos laterales izquierdo y derecho.

Las conchas de los pectínidos se caracterizan por ser redondeadas y simétricas. El margen dorsal es recto y forma a cada lado del umbo un par de aurículas u orejas triangulares generalmente asimétricas. La aurícula anterior de la valva derecha presenta una escotadura bisal en su base que le permite al pectínido sacar el pie para adherirse a los objetos del fondo. La charnela no es dentada. El ligamento es una estructura elástica de color oscuro asociada a la charnela que está dividido en dos estructuras principales, la capa externa que es una línea paralela a la charnela y la capa interna que está dispuesta en una pequeña cavidad triangular central debajo de los umbos (Green, 1979). La superficie interna de la concha no es nacarada, son notorias unas impresiones que corresponden a la huella de inserción del músculo aductor y a la línea paleal o unión del manto con la concha. La valva izquierda presenta una coloración más oscura y mayor ornamentación que la valva derecha la cual es la que reposa sobre el sustrato. En muchos géneros tales como *Euvola* o *Pecten*, la valva izquierda tiende a ser muy plana mientras que la valva inferior es muy convexa. A pesar de que existen géneros con conchas muy lisas (*Amusium*), la mayoría de los pectínidos presentan conchas con costillas y surcos radiales y grados variables de ornamentación. La dimensión y disposición de los surcos y costillas le permiten a los pectínidos reducir la fricción durante la natación al estar dispuestos de manera paralela al flujo, siendo muy eficientes en esta actividad especialmente en ciertos rangos de talla (Anderson *et al.*, 1997).

Morfología interna

Dentro de la concha bivalva se encuentran las partes blandas que están comprimidas lateralmente. La región cefálica no está desarrollada y el pie está reducido y situado dorso-anteriormente (Figura 1.2). El celoma está reducido a una cavidad pericárdica situada en la parte dorsal-posterior. Esta cavidad contiene un corazón tricameral, y de allí se desprende un par de riñones o nefronas (Green, 1979; Rupert & Barnes, 1996).

El manto es el tejido más externo que recubre la superficie interna de la concha y envuelve las partes blandas. El espacio que hay entre la pared del cuerpo y el manto se conoce como cavidad paleal. En los pectínidos, los márgenes del manto no están fusionadas, son musculosas y forman en cada valva las denominadas cortinas del manto (Green, 1979). Las cortinas del manto izquierdo y derecho las pueden mantener unidas o separadas en diferentes sectores, dando lugar a la formación de las aperturas que permiten el flujo

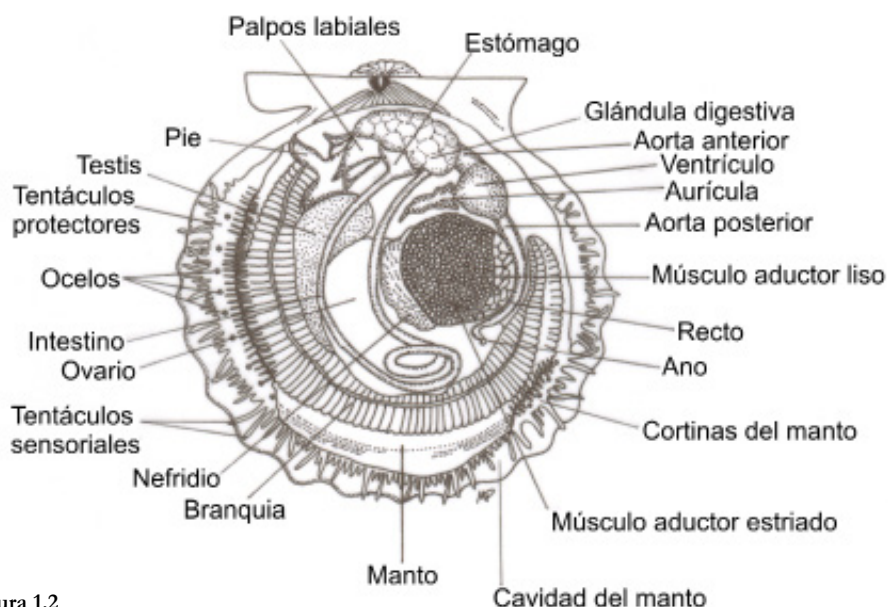


Figura 1.2
Morfología interna de los pectínidos (adaptado de Ruppert & Barnes, 1996).

de agua entre la cavidad paleal y el exterior con fines principalmente de alimentación, respiración y locomoción.

Los pectínidos tienen unas branquias o ctenidios grandes que dividen la cavidad paleal en dos cámaras, la infrabranquial y la suprabranquial. Cada una está formada por cuatro láminas o lamelas que conforman una W (Figura 1.3). Las branquias de los pectínidos son del tipo filibranquias, es decir, que las lamelas están formadas por filamentos separados que se unen sólo en algunas porciones mediante uniones ciliares especializadas. Los espacios entre filamentos se conocen como ostiolos. Los filamentos son de diferente tipo, se encuentran dispuestos formando pliegues y contienen cilios de diferentes tamaños, por lo cual se les denomina branquias heterorábdicas plegadas (Morton, 1983). Los filamentos principales se encuentran en las crestas de los pliegues y están separados entre sí por varios filamentos ordinarios. Los filamentos principales contienen unas expansiones dorsales que tienen vasos aferentes y eferentes cubiertos de cilios que aparentemente tienen una función respiratoria al incrementar la superficie de difusión de gases. Los filamentos ordinarios no tienen expansiones respiratorias y poseen tractos ciliares frontales, latero-frontales y laterales (Beninger & Le Pennec, 1991).

Aunque las larvas de pectínidos tienen dos músculos aductores al igual que otros bivalvos, cuando se convierten en juveniles pierden el músculo aductor anterior, el posterior crece y se desplaza hacia la parte central de la concha, representando entre el 5 y el 20 % del peso vivo del animal dependiendo de la especie (Green, 1979; Pacheco-Aguilar *et al.*, 2001). Su coloración es blanca o crema y está dividido en dos partes, una anterior de fibras estriadas y otra posterior de fibras lisas (Green, 1979) (Figura 1.2).

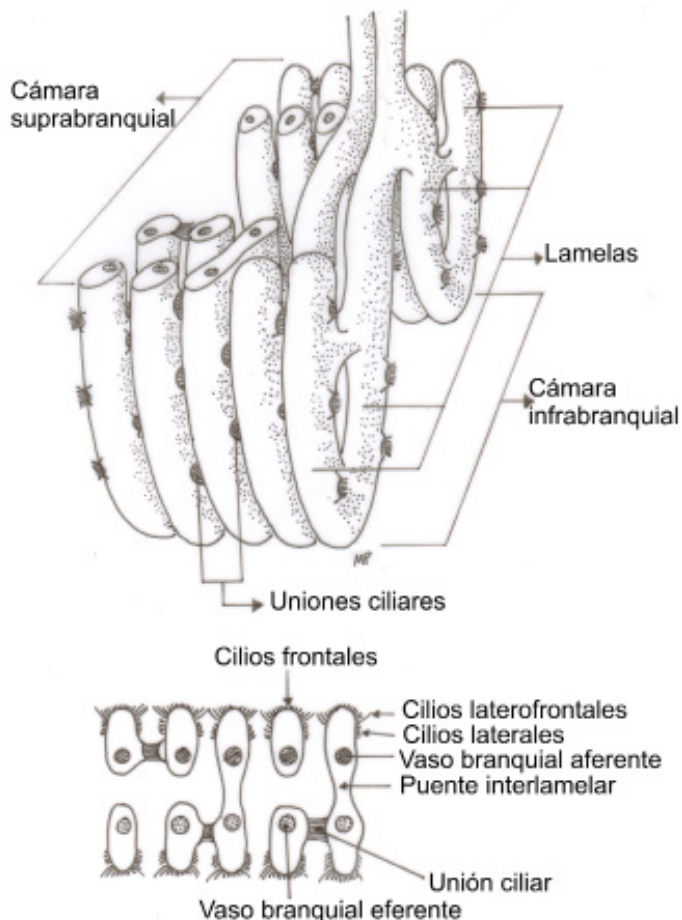


Figura 1.3

Filibranquias plegadas de los pectínidos (adaptado de Ruppert & Barnes, 1996).

La gónada de los pectínidos no es una estructura difusa y pareada como en otros bivalvos, sino que es un órgano impar totalmente diferenciado, unido al cuerpo del animal en la parte anterior del músculo aductor (Pérez-Camacho & Román, 1987). Las especies de pectínidos de interés comercial que se encuentran en Colombia son hermafroditas funcionales (un organismo presenta los dos sexos, masculino y femenino). Cuando la gónada está madura se diferencian claramente dos zonas: una testicular de color blanco-amarillento ubicada en la parte anterior y una ovárica de coloración naranja intenso ubicada en la parte posterior.

El sistema digestivo de los pectínidos está conformado por una boca que está rodeada por los palpos labiales, en la parte antero-dorsal del animal. Posteriormente hay un

esófago muy corto que desemboca en un estómago complejo el cual está dentro de una glándula digestiva grande de color marrón. La parte anterior del intestino está inmersa en la gónada mientras que el intestino posterior atraviesa el pericardio y el ventrículo, y termina en el ano, el cual está ubicado en la parte posterior del músculo aductor.

Crecimiento de la concha

La concha de los pectínidos tal y como ocurre en otros bivalvos, está formada por la deposición de cristales de carbonato de calcio en una matriz orgánica proteica conocida como conquiolina. La capa más externa (no calcárea) constituye el periostraco y en la capa interna, los cristales de carbonato de calcio precipitan preferiblemente en forma de aragonita (Morton, 1967). La formación de la concha se lleva a cabo en la delgada capa de fluido extrapaleal que se encuentra entre el manto y la superficie interna de la concha. La composición de este fluido determina la naturaleza química, el patrón de la conquiolina y la tasa y orientación de la deposición de cristales de carbonato de calcio por la superficie interna del manto. El crecimiento de la concha en los pectínidos se da por la secreción de lamelas dentro de la concha, las cuales forman los anillos o estrías distintivos en el borde de ésta.

Los patrones de crecimiento en las conchas de los bivalvos tales como costillas, anillos concéntricos o lamelas han tratado de ser utilizados para determinar la edad de estos organismos. Sin embargo, el uso de atributos morfológicos resulta limitado dado que las estructuras periódicas que se depositan en la concha pueden confundirse con estructuras dejadas por otros eventos como disturbios marcados o marcas de depredación y reconstrucción de la concha (Jones, 1989).

Forma de vida y locomoción

Algunas especies de pectínidos viven sobre el fondo (epibentónicos), mientras que otros viven semienterrados (infaunales) y la gran mayoría de las especies son de vida “libre” es decir, son capaces de desplazarse a distancias cortas sobre el sustrato. Los pectínidos han desarrollado evolutivamente la capacidad de nadar mediante movimientos bruscos de apertura y cierre de las valvas, expulsando agua a presión desde la cavidad paleal, con lo que consiguen una propulsión a chorro que les permite escapar de sus depredadores y también expeler sedimento o pseudoheces de la cavidad paleal (Morton, 1967). Las cortinas del manto controlan la dirección de los chorros de agua, y hace que éstos puedan salir por cualquiera de los lados de la charnela o por el margen opuesto a ella (Green, 1979; Ruppert & Barnes, 1996). La contracción rápida de las fibras estriadas del músculo aductor permite hacer movimientos rápidos como nadar, mientras que la contracción de las fibras lisas sirve para realizar movimientos lentos y prolongados y mantener la concha cerrada (Green, 1979; Ruppert & Barnes, 1996). Cuando el músculo se relaja, la elasticidad natural del ligamento hace que las valvas se abran. Los pectínidos pueden nadar a distancias de hasta 5 m elevándose del fondo más de 2 m, pero generalmente se mueven en distancias mucho más cortas. Las especies más grandes de

pectínidos tienden a ser menos móviles. Cuando se encuentran en hábitats adecuados los pectínidos adultos raramente se mueven a menos que sean afectados por estímulos táctiles, químicos, ruidos y/o sombras. No se han probado migraciones activas en ninguna especie de pectínido (Green, 1979).

Solo unas pocas especies de pectínidos viven adheridas a sustratos firmes como conchas, grava, rocas y corales entre otros. La fijación se consigue gracias a los filamentos del biso. El biso es una secreción de naturaleza proteica producida por una glándula situada en la base del pie, la cual se endurece cuando entra en contacto con el agua de mar. Para formar un filamento del biso los pectínidos extienden el pie a través de la escotadura bisal y unen la punta por succión a un sustrato firme. El material es liberado a lo largo del conducto bisal localizado en la superficie ventral del pie. Los pectínidos pueden romper la unión bisal tirando la base del filamento fuera de la glándula del biso (Green, 1979). Todas las especies de pectínidos en su estado postlarval o juvenil tienen la capacidad de fijarse a sustratos duros mediante el biso. No obstante, con el tiempo esta característica se va perdiendo en las especies de vida libre entre las que se incluye la mayoría de las especies de interés comercial de Colombia exceptuando *N. nodosus* que permanece con la capacidad de producir biso hasta su fase adulta.

Los pectínidos no pueden cerrar herméticamente sus valvas y aislarse del medio circundante totalmente bajo condiciones desfavorables tales como variaciones repentinas en salinidad, afloramientos de algas nocivas, exposición al aire o a una excesiva sedimentación. Por esto son comparativamente menos tolerantes a la desecación y condiciones ambientales desfavorables que otros bivalvos y para evitar estos efectos habitan en zonas submareales.

Alimentación

Los pectínidos se alimentan de material en suspensión bien sea fitoplancton o detritus orgánicos e inorgánicos (Fariás-Molina, 2001). Las microalgas planctónicas y bentónicas son el componente más importante en la nutrición de los pectínidos, no obstante el material inerte orgánico juega un papel muy importante durante los períodos en que las microalgas son poco abundantes (Green, 1979; Cranford & Grant, 1990; Freitas *et al.*, 2003).

La alimentación en pectínidos es una actividad continua a lo largo del tiempo (Palmer, 1980). Se inicia con el ingreso de una corriente de agua con material particulado a la cavidad paleal a lo largo de la apertura inhalante, situada en la pared antero-ventral del animal (Figura 1.4). El agua pasa a través de los ostiolos de las branquias de la cámara infrabranquial a la cámara suprabranquial de la cavidad paleal, siendo luego expulsada a través de la abertura exhalante que está situado en la parte posterior del animal (Hartnoll, 1967). Por lo general, las partículas del seston mayores de 2 μm quedan retenidas en las branquias de los pectínidos (Møhlenberg & Riisgård, 1978) donde son llevadas a través de los canales de alimentación dorsales y ventrales hacia la parte anterior y de ahí hacia los palpos labiales y la boca donde son finalmente ingeridas. Los cilios laterofrontales de las branquias son los encargados de la captura de las partículas, de allí son llevadas a los

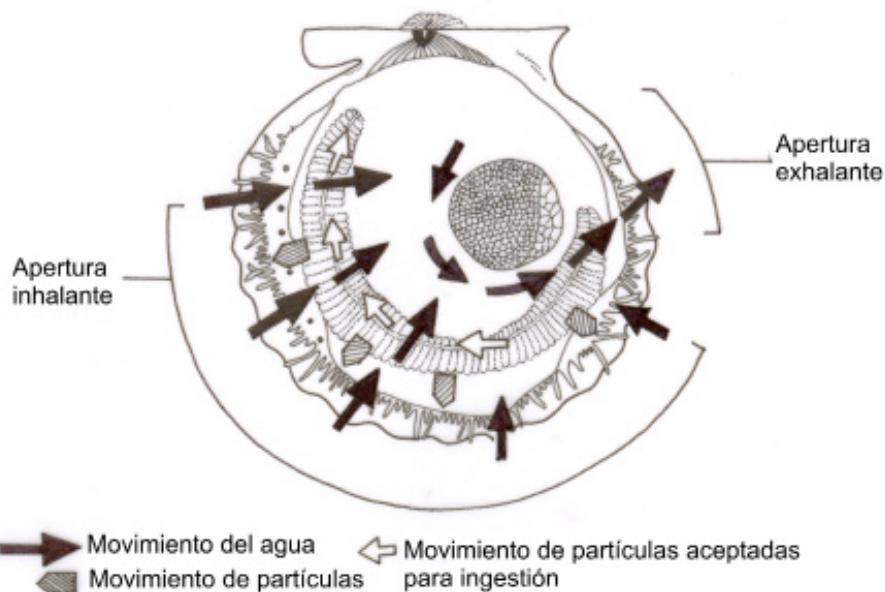


Figura 1.4
Corrientes de agua en la cavidad paleal de los pectínidos.

cilios frontales donde quedan envueltas de mucus y posteriormente son transportadas hacia la parte dorsal o ventral de la lamela (Morton, 1983). En todos los filamentos de las branquias, las partículas pequeñas son llevadas a los surcos alimentarios dorsales a través de cilios cortos, mientras que las partículas grandes son llevadas a los surcos alimentarios ventrales por medio de cilios largos que se encuentran en las crestas de los pliegues branquiales (Figura 1.5) (Morton, 1983). Los pectínidos poseen 5 surcos alimentarios funcionales ubicados en los extremos de las lamelas, 2 ventrales y 3 dorsales, a través de los cuales las partículas son llevadas hacia los palpos labiales. En los canales dorsales las partículas son transportadas en corrientes de agua y en los ventrales en cordones de mucus (Beninger *et al.*, 1992). Si el agua tiene una moderada carga de partículas, las branquias se extienden y las vías ascendentes funcionan más intensamente; de otra parte, si la concentración de partículas es alta, las branquias se encogen, de forma que los filamentos principales quedan en el fondo de los pliegues no siendo funcionales. Las vías descendentes de los demás filamentos impulsan la mayor parte del material que queda retenido entre las branquias, hacia los surcos ventrales, que si están demasiado llenos de partículas, las expulsan hacia el fondo de la cavidad paleal, desde donde son llevadas hacia el exterior (Ward *et al.*, 1993). De esta forma, en las branquias se lleva a cabo una primera selección de partículas a ingerir que depende del tamaño y cantidad de alimento disponible. Los palpos labiales de los pectínidos son pequeñas aletas pareadas triangulares fusionadas entre sí y ubicadas a cada lado de la boca (Figura 1.6), y en los que se lleva a cabo una segunda selección de las partículas. Aquellas partículas con bajo contenido orgánico, tamaño relativamente grande, o con forma poco apropiada son acumuladas dentro de la cavidad del manto y expulsadas al medio externo periódicamente (Green, 1979; Morton, 1983). Los agregados de partículas inmersas en mucus que no

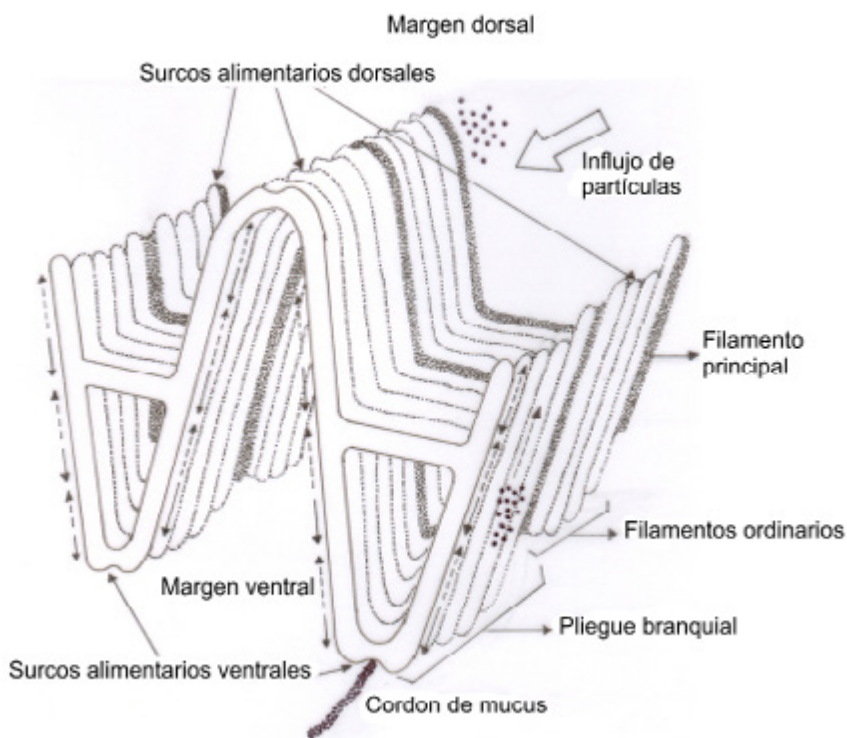


Figura 1.5
Movimiento de las partículas retenidas en las branquias de los pectínidos hacia los surcos alimentarios dorsales y ventrales (adaptado de Ruppert & Barnes, 1996).

son ingeridas y que son expulsadas desde los surcos alimentarios o los palpos labiales hacia el exterior se conocen como pseudoheces.

Digestión y absorción

En el estómago ocurren principalmente procesos de digestión extracelular, mientras que en la glándula digestiva ocurre digestión intracelular. Sin embargo, también hay fagocitos en el estómago, los cuales llevan a cabo digestión intracelular (Beninger & Le Pennec, 1991). El estómago es un saco delgado extensivamente ciliado y labrado que contiene una pequeña placa quitinosa llamada escudo gástrico, un bastón formado de una matriz proteica transparente y enzimas digestivas -denominado estilo cristalino- y varios orificios que se abren hacia la glándula digestiva (Figura 1.7) (Morton, 1967).

El estilo cristalino gira sobre el escudo gástrico por la acción de los cilios que revisten el saco del estilo, produciéndose la liberación de enzimas (especialmente amilasa) y la

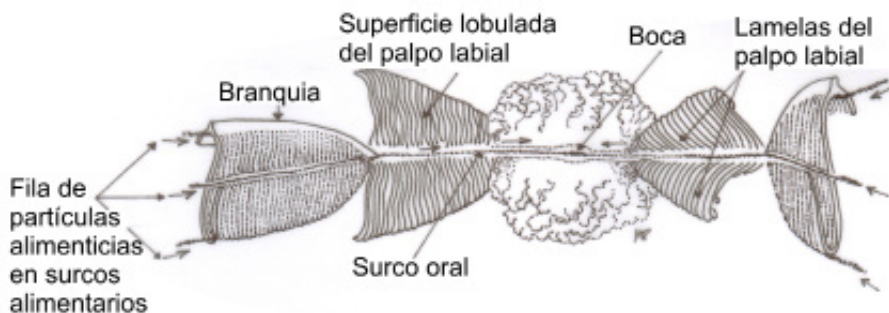


Figura 1.6
Palpos labiales y boca de los pectínidos (adaptado de Beninger *et al.*, 1991)

trituration mecánica del alimento (Purchon, 1971). Así mismo, en el estómago ocurre una separación de las partículas alimenticias. Las partículas gruesas o no digeribles son fagocitadas o enviadas directamente hacia el intestino a lo largo de un profundo surco intestinal (tiflosol), mientras que las finas son llevadas hacia la glándula digestiva (Owen, 1974; Morton, 1983). La glándula digestiva está compuesta por numerosos túbulos y acinos formados por células absorptivas y secretoras (Figura 1.8). Las células secretoras aparentemente secretan enzimas a la luz de los túbulos y las células absorptivas pinocitan las partículas y las digieren en vacuolas. Los cuerpos residuales con los productos no absorbidos salen a los túbulos mediante la ruptura de las células y de allí pasan al estómago y al intestino (Beninger & Le Pennec, 1991). La eficiencia con la cual los pectínidos absorben material orgánico del alimento aumenta junto con el contenido orgánico del mismo (Crandford, 1995).

La capacidad para rechazar las partículas de bajo contenido orgánico, y de modificar las tasas de aclaramiento y de producción de pseudoheces frente a cambios rápidos en la concentración y contenido orgánico del material particulado en el medio, les permite a los pectínidos mejorar la calidad del alimento que ingieren y controlar la tasa de ingestión a niveles en los que se puedan llevar a cabo los procesos de digestión y absorción de forma más eficiente (Bacon *et al.*, 1998; Fernández-Reiriz *et al.*, 2004).

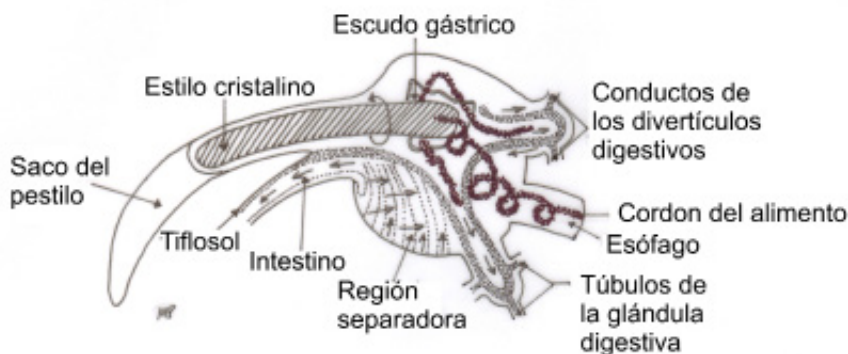


Figura 1.7
Estómago, glándula digestiva y estilo cristalino de bivalvos (tomado de Morton, 1967).

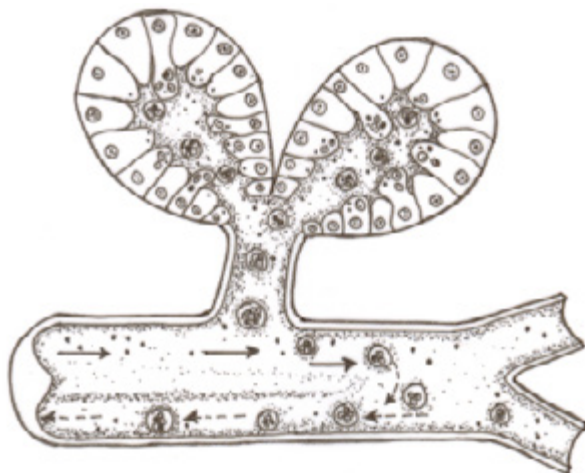


Figura 1.8
Glándula digestiva de los bivalvos (tomado de Owen, 1974).

Circulación

El sistema circulatorio de los pectínidos es de tipo vascular abierto, es decir, que la sangre o hemolinfa es llevada a diferentes partes del cuerpo a través de vasos (venas y arterias), pero existen varias zonas que se conocen como senos, donde este fluido baña directamente a los tejidos. Poseen un corazón tricameral con dos aurículas y un ventrículo, el cual impulsa sangre oxigenada proveniente de las branquias hacia las vísceras y el manto a través de una aorta anterior y una posterior (Beninger & Le Pennec, 1991) (Figura 1.2). De acuerdo con Beninger & Le Pennec (1991), la hemolinfa de los pectínidos participa en una variedad de funciones fisiológicas como el intercambio de gases, osmorregulación, distribución de nutrientes, eliminación de desechos, defensa y movimiento de órganos como manto, pie, branquias y palpos labiales. El oxígeno es transportado de forma disuelta en la sangre ya que ésta carece de pigmentos respiratorios. El plasma tiene una concentración osmótica levemente mayor que la del agua de mar que los rodea gracias a lo cual es posible mantener el flujo de orina y la secreción de mucus. Los hemocitos que se desplazan por el sistema circulatorio llevan a cabo una variedad de funciones como la reparación de la concha mediante la transferencia de calcio y otros materiales de la glándula digestiva hasta el sitio lesionado. Otros tienen función nutritiva al digerir nutrientes en la glándula digestiva y transportarlos a otros tejidos; algunos son capaces de absorber desechos y llevarlos a los tubulos nefridiales, y finalmente están los que defienden internamente al cuerpo de agentes extraños fagocitándolos.

Excreción

El sistema excretor de los pectínidos está conformado por un par de nefridios de tipo metanefridios de color café con forma de sacos aplanados unidos al músculo aductor y ocluidos por la gónada (Figura 1.2). Cada metanefridio consiste en un túbulo abierto

en sus dos extremos y rodeado de tejido glandular. Consta de un nefrostoma ciliado que está unido al pericardio y recoge la orina primaria que corresponde al líquido celómico. Mediante procesos de secreción y reabsorción de sustancias a lo largo del túbulo se forma la orina final, la cual es expulsada a la cavidad paleal a través del nefridioporo. Otros sitios donde se ha demostrado que hay actividad excretora, es en las células de tipo podocitos (capaces de llevar a cabo procesos de filtración) alrededor del corazón, en el manto, alrededor del intestino y en la base de las branquias (Beninger & Le Pennec, 1991). Los riñones excretan la orina en la cavidad del manto cerca de la parte ventral del músculo aductor (Green, 1979).

Sistema nervioso

El sistema nervioso de los pectínidos tiene simetría bilateral y está conformado por dos agrupaciones de ganglios unidas a través de un par de cordones nerviosos. Los ganglios parietoviscerales que están ubicados en la superficie anterodorsal del músculo aductor y controlan parte de las vísceras, el músculo aductor y la parte ventral del manto. Los ganglios cerebrales y pedales están fusionados y se encuentran ventrales a la boca, e inervan el resto del cuerpo (Beninger & Le Pennec, 1991). El borde del manto está dotado de tentáculos que contienen células táctiles y quimiorreceptoras, así como alrededor de 100 ocelos en copa provistos de córnea, lente, retina y un nervio óptico, los cuales les permiten detectar intensidad de luz, dirección y velocidad de movimiento de un objeto (Green, 1979). En el pie hay un par de estatocistos que le permiten al animal tener una orientación con respecto a la gravedad. En el epitelio de la cavidad paleal hay dos tipos de órganos receptores, un par conocido como osfradio, que está sobre la cara ventral del músculo aductor y es considerado un órgano quimiosensorial y otro impar llamado órgano sensorial abdominal, que está a la altura del ano y tiene una función mecanoreceptora que contribuye a regular el flujo de agua en la porción exhalante de la cavidad paleal (Rupert & Barnes, 1996; Ciocco, 1998).

Taxonomía

Desde una perspectiva taxonómica, los pectínidos se constituyen en un grupo muy complejo y tanto los taxa fósiles como los recientes se encuentran en constante revisión. Por esta razón, es común ver en la literatura una misma especie asignada a diversos géneros. Se conocen aproximadamente doce géneros dentro de la Familia Pectinidae (Peña, 2001). Recientes revisiones del grupo han elevado a nivel de género algunos taxa anteriormente considerados subgéneros (Smith, 1991).

La clasificación tradicional de los pectínidos se basa estrictamente en las características morfológicas de su concha. Este sistema tiene el inconveniente de que no se tienen en cuenta las posibles convergencias que pueden darse en diferentes taxa que tienen hábitos de vida similares. Estudios moleculares recientes (Matsumoto & Hayami, 2000) tienden a corroborar mejor el sistema de clasificación de Waller (1991), en el cual además de la morfología de la concha, se tiene en cuenta la microestructura de ésta y la morfología

de la concha embrionaria.

Estudios genéticos y el reciente advenimiento de técnicas moleculares han permitido establecer relaciones filogenéticas entre diferentes especies de pectínidos (Heipel *et al.*, 1998; Matsumoto & Hayami, 2000). Así pues, no resultaría sorprendente reconocer algunas especies crípticas en aquellos complejos de especies considerados muy “variables” morfológicamente. Es así como por ejemplo, se han detectado diferencias genéticas significativas que están correlacionadas con variaciones morfológicas de la concha dentro del complejo de especies de *Argopecten irradians* en la costa este de los EEUU (Wilbur & Gaffney, 1997).

Clasificación de los géneros de interés comercial en Colombia
Según Díaz & Puyana (1994) y Peña (2001).

Phylum Mollusca

Clase Bivalvia

Subclase Pteriomorpha

Superorden Eupteriomorpha

Orden Ostreoida

Suborden Pectinina

Superfamilia Pectinacea Rafinesque 1815

Familia Pectinidae Rafinesque 1815

Género *Amusium* Röding, 1798

Género *Argopecten* Monterosato, 1889

Género *Chlamys* Röding, 1798

Género *Euvola* (Dall, 1897)

Género *Nodipecten* (Dall, 1898)

Género *Pecten* Müller, 1776

Especies del Caribe

1. Argopecten nucleus (Born, 1778)

Conchuela

Las especies del género *Argopecten* son las más pequeñas de los pectínidos de interés comercial en Colombia. El género *Argopecten* se caracteriza por tener una concha inflada siendo las dos valvas iguales y muy convexas, ornamentadas con fuertes costillas radiales lisas (Figura



Figura 1.9

Argopecten nucleus. La barra indica 1 cm.



Figura 1.10
Ecorregiones costeras de Colombia (tomado de Ardila *et al.*, 2002).

1.9). Las dos aurículas son iguales a ambos lados del umbo (Díaz & Puyana, 1994). *A. nucleus* tiene una concha gruesa con valvas muy convexas, ornamentada con 20 a 23 costillas radiales (Figura 1.9). Coloración variable, usualmente blanco con manchas rojizas, marrón, anaranjado, púrpura y/o gris (Díaz & Puyana, 1994). Algunos especímenes son anaranjados con manchas rojas y blancas. Es una especie de tamaño reducido que por lo general no sobrepasa los 5 cm de longitud. De vida libre, común sobre fondos arenosos, pastos marinos y en cercanía de zonas arrecifales hasta 50 m de profundidad (Díaz & Puyana, 1994). Esta es una especie de vida corta (menor a 2 años) y rápido crecimiento gracias a su alta eficiencia para adquirir energía del alimento y minimizar los costos metabólicos y las pérdidas de energía (Velasco, 2006; 2007). Esta especie está distribuida en el Sureste de la Florida, parte sur del Golfo de México, el Mar Caribe y Surinam. En Colombia esta especie se ha reportado en las ecorregiones de Darién, Morrosquillo, Archipiélagos Coralinos, Magdalena, Tayrona, Palomino y Guajira (Díaz & Puyana, 1994) (Figura 1.10).

2. *Amusium laurenti* (Gmelin, 1791)

Vieira

Concha semicircular, delgada pero fuerte, casi lisa, brillante, parte interna de las valvas con 30 a 40 estrías radiales pareadas (Figura 1.11). Posee aurículas prominentes, valva izquierda plana, de color marrón rojizo moteado con blanco; valva derecha moderadamente convexa, de color crema con radios marrón claro (Díaz & Puyana, 1994). Esta especie alcanza tamaños de 6 cm y habita fondos arenofangosos a profundidades menores a 25 m (Díaz & Puyana, 1994). Se distribuye en el Caribe desde Honduras y las Antillas Mayores hasta el norte de Suramérica. En Colombia es abundante en la ecorregión de Morrosquillo (Díaz & Puyana, 1994) (Figura 1.10).



Figura 1.11

Amusium laurenti. La barra indica 2 cm.

3. *Amusium papyraceum* (Gabb, 1873)

Vieira

Esta especie es similar en morfología y hábitat a *A. laurenti* (Figura 1.12). La valva derecha (inferior) es convexa y presenta una coloración blanca con el margen de las valvas en tonos amarillentos. La valva izquierda es plana, de color marrón



Figura 1.12

Amusium papyraceum. La barra indica 2 cm.

pálido a rojizo. La parte interna de las valvas presenta entre 20 a 22 estrías radiales pareadas con aurículas poco prominentes. Alcanza tallas de 9 cm (Díaz & Puyana, 1994). Ésta es una especie poco común, que se entierra sobre fondos fangosos entre 30 y 100 m de profundidad (Díaz & Puyana, 1994). Se distribuye por el Atlántico Occidental desde el Golfo de México por el Mar Caribe hasta el norte de Brasil. En Colombia esta especie se ha reportado en las ecorregiones Magdalena y Guajira (Díaz & Puyana, 1994) (Figura 1.10).

4. *Euvola (Pecten) ziczac* (Linné, 1758)

Concha de Margarita

Concha semicircular, moderadamente gruesa (Figura 1.13). La valva derecha (inferior) es muy convexa y presenta una coloración más pálida que la valva izquierda (superior) que varía entre el amarillo claro a marrón. La valva izquierda es plana, de color marrón rojizo y usualmente se encuentra adornada con líneas concéntricas más oscuras en zigzag, de ahí su nombre (Díaz & Puyana, 1994). La valva izquierda



Figura 1.13
Euvola ziczac. La barra indica 2 cm.

tiene surcos radiales incisos y se encaja ligeramente en el interior de la valva derecha (Peña, 2001). Ocasionalmente se encuentran individuos albinos. Esta especie alcanza tallas de 9 cm (Peña, 2001). Es una especie de vida libre que se encuentra sobre fondos arenosos y calcáreos donde vive semienterrada entre 1 y 80 m de profundidad (Díaz & Puyana, 1994; Lodeiros *et al.*, 1999). Se distribuye por el Atlántico Occidental desde Carolina del Norte (EEUU) y Bermuda por el Mar Caribe hasta el sur de Brasil. En Colombia, esta especie se ha reportado en las ecorregiones de Morrosquillo, Archipiélagos Coralinos, Magdalena, Tayrona, Palomino, Guajira y Archipiélago de San Andrés y Providencia (Díaz & Puyana, 1994) (Figura 1.10).

5. *Nodipecten (= Lyropecten) nodosus* (Linné, 1758)

Papo e' la reina, Almeja Mano de León, Garra de León.

Concha muy gruesa, con valvas similares, ornamentada con 8 a 9 crestas radiales gruesas con protuberancias nodosas, las cuales están desarrolladas de manera variable entre diferentes individuos y son mucho más conspicuas en juveniles (Figura 1.14). Coloración naranja intenso a rojo oscuro o vino tinto (Díaz & Puyana, 1994). La coloración externa tiende a ser uniforme; sin



Figura 1.14
Nodipecten nodosus. La barra indica 3 cm.

embargo, algunas conchas tienen manchas crema, marrón y/o violeta en líneas o bandas concéntricas. Coloración interna reluciente, blanca o marrón rojizo en tonos similares a los del exterior, aunque más pálidos (Peña, 2001). La superficie externa está cubierta por numerosas costillas y surcos radiales finos, así como pequeñas escamas concéntricas tanto en las crestas como en los espacios entre éstas (Peña, 2001). Es el pectínido de mayor tamaño en el Caribe, pues alcanza tallas de 15 cm (Díaz & Puyana, 1994) y se fija a sustratos duros, como fondos arenosos, coralinos, rocosos y calcáreos entre 10 y 120 m de profundidad (Díaz & Puyana, 1994; Lodeiros *et al.*, 1999). Se distribuye por el Atlántico Occidental desde Carolina del Norte (EEUU) por el Mar Caribe hasta el estado de Santa Catarina al sur de Brasil (Rupp & Parsons, 2004). También se ha reportado en la isla Ascensión. En Colombia esta especie se ha reportado en las ecorregiones de Morrosquillo, Archipiélagos Coralinos, Magdalena, Tayrona, Palomino, Guajira y Archipiélago de San Andrés y Providencia (Díaz & Puyana, 1994) (Figura 1.10).

Especies del Pacífico

1. *Argopecten ventricosus* (Born, 1778) (= *Argopecten circularis*) (Sowerby, 1835)

Almeja Catarina

Concha inflada y gruesa con las dos valvas convexas, ornamentada con 21 costillas radiales lisas (Figura 1.15). Coloración muy variable, desde especímenes casi blancos pasando por especímenes blancos con manchas rojizas o marrón a ejemplares totalmente anaranjados o púrpura (Keen, 1971).

Es una especie de tamaño medio que por lo general no sobrepasa los 5 cm de longitud (Keen, 1971). Este es el pectínido más común en el Pacífico tropical americano y vive sobre fondos de arena fina, conchuela, fango o piedras desde zonas someras hasta los 180 m de profundidad (Keen, 1971; Maeda-Martínez *et al.*, 1993; Leija-Tristán *et al.*, 1996; Alamo & Valdivieso, 1987). También habita en praderas del pasto marino *Zostera marina* (Maeda-Martínez *et al.*, 1997). La especie está distribuida de Baja California y el Golfo de California a Paita en el Perú (Keen, 1971). En Colombia está reportada para las ecorregiones de Buenaventura, Gorgona, Malpelo, Pacífico Norte y Sanquianga (Arboleda, 2002) (Figura 1.10).



Figura 1.15

Argopecten ventricosus. La barra indica 1 cm.

2. *Euvola* (“*Oppenheimerpecten*”) *vogdesi* (Arnold, 1906)

Concha semicircular, moderadamente gruesa (Figura 1.16). La valva derecha (inferior) es muy convexa y presenta una coloración más clara que la valva izquierda (superior). La valva izquierda es plana, de color marrón sucio a marrón rojizo. Interior blanco a marrón rosáceo. La valva izquierda está ornamentada con 20 costillas radiales redondeadas y lisas

mientras que la valva derecha tiene 21 (Keen, 1971). La especie alcanza tallas de 10 cm (Keen, 1971). Es una especie infaunal, localmente común sobre fondos arenosos desde aguas someras hasta 155 m de profundidad (Keen, 1971). Se distribuye desde Baja California y el Golfo de California a Panamá y Colombia (Keen, 1971). En Colombia está reportada solamente en la ecorregión de Gorgona (Arboleda, 2002) (Figura 1.10).



Figura 1.16
Euvola vogdesi. La barra indica 2 cm. (tomado de www.sealifegifts.net/enlarge_sm_481.html).

3. *Nodipecten* (= *Lyropecten*) *subnodosus* (Sowerby 1835)

Almeja mano de león

Concha muy grande, fuerte, gruesa, convexa, bastante comprimida y sólida (Figura 1.17). Está ornamentada con costillas radiales anchas, uniformemente espaciadas, no en parejas y de forma redondeada a rectangular. El perfil de las costillas es alto y estrecho en juveniles con las valvas planas, en los adultos las costillas son bajas y redondeadas.



Figura 1.17
Nodipecten subnodosus. La barra indica 3 cm.

La valva izquierda tiene 9 costillas las cuales tienen alternativamente una o más series de nódulos o jorobas vacías, más o menos prominentes (Peña, 2001). Los nódulos tienden a ser más numerosos en juveniles mientras que algunos individuos carecen de nódulos totalmente. Coloración externa desde crema con líneas o manchas en púrpura o marrón hasta naranja, rojo ladrillo, púrpura o gris. Coloración interna reluciente, blanca, con márgenes violeta (Peña, 2001). *N. nodosus* (Linné, 1758) es una especie gemela del Atlántico, generalmente de menor tamaño y grosor de la concha y más nodosa (Díaz & Puyana, 1994). Sin embargo, algunos ejemplares de *N. nodosus* y *N. subnodosus* son prácticamente indistinguibles.

N. subnodosus es la especie más grande y pesada de América tropical alcanzando tallas de 17 cm (Peña, 2001). Ocasionalmente se obtienen especímenes mayores de 20 cm provenientes de arrastres de fondo. Ésta es una especie localmente común sobre fondos arenosos en aguas profundas (Peña, 2001; Smith, 1991), así como en zonas de altas corrientes producidas por las mareas en lagunas costeras. Se distribuye desde el Golfo

de California a Perú (Abbott & Dance, 1982). En Colombia se ha reportado en las ecorregiones de Gorgona y en el Pacífico Norte (Arboleda, 2002) (Figura 1.10).

Agradecimientos

Se agradece a Judith Barros y Walter Barbosa y por su cooperación en algunas de las fases que permitieron la elaboración de este capítulo. Así mismo agradecemos los comentarios del Dr. Cesar Lodeiros, los cuales permitieron mejorar el documento.

Bibliografía

- Abbott, R.T. & S.P. Dance. 1982. *Compendium of Seashells*. E.P. Dutton, Inc. New York. 411 p.
- Alamo, V. & V. Valdivieso. 1987. Lista sistemática de moluscos marinos del Perú. *Boletín Inst. Mar Perú*. Vol. Extraordinario. 205 p.
- Anderson, E.J., P.S. MacGillivray & M.E. Demont. 1997. Scallop shells exhibit optimization of riblet dimensions for drag reduction. *Biol. Bull.* 192: 341-344.
- Arboleda, E. 2002. Estado actual del conocimiento y riqueza de peces, crustáceos, decápodos, moluscos, equinodermos y corales escleractinios del Océano Pacífico colombiano. Tesis de Pregrado, Facultad de Biología Marina, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Colombia. 80 p.
- Ardila, N.E., G.R. Navas & J.O. Reyes. 2002. Libro rojo de invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Ministerio de Medio Ambiente. la serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia.
- Bacon, G. S., B.A. MacDonald & J.E. Ward. 1998. Physiological responses of infaunal (*Mya arenaria*) and epifaunal (*Placopecten magellanicus*) bivalves to variations in the concentration and quality of suspended particles I. Feeding activity and selection. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 219: 105-125.
- Beninger, P.G. & M. Le Pennec. 1991. Functional anatomy of scallops. En: Shumway, S.E. (Ed). *Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture*. Elsevier, Amsterdam, pp. 133-223.
- Beninger, P.G., M. Auffret & M. Le Pennec. 1990. Peribuccal organs of *Placopecten magellanicus* and *Chlamys varia*: Structure, ultrastucture and implications. *Mar. Biol.* 107: 215-223.
- Beninger, P.G., J.E. Ward, B.A. MacDonald & R.J. Thompson. 1992. Gill function and particle transport in *Placopecten magellanicus* (Mollusca: Bivalvia) as revealed using video endoscopy. *Mar. Biol.* 114: 281-288.
- Ciocco, N.F. 1998. Anatomía de la "vieira tehuelche", *Aequipecten tehuelchus* (D'obigny, 1846) (= *Chlamys tehuelcha*) IV sistema nervioso y estructuras sensoriales (Bivalvia, Pectinidae). *Rev. Biol. Mar. Ocean.* 33: 25-42.
- Cranford, P.J. 1995. Relationships between food quantity and quality and absorption efficiency in sea scallops *Placopecten magellanicus* (Gmelin). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 189: 123-142.
- Cranford, P.J. & J. Grant. 1990. Particle clearance and absorption of phytoplankton

- and detritus by the sea scallop *Placopecten magellanicus* (Gmelin). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 137: 105-121.
- Díaz, J.M. & M. Puyana. 1994. Moluscos del Caribe Colombiano. Un Catálogo Ilustrado. COLCIENCIAS-FUNDACION NATURA-INVEMAR, Bogotá. 291 p + 74 pl.
- Farías-Molina, A. 2001. Nutrición en Moluscos Pectínidos. En: A.N. Maeda-Martínez (Ed.). Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 89-104.
- Fernández-Reiriz, M.J., U. Labarta & J.M. Navarro. 2004. Feeding and digestive response of *Argopecten purpuratus* to short-term variation in food quality and quantity. Aquaculture 237: 347-364.
- Freites, L., C. Lodeiros, N. Narváez, G. Estrella & J.M.F Babarro. 2003. Growth and survival of the scallop *Lyropecten* (= *Nodipecten*) *nodosus* (L., 1758) in suspended culture in the Cariaco Gulf (Venezuela), during a non-upwelling period. Aquaculture Res. 34: 709-718.
- González-Anatívia, C.R. 2001. Mercados y comercialización de pectínidos. En: A.N. Maeda-Martínez (Ed.). Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 451-468.
- Green, M. 1979. A review of the fishery biology of scallops. State of Washington, department of Fisheries, Shellfish Program. Technical Report No. 39. 273 p.
- Hartnoll, R.G. 1967. An investigation of the movement of the scallop, *Pecten maximus*. Helgol, Wiss. Meeresunters 15: 523-533.
- Heipel, D.A., J.D.D Bishop, A.R. Brand & J.P. Thorpe. 1998. Population genetic differentiation of the great scallop *Pecten maximus* in western Britain investigated by randomly amplified polymorphic DNA. Mar. Ecol. Prog. Ser. 162: 163-171.
- Jones, D.S. 1989. Growth Rings and Longevity in Bivalves. American Conchologist 17: 12-13.
- Keen, A.M. 1971. Sea shells of tropical West America (Marine Mollusks from Baja California to Peru). Stanford University Press, Stanford. 1064 p.
- Leija-Tristán, A., F.A. Solís-Marín, D. Aureoles-Gamboa & E.S. Amador-Silva, 1996. Natural stocks of the scallop *Argopecten circularis* and relationships with the galateid crab *Pleuroncodes planipes* in the Pacific coast of Baja California Sur, México. Cah. Biol. Mar. 37: 153-157.
- Lodeiros, C., B. Marín & A. Prieto. 1999. Catálogo de moluscos marinos de las costas nororientales de Venezuela: Clase Bivalvia. Apudons, Cumaná, Venezuela. 109 p.
- Maeda-Martínez, A.N., T. Reynoso-Granados, F. Solís-Marín, A. Leija-Tristán, D. Aurióles-Gamboa, C. Salinas-Zavala, D. Luch-Cota, P. Ormart-Castro & P. Felix-Pico. 1993. A model to explain the formation of catarina scallop, *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835), beds in Magdalena Bay, Mexico. Aquaculture Fish. Management 24: 323-339.
- Maeda-Martínez, A.N., T. Reynoso-Granados, P. Monsalvo-Spencer, M.T. Sicard, J.M. Mazón-Suástegui, O. Hernández, E. Segovia & R. Morales. 1997. Suspension culture of catarina scallop *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842), in Bahía Magdalena, Mexico, at different densities. Aquaculture 158: 235-246.
- Matsumoto, M. & I. Hayami. 2000. Phylogenetic analysis of the family Pectinidae (Bivalvia) based on mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I. J. Moll. Stud.

- 66: 477-488.
- Møhlenberg, F. & H.U. Riisgård. 1978. Efficiency of particle retention in 13 species of suspension feeding bivalves. *Ophelia* 17:239-246.
- Morton, B.S. 1967. *Molluscs*. 4ed. Hutchinson University Library, London.
- Morton, B.S. 1983. Feeding and digestion in Bivalvia. En: A.S.M. Saleuddin & K.M. Wilbur (Eds). *The Mollusca. Physiology*. Academic Press, New York, pp. 65-147.
- Owen, G. 1974. Feeding and digestion in the Bivalvia. *Adv. Comp. Physiol. Biochem.* 5: 1-35.
- Palmer, R.E. 1980. Behavioral and rhythmic aspects of filtration in the bay scallop *Argopecten irradians concentricus* (Say). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 45:273-295.
- Pacheco-Aguilar, R., V.M. Ocaño-Higuera. & A.N. Maeda-Martínez. 2001. Manejo y Procesado de Pectínidos. En: A.N. Maeda-Martínez (Ed). *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Limusa, México, pp. 431-450.
- Peña, J.B. 2001. Taxonomía, morfología, distribución y hábitat de los pectínidos iberoamericanos. En: A.N. Maeda-Martínez (Ed.). *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Limusa, México, pp. 1-25.
- Pérez-Camacho, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. En: Espinosa & U. Labarta (Eds.). *Reproducción en acuicultura*. CAYCIT, Madrid, pp. 133-184.
- Purchon, R.D. 1971. Digestion in filter feeding bivalves, a new concept. *Proc. Malac. Soc. Lond.* 39: 253-262.
- Ruppert, E.E. & R.D. Barnes. 1996. *Zoología de los invertebrados*. 6a edición. McGraw-Hill Interamericana. México. 1114 p.
- Rupp, G.S. & G.J. Parsons. 2004. Effects of salinity and temperature on the survival and byssal attachment of the lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* at its southern distribution limit. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 309: 173-198.
- Smith, J.T. 1991. Cenozoic giant pectinids from California and the Tertiary Caribbean Province: *Lyropecten*, "*Macrochlamis*", *Vertipecten*, and *Nodipecten* species. *U.S. Geol. Surv. Prof. Paper* 1391: 155 p, 38 pls.
- Velasco, L.A. 2006. Effect of microalgal concentration and water temperature on the physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *J. Shellfish Res.* 25, 823-831.
- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. *Aquaculture* 270: 299-212.
- Waller, T.R. 1991. Evolutionary relationships among commercial scallops (Mollusca: Bivalvia: Pectinidae. En: S.E. Schumway (Ed.). *Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture*. Elsevier, Amsterdam, pp. 1-73.
- Ward, J.E., B.A. MacDonald, R.J. Thompson & P.J. Beninger. 1993. Mechanisms of suspension feeding in bivalves: resolution of current controversies by means of endoscopy. *Limnol. Oceanogr.* 38: 265-272.
- Wilbur, E. & P.M. Gaffney. 1997. A genetic basis for geographic variation in shell morphology in the bay scallop, *Argopecten irradians*. *Mar. Biol.* 128: 97-105.

Producción de microalgas como alimento para pectínidos

Luz Adriana Velasco, Silvia Carrera y Judith Barros

Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena,
Carrera 2 No.18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Los pectínidos se alimentan de las partículas que se encuentran suspendidas en el agua (seston) con tamaños entre 2 y 950 μm (Mølenberg & Riisgård, 1978; Shumway *et al.*, 1987), las cuales están compuestas por microalgas y material inerte tanto orgánico como inorgánico. Sin embargo, las partículas orgánicas inertes van perdiendo calidad nutritiva por la descomposición bacteriana y la lixiviación de micronutrientes (Farías-Molina, 2001) y cuando son suministradas en laboratorio pueden contribuir a la aparición de agentes patógenos. Esto ha hecho que en la actualidad, hasta que no haya un alimento artificial apropiado, las microalgas planctónicas sean el alimento más importante para los pectínidos en condiciones de laboratorio, tanto en su fase larvaria como en la fase adulta.

El éxito en la producción de semilla de pectínidos en laboratorio o hatchery depende en buena parte de la capacidad para producir microalgas de forma masiva, actividad que resulta ser la más costosa dentro de todo el proceso de producción de semilla (Coutteau & Sorgeloos, 1992; Uriarte & Farias, 1999). En este capítulo se recopila la información sobre la bioecología de las microalgas que se han utilizado en la alimentación de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia así como la tecnología utilizada para su producción masiva.

Características de las microalgas

Las microalgas son un grupo de plantas, unicelulares, de ambientes acuáticos, terrestres o atmosféricos. Presentan una amplia diversidad de tamaños (generalmente entre 2 y 200 μm), formas, pigmentación, mecanismos reproductivos (sexuales y asexuales), composición química y hábitat. Morfológicamente, su estructura celular tiene un bajo nivel de especialización. La célula está formada por el citoplasma, que contiene un núcleo rodeado por una membrana doble y a los cromatóforos, estructuras de forma variable que contienen los pigmentos fotosintéticos requeridos para la captación de la energía lumínica (López & Barrientos, 2005). Según Neilson *et al.*, (1979), el tipo de nutrición de las microalgas es diferente, pudiéndose encontrar 4 categorías: 1) Foto-autotróficas:

aquellas en las que la energía requerida para el crecimiento se deriva de la luz, utilizando el CO₂ como única fuente de carbón para la síntesis del material celular. 2) Auxotróficas: adicionalmente a la luz y presencia de CO₂ requieren sustancias orgánicas en muy baja cantidad, la mayoría de microalgas tienen este tipo de nutrición. 3) Mixotróficas: aunque también crecen en la luz con presencia de CO₂ requieren adicionalmente al menos un sustrato orgánico en cantidad importante el cual es fotometabolizado, algunas crisofíceas y clorofíceas tienen este tipo de nutrición. 4) Heterotróficas: utilizan uno o más compuestos orgánicos para proveer de energía y carbono a la célula, el CO₂ en ocasiones es requerido, pero generalmente pueden vivir en la oscuridad, a este tipo de nutrición pertenecen algunas clorofíceas y cianofíceas.

Las microalgas son los mayores contribuyentes a la producción de biomasa en los océanos, estuarios, lagos y reservorios (Stein, 1973). Constituyen el primer eslabón de la cadena trófica acuática y como tal son fuente nutritiva para aquellos organismos acuáticos que ocupan el segundo nivel trófico, principalmente, protozoarios, el zooplancton, estadios larvarios y adultos de invertebrados y peces filtradores (Adey & Loveland, 1991).

Cumplen un rol central en la cadena de nutrientes de ecosistemas acuáticos, absorbiendo nutrientes primarios como el amonio, urea, nitrato, fosfato y potasio, y metales como el hierro y cobre (Cedeño, 1980). Por esta propiedad las microalgas han sido utilizadas para biorremediación y tratamiento de aguas residuales (Moreira *et al.*, 2006). Actualmente se extraen productos químicos de interés comercial que se derivan de su actividad metabólica, tales como pigmentos biológicos con capacidad antioxidante que se encuentran en todos los organismos fotosintéticos (carotenoides), vitaminas, aminoácidos, antibióticos y biofloculantes (Kinne, 1977). Son utilizadas por el hombre como bioindicadores de calidad del agua, fertilizantes, y más recientemente en la fabricación de biocombustibles. Además, son usadas como alimento vivo en criaderos de peces, crustáceos y moluscos, en la elaboración de concentrados para animales y como suplemento alimenticio del hombre.

Microalgas utilizadas en la pectinicultura

En general, se considera que para que las microalgas sirvan a los propósitos de alimentación de pectínidos éstas deben cumplir ciertas condiciones: 1) ser unicelulares, con tamaños entre 1 y 10 µm (Mølenberg & Riisgård, 1978) y de hasta 7 u 8 µm para las larvas (Alix *et al.*, 1996); 2) estar vivas; 3) tener una pared celular fina y ausencia de espinas (Bourne *et al.*, 1989); 4) ser preferiblemente móviles (Pérez-Camacho & Román, 1987); 5) no tener componentes tóxicos o de difícil digestión, 6) poseer altos contenidos de ácidos grasos esenciales poliinsaturados (Soudant *et al.*, 1996; Utting & Millican, 1997; Krupski *et al.*, 1998) y proteínas (Uriarte & Fariás, 1999); 7) carecer de toxinas o metabolitos inhibidores del crecimiento (Bourne *et al.*, 1989) y 8) producir una alta biomasa empleando técnicas sencillas y económicas (Widman *et al.*, 2001).

Existen varias especies de microalgas que han sido utilizadas para la alimentación de larvas, post-larvas y reproductores de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia.

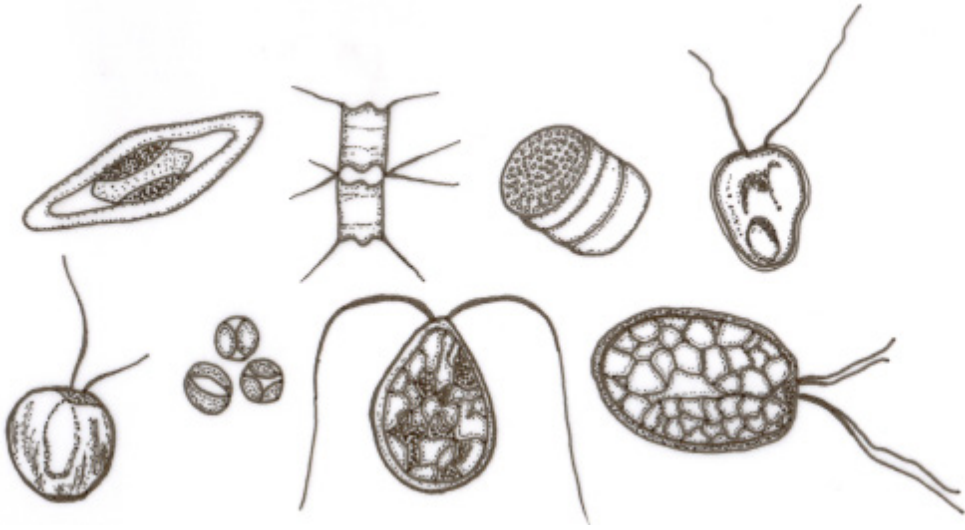


Figura 2.1

Microalgas usadas en la pectinicultura. A. *Phaeodactylum tricornerutum*, B. *Cabotoceros muelleri*, C. *Thalassiosira* sp., D. *Isochrysis galbana*, E. *Monochrysis* (=Pavlova) *lutheri*, F. *Nannochloropsis* sp., G. *Dunaliella* sp., H. *Tetraselmis* sp.

Clase Bacillariophyceae

Estas microalgas se conocen como diatomeas pennadas. Como todas las diatomeas, tienen una pared celular de sílice denominada frústulo. Pueden ser unicelulares, coloniales, planctónicas o bentónicas. Las células son uninucleadas y poseen de dos a numerosos cromatóforos con los pigmentos característicos: clorofila a, clorofila c, B-caroteno, fucoxantina, diatoxantina y diadinoxantina. Carecen de flagelos. Son estrictamente autótrofas (Adey & Loveland, 1991). Se caracterizan por presentar una simetría bilateral. Presentan rafe, que son surcos longitudinales sobre una o ambas valvas, el cual les sirve para deslizarse a través de la secreción de material mucilaginoso de los nódulos polares. La reproducción es diplóntica, las células vegetativas diploides sufren meiosis y son morfológicamente similares, los gametos haplónticos no son flagelados (Criales, 2001).

Phaeodactylum tricornerutum

Diatomea pennada con un tamaño entre 10 y 12 μm (Figura 2.1A). Es una especie que tolera amplios rangos de temperatura (euritérmica) y de salinidad (eurihalina), puede adaptarse fácilmente a crecer al exterior a altas densidades (Paniagua *et al.*, 1983). Se ha reportado con alto y bajo contenido de proteínas dependiendo la edad y condiciones del cultivo (Fernández-Reiriz *et al.*, 1989). Tiene alto contenido de EPA (ácido eicosapentaenoico, 20:5n-3) y bajo de DHA (ácido docosahexaenoico, 20:6n-3) (Liang *et al.*, 2006). Considerando los resultados obtenidos con algunos de los pectínidos de Colombia esta microalga se puede clasificar como de calidad regular cuando se usa como alimento único (Tabla 2.1).

Tabla 2.1

Microalgas utilizadas para alimentar a las especies de pectínidos de Colombia y su clasificación de acuerdo a los resultados sobre diferentes parámetros evaluados en los pectínidos: MA: Muy alta calidad, A: alta calidad, R: regular calidad y B: baja calidad.

Especie de Microalga	Especie de pectínido	Estadio de desarrollo	Parámetros evaluados	Clasificación microalga	Referencia
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	A	Velasco (2007)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	A	Velasco (2007)
	<i>N. subnodosus</i>	Adultos	Crecimiento	*A	Cerón (2000)
<i>C. muelleri</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	R	Velasco (2007)
	<i>A. ventricosus</i>	Larvas	Crecimiento	A	Lora-Vilchis & Maeda-Martínez (1997)
		Larvas	Crecimiento	*A	Millán (1997)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	R	Velasco (2007)
	<i>N. subnodosus</i>	Larvas	Crecimiento	*MA	Villavicencio (1997)
<i>Dunaliella</i> sp.	<i>A. ventricosus</i>	Larvas	Crecimiento	B	Lora-Vilchis & Maeda-Martínez (1997)
<i>Isochrysis galbana</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	MA	Velasco (2007)
	<i>A. ventricosus</i>	Adultos	Tiempo maduración	MA	Aviles (1990)
		Larvas	Crecimiento	*A	Aviles (1990)
		Juveniles	Crecimiento	*A	Aviles (1990)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	MA	Velasco (2007)
	<i>N. subnodosus</i>	Larvas	Crecimiento	MA	Villavicencio (1997)
<i>Monochrysis lutheri</i>	<i>N. subnodosus</i>	Larvas	Crecimiento	*MA	Villavicencio (1997)
		Larvas	Supervivencia	*A	Villavicencio (1997)
		Adultos	Crecimiento	*A	Cerón (2000)
<i>Nannochloropsis</i> sp.	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	R	Velasco (2007)
	<i>A. ventricosus</i>	Larvas	Crecimiento	B	Lora-Vilchis & Maeda-Martínez (1997)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	R	Velasco (2007)
	<i>N. subnodosus</i>	Larvas	Crecimiento	B	Villavicencio (1997)
<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	R	Velasco (2007)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	A	Velasco (2007)
<i>Thalassiosira pseudonana</i>	<i>N. subnodosus</i>	Adultos	Tiempo maduración	*A	Villavicencio (1997)

* Suministrada en mezcla con otras microalgas.

Tabla 2.1 (continuación)

Microalgas utilizadas para alimentar a las especies de pectínidos de Colombia. Clasificación microalga: MA: Muy alta calidad, A: alta calidad, R: regular calidad y B: baja calidad.

Especie de Microalga	Especie de pectínido	Estadio de desarrollo	Parámetros evaluados	Clasificación microalga	Referencia
<i>Tetraselmis chuii</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	A	Velasco (2007)
	<i>A. ventricosus</i>	Larvas	Crecimiento	*A	Aviles (1990)
		Juveniles	Crecimiento	*A	Aviles (1990)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	B	Velasco (2007)
<i>T. suesica</i>	<i>A. ventricosus</i>	Larvas	Crecimiento	*A	Monsalvo-Spencer (1998)
	<i>E. ziczac</i>	Larvas avanzadas	Crecimiento	*MA	Sarkis & Lovatelli (2007)
<i>T. tetrabele</i>	<i>A. nucleus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	*A	Velasco (2007)
	<i>N. nodosus</i>	Adultos	Crecimiento potencial	*A	Velasco (2007)

* Suministrada en mezcla con otras microalgas.

Clase Coscinodiscophyceae

Estas diatomeas poseen simetría radial y los frústulos tienen la forma de una caja de Petri. No poseen rafe y la reproducción sexual es mediante oogamia diplóntica. Las células vegetativas sufren meiosis y dan células haploides en forma de huevo o espermatozoide (Criales, 2001).

Chaetoceros muelleri (= *gracilis*)

Diatomea céntrica de color café, alargada, su tamaño oscila entre 7 y 10 μm de largo, presenta cuatro setas que surgen de las esquinas de las valvas, con poco movimiento (Figura 2.1B). Tiene la composición de lípidos, carbohidratos y proteínas más balanceada (Bourne *et al.*, 1989). Contiene un mediano contenido de EPA, bajo contenido de DHA y no contiene AA (Volkman *et al.*, 1989; Pernet *et al.*, 2003). En los pectínidos de Colombia, esta microalga puede ser considerada de baja calidad (Tabla 2.1). No obstante, Lora-Vilchis & Maeda-Martínez (1997) encontraron que esta especie de microalga produce un mayor crecimiento larvario de *Argopecten ventricosus* en comparación a lo observado con especies como *Dunaliella tertiolecta* y *Nannochloropsis oculata*.

Chaetoceros calcitrans

Diatomeas céntricas con un solo orgánulo intracelular el cual tiene capacidad fotosintética y contiene clorofila (cloroplasto), su tamaño varía entre 3 y 7 μm , tienen 4 setas que surgen de las esquinas de las valvas delgadas y rectas en un ángulo aproximado de 45° con respecto al eje pervalvar (Shifrin & Chisholm, 1981). Tienen un contenido balanceado de lípidos, carbohidratos y proteínas (Bourne *et al.*, 1989). Esta microalga contiene alta concentración de ácidos grasos poliinsaturados de gran valor nutricional para pectínidos

como son el EPA y el AA (ácido araquidónico), pero tiene baja concentración de DHA (Volkman *et al.*, 1989). También tiene una alta concentración de ácido ascórbico (Brown & Millar, 1992). En diferentes pectínidos de Colombia se ha utilizado esta microalga como dieta única (Tabla 2.1), y de acuerdo con los resultados obtenidos en las variables evaluadas esta microalga puede considerarse de alta calidad. Cuando se utiliza en mezcla con otras especies mejora su calidad (Velasco, 2007)

Thalassiosira

Diatomeas céntricas (Figura 2.1C) que miden aproximadamente entre 4 y 10 μm de largo. Contenido de lípidos y EPA altos y con valores medios de DHA y de AA (Bourne *et al.*, 1989; Volkman *et al.*, 1989). Aunque esta microalga sólo ha sido probada con una de las especies de pectínidos de Colombia (Tabla 2.1), de acuerdo con los resultados obtenidos es posible catalogarla como de alta calidad.

Clase Prymnesiophyceae

Células generalmente con dos flagelos iguales o diferentes, por lo general presenta una estructura diferente a la típica de los flagelos, con la presencia de membranas concéntricas. Con o sin haptonema, que es un órgano constituido por retículo endoplasmático y rodeado por una membrana plasmática. Son microalgas muy frecuentes en aguas marinas produciendo en algunos casos floraciones, la mayoría son fotoautótrofas, pero se pueden presentar modos de vida heterótrofos (Adey & Loveland, 1991).

Isochrysis galbana

Son células ovoides con dos flagelos que le proveen movimiento (Figura 2.1D) y tamaños entre 3 y 7 μm de diámetro. Poseen haptonema circundado por pequeños relieves (Laing, 1985). Debido a su tamaño y a que es un flagelado desnudo es fácilmente digerible por los consumidores (Paniagua *et al.*, 1983). Están compuestas de una alta proporción de lípidos y proteínas (Whyte, 1987; Bourne *et al.*, 1989; Fernández-Reiriz *et al.*, 1989) y poseen un alto contenido de DHA, bajo de EPA y no contiene AA (Pernet *et al.*, 2003; Volkman *et al.*, 1989). Considerando los resultados obtenidos cuando son utilizadas como dieta única y en mezcla para los pectínidos de Colombia, es posible considerarla como una microalga de alta calidad para las fases larvaria, juvenil y/o adulta (Tabla 2.1).

Clase Chrysophyceae

Las células son a menudo unicelulares y flageladas, con plastos generalmente de color marrón, aunque los hay verdes, amarillos o verde azulados. Las células presentan una forma particular, con frecuencia aplanada y dos flagelos casi iguales.

Monochrysis (=Pavlova) lutheri

Es un microflagelado cuyos rangos de tamaño fluctúan entre 3 y 9 μm , dorsoventralmente se ven como células ovaladas (Figura 2.1E). Las células son móviles de color café amarillo y carecen de pared celular, tienen dos flagelos de diferente tamaño y un haptonema. Tienen un alto contenido de proteínas y lípidos (Fernández-Reiriz *et al.*, 1989). Así mismo poseen uno alto de EPA y DHA y no contienen AA (Volkman *et al.*, 1989). En los pectínidos de Colombia esta especie se ha utilizado junto con otras microalgas para

alimentar estadios larvarios, postlarvarios y adultos (Tabla 2.1), pudiendo catalogarse como de muy alta calidad, de acuerdo con los resultados obtenidos.

Clase Chlorophyceae

Es uno de los mayores grupos de microalgas en forma y número, especialmente en agua dulce. Son conocidas como algas verdes, tienen cloroplastos muy bien definidos, con formas y localizaciones celulares diferentes. Son unicelulares o forman colonias regulares o irregulares de células de diferentes generaciones. En la mayoría hay pirenoides en los cloroplastos, que son estructuras relacionadas con la síntesis del almidón (Adey & Loveland, 1991).

Nannochloropsis (= *Nannochloris*)

Las especies de este género son redondas o elipsoidales y pequeñas (Figura 2.1F), con diámetros entre 2 y 3 μm . Son de color verde-amarillo, sin flagelos (Turner & Gowen, 1984). Esta especie es euritérmica, eurihalina y fácilmente adaptable a condiciones ambientales diferentes, lo cual es evidenciado por su frecuente dominancia en cultivos al exterior (Paniagua *et al.*, 1983). Contienen un mediano contenido de EPA y no contiene DHA (James *et al.*, 1989). De acuerdo con los resultados obtenidos cuando fueron utilizadas como alimento único de algunos pectínidos de Colombia es posible clasificarla como de baja y regular calidad (Tabla 2.1), cuando se utiliza en mezcla con otras microalgas mejora su calidad (Velasco, 2007).

Dunaliella

Su célula es ovoide (Figura 2.1G), con longitud es entre 9 y 11 μm , tiene color verde amarillento y dos flagelos móviles (De la Cruz & Alfonso, 1975). Son microalgas eurihalinas. Tienen una alta proporción de proteínas (Fogg, 1965). No contienen EPA, DHA ni AA (Volkman *et al.*, 1989). Las células se encuentran dentro de una túnica delgada protoplasmática y no poseen una pared celular rígida ni una membrana gruesa de celulosa, lo cual facilita su digestión (Door, 1985). De acuerdo a los resultados obtenidos cuando ha sido utilizada como alimento en pectínidos de Colombia se puede catalogar como de baja calidad (Tabla 2.1).

Clase Prasinophyceae

Es un grupo relativamente pequeño, con morfologías sencillas, dominan las unicelulares aisladas, pero también hay representantes coloniales. Tienen un pequeño cráter flagelar, es una pequeña invaginación de la que salen los flagelos. Este grupo de algas se encuentra extendido en ambientes de agua dulce, salobre, pero sobre todo en ambientes marinos presentando una distribución costera u oceánica (Adey & Loveland, 1991).

Tetraselmis chuii

Es un alga de color verde, fusiforme, con cuatro flagelos (Figura 2.1H) y longitudes entre 12 y 15 μm . Tienen altos contenidos de proteínas (Padilla, 1975) y de EPA, bajos valores de AA y no contiene DHA (Dunstan *et al.*, 1992). Los resultados obtenidos con las especies de pectínidos de Colombia son contradictorios (Tabla 2.1) por lo que se puede clasificar como una microalga de alta o baja calidad dependiendo la especie y

fase en la cual son utilizadas.

Tetraselmis tetrabele

Es una microalga de color verde brillante fusiforme, con cuatro flagelos polares y longitudes entre 10 y 12 μm . En las especies de pectínidos de Colombia su utilización como alimento único permiten clasificarla como una microalga de alta calidad (Tabla 2.1), especialmente cuando se suministra en mezcla con *I. galbana* (Velasco, 2007).

Tetraselmis suecica

Es una microalga comprimida elipsoidal con el extremo posterior agudo y el anterior con cuatro lóbulos, de color verde brillante fusiforme, con cuatro flagelos polares y longitudes entre 10 y 16 μm (Paniagua *et al.*, 1983). Su pared celular es delgada, formada principalmente por carbohidratos (Padilla, 1975). Tiene un alto contenido de proteínas (Bourne *et al.*, 1989; Fernández-Reiriz *et al.*, 1989), valores intermedios de EPA, valores bajos de AA y no contiene DHA (Volkman *et al.*, 1989). En las especies de pectínidos de Colombia su utilización como alimento permiten clasificarla como una microalga de alta calidad (Tabla 2.1).

Crecimiento de las poblaciones microalgales

Según Fogg (1965), Paniagua *et al.* (1983) y Lavens & Sorgeloos (1996), en un cultivo de microalgas que se realiza en un sistema cerrado, sin regular la composición de nutrientes, se pueden distinguir cinco fases o etapas de crecimiento poblacional (Figura 2.2). La duración de cada una de ellas puede acortarse o alargarse dependiendo de factores como temperatura, fuente de luz, composición química del medio de cultivo, tamaño del inóculo y características propias de las especies de microalgas.

Fase lag de latencia, ajuste o inducción

En esta fase no existe un incremento neto de la población aun cuando puede haber un incremento en el tamaño celular. Se produce cuando se realiza la inoculación (sembrado) inicial del cultivo a un medio fresco. Hay dos razones fundamentales para que ocurra esta fase: 1) una proporción relativamente grande de las células inoculadas no es viable; 2) aunque las células inoculadas sean viables, no están en condición de dividirse inmediatamente. Esto último ocurre especialmente si el cultivo parental es viejo y/o si se utiliza un inóculo pequeño, ya que las enzimas están inactivadas y la concentración de metabolitos como el ácido glicólico puede estar a niveles insuficientes para que los productos de la fijación del CO_2 puedan ser utilizados y ocurra la división celular. También puede ocurrir esta situación, cuando son inoculadas en un medio con altas concentraciones de calcio, magnesio o fósforo. Esta fase puede durar entre uno y tres días, o puede evitarse utilizando inóculos grandes de cultivos parentales jóvenes en fase de crecimiento exponencial.

Fase logarítmica o exponencial

Es la fase de crecimiento en la cual la biomasa se duplica sucesivamente en intervalos

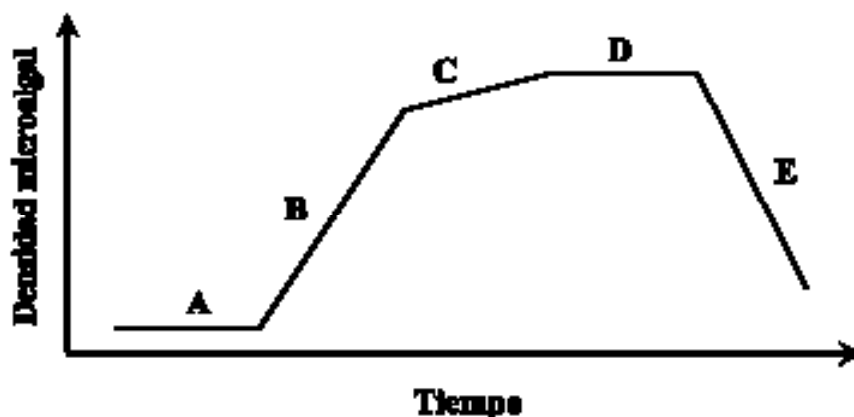


Figura 2.2.

Fases de crecimiento de un cultivo microalgal. A. Fase lag o de ajuste, B. Fase log o exponencial, C. Fase de retardo, D. Fase estacionaria, E. Fase de muerte (adaptado de Stein, 1973).

iguales de tiempo, puede tener una duración hasta de cuatro días. En esta fase la tasa de crecimiento (k) es constante. Si se añade medio de cultivo puede prolongarse por semanas. Es en esta fase donde las microalgas presentan un valor nutritivo balanceado y deseable para alimentar a invertebrados o larvas de organismos acuáticos que se encuentran bajo cultivo (Stein, 1973).

Fase de retardo

En esta fase, el tiempo requerido para duplicar la población de microalgas aumenta, reduciéndose así la tasa de crecimiento. Esto es consecuencia de varios factores: 1) agotamiento de nutrientes, en especial los limitantes como el nitrato, fosfato, hierro, vitamina B_{12} ; 2) disminución de la disponibilidad del CO_2 ; 3) disminución de la disponibilidad de luz por auto oscurecimiento; 4) disminución del pH del cultivo si la fuente del nitrógeno es el amonio o aumento en el mismo si se utiliza nitrato como fuente de nitrógeno; 5) aumento en la concentración de metabolitos que causan auto inhibición del crecimiento. Es en el final de esta fase donde el cultivo microalgal presenta su mayor densidad poblacional. La duración de esta etapa es entre uno y dos días.

Fase estacionaria

En esta fase la densidad poblacional permanece cuantitativamente constante por un período de tiempo, es decir, no hay variaciones en la densidad de la población ya que la tasa de crecimiento celular se compensa con la de mortalidad. Esta fase puede mantenerse por varios días o puede extenderse en cultivos semicontinuos y continuos. Hay algunas microalgas que en esta fase presentan valores nutricionales mayores que en la fase exponencial. Por ejemplo la microalga *I. galbana* presenta un mayor contenido de lípidos en esta fase, comparada con la exponencial (Fernandez-Reiriz *et al.*, 1988).

Fase de muerte

En esta fase la densidad poblacional desciende abruptamente y la tasa de mortandad supera la tasa de crecimiento. También se le llama caída del cultivo. Cuando la densidad celular comienza a decrecer rápidamente el cultivo cambia de color, se vuelve traslúcido, formándose un precipitado en el fondo como resultado de la aglomeración de las células muertas y en la superficie se forma espuma como producto de la destrucción celular por parte de bacterias y hongos. En esta fase las algas no presentan valor nutritivo.

Factores que afectan el crecimiento microalgal

Factores Físicos

Luz

Aunque algunas microalgas heterotróficas pueden vivir en ausencia de luz, la mayoría de las microalgas requieren de ésta como fuente de energía para la síntesis de sustancias orgánicas (Fogg, 1965). La luz es uno de los factores que más limita el crecimiento algal, específicamente lo que se refiere a la intensidad, calidad espectral y fotoperiodo. La fotosíntesis y la tasa de crecimiento se incrementan proporcionalmente con la intensidad de la luz (Velasco *et al.*, en prensa) pero a valores por encima de los óptimos, disminuye la producción fotosintética debido a un efecto de inhibición causado a su vez por la fotooxidación de los pigmentos (Laing & Helm, 1981). Una intensidad de luz de 2500 a 5000 lux es óptima para la mayoría de las microalgas (Lavens & Sorgeloos, 1996), lo que representa entre 1 y 2 tubos fluorescentes de luz fría (20 W) a 10 cm de ellos. A medida que aumenta el volumen y la densidad del alga en el cultivo, se debe aumentar la intensidad lumínica (Paniagua *et al.*, 1983) siendo apropiado utilizar hasta 10000 lux para grandes volúmenes (Lavens & Sorgeloos, 1996). Varias especies pueden adaptarse rápidamente a diferentes intensidades de luz mediante el aumento o disminución de la cantidad de clorofila, o alterando el umbral de intensidad de luz en el cual ocurre fotoinhibición (Fogg, 1965). Los pigmentos primarios de las microalgas, los cuales participan en la fotosíntesis, son las clorofilas. Estas responden a las longitudes de ondas rojas y azules de la luz visible con un pico de absorción de entre 460 y 665 nm (Delgado, 1993). Aunque la luz suministrada al cultivo puede ser natural o artificial ya sea fluorescente, blanca fría, o del espectro total, los tubos fluorescentes que emiten luz en los espectros azul o rojo hacen más eficiente el proceso de fotosíntesis (Lavens & Sorgeloos, 1996). Debe evitarse el uso de luz incandescente ya que eleva la temperatura del cultivo. En cuanto al fotoperiodo, las microalgas que se cultivan comúnmente se desarrollan bien con iluminación constante, si hay un periodo de oscuridad este no debe ser mayor a seis horas de luz por día (Lavens & Sorgeloos, 1996).

Temperatura

El aumento de la temperatura incrementa la fotosíntesis y la velocidad de crecimiento algal, (Fogg, 1965) hasta que se alcanzan temperaturas demasiado altas que ocasionan que las funciones celulares se detengan (Gutierrez & Kochane, 1993). En condiciones de saturación de luz, a medida que aumenta la temperatura, las reacciones enzimáticas son más rápidas haciendo que el crecimiento se incremente (Fogg, 1965; Velasco *et al.*,

en prensa). Sin embargo, por encima de una cierta temperatura, las proteínas, ácidos nucleicos y otros componentes celulares pueden dañarse irreversiblemente (Stein, 1973).

Cada especie de microalga tiene rangos de temperatura óptimos y de tolerancia diferentes que pueden ser incrementados o disminuidos mediante el aumento o descenso de la intensidad de luz y la concentración de ciertos nutrientes, así como a través de la adaptación (Fogg, 1965). El rango óptimo para el crecimiento de la mayoría de las microalgas está entre 20 y 24 °C, pero pueden tolerar valores entre 16 y 30 °C (Lavens & Sorgeloos, 1996).

Agitación

La agitación de los cultivos microalgales es esencial por varias razones: 1) previene la sedimentación de las células, 2) asegura que todas las microalgas estén igualmente expuestas a la luz y los nutrientes, 3) elimina la estratificación termal de cultivos en el exterior y 4) mejora el intercambio de gas entre el medio de cultivo y el aire (Lavens & Sorgeloos, 1989). Este último factor es especialmente importante ya que el aire contiene la fuente de carbono para la fotosíntesis en forma de dióxido de carbono. Para cultivos muy densos, el CO₂ originado del aire (0.03 %) bombeado dentro del cultivo limita el crecimiento algal, por lo que se requiere inyectar CO₂ en el aire (1-4 % del volumen del aire). El suministro de CO₂ permite adicionalmente regular el pH como resultado del balance CO₂/HCO₃⁻. Cuando se trata de volúmenes pequeños (entre 10 y 200 mL) la agitación se puede hacer manualmente, pero con volúmenes de cultivo mayores, la agitación puede ser provocada por inyección de aire y ruedas de paletas entre otros. Se han obtenido mejores crecimientos de las microalgas cuando se inyecta aire, no utilizando piedras aireadoras sino permitiendo que las grandes burbujas pasen a través de la columna de agua (Delgado, 1993). En todo caso, la agitación de los cultivos tampoco debe ser excesiva ya que en algunas especies de microalgas se inhibe su crecimiento (Lavens & Sorgeloos, 1996).

Factores químicos

Nutrientes

Los principales factores químicos que afectan el crecimiento microalgal son los macro y micronutrientes. Los macronutrientes son elementos que las microalgas requieren en grandes cantidades, los cuales se usan directa o indirectamente para fabricar compuestos orgánicos que compondrán las células (Aragao, 1980). Entre los principales están en orden decreciente: carbono, nitrógeno, fósforo, azufre, sílice, potasio y manganeso. El carbono es muy importante puesto que es un componente estructural de la microalga. Las fuentes inorgánicas de carbono son el CO₂, H₂CO₃, HCO₃⁻ y CO₃²⁻ cuyas concentraciones están en función del pH. Después del carbono, el nitrógeno es el segundo elemento más abundante en la célula microalgal, siendo el componente mayoritario de proteínas y ácidos nucleicos (Goldman & Stanley, 1974) y necesario para la síntesis de la clorofila (Kaplan *et al.*, 1986). El fósforo es requerido por las células para las síntesis de ácidos nucleicos y fosfolípidos (Aragao, 1980) y para la transferencia de energía, la fuente inorgánica comúnmente usada por las microalgas es el ortofosfato. Se ha demostrado que la relación N:P presente en el medio de cultivo regula o limita la utilización de los mismos.

Redfield (1958) indica que la relación ideal N:P para el crecimiento del fitoplancton en agua marina es de 16:1 (unidades atómicas), cuando cambia esta proporción, el elemento que esté en menor cantidad se vuelve limitante. El sílice es requerido solamente por las diatomeas para construir sus paredes externas.

Los micronutrientes son elementos que las microalgas requieren en bajas concentraciones. Entre los principales están: hierro, manganeso, cobre, zinc, molibdeno, vanadio, boro, cloro, cobalto, calcio, sodio, tiamina, cianocobalamina y biotina. Estos actúan como catalizadores, coenzimas (activadores de enzimas) o reguladores de diferentes reacciones (Goldman & Stanley, 1974).

Según Fogg (1965), la relación entre la concentración de nutrientes en el medio y la tasa de crecimiento de las microalgas es relativamente compleja. El efecto de suplir una baja concentración de un nutriente particular en el cultivo cerrado es acortar la duración de la fase exponencial más que reducir la tasa de crecimiento. De otro lado, la tasa de crecimiento de un alga puede no responder a un cambio en la concentración externa de nutrientes ya que en un determinado momento éstas pueden absorber del medio más nutrientes de los que requieren, almacenarlos largos períodos de tiempo para luego utilizarlos cuando faltan en el medio o incluso pueden excretarlos y ser utilizados por otras células (Neilson *et al.*, 1979).

Salinidad

La tolerancia de las microalgas a las variaciones en la salinidad varía con cada especie (Paniagua *et al.*, 1983). Las microalgas marinas y especialmente las estuarinas, toleran un amplio rango de salinidad, entre 12 y 40 ups, siendo óptimos los valores levemente menores a los de su hábitat, esto es entre 20 y 35 ups (Lavens & Sorgeloos, 1996; Paniagua *et al.*, 1983). Bajo ciertas condiciones de estrés como reducida intensidad lumínica (24 lux) y temperatura (22 °C), algunas microalgas como *I. galbana* crecen mejor en altas salinidades (35 ups) que en bajas (27 ups) (Velasco *et al.*, en prensa). Generalmente a medida que avanza un cultivo por efecto de la evaporación tiende a aumentar la salinidad, por lo que el volumen inicial se trata de mantener constante agregando agua destilada cuando sea necesario.

pH

El pH óptimo del medio de cultivo para el crecimiento de microalgas depende de cada especie, pero en general se encuentra entre 7 y 9 (Lavens & Sorgeloos, 1996). Si el pH es mayor a 9, el carbonato del medio puede precipitarse, disminuyendo la disponibilidad de este nutriente (Fabregas *et al.*, 1993) mientras que cuando es muy bajo, las células algales sufren parálisis o desaceleraciones interrumpiendo muchos procesos celulares (Delgado, 1993). Generalmente en un cultivo el pH y la tasa de crecimiento de las microalgas tienden a aumentar con el tiempo cuando la fuente de nitrógeno son los nitratos (Fogg, 1965; Barros *et al.*, en prep.). Cuando la fuente de nitrógeno es el amonio, el pH tiende a bajar (Fogg, 1965). Los métodos que se utilizan para controlar el pH del medio de cultivo incluyen: bombeo de aire atmosférico, bombeo de aire y CO₂ (2% de CO₂), la adición de tampones (TRIS, glicilglicina) y el manejo de un fotoperiodo. El uso de tampones presenta los inconvenientes de que algunas especies no los toleran (Paniagua *et al.*, 1983) y en el caso de los orgánicos, incrementan la actividad

bacteriana (Fabregas *et al.*, 1993). Los períodos de ausencia de luz permiten que las microalgas respiren y produzcan CO₂, no obstante este método permite regular el pH sólo de cultivos pequeños (< 500 mL), utilizando un régimen de 12 h de luz y 12 h de oscuridad (Bourne *et al.*, 1989).

Métodos de cultivos de microalgas

De acuerdo con Lavens & Sorgeloos (1996) existe una variedad de métodos de cultivo del fitoplancton dependiendo de diferentes criterios:

Según el lugar donde se realice

Cultivos en laboratorio

Estos cultivos se llevan a cabo en un recinto cerrado, en un ambiente donde hay un control sobre la iluminación, temperatura, nivel de nutrientes, la contaminación por organismos depredadores y algas competidoras. La ventaja de este tipo de cultivo es que se puede lograr una alta y predecible producción de microalgas con escasa contaminación y en pequeños volúmenes. La desventaja es que es un método costoso. Las microalgas producidas con este método son apropiadas para alimentar las larvas y postlarvas de pectínidos las cuales son altamente vulnerables a los agentes patógenos.

Cultivos en exterior

Estos se llevan a cabo en un recinto abierto donde no es posible tener un control sobre la mayoría de las variables, se utiliza luz natural y temperatura ambiental, fácilmente pueden ser afectados por polvo o lluvia, ingresando a ellos nutrientes y microorganismos. En este método de cultivo la producción de microalgas es menos predecible y no todas las microalgas se adaptan a las condiciones ambientales fluctuantes. Las microalgas cultivadas por este método solamente son aptas para alimentar pectínidos adultos y juveniles. La ventaja de este método es su economía y la posibilidad de hacer cultivos de grandes volúmenes.

Según su grado de exposición al ambiente

Cultivos abiertos

Son cultivos en tanques o recipientes sin cubierta, expuestos al ambiente. Se contaminan fácilmente.

Cultivos cerrados

Cultivos en recipientes o tanques cerrados no son contaminados fácilmente.

Según su pureza

Axénicos

Cultivos libres de organismos extraños como bacterias o protozoos. Son predecibles y apropiados para larvas y postlarvas pero requieren una esterilización estricta de recipientes, medios e implementos utilizados en el cultivo. En la realidad, es muy difícil y costoso

producir masivamente microalgas por este método.

Xénicos

Cultivos con una cierta carga de organismos acompañantes. Son fáciles de llevar a cabo y menos costosos, pero pueden ser menos predecibles y afectar la salud de larvas y postlarvas si la carga de bacterias es alta.

Según la Forma de Cosecha

Cultivo en lotes o en “batch”

Consiste en tener varios lotes o grupos de cultivos de microalgas en recipientes de diferente volumen. Cada lote se cosecha totalmente cuando la población algal se acerca a su máxima densidad y se utiliza como inóculo de un lote con recipientes de mayor volumen (Figura 2.3). Generalmente el primer lote es en tubos de ensayo, luego siguen unos 3 o 4 tipos de recipientes de volumen creciente hasta llegar a lotes con volúmenes de entre 20 y 25.000 L, los cuales son utilizados para alimentar a los animales cuando se cosechan. Es uno de los métodos más utilizados debido a su simplicidad, no es costoso de implementar y si ocurre contaminación en alguno de los lotes, éste se elimina y no se pierde toda la producción del sistema. La desventaja es que requiere mucha mano de obra en la limpieza, mantenimiento e inoculación de los recipientes de cultivo, así como en el examen de la calidad de cada inóculo.

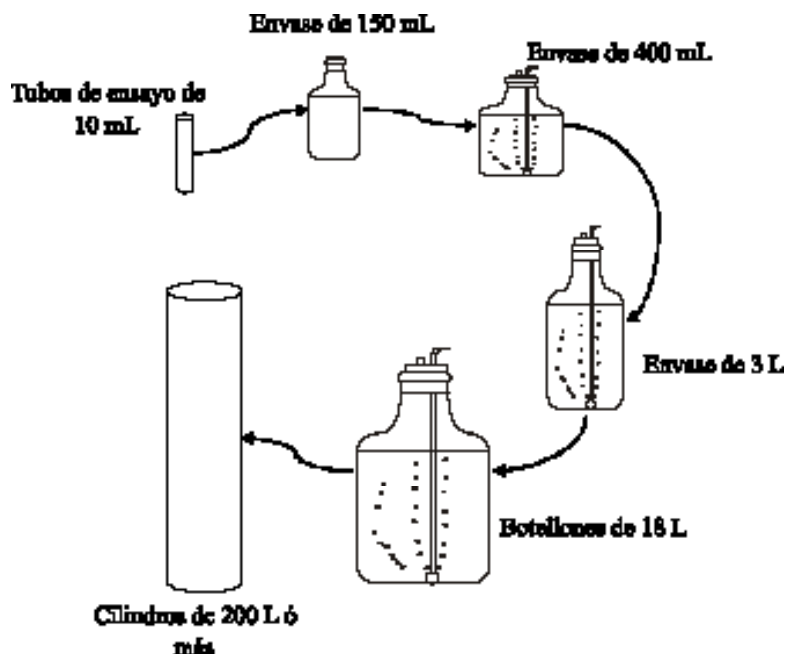


Figura 2.3
Cultivo en lotes o "batch" (adaptado de Couteau & Sorgeloos, 1992).

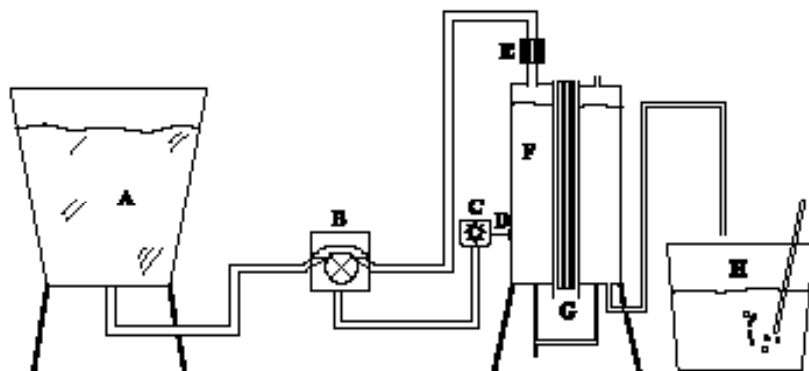


Figura 2.4

Cultivo continuo. A. Reservorio de agua de mar enriquecida, B. Bomba peristáltica, C. Resistencias (50-500 ohm), D. Resistor de luz, E. Filtro (0.45mm), F. Cultivo (40 L), G. Tubos fluorescentes 80 W, H. Tanque receptor (tomado de Helm *et al.*, 2006).

Cultivo continuo

Este método de cultivo se caracteriza porque se lleva a cabo en laboratorio con un control de las variables ambientales, constantemente se está monitoreando la densidad del cultivo y cuando se alcanzan ciertos valores, se cosecha un volumen del recipiente el cual se repone con medio de cultivo fresco (Figura 2.4). Esto permite el mantenimiento del cultivo muy cerca de la máxima tasa de crecimiento por períodos prolongados (hasta 3 meses). La principal desventaja de este método es que es costoso y complicado, se requieren equipos como bombas peristálticas, y un sistema para la detección automática de la concentración microalgal. Adicionalmente, sólo es factible hacerlo con volúmenes relativamente reducidos y si ocurre contaminación del cultivo, se pierde toda la producción del sistema. No obstante, con este método la producción algal es altamente predecible y debido a su automatización, requiere de poca mano de obra.

Cultivo semicontinuo

Este método es similar al continuo, la diferencia es que no hay un control estricto de todas las variables ni automatización y se cosecha una mayor proporción del cultivo con una menor frecuencia (cada 2 o 4 días) (Figura 2.5). Este cultivo generalmente se lleva a cabo en contenedores relativamente grandes (bolsas de polietileno y tanques), tanto en interior como en exterior. Su duración es incierta ya que se pueden desarrollar algunos competidores (bacterias y otras especies de microalgas) y/o acumulación de metabolitos de las mismas microalgas. Considerando que el cultivo no se cosecha completamente, este método permite producir más algas que el cultivo en lotes para un tamaño determinado de tanque.

Según su utilización

Cultivos stock o de cepas

Las cepas se consideran la reserva de algas de un laboratorio, representan los cultivos monoalgales más puros de los cuales se deriva la producción de microalgas a mayor

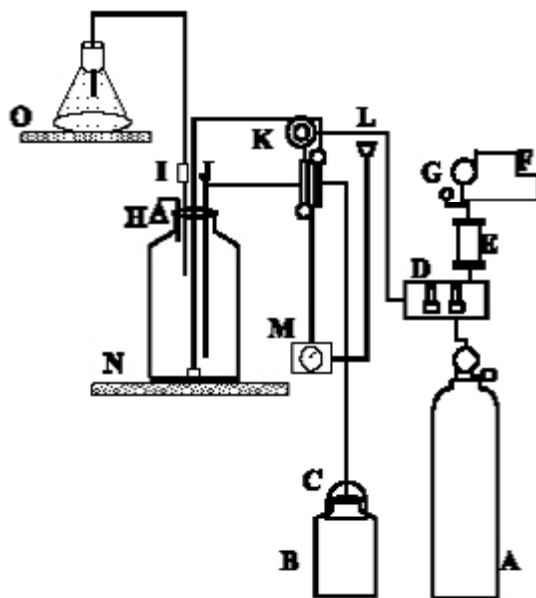


Figura 2.5

Cultivo semicontinuo. A. Cilindro de CO₂, B. Botella colectora de cultivo, C. Cámara de llenado aséptico, D. Flujo medido de gas, E. Filtro de aire, F. Regulador de presión, G. Compresor de aire, H. Salida de gas, I. Campana de llenado aséptico sobre el inoculador, J. Sifón de cosecha, K. Válvula de aguja para regular la presión del gas, L. Entrada de gas con filtros de algodón y difusores de aire, M. regulador de voltaje, N. Unidad de crecimiento, O. Matraz Fernbach con inóculo (tomado de Lavens & Sorgeloos, 1996).

escala, por lo tanto se mantienen con un cuidado particular, ya que su colapso puede causar la pérdida de la especie en el laboratorio (Paniagua *et al.*, 1983). Las cepas se cultivan en recipientes de volumen pequeño: cajas de Petri (entre 10 y 20 mL de medio sólido), tubos de ensayo (entre 10 y 20 mL de medio sólido o líquido) y matraces (entre 125 y 250 mL de medio líquido). La intensidad lumínica y temperatura a la cual son mantenidas las cepas son relativamente más bajas que en los demás cultivos y no se les provee aireación, se agitan una vez al día o se colocan sobre planchas agitadoras. Estas condiciones permiten disminuir la actividad fotosintética y metabólica de las microalgas y prolongar todas las fases de crecimiento, por lo que el tiempo de renovación de estos cultivos puede ir de 1 a 3 meses.

Cultivos de trabajo

Son los cultivos utilizados para producir biomasa en el menor tiempo posible. Se utilizan rutinariamente como inóculos de otros cultivos y/o para ser cosechados y usados como alimento. Se realizan bajo las condiciones ambientales en que las microalgas tienen una mayor actividad fotosintética y generalmente son xénicos.

Según su volumen

Cultivos intermedios

Estos se llevan a cabo en pequeños volúmenes, entre 0,5 y 20 L, requieren aireación y

generalmente se llevan a cabo en laboratorio.

Cultivos masivos

Estos se llevan a cabo en volúmenes mayores a 20 L, pueden estar en laboratorio o en el exterior, empleando incluso grandes estanques.

Tecnología de cultivo de microalgas

Ubicación del laboratorio

Es importante ubicar el laboratorio lo más cerca de la línea de la costa en sentido horizontal y vertical, con el fin minimizar los costos del bombeo de agua de mar. Los parámetros fisicoquímicos del agua deben estar dentro de los rangos de tolerancia de las fases larvarias de los pectínidos a producir. En lo posible se deben evitar riesgos, al incorporar agua de mar que haya estado en contacto con elementos contaminantes y residuos orgánicos de diversa procedencia. Para esto, se deben preferir zonas alejadas de las ciudades, efluentes remotos, puertos, estuarios, y áreas de cultivo. Sin embargo, la zona debe ser de fácil acceso y contar con todos los servicios públicos (electricidad, agua dulce y teléfono).

Infraestructura requerida

Obtención y tratamiento del agua de mar

El agua de mar que se utiliza en el laboratorio puede provenir de dos fuentes: la columna de agua o un acuífero (Helm *et al.*, 2006). Para utilizar el agua de la columna se requiere la instalación de tubería a lo largo del fondo del mar, de forma perpendicular a la línea costera hasta que se alcance una profundidad mayor a entre 5 y 20 m, de tal forma que se evite captar agua superficial que generalmente tiene amplias variaciones en la temperatura y salinidad (Figura 2.6A). El agua de acuíferos se obtiene perforando pozos cerca de la orilla hasta que se alcanza el nivel freático. Aunque el agua proveniente de esta última fuente ya está filtrada por el estrato parental subyacente y tiene condiciones constantes tanto de temperatura como salinidad, generalmente requiere ser tratada para oxigenarla y eliminar el ácido sulfhídrico. Cualquiera que sea la fuente de agua de mar es necesario con antelación obtener la autorización del gobierno para acometer las instalaciones necesarias. En el caso de Colombia, el ente que otorga las concesiones de mar y playa requeridas es la Dirección General Marítima (DIMAR).

Idealmente, se debe bombear diariamente el agua de mar que se va a utilizar en las siguientes 24 horas, el agua que no sea utilizada en este plazo es preferible desecharla. El sistema de bombeo de agua de mar es deseable que esté compuesto por dos bombas para garantizar disponibilidad de agua ante el daño eventual de alguna de ellas. El agua debe ser depositada en un reservorio que tenga una capacidad equivalente o mayor al consumo diario del laboratorio. Es deseable tener 2 reservorios y utilizar cada día uno diferente con el fin de permitir que el otro tenga un secado de al menos 24 horas (Figura 2.6B) (Villavicencio com. pers.).



Figura 2.6

Sistema de succión y filtración de agua de mar y suministro de aire empleado en Laboratorio Marimex SA de CV en Hermosillo, México. A. Tubería de succión de agua de mar, B. Reservorio, C. Filtros de arena, bolsas y carbón activado, D. Sopladores regenerativos, E. Toma de aire en el interior del laboratorio, F. Sistema de filtración del aire comprimido.

El agua a utilizar para el cultivo de microalgas y larvas debe estar libre de cualquier partícula o microorganismo que introduzcan contaminantes o infecciones por lo que el agua de mar debe ser tratada para eliminar estos componentes. En primera instancia, el agua debe someterse a un proceso de filtrado donde se elimina el material particulado de mayor a menor tamaño evitando que ocurra la saturación de los filtros y su posible daño. Para esto, se utilizan diferentes tipos de filtros: filtros de arena o rotatorios para retener partículas mayores a 40 μm y filtros de bolsa o cartucho que permiten retener partículas mayores a 20, 10, 5 y 1 μm (Figura 2.6C). Dependiendo del caudal de agua que requiera el laboratorio, se usan una o más unidades de cada uno de estos. Posteriormente, el agua se esteriliza utilizando uno o varios tipos de procesos. Es posible hacerla pasar a través de lámparas UV, brindando una dosis de 30,000 $\text{mW s}^{-1} \text{cm}^{-2}$. En algunos laboratorios se utiliza ozonificación, se adiciona cloro (25 mg L^{-1}) al agua o cloro neutralizado posteriormente con tiosulfato de sodio (50 mg L^{-1}) (Paniagua *et al.*, 1983; Helm *et al.*, 2006). Si el agua de mar es tratada con ozono o con cloro y luego con tiosulfato, se recomienda airearla por 30 minutos (Bourne *et al.*, 1989) y dejarla reposar unas 24 h luego de la adición de cada una de estas sustancias para lograr el equilibrio de los gases (Paniagua *et al.*, 1983). Así mismo, si se utiliza ozono o cloro, debe pasarse el agua posteriormente a través de un filtro de carbón activado a una velocidad de 3 a 4 L min^{-1} para eliminar el cloro residual (Paniagua *et al.*, 1983), el cual no debe tener una concentración en el agua superior a 0,04 mg L^{-1} (Villavicencio com. pers.).

En Colombia, generalmente el agua captada del mar y almacenada en tanques reservorios tiene temperaturas muy altas (entre 27 y 32 $^{\circ}\text{C}$), por lo que se requiere enfriarla a los valores deseados (entre 24 y 26 $^{\circ}\text{C}$). Para lograr esto de forma rápida, se hace pasar el agua por un enfriador de caudal o chiller el cual está provisto de un intercambiador de calor de titanio, material inocuo cuando entra en contacto con agua de mar.

El sistema de suministro de agua de mar al laboratorio se realiza a través de tubería de PVC. Esta tubería es preferible que esté por fuera de los muros, de fácil acceso para su limpieza y reparación, que sea lo más corta posible y con la mínima cantidad posible de ángulos para evitar puntos muertos donde se pueden acumular bacterias. El agua filtrada, esterilizada y enfriada se distribuye dentro del laboratorio usando preferiblemente mangueras transparentes que permiten detectar la suciedad, lo que facilita y garantiza su limpieza. Adicionalmente, pueden ser reemplazadas más frecuentemente que el PVC ya que tienen un menor costo.

Suministro de aire comprimido

Con el fin de proveer agitación a los cultivos microalgales y oxígeno a los animales, el laboratorio debe contar con aire inyectado a presión, el cual es generado por sopladores regenerativos (Figura 2.6D). El aire debe tomarse de una fuente limpia, libre de carbono, aceite y partículas. Generalmente en los climas cálidos puede ocurrir el fenómeno de condensación del vapor de agua del aire caliente que se transporta en las líneas de distribución cuando éstas atraviesan salas que se mantienen a baja temperatura. La presencia de agua en la tubería da lugar a la proliferación de algas verde-azules, protozoarios o bacterias las cuales pueden pasar al cultivo. Para que el aire que se transporta en el interior de la tubería tenga una temperatura similar a la del exterior (baja), es ideal que la succión de aire se ubique al interior del laboratorio (Figura 2.6E)

y que exista un intercambiador de calor para bajar la temperatura del aire luego de que pasa por el sistema propulsor (Villavicencio, com. pers.). También se recomienda colocar una capucha protectora en la succión y la utilización de filtros de 0,5 μm antes de que el aire ingrese a los cultivos con el fin de eliminar los microorganismos persistentes en el sistema de aireación (Figura 2.6F).

Instalaciones para el cultivo de algas

Sala de limpieza y esterilización del material

La sección de limpieza de material debe ser ventilada y sin aire acondicionado, provista de mesones amplios recubiertos por un material de fácil limpieza (enchape o acero inoxidable), contener un lavadero y un escurridero para el material lavado (Figura 2.7A). Anexa a ésta, debe haber una sección provista de mesones de concreto donde se instalan los aparatos esterilizadores como hornos y autoclaves (Figura 2.7B). También es importante disponer de mesones libres para colocar el material recién esterilizado. Estos mesones deben estar recubiertos de madera o un material que amortigüe la disminución rápida de temperatura que sufre el material de vidrio una vez termina su esterilización, lo que evita su ruptura.

Sala seca

En esta sala se preparan y almacenan las soluciones stock de nutrientes y también se hace la revisión de los inóculos y cultivos microalgales (Figura 2.7C). Esta sección debe contar con aire acondicionado y mesones de fácil limpieza. Debe estar dotada de una balanza, un destilador de agua y vidriería aforada para preparar las soluciones stock. Debe contener una nevera que permita almacenar las soluciones stock y una estantería que permita guardar los reactivos. También debe tener un microscopio, placas porta y cubreobjetos, cámaras de conteo, y un contador manual para la revisión de los cultivos algales.

Cepario

Esta sala o sección debe tener paredes y pisos preferiblemente de color blanco, una temperatura controlada, repisas plásticas blancas o de vidrio provistas de lámparas de luz (Figura 2.7D). También debe tener una cabina cerrada o una mesa de laboratorio provista de dos mecheros donde se hace la transferencia estéril de inóculos. Las conexiones eléctricas de las luces deben ser protegidas para evitar el contacto con el agua de mar y como los balastos de las lámparas liberan una gran cantidad de calor, es recomendable que sean instaladas fuera de la sala (Bourne *et al.*, 1989). Los recipientes de cultivo deben ser preferiblemente de vidrio (tubos de ensayo, erlenmeyers, botellas, frascos de productos comerciales) con volúmenes entre 10 y 200 mL y deben tener tapones o tapas de gasa, caucho, silicona, plástico o de papel aluminio. Para evitar que los cultivos de escaso volumen se sobrecalienten, no se recomienda utilizar la luz solar como fuente lumínica ni colocar los recipientes a menos de 10 cm de las lámparas. Idealmente, esta sala debe mantenerse aislada del resto de las zonas por lo cual muchas veces se usan vitrinas o neveras con iluminación y control de temperatura.

Sección de cultivo intermedio y masivo

Esta sala es similar a la anterior, pero en ella hay mayor nivel de iluminación y debe estar



Figura 2.7

Instalaciones para el cultivo de algas en el Laboratorio de Moluscos y Microalgas (A, C, D y E), Universidad del Magdalena, Colombia y en el Laboratorio Marimex SA de CV en Sonora, México (B y F). A. Limpieza de material, B. Esterilización del material, C. Sala seca, D. Cepario, E. Sección de cultivo intermedio, F. Sección de cultivo masivo de microalgas en interior.

dotada de una red para inyección de aire comprimido (Figura 2.7E y F). Un sistema aislado de soplador y filtros de aire (0,5 o 1 μm) es recomendable. Para los cultivos se usan envases de vidrio, plástico, policarbonato, acrílico o fibra de vidrio de entre 0,5 y 500 L provistos de tapas o taponos y de una línea de aire que idealmente debe ser de manguera transparente. El aire debe ingresar en el fondo del recipiente de cultivo, para ello se coloca en el extremo de la manguera un plomo o tubos de vidrio o plástico. El uso de aire acondicionado o de deshumidificadores en las salas de cultivo es conveniente para evitar la humedad y proliferación de hongos en las paredes.

Sección de producción masiva en exterior

Se utilizan grandes tanques (500 a 25.000 L) translúcidos preferiblemente provistos de profusa aireación los cuales se colocan en galpones cubiertos con tejas traslucidas o con plástico para proteger los tanques de la lluvia y el polvo. Generalmente se les coloca luz artificial en la noche.

Preparación del medio de cultivo

El medio de cultivo es el sustrato en el cual las microalgas crecen y se multiplican. Existe una gran variedad de medios, en maricultura principalmente se utilizan los de agua de mar enriquecida con nutrientes, siendo el medio f/2 de Guillard (1974) el más utilizado en la actualidad tanto para especies planctónicas como bentónicas (Paniagua *et al.*, 1983). Para preparar 1 L de medio de cultivo f/2 se agrega a 1 L de agua de mar, 1 mL de cada una de las soluciones stock de nutrientes mayores (nitratos, fosfatos y silicatos), 0,5 mL del stock de metales traza y 0,5 mL del stock de vitaminas. Para cultivar especies que no son diatomeas, no se adiciona silicato. La preparación de estas soluciones stock se hace con agua destilada y con reactivos de grado analítico, de acuerdo a la composición que se detalla en la Tabla 2.2. Para la preparación de medios para cultivos masivos es posible utilizar reactivos de calidad industrial en la elaboración de la solución stock de macronutrientes. El almacenamiento de estas soluciones debe hacerse preferiblemente en botellas oscuras dentro de un refrigerador.

Los medios para cultivos de cepas e intermedios generalmente se tratan con calor. Los medios para cultivos con volúmenes menores a 4 L se autoclavan a 121 °C y una presión de 15 (PSI ó lb inc.²) por 15 a 20 minutos. Los medios para cultivos con volúmenes mayores a 4 L generalmente no se tratan con calor, pero en algunos laboratorios pasteurizan a 65 o 75 °C (por 30 min) (Bourne *et al.*, 1989). Las esterilizaciones por calentamiento ocasionan la precipitación de los fosfatos y algunos metales traza, lo que hace necesaria la posterior homogeneización de los medios. Las vitaminas deben ser adicionadas luego de la esterilización, a temperatura ambiente, para evitar su desnaturalización (Delgado, 1993).

Los recipientes de cultivo deben ser llenados con medio de cultivo hasta la mitad o las dos terceras partes de su capacidad para dejar un espacio que facilite la agitación y que asegure el intercambio de gases (Paniagua *et al.*, 1983).

Existen otras alternativas de medios hechos a base de fertilizantes orgánicos utilizando triple 15, tierra o humus. Se toma alguno de estos productos (1 Kg) y se mezclan con

Tabla 2.2

Composición de las soluciones stock utilizadas para la preparación del medio de cultivo f/2 (Guillard, 1974).

Soluciones stock	Fórmula	Concentración (g L ⁻¹ de agua destilada)
Solución de nitrato	Nitrato de sodio granulado NaNO ₃	75
Solución de fosfato	Fosfato de sodio monobásico NaH ₂ PO ₄ ·H ₂ O	5
Solución de silicato	Silicato de sodio meta soluble	30
Solución de cobre	Sulfato cuprico CuSO ₄ ·5H ₂ O	9,8
Solución de zinc	Sulfato de zinc ZnSO ₄ ·7H ₂ O	22
Solución de cobalto	Cloruro de Cobalto CoCl ₂ ·6H ₂ O	10
Solución de manganeso	Cloruro de manganeso MnCl ₂ ·4H ₂ O	180
Solución de molibdeno	Molibdato de sodio Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	6,3
Solución de metales traza	Cloruro férrico FeCl ₃ ·6H ₂ O	3,15
	EDTA disódico Na ₂ EDTA	4,36
	EDTA férrico Fe EDTA	5
	Soluciones de Cu, Zn, Co, Mn y Mo	1 mL de cada una
Solución de biotina	Biotina C ₁₀ H ₁₆ N ₂ O ₃ S	0,1
Solución de cianocobalamina	Cianocobalamina C ₆₃ H ₈₈ CoN ₁₄ P	1,0
Solución de vitaminas	Solución de biotina	1 mL
	Solución de cianocobalamina	1 mL
	Tiamina C ₁₂ H ₁₇ CIN ₄ OS	0,02

agua destilada (1 L), se esterilizan en autoclave a 15 PSI por 60 minutos, posteriormente el sobrenadante es microfiltrado a 1 µm, para nuevamente esterilizarlos en autoclave a 15 PSI por 20 minutos (Helm *et al.*, 2006). Estos medios pueden enriquecerse con soluciones stock de macronutrientes inorgánicos, silicatos y/o vitaminas o usarse solos.

Además de los medios de cultivo líquidos, las microalgas también suelen crecer muy bien en medios sólidos. Para preparar un medio de cultivo sólido se agrega entre 7 y 10 g de agar por cada litro del medio líquido de la composición preferida (Delgado, 1993) y posteriormente se esteriliza en autoclave como se mencionó anteriormente. El medio se deja enfriar a temperatura de unos 35 a 40 °C, se le añade las vitaminas, se homogeniza y luego se vierte de 10 a 20 mL de medio en cajas Petri o tubos de ensayo inclinados en un ángulo agudo. Los cultivos en medios sólidos permiten el crecimiento lento de las microalgas en forma de colonias por lo que se utilizan principalmente para el aislamiento de microalgas y el mantenimiento de las cepas en su forma más pura.

Inoculaciones

La inoculación es la siembra o transferencia de un pequeño volumen de cultivo de microalgas en un medio de cultivo de mayor volumen para dar inicio a un nuevo cultivo microalgal. La contaminación se multiplica cuando cultivos microalgales afectados son usados como inóculo de nuevos cultivos. Por esto, es necesario revisar bajo microscopio

los cultivos que se van a utilizar como inóculo para utilizar sólo aquellos que se encuentren más limpios y sanos. Los cultivos utilizados como inóculos deben ser densos, estar en la fase exponencial, carecer de espuma y precipitados, no poseer otras especies algales o microorganismos; las células deben estar intactas, tener un tamaño homogéneo, no estar agrupadas, y si son móviles deben estar nadando activamente (Bourne *et al.*, 1989).

El volumen de inóculo requerido para un cultivo está basado en varias consideraciones: inóculos en fase exponencial, voluminosos y concentrados típicamente producen cultivos con fases exponenciales en cortos lapsos de tiempo (1 a 2 días). Inóculos en fases lag o estacionaria y con baja concentración y volumen usualmente retardan o impiden que el cultivo entre en fase exponencial. Paniagua *et al.* (1983) recomiendan para cultivos masivos 1 L de inóculo denso (1×10^6 cel mL⁻¹) por cada 16 L de agua de mar, manteniendo esta proporción para los demás volúmenes. Una regla de inoculación es nunca diluir más de 100 veces la concentración del inóculo (Delgado, 1993; Fogg, 1965). La concentración y volumen de inóculos utilizados rutinariamente para los cultivos de *I. galbana* en el laboratorio de Microalgas de la Universidad del Magdalena se indican en la Tabla 2.3.

La transferencia de un inóculo algal es el momento en el que la contaminación bacteriana es más probable que ocurra en los cultivos stocks e intermedios, así que deben seguirse procedimientos clínicos. Las transferencias se llevan a cabo en una atmósfera estéril, lograda en una cámara cerrada, provista de luz ultravioleta (lámparas de 20 a 40 W) y/o mecheros (Figura 2.8) (Bourne *et al.*, 1989). El procedimiento es el siguiente: 1) Se deben limpiar las manos y la mesa donde se va a trabajar con una solución de cloro (4 %) o alcohol (70 %) para evitar contaminación. 2) Todos los envases de cultivo que se van a utilizar en la inoculación se colocan dentro de la cámara (cultivos microalgales y medios de cultivo, pipetas, asas). 3) La luz UV o el mechero deben prenderse 15

Tabla 2.3

Caracterización de las diferentes etapas de cultivo de las microalgas cultivadas en el laboratorio de Moluscos de la Universidad del Magdalena sin utilizar CO₂.

Etapa	Volumen del inóculo (mL)	Volumen total medio + inóculo (mL)	Días de cultivo	Condiciones
Cepa en agar	-	20	90	F/2 sólido esterilizado con calor
Tubo de ensayo de 15 mL	2	10	8	F/2 líquido esterilizado con calor
Matraces de 200 mL	10	100	8	F/2 líquido esterilizado con calor
Matraces de 400 mL	100	300	4	F/2 líquido esterilizado con calor
Matraces de 4 L	300	2.000	4	F/2 líquido esterilizado con calor
Garrafones de 19 L	4.000	15.000	4	F/2 líquido sin esterilizar con calor
Tanques de 300 L	15.000	250.000	4	F/2 líquido sin esterilizar con calor

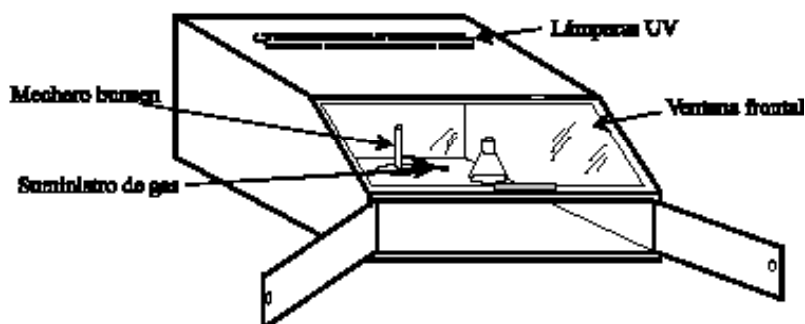


Figura 2.8

Diagrama de una cámara cerrada para las transferencias o inoculaciones de cultivos de microalgas (adaptado de Helm et al., 2006).

minutos antes de realizar la inoculación y la cámara debe permanecer cerrada por ese tiempo. 4) Colocar el envase con inóculo y el envase con medio de cultivo cerca al mechero prendido, retirar la tapa o tapón del envase del inóculo con el dedo pequeño y flamear la boca del envase. 5) Con la otra mano retirar la tapa del envase con medio de cultivo, no colocarla en la mesa ni tocarla en la parte interna, transferir el volumen deseado de inóculo, flamear la parte interna de las tapas y cerrar los envases. Si se usan pipetas para las transferencias éstas deben estar estériles y flamearlas antes de ser usadas. 6) Repetir el paso 4 y 5 hasta que todos los envases con medio sean inoculados. 7) Apagar el mechero, agitar y retirar de la cámara los nuevos cultivos. Los recipientes deben rotularse con el nombre de la especie y fecha de inoculación y ser colocados en la estantería que les corresponde. Para inocular medios sólidos, en el paso 5, se abre el tubo o la caja petri con una sola mano y usando las técnicas empleadas en microbiología con un asa o aguja estériles se toma una muestra del cultivo y se siembra en rayado o punción. La porción de cultivos no inoculada puede usarse para inocular cultivos de mayor volumen o para hacer pruebas bacteriológicas.

La inoculación de cultivos masivos se hace en la misma zona del cultivo teniendo cuidado de no manipular el agua y evitar el uso de materiales no esterilizados.

Obtención, aislamiento y purificación de microalgas

Las microalgas utilizadas en maricultura pueden ser obtenidas de “colecciones” mantenidas en diversos centros de investigación algológica o universidades. En Colombia actualmente existen colecciones de microalgas marinas en CENIACUA, Universidad de Córdoba, Universidad del Magdalena (Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Sede Taganga), de donde puede obtenerse vía donación. Alternativamente, microalgas endémicas pueden ser obtenidas por aislamiento en laboratorio y su posterior cultivo clonal y unialgal. Para esto, se requiere una muestra natural de agua marina o estuarina donde se encuentren la(s) algas de interés. Según Hoshaw & Rosowski (1973) y

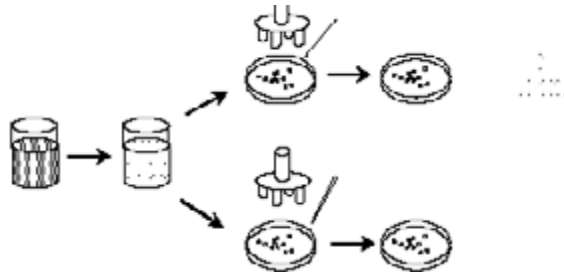


Figura 2.9
Aislamiento de una microalga mediante micropipetas y el uso de microscopio

Guillard (1973), los métodos empleados en el aislamiento y purificación de microalgas marinas son:

Pipeteo capilar

La muestra de agua con microalgas es colocada en un vidrio de reloj, caja Petri o en un portaobjetos excavado estéril y se examina bajo el microscopio (Figura 2.9). Las microalgas de interés son capturadas empleando pipetas Pasteur estériles con extremo dispuesto en capilar, y son colocadas en viales con medio de cultivo. Esta pipeta Pasteur es elaborada colocando el cuello sobre la llama de un mechero y sosteniéndola con la mano por un lado y con unas pinzas por la punta, cuando se torna lo suficientemente caliente como para moldearse, se retira de la llama y se hala por los dos extremos rápidamente hasta obtener un capilar fino, el cual se quiebra por el extremo más cercano a la punta. Esta técnica se usa para el aislamiento de células algales grandes (mayores de 10 µm) o que formen cadenas.

Sembrado en placas

Mediante un asa o aguja bacteriológica estéril se toma una gota de la muestra con microalgas de interés y se siembra en cajas Petri con medio sólido (Figura 2.10). Una vez han crecido las colonias visibles, se repite el procedimiento hasta obtener colonias separadas. Esta técnica permite aislar microalgas fácilmente cuando las muestras están diluidas.

Disoluciones seriadas

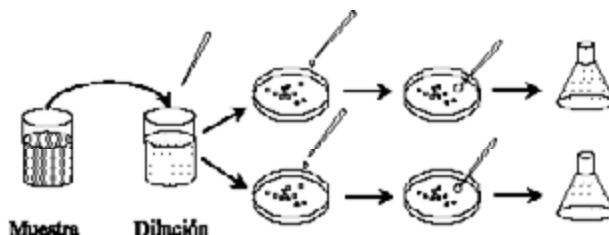


Figura 2.10
Método de aislamiento y purificación de microalgas utilizando el método de sembrado en placas.

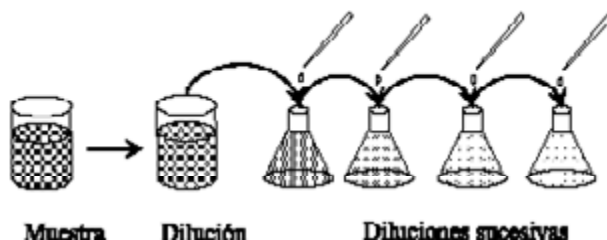


Figura 2.11

Aislamiento y purificación de microalgas por el método de diluciones sucesivas.

Se toma una alícuota de la muestra con microalgas original y ésta se diluye sucesivamente varias veces en medio de cultivo estéril (Figura 2.11). Este método es muy apropiado cuando las microalgas de interés son de tamaño pequeño, se encuentran en baja proporción en la muestra y/o su crecimiento es relativamente lento, ya que por probabilidad, en alguna de las múltiples diluciones queda una célula de la microalga de interés, la cual se multiplica y puede ser fácilmente separada.

Ultrasonido y centrifugación

Las muestras son sometidas a ultrasonido de baja intensidad ($90 \text{ k ciclos s}^{-1}$) y posteriormente se hacen repetidas centrifugaciones ($2000 \text{ rpm} \times 90 \text{ s}$) y lavados, lo que permite separar físicamente los contaminantes u otros microorganismos de menor tamaño del de las células algales de interés. Ésta técnica se usa cuando la muestra contiene contaminantes u organismos con menor densidad que la de las microalgas.

Selección por tactismos

En este método se aprovecha la migración activa de las microalgas en respuesta a algún tactismo en particular o la migración fototáctica, especialmente para microalgas flageladas.

Selección por autocompetencia

Las muestras con microalgas son inoculadas en medios de cultivo específicos, con salinidades, sustancias químicas o temperaturas favorables a las especies a separar y desfavorables para varias de las otras especies.

Aplicación de antibióticos

Se añade un antibiótico o mezclas de ellos a la muestra con las microalgas de interés. Entre los principales antibióticos usados están penicilina, estreptomycin y/o cloranfenicol, los cuales se suministran a concentraciones entre 20 y 500 mg L^{-1} por un período de 24 a 48 h . Este método es utilizado cuando la microalga está acompañada de bacterias.

Aplicación de luz ultravioleta

Con especies microalgales que tienen matrices gelatinosas se utiliza luz UV de 2750 Amstromg a 25 cm de los cultivos durante entre 8 a 16 minutos (Alfonso & Leal,

1999).

Monitoreo del cultivo microalgal

Los cultivos algales deben ser examinados rutinariamente para asegurar una condición saludable y determinar cuando están listos para ser cosechados (Bourne *et al.*, 1989). El seguimiento comprende una inspección visual macroscópica en el que se examina el color, la presencia de agregaciones de células en el fondo y de espuma en la superficie; y una evaluación microscópica en la que se ve el aspecto de las células, su actividad, grado de agregación, frecuencia de tallas y producción. Para evaluar la producción de microalgas presentes en un cultivo existen varias técnicas directas e indirectas.

Técnicas directas

Determinación de la densidad algal

Este método se caracteriza porque utiliza técnicas que examinan y cuantifican el número de microalgas presentes por unidad de volumen. Para ello se puede usar un contador de partículas. Debido a la simplicidad, economía y precisión de las mediciones los más usados son los hematocítómetros, especialmente las placas Neubauer. Éstas son placas gruesas de vidrio que contienen dos cámaras (Figura 2.12A). Cada cámara está dividida por 9 cuadrantes (1 x 1 mm) que a su vez están divididos por cuadrículas que permiten guiar el conteo de las células dentro del área (Figura 2.12B). Un cubreobjetos de cuarzo se coloca sobre estas cámaras para dar una profundidad de 0,1 mm, de tal forma que el volumen total de cada cuadrante es de 0,1 mm³ (= 0,0001 mL).

Según Paniagua *et al.* (1983), la secuencia para el conteo de células es la siguiente: 1) Agitar el cultivo para que las células tengan una distribución uniforme. 2) Tomar una muestra representativa (100 mL aproximadamente) en un matraz del cual se toma 1 mL y se pone en otro tubo de ensayo o recipiente de volumen pequeño (entre 10 y 20 mL). Si la especie de microalga a monitorear es móvil se debe inmovilizar adicionando algún fijador (lugol o formalina). Si el cultivo está muy denso (>10⁶ cel mL⁻¹), adicionalmente se debe diluir la muestra con agua de mar filtrada. No se debe diluir demasiado pues aumenta el error de las estimaciones. Para densidades de aproximadamente 1 x 10⁷ cel mL⁻¹, un factor de dilución entre 5 y 10 es suficiente. 3) Homogenizar la muestra y tomar una submuestra con una pipeta Pasteur. Con el cubreobjetos montado sobre las cámaras, colocar 1 o 2 gotas en la unión del cubreobjetos con la placa formando un ángulo de 45°. 4) Bajo el microscopio de luz (aumento de 20x o 40x) se cuentan las células que estén dentro de los cuadrantes de cada cámara (Figura 2.10B) y se promedian. El número de cuadrantes a ser contado varía con los laboratorios, algunos cuentan sólo los del centro, otros en diagonal y otros escogen 1 o 2 al azar en cada cámara. No obstante se debe tener en cuenta que a mayor número de cuadrantes contados, mayor es la representatividad del muestreo. 5) Cálculo de la densidad de microalgas de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$D (\text{cel mL}^{-1}) = FD \times C \times 10.000 \text{ mL}^{-1}$$

Donde: D = densidad del cultivo, FD = factor de dilución y C = número de células

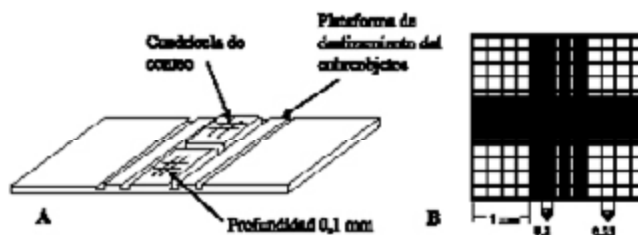


Figura 2.12
Hematocitómetro o placa Neubauer (A) y detalle de cuadrantes de una cámara de conteo (B).

promedio contadas en cada cuadrante.

$$FD = (vm + vf + va) / vm$$

Donde: vm = volumen de la muestra (mL), vf = volumen del fijador (mL), va = volumen del agua de mar filtrada (mL).

Determinación de biomasa seca

Se examina el peso seco de un volumen de cultivo microalgal. Usando una bomba de vacío se filtra un volumen conocido de cultivo sobre filtros con un diámetro de poro menor a 1,2 μm que previamente han sido pesados, se adiciona formiato de amonio isotónico para eliminar las sales, se secan en un horno (70 °C) y posteriormente se pesan (Arredondo *et al.*, 1999).

Determinación volumétrica: se examina el volumen que ocupan las células algales dentro de un cultivo mediante la centrifugación de una muestra de volumen conocido en tubos con extremo cónico microcalibrado (Widman *et al.*, 2001).

Técnicas indirectas

Las técnicas indirectas para la cuantificación de la densidad celular microalgal pueden ser más prácticas y rápidas de aplicar, sin embargo, muchas de ellas son más costosas, imprecisas, no detectan microorganismos contaminantes y necesitan ser calibradas con la técnica directa. Entre las más utilizadas están la medición de la turbidez (Brando, 1991), medición de absorbancia o intensidad de color mediante un espectrofotómetro, nefelómetro o colorímetro y la determinación cualitativa y cuantitativa de clorofila (Arredondo *et al.*, 1999).

Rutinas de limpieza

La limpieza es uno de los aspectos más importantes a tener en cuenta en el cultivo de microalgas pues la mayoría de los fracasos son debidos principalmente a contaminantes que consumen las algas o inhiben su crecimiento. Con el fin de prevenir estos agentes, se aplican estrictamente varios protocolos de higiene y profilaxis.

Todo el material que entra en contacto con los cultivos microalgales debe mantenerse limpio y seco, lejos de fuentes de contaminación. Los envases de cultivo, mangueras de aireación, tubos plásticos y de vidrio; piedras difusoras, tapas y demás materiales no desechables utilizados en el cultivo deben limpiarse con jabón (preferiblemente neutro o quirúrgico), enjuagarse con agua y pasarlos por una solución de ácido muriático al 30 %. Posteriormente deben ser enjuagados nuevamente en agua, secados y tapados (preferiblemente con papel aluminio) hasta su uso (Delgado, 1993). En los cultivos de cepas e intermedios se prefiere utilizar envases de vidrio ya que pueden ser esterilizados con calor en autoclave a 121 °C y una presión de 15 PSI por 15 minutos, o en un horno a 250 °C por 2 h. Este procedimiento también es utilizado para esterilizar material de vidrio como pipetas, cajas Petri, así como taponés desechables de gasa y/o algodón usados para tapar los envases de cultivo, luego de ser debidamente envueltos en papel Kraft. Algunos cultivadores han adoptado la utilización de bolsas plásticas desechables con el fin de ahorrar esfuerzos en cuanto a limpieza de envases se refiere, pero esto aumenta el impacto ambiental del laboratorio por concepto de producción de desechos sólidos.

Después de cada jornada diaria de trabajo se rocía el piso con una solución de cloro granulado (0,1 % p/v), se cepilla y enjuaga. Los tanques reservorios de agua de mar semanalmente se cepillan con ácido muriático (0,1 %) o cloro, se enjuagan y se dejan secar. La tubería de agua de mar filtrada a 1 µm, se enjuaga con agua de mar microfiltrada inmediatamente antes de ser usada, luego de cada jornada de trabajo, se drena totalmente y se deja secar. Semanalmente se llena con una solución de cloro (8 %), se enjuaga y se deja secar. La tubería de aire comprimido semanalmente se llena con una solución de ácido muriático (8 %) y se enjuaga con agua dulce. Alternativamente se usa el método de impregnar de formalina el filtro de la toma de aire y se deja circular el aire por un día completo, hasta que desaparezca el olor a formol. Los filtros de arena son retrolavados a diario, mensualmente se extrae la arena y se deja secar. Es conveniente que la arena se cambie cada 5 años. Los filtros de bolsa o cartucho, al final de cada jornada, se dejan remojando en cloro 24 h, se enjuagan con agua dulce a presión y se secan. Se deben tener 2 o 3 repuestos para reemplazar los que están en proceso de limpieza. El material plástico, de PVC o acrílico se sumerge de una solución de jabón yodado (0,1 %) y se enjuaga con agua dulce luego de ser usado. Las lámparas de las unidades de UV se deben cambiar cuando alcancen las horas de uso en las cuales se reduzca la dosis recomendada, y cuando se haga esta operación se debe limpiar la funda de la lámpara.

Agradecimientos

Se agradece a Walter Barbosa, Fany Pinos, Gustavo Villavicencio, Phillip Danigo y Socorro Sánchez por su cooperación en algunas de las fases que permitieron la elaboración de este capítulo. Así mismo agradecemos los comentarios del Dr. Eduardo Uribe, los cuales permitieron mejorar el documento.

Bibliografía

- Adey, W.H., K. Loveland. 1991. Dynamic Aquaria, building living ecosystems. Academic Press, San Diego: 643 p.
- Alfonso, S. & S. Leal. 1999. Creación y mantenimiento de un cepario de microalgas. Centro de Investigaciones Marinas, Universidad de La Habana. Cuba. 25 p.
- Alix, J.H., M.S. Dixon, B.C. Smith & H. Wikfors. 1996. Scallop larval feeding experiments: Some surprises and unanswered questions. J. Shellfish Res. 15 (2): 451.
- Aragao, E.A. 1980. Algunos aspectos ecológicos de *Skeletonema costatum* con especial referencia en la salinidad. Tesis de maestría, Inst. Ocean. S. Paulo. 114 p.
- Arredondo, B., B. Cordero, C. Herrero & J. Abalde. 1999. Manual de técnicas bioquímicas aplicadas a ficología. 37 p.
- Aviles, M.A. 1990. Crecimiento de la almeja *Argopecten circularis* en función de su alimento. Tesis de pregrado. Instituto Politécnico Nacional. CICIMAR. La Paz, B.C.S., México. 98 p.
- Bourne, N., C.A. Hodgson & J.N.C. Whyte. 1989. A manual for culture in British Columbia. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. 1694. 215 p.
- Brando, B. 1991. La citometría de flujo en laboratorio clínico. Principios técnicos y aplicaciones. Educación Continuada en Química Clínica 4(4): 51-61.
- Brown, M.R. & K.A. Miller. 1992. The ascorbic acid content of eleven species of microalgae used in mariculture. J. Appl. Phycol. 4: 205-215.
- Cedeño, G. 1980. Influencia del nitrógeno en el crecimiento y biosíntesis de aminoácidos en *Tetraselmis* sp. Bol. Inst. Oceanogr. Univ. Oriente 19 (1): 3-7.
- Ceron, A.N. 2000. Evaluación de 3 especies de microalgas sobre el crecimiento de la almeja mano de león *Nodipecten sudnodosus*. Tesis de pregrado, Centro de Investigación Científica y Educación Superior de Ensenada, B.C.S., México. 117 p.
- Coutteau, P. & P. Sargeloos. 1992. The requeriment for live algae and their replacement by artificial diets in the hatchery and nurseery rearing of bivalve molluscs: an international survey. J. Shellfish Res. 11(2): 467-476.
- De la Cruz, S.A. & E. Alfonso. 1975. Cultivo masivo de algas planctónicas marinas mediante fertilización. Ciencias 8: 1-25.
- Delgado, G. 1993. Guía para el cultivo de microalgas. Instituto Nacional de Pesca. Guayaquil. Ecuador. 50 p.
- Door, I. 1985. Long lasting effect of dilution on the cell volume motility, division rate and vertical distribution of *Dunaniella parva*. Biol. Ecol. 91: 183-197.
- Dunstan, G.A., J.K.Volkman, S.W. Jeffrey & S.M. Barrett. 1992. Biochemical composition of microalgae from the green algal classes Chlorophyceae and Prasinophyceae. 2. Lipid cases and fatty acids. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 161: 115-134.
- Fabregas, J., M. Patiño, B. Corder & A. Otero. 1993. Optimal renewal rate and nutrient concentration for production of the marine *Phaeodactylum tricornerutum* in semicontinuous cultures. Applied and environmental microbiologia. Aquaculture 62 (1): 266-268.
- Farías-Molina, A. 2001. Nutrición en Moluscos Pectínidos. En: A. Maeda-Martínez (Ed.), Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 147-171.
- Fernández-Reiriz, M.J., A. Pérez-Camacho, M.J. Ferrero, J. Blanco, M. Planas, M.J. Campos & U. Labarta. 1989. Biomass production and variation in the biochemical

- profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of seven species of marine microalgae. *Aquaculture* 83:17-37.
- Fogg, G.E. 1965. *Algal cultures and phytoplankton ecology*. 2ed. University of Wisconsin Press. 170 p.
- Goldman, J. & H. Stanley. 1974. Relative growth of *Phaeodactylum tricornerutum* IV comparison on different isolates. *J. Biol. U.K.* 48: 657-666.
- Guillard, R.R.L. 1973. Methods for microflagellates and nannoplankton. In: J.R. Stein (Ed.). *Handbook of Phycological methods, Culture methods and growth measurements*. Cambridge University Press, Melbourne, pp. 69-85.
- Guillard, R.R.L. 1974. *Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates, culture of marine invertebrates animals*. Plenum press, New York. 85 p.
- Gutierrez, G.R. & I. Kochane. 1993. *Cultivo experimental y fisiología de la microalga Skeletonema costatum*. Tesis de pregrado, Facultad de Biología Marina, Universidad de Bogota Jorge Tadeo Lozano, Cartagena, Colombia. 67 p.
- Helm, M.M., N. Bourne & A. Lovatelli. 2006. *Cultivo de bivalvos en criadero, un manual práctico*. FAO Fisheries Technical paper 471, Rome. 182 p.
- Hoshaw, R.W. & J. Rosowski. 1973. Methods for microscopic algae. En: J.R. Stein (Ed.). *Handbook of Phycological methods, Culture methods and growth measurements*. Cambridge University Press, Melbourne, pp. 53-67.
- James, C.M., S. Al-Hinty & A.E. Salman. 1989. Growth and w₃ fatty acid and amino acid composition of microalgae under different temperature regimes. *Aquaculture* 77: 337-351.
- Kain, J. & G.E. Fogg. 1958. Studies on the growth of marine phytoplankton *Asterionella japonica*. *Mar. Biol. Assoc. U.K.* 37: 781-788.
- Kaplan, D., A. Richmond, Z. Dubinsky & S. Aaronson. 1986. Algal nutrition. En: A. Richmond (Eds.). *Handbook of microalgal mass culture*. Press inc. Boca Raton, Florida, pp. 43-67.
- Krupski, M.A., K.W. Tetrault & R.M. Patricio. 1998. The effects of an experimental algal diet of *Tetraselmis striata* (Plat-P) and *Dicrateria* sp. (CCMP459) on the growth of larval bay scallops *Argopecten irradians*. *J. Shellfish Res.* 17 (1): 358.
- Laing, I. 1985. Factors affecting the large scale production of four species of commercially important marine algae. *Aquaculture* 44: 161-166.
- Laing, I. & M.M. Helm. 1981. Factors affecting the semi-continuous production of *Tetraselmis suecica*. *Aquaculture* 22: 137-148.
- Lavens, P., & P. Sorgeloos. 1996. *Manual on the production and use of live food for aquaculture*. FAO Fisheries Technical Paper. No. 361. Rome, FAO. 375 p.
- Liang, Y., J. Beardall & P. Heraud. 2006. Effect of UV radiation on growth, chlorophyll fluorescence and fatty acid composition of *Phaeodactylum tricornerutum* and *Chaetoceros muelleri* (Bacillariophyceae). *Phycologia* 45: 605-615.
- López, S. & R. Barrientos. 2005. *La colección de microalgas dulceacuícolas y marinas de la Península de Yucatán*. Mérida, Yucatán, México: Ediciones de la Universidad Autónoma de Yucatán.
- Lora-Vilchis, M.C. & A.N. Maeda-Martínez. 1997. Ingestion and digestion index *Argopecten circularis* veliger larvae with ten microalgae species. *Aquaculture Res.* 28: 905-910.
- Millan, M. 1997. Experimentos de inducción a la maduración gonádica de *Argopecten ventricosus* y estudio de valor nutricional de *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros calcitrans*

- durante su crianza larvaria. Tesis de maestría en Ciencias. Universidad Autónoma de Baja California, Mexico. 54 p.
- Møhlenberg, F. & H.U. Riisgård. 1978. Efficiency of particle retention in 13 species of suspension feeding bivalves. *Ophelia* 17: 239-246.
- Monsalvo-Spencer, P. 1998. Estudios sobre el cultivo de larvas y juveniles de almeja catarina *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) en el laboratorio. Tesis de Maestría, CICIMAR, La Paz, B.C.S., México. 90 p.
- Moreira, S.M., L. Guilhermino & R. Ribeiro. 2006. Na in situ assay with the microalga *Phaeodactylum tricornutum* for sediment-overlying water toxicity evaluations in estuaries. *Environ. Toxicol. Chem.* 25: 2272-2279.
- Neilson, A.H., W.F. Blankley & R.A. Lewin. 1979. Growth with organic carbon and energy sources. En: J.R. Stein (Ed.). *Handbook of phycological methods, culture methods and growth measurements*. Cambridge University Press. New York, pp. 275-285.
- Padilla, M.G. 1975. Crecimiento poblacional de *Tetraselmis suecica* en ambiente controlado. *Rev. Biol. Mar. Valparaíso*. Chile 15 (3): 287-296.
- Paniagua, J., F. Buckle, C. Granados & D. Loya. 1983. *Manual de metodología y alternativas para el cultivo de microalgas*. Cicese. México.
- Pérez, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. *Bol. Esp. Ocean.* 5: 155-183.
- Pernet, F., R. Tremblay, E. Demers & M. Roussy. 2003. Variation of lipid class and fatty acid composition of *Chaetoceros muelleri* and *Isochrysis* sp. grown in a semicontinuous system. *Aquaculture* 221: 393-406.
- Redfield, A.C. 1958. The biological control of chemical factors in the environment. *Am. Sci.* 46: 45-57.
- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. *Installation and operation of a modular bivalve hatchery*. FAO Fisheries Technical paper 492, Rome. 173 p.
- Shifrin, N.S. & S.W. Chisholm. 1981. Phytoplankton lipids: interespecific differences and effects of nitrate, silicate and light/dark cycles. *J. Phycol.* 17: 374-383.
- Shumway, S.E., T.L. Cucci, R.C. Newell & C.M. Yentsch. 1985. Particle selection, ingestion and absorption in filter-feeding bivalves. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 91: 77-92.
- Soudant, P., Y. Marty, J. Moal, R. Robert, C. Quere, J.R. Le-Coz & J.F. Samain. 1996. Effect of food fatty acid and sterol quality on *Pecten maximus* gonad composition and reproduction process. *Aquaculture* 143 (3-4): 361-378.
- Stein, R.J. 1973. *Culture methods and growth measurements*. Cambridge University press, Melbourne. 445 p.
- Turner, M.F & R.J. Gowen. 1984. Some aspects of the nutrition and taxonomy of fourteen small green and yellow green algae, *Botanica Marina* 26: 249-255.
- Uriarte, I., & A. Farías. 1999. The effect of dietary protein content on growth and biochemical composition of Chilean Scallop *Argopecten purpuratus* (L) postlarvae and spat. *Aquaculture* 180: 119-127.
- Utting, S.D. & P.F. Millican. 1997. Techniques for the hatchery conditioning of bivalve broodstocks and the subsequent effect on egg quality and larval viability. *Aquaculture* 155: 47-56.
- Velasco, L.A., J. Barros, G.H. Ospina-Salazar & C.A. Trujillo. Effect of light intensity, temperature and salinity on the growth of *Isochrysis galbana* (T-ISO). INTROPICA

(en prensa).

- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. *Aquaculture* 270: 299-212.
- Villavicencio, G. 1997. Acondicionamiento gonadal, desarrollo embrionario y cultivo de larvas de la almeja mano de león, *Lyropecten subnodosus* (Sowerby, 1835), alimentadas con cuatro especies de microalgas. Tesis de pregrado, Instituto Tecnológico del Mar, Guaymas, La Paz, México. 93 p.
- Volkman, J.K., S.W. Jeffrey, P.D. Nichols, G.I. Rogers & C.D. Garland. 1989. Fatty acid and lipid composition of 10 species of microalgae used in mariculture. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 128: 219–240.
- Whyte, J.N.C. 1987. Biochemical composition and energy content of six species of phytoplankton used in mariculture of bivalves. *Aquaculture* 60: 231-241.
- Widman, J.C., J. Choromanski, R.A. Robohmn, S. Stiles, G.H. Wikfors & A. Calabrese. 2001. Manual for hatchery culture of the bay scallop *Argopecten irradians irradians*. National Oceanic and Atmospheric Administration. 50 p.

Acondicionamiento reproductivo de los pectínidos de interés comercial de Colombia

Luz Adriana Velasco

Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena,
Cra. 2 No.18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Antes de los años 60's la producción de larvas de bivalvos estaba limitada a las épocas de reproducción natural (Loosanoff & Davis 1963). Desde entonces, mediante el manejo de algunas variables ambientales que permiten controlar el desarrollo gonadal de los reproductores, ha sido posible la obtención de larvas en varias épocas del año. El desarrollo gonadal o maduración de los bivalvos es un proceso por el cual las células germinativas (precursoras de los gametos), ya formadas y que se encuentran al interior de la gónada, adquieren la viabilidad necesaria para realizar la fecundación con éxito después de ser liberadas al medio externo. El proceso de maduración artificial se le conoce como acondicionamiento reproductivo. Para lograr éxito en el acondicionamiento reproductivo es necesario conocer a fondo aspectos de la biología reproductiva de las poblaciones naturales tales como la morfología gonadal, sexualidad, desarrollo gametogénico, ciclo reproductivo y su relación con las condiciones ambientales.

En el presente capítulo se describen los principales aspectos de la biología reproductiva y las técnicas de acondicionamiento reproductivo utilizadas en las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia.

Biología reproductiva

Sexualidad

Las especies de pectínidos de interés comercial que se encuentran en Colombia, presentan hermafroditismo funcional o simultáneo, es decir que el desarrollo de los gametos femeninos y masculinos ocurre al mismo tiempo en un individuo. Como la fecundación o unión de los gametos para formar un cigoto se lleva a cabo en el medio externo, puede ocurrir autofecundación.

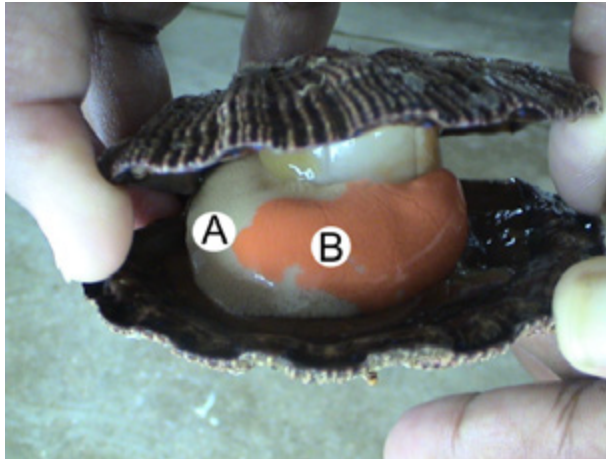


Figura 3.1
Gónada madura de *Nodipecten nodosus*. **A.** Porción masculina y **B.** Porción femenina.

La gónada de los pectínidos es un órgano impar totalmente diferenciado, unido al cuerpo del animal en las proximidades del músculo aductor, a través de la cual pasa el intestino (Pérez-Camacho & Román, 1987). La gónada de organismos inmaduros o desovados es blanquecina, pero en organismos maduros se diferencian claramente dos zonas: la parte proximal, de color blanco-amarillento, que corresponde al testículo, y la parte distal de coloración naranja intenso correspondiente al ovario (Figura 3.1). La demarcación entre estas dos partes de la gónada es usualmente conspicua, pero es común encontrar parches blancos con espermatozoides que están embebidos en el ovario y viceversa (Green, 1979) y en algunas ocasiones la gónada puede estar cubierta de un pigmento oscuro. La gónada es una glándula acinosa limitada externamente por un tegumento, contiene folículos, conductos evacuadores (gonoductos), vasos sanguíneos y fibras de músculo liso. Los folículos están delimitados por tejido conectivo, tienen forma de bulbo y son los que albergan las células germinales. En las paredes de los folículos se encuentran las células germinales primarias mientras que en el lumen se encuentran células sexuales en diferentes fases de desarrollo. Los folículos convergen en gonoductos que se van uniendo para dar lugar al final a dos conductos principales que desembocan en los nefridios (Román *et al.*, 2001). Los gametos salen a la cavidad paleal suprabranquial junto con los productos de excreción a través del poro urogenital (Pérez-Camacho & Román, 1987), y de allí son llevados al exterior a través de la apertura exhalante. El proceso de liberación de gametos al medio externo se conoce como puesta.

Gametogénesis

La gametogénesis es el proceso mediante el cual las células diploides del tejido gonadal (células germinales primordiales o gonocitos) se transforman en gametos maduros (células haploides aptas para formar un cigoto). Con este proceso se forman dos tipos de gametos: espermatozoides (células sexuales masculinas) y ovocitos (células sexuales femeninas). Según se formen unos u otros se hablará de espermatogénesis o de ovogénesis respectivamente. De acuerdo con Román *et al.* (2001) y Dupré (1995)

las etapas de este proceso en los pectínidos se sintetizan a continuación.

Ovogénesis

Etapas de multiplicación o premeiótica

Ocurre en la fase vegetativa del ciclo reproductivo. Los gonocitos que se encuentran en las inmediaciones de las paredes foliculares se dividen y se diferencian dando lugar a las ovogonias primarias (Figura 3.2). Parte de estas quedan en reposo mientras que otras se dividen formando las ovogonias secundarias. Todas las divisiones que tienen lugar en esta etapa son únicamente mitóticas.

Etapas de crecimiento o previtelogénico

Las ovogonias secundarias entran en la primera profase de la meiosis dando origen a los ovocitos previtelogénicos. El núcleo y el citoplasma del ovocito aumenta su volumen pero no hay acumulación de sustancias de reserva. Las células auxiliares emigran desde la periferia de los folículos hasta unirse estrechamente a los ovocitos, se estiran y desarrollan prolongaciones a modo de pseudópodos.

Etapas de vitelogénesis

Los ovocitos bloquean su división en el estadio de diploteno de la primera profase meiótica y entran en vitelogénesis. Primero tienen una forma pedunculada mientras están unidos a la pared del folículo, luego se desprenden de las células auxiliares y de la pared del folículo. Cuando la gónada madura, adquieren una forma poliédrica debido a lo apretados que se encuentran en el interior del folículo. En esta fase, el ovocito crece rápidamente, el núcleo aumenta de volumen, el citoplasma acumula gránulos de vitelo (compuesto de proteínas y lípidos, sintetizado en el aparato de Golgi), gránulos de



Figura 3.2

Representación del proceso de gametogénesis en bivalvos. **A.** Machos, **B.** Hembras (tomado de Sastry, 1975).

mucopolisacáridos y gotas lipídicas. Estas últimas dan la coloración característica del ovocito. En esta etapa se forma una membrana vitelina que al final de la vitelogénesis se separa ligeramente de la membrana plasmática por medio de un espacio vitelino. El ovocito maduro que es expulsado al medio externo durante el desove es esférico, tiene la dotación cromosómica diploide y tamaños entre 40 y 60 μm .

Atresia ovárica

En ocasiones se observa la degradación de los ovocitos al final de la etapa de vitelogénesis o en ovocitos previtelogénicos. El citoplasma de los ovocitos se clarifica hasta que se rompe la membrana y se vacía su contenido. Los restos celulares procedentes de la degeneración parcial o total de los ovocitos pueden ser evacuados a través de los gonoductos o son reabsorbidos mediante hemocitos, células auxiliares y epitelios de los gonoductos.

Espermatogénesis

Los gonocitos se dividen por mitosis formando las espermatogonias primarias (Figura 3.2), las cuales a su vez se dividen y forman espermatogonias secundarias. Estas células se encuentran adheridas a las paredes de los folículos. Las espermatogonias secundarias se convierten en espermatocitos primarios, los cuales se separan de la pared del folículo y su tamaño es ligeramente menor al de sus células de origen. Estas células experimentan la primera división meiótica que da origen a los espermatocitos secundarios, los cuales quedan libres en los folículos formando una banda concéntrica sobre la capa de espermatogonias. Los espermatocitos secundarios son difíciles de observar, sufren rápidamente la segunda división meiótica que da lugar a las espermátidas que son haploides y entran en un proceso de diferenciación hasta convertirse en espermatozoides funcionales. Los principales cambios durante el proceso de diferenciación son: el núcleo inicialmente redondeado adquiere una forma troncocónica, el centriólo origina un flagelo caudal, se forma el acrosoma cónico en el polo apical y se elimina parte del citoplasma. Finalmente el espermatozoide formado, presenta un tamaño de 3 a 5 μm con un flagelo de 30 a 35 μm de largo. Los espermatozoides se disponen de forma radial en el interior de los folículos, con sus flagelos orientados hacia la luz del folículo, son inmóviles dentro de la gónada y conductos de evacuación, adquieren su movilidad algunos segundos después de haber sido liberados en el agua de mar.

Primera madurez

Los pectínidos de interés comercial de Colombia se consideran precoces ya que tienen su primera madurez sexual dentro del primer año de vida. Por ejemplo *Argopecten nucleus* es evidente un desarrollo gonadal a los 3 meses de vida a longitudes de 20 a 25 mm, en *A. ventricosus* a los 4 meses de vida con longitudes de 20 mm (Cruz *et al.*, 2000), en *Amusium papyraceum* aparece una gónada en proceso de maduración a partir de los 35 mm (Salaya & Penchaszadeh, 1979), en *Euvola ziczac* a los 34 mm (Lodeiros & Himmelman, 1994) y en *Nodipecten nodosus* entre los 6 y 8 meses de vida, con longitudes de 40 a 45 mm (Lodeiros & Himmelman, 1994).

Ciclo reproductivo

El ciclo reproductivo de los bivalvos está constituido por varias fases que son la activación

Tabla 3.1

Épocas de madurez máxima de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia.

Especie	Épocas de madurez máxima y puesta	Lugar	Referencia
<i>Amusium papyraceum</i>	Diciembre-enero, mayo-julio y un tercer período aleatorio.	Venezuela	Salaya & Penchaszadeh (1979)
<i>Argopecten nucleus</i>	Todos los meses	Colombia	Urban (1999)
<i>A. ventricosus</i>	Abril-mayo, julio, septiembre y enero	México	Luna-González <i>et al.</i> (2000)
	Diciembre a Marzo	México	Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez (1993)
<i>Euvola ziczac</i>	Abril – mayo y agosto - septiembre	Venezuela	Vélez <i>et al.</i> (1987)
	Diciembre - julio-agosto	Brasil	Peres (1981)
<i>Nodipecten nodosus</i>	Agosto - diciembre	Venezuela	Vélez <i>et al.</i> (1987)
	Octubre - mayo	Brasil	Manzoni <i>et al.</i> (1996)
	Octubre - marzo	Colombia	Urban, 1999
	Noviembre - abril	Venezuela	García (2005)
<i>N. subnodosus</i>	Febrero - junio	México	Racotta <i>et al.</i> (2001)

*Determinación indirecta, mediante monitoreo de fijación de semilla sobre colectores.

y crecimiento de la gónada, la gametogénesis, la puesta y el periodo de descanso o recuperación. No obstante, la mayoría de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia tienen ciclos reproductivos de tipo continuo, presentándose una pequeña proporción de animales maduros a lo largo de todo el año, pero con épocas en las que la proporción de estos animales se incrementa (Tabla 3.1). Este patrón es atribuible a una falta de sincronización en las puestas entre los organismos de una misma población y/o a que las puestas son parciales, ocurriendo una recuperación gonadal muy rápida.

Factores que afectan el acondicionamiento reproductivo

El acondicionamiento gonadal de los pectínidos de Colombia puede abarcar entre 2 y 10 semanas dependiendo la especie, el estadio de madurez gonadal inicial, y las condiciones de mantenimiento brindadas (Tabla 3.2). Se ha demostrado que ciertos factores exógenos y endógenos afectan el proceso de desarrollo gonadal, los principales se detallan a continuación.

Temperatura

La temperatura afecta la maduración de los pectínidos de dos formas, en la activación de los diferentes procesos de la gametogénesis y en la velocidad de llenado gonadal. El inicio de la gametogénesis es activado por aumentos o disminuciones de la temperatura

Tabla 3.2

Acondicionamiento reproductivo de especies de pectínidos que se encuentran en Colombia. T = temperatura, S = salinidad, R = ración de alimento, Mi = estado de madurez inicial, TA = tiempo de acondicionamiento, OM = organismos completamente maduros. Ig = *Isochrysis galbana*, Cc = *Chaetoceros calcitrans*, Cm = *C. muelleri*, Csp = *Chaetoceros* sp., Pl = *Parlova lutheri*, Thp = *Thalassiosira pseudonana*, Tc = *Tetraselmis chuii*, Ts = *Tetraselmis suecica*, Tt = *Tetraselmis tetrabele*, P = *Pseudoisochrysis* sp., EmDHA = emulsión lipídica de ácido docosahexaenoico.

Especie	T °C	S (ups)	Tipo de alimento	R (cel org ⁻¹ d ⁻¹)	Mi	TA (d)	OM (%)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	20	32,5	Cm, Ig, Tc	-	>I	6-29	-	Urban (1999)
	25	36	Ig, EmDHA	5,6 x 10 ⁹ *40	I	16	100	Velasco & Barros (2007)
<i>A. ventricosus</i>	18	35	Ig	40-50 x 108	I	20	100	Avilés & Muciño (1988)
	21	38	Ig, Cm	3,5 x 10 ⁶	III	15	-	Cruz & Ibarra (1997)
	23	37	Ig, Csp, Ts	39 x 10 ⁸	I	27	95	Monsalvo-Spencer <i>et al.</i> (1997)
<i>Euvola vogdesi</i>	24	37	Ig	1,8 x 10 ⁶	-	26	85-100	Monsalvo-Spencer (1994)
<i>E. ziczac</i>	27	-	-	-	>I	15	80	Vélez <i>et al.</i> (1993)
<i>Nodipecten nodosus</i>	24 - 27	31	Ig, Cc, Cm, Tt	*100-150	>I	35	60	Rupp (1994)
	17 y 25	-	Ig, Cg y Thp	-	>I	8	66.6	Rupp <i>et al.</i> (1997)
	27 - 28 y 21	-	Cm, I g	70-80 x 10 ⁶	>I	15	-	De la Roche <i>et al.</i> (2002)
	25	36	Ig	5,2 x 10 ⁹	I	77	0-16	Velasco & Barros (2007)
<i>N. subnodosus</i>	24	34	Ig, Pl, Thp, Cm	*150	I	35	90	Villavicencio (1997)
	19	-	Pl, P	1,5-3,0 x 10 ⁶	-	56	-	Carvajal (1987)

* Flujo constante de dieta a la concentración señalada (cel µL⁻¹), - No se entrega información al respecto

(Pérez-Camacho & Román, 1987). En algunos de los pectínidos que se encuentran en Colombia, la gametogénesis se inicia cuando hay un aumento de la temperatura, tales son los casos de *E. ziczac* (Vélez *et al.*, 1993) y *N. nodosus* (Manzoni, 1994; García, 2005), mientras que en otras como *Argopecten ventricosus* la gametogénesis parece estar ligada al descenso en la temperatura (Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez, 1993).

La velocidad de desarrollo de la gónada también es afectada por la temperatura de

diferente forma dependiendo de la especie de pectínido. A altas temperaturas se ha observado una mayor velocidad de llenado gonadal en algunas especies como *N. subnodosus* (Gutiérrez, 1996), *N. nodosus* (Rupp *et al.*, 1997; Velasco & Barros, 2007) y *A. ventricosus* (Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez, 1993); mientras que en otras especies como *Argopecten purpuratus* (Martínez *et al.*, 2000) y *E. ziczac* (Vélez, *et al.*, 1993), esto ocurre a bajas temperaturas. De otro lado, *A. nucleus* y *N. nodosus* presentan mayor cantidad de energía para crecer y reproducirse cuando los animales son mantenidos a una temperatura intermedia de 25 °C, en comparación con 20 y 28 °C (Velasco, 2006). A bajas temperaturas, 20 °C en *A. nucleus* y 15 °C en *N. nodosus* ocurre la reabsorción de los ovocitos (Barros com. pers.; Freitas com. pers.).

Alimento

El desarrollo de la gónada es un proceso de anabolismo que requiere energía, ya sea del alimento ingerido o de reservas almacenadas. Sastry (1975), indica que en ausencia de alimento *Argopecten irradians* no puede iniciar el desarrollo de la gónada, pero una vez la gónada ha acumulado ciertas reservas mínimas, la maduración puede proseguir sin el suministro de alimento, ya que los nutrientes son transferidos de las reservas en el cuerpo a la gónada. Se ha comprobado que la energía almacenada en el músculo y otros tejidos como la glándula digestiva se transfiere a las gónadas durante el período de gametogénesis en algunas especies de pectínidos de Colombia como *A. ventricosus* (Luna-González *et al.*, 2000) y *N. nodosus* (Lodeiros *et al.*, 2001; García, 2005). En otros pectínidos como *N. subnodosus* y *A. nucleus* no se ha encontrado transferencia de nutrientes del tejido somático al gonadal, la energía que requiere la gametogénesis es aportada por el alimento ingerido (Racotta *et al.*, 2001; Velasco & Barros, 2007).

Tanto la cantidad como la calidad del alimento afectan el proceso de gametogénesis de los pectínidos. Millán (1997) encontró que el suministro de una mayor ración alimentaria diaria (9 % vs. 3 % del peso seco del animal), permite acortar el tiempo requerido para lograr el llenado de la gónada de *A. ventricosus*. Si bien es cierto que una alta cantidad de alimento incrementa la tasa de ingestión de los pectínidos adultos, un exceso provoca la saturación del sistema alimentario, el incremento en la producción de pseudoheces, la disminución en la tasa de ingestión y la cantidad de energía disponible para crecer y reproducirse (Velasco, 2006). La producción de pseudoheces representa una pérdida energética importante del animal, un desperdicio de microalgas y un aumento en la disponibilidad de sustrato para agentes patógenos los cuales pueden provocar enfermedades a los animales y el deterioro de la calidad del agua. Adultos de *A. nucleus* y *N. nodosus* presentaron mayores crecimientos potenciales (cantidad de energía para crecer y reproducirse) cuando se les suministró una concentración de *I. galbana* constante de 40 células μL^{-1} que cuando se suministraron valores de 10, 20 y 60 células μL^{-1} (Velasco, 2006). En las especies que tienen la capacidad para transferir nutrientes del cuerpo hacia la gónada, el desarrollo de la misma es más independiente de la cantidad y calidad del alimento disponible en el ambiente que en aquellas especies que carecen de esta capacidad (Velasco & Barros, 2007).

El suministro de mezclas de microalgas como *Chaetoceros* sp., *Thalassiosira* sp., *Pavlova lutherii* o *Isochrysis galbana*, que tienen altos niveles de ácidos grasos altamente

insaturados (HUFA), especialmente EPA (ácido eicosapentaenoico, 20:5n-3) y DHA (ácido docosahexaenoico, 20:6n-3), permite la producción de ovocitos con alto contenido de estos ácidos, necesarios para proveer la energía requerida durante el desarrollo embrionario y larval (Helm *et al.*, 2006). No obstante, los adultos de *A. nucleus* y *N. nodosus* presentan mayor cantidad de energía para crecer y reproducirse cuando son alimentados con la dieta monoalgal *Isochrysis galbana* en comparación a la utilización de otras dietas monoalgales como *Chaetoceros calcitrans*, *C. muelleri*, *Nannochloropsis oculata*, *Phaeodactylum tricornutum*, *Tetraselmis chunii* y *Tetraselmis tetrahele* y a las dietas mixtas *I. galbana* + *C. calcitrans*, *I. galbana* + *N. oculata*, *I. galbana* + *T. tetrahele* (Velasco, 2007).

La suplementación de emulsiones lipídicas de ácidos grasos esenciales como el ácido docosahexanoico (EmDHA) durante el acondicionamiento reproductivo provoca respuestas diferentes dependiendo de la especie de pectínido. Este suplemento no afectó el desarrollo gonadal de *A. nucleus*, en *N. nodosus* lo inhibió completamente (Velasco & Barros, 2007) y en *A. purpuratus* incrementó el desarrollo gonadal (Navarro *et al.*, 2000; Martínez *et al.*, 2000). *N. nodosus* evidencia dificultad para ingerir, digerir y/o absorber los nutrientes del alimento cuando se adiciona la emulsión lipídica EmDHA (Velasco, 2007), ocurriendo la formación de una capa lipídica alrededor del intestino, que aparentemente obstaculiza la absorción de nutrientes en el epitelio digestivo (Velasco & Barros, 2007). Estas respuestas contradictorias pueden explicarse por diferencias interespecíficas en la composición del sistema enzimático digestivo y/o en la capacidad del mismo para adaptarse a ingerir, digerir y/o absorber el suplemento lipídico.

De otro lado, el suministro de microalgas con un alto contenido proteico permite obtener organismos maduros de *A. purpuratus* en un menor lapso de tiempo y con mayores crecimientos potenciales en comparación con el suministro de las mismas microalgas de normal contenido proteico (Farías *et al.*, 1997).

La forma como se suministra la ración de alimento diaria a los pectínidos durante su acondicionamiento también es determinante. El suministro continuo por goteo de la ración diaria de microalgas permite obtener animales con menores índices gonadales luego de la puesta (o sea una mayor fecundidad) y ovocitos con un mayor peso seco que cuando se suministra el alimento de forma discontinua es decir una o dos raciones diarias (Racotta *et al.*, 1998). El suministro continuo de la dieta permite que la cantidad de alimento en los tanques se mantenga constante y en una concentración intermedia, de tal forma que los animales mantienen altas tasas de ingestión con un mínimo de producción de pseudoheces.

Neurosecreciones

Según Román *et al.* (2001), los factores exógenos mencionados pueden ser percibidos por el sistema nervioso de los pectínidos a través de receptores específicos desencadenando la producción de hormonas o neurotransmisores (primeros mensajeros) que producen una respuesta determinada sólo en ciertas células, en las que hay receptores específicos a estas sustancias, generándose un segundo mensajero que es el que va a activar el aumento en la degradación de carbohidratos como una fuente energética para la gametogénesis.

Dentro de los principales neurotransmisores (sustancias producidas en el tejido nervioso) que activan el proceso de gametogénesis están la dopamina y serotonina, ya que la concentración de estas sustancias en la gónada, músculo y sistema nervioso del animal aumenta progresivamente a medida que progresa la actividad gametogénica, a la par que descienden los niveles de glucógeno en el músculo. En cuanto a las hormonas (sustancias producidas en tejido endocrino), se sabe que las prostaglandinas E2 y F2 aumentan al inicio de la gametogénesis, luego pueden decrecer y alcanzan su mayor valor al completarse ésta (Osada & Nomura *et al.*, 1990).

Tecnología para el acondicionamiento reproductivo

Selección de reproductores

El proceso de acondicionamiento reproductivo se inicia con la selección de los reproductores del medio natural, ya sea de bancos naturales o de cultivo. De acuerdo con Illanes (1995) y Widman *et al.* (2001) para la selección de los reproductores se deben seguir los siguientes criterios: forma adecuada, sin deformaciones, alta relación tamaño/edad, mediana edad (no juveniles ni senescentes), conducta activa, apariencia saludable y que se hayan criado en sitios donde los pectínidos ocurren naturalmente. Los pectínidos saludables usualmente cierran sus valvas cuando son tocados, los que permanecen con las valvas abiertas probablemente se están muriendo. Así mismo, los tejidos deben estar firmes y turgentes en lugar de flácidos. Si varios de los pectínidos de un lote han muerto recientemente, no se deben utilizar como reproductores. El conocimiento de las características de la historia de vida como crecimiento, tasa de conversión de alimento, resistencia a enfermedades, tolerancia a cambios ambientales, alta fecundidad es útil para predecir el desempeño esperado en un organismo utilizado como reproductor.

Es conveniente que el lote de reproductores tenga una alta diversidad genética ya que la depresión endogámica se manifiesta en crecimientos y supervivencias reducidas. Para ello, es recomendable acondicionar un alto número de animales (unos 300) provenientes de diferentes clases de edad (Widman *et al.*, 2001). Para calcular el número mínimo de reproductores a acondicionar se debe tener en cuenta también la capacidad del laboratorio para el cultivo larvario, la fecundidad y el porcentaje de animales que logran madurar luego del acondicionamiento reproductivo, factores que varían dependiendo la especie (Tabla 3.2). Adicionalmente, cuando se necesita una producción constante a lo largo de un período prolongado del año se colecta un nuevo stock para comenzar el proceso de acondicionamiento cada semana o cada 15 días (Helm *et al.*, 2006).

Transporte de reproductores

El transporte de los reproductores entre puntos relativamente cercanos (duración < 4 h) puede hacerse utilizando neveras de icopor o plásticas, colocando a los animales entre esponjas humedecidas con agua de mar, formando capas de animales separadas por esponja (Figura 3.3). Las valvas de los animales deben ir cerradas mediante bandas elásticas para evitar que se lastimen los tejidos blandos con la concha de los vecinos. En

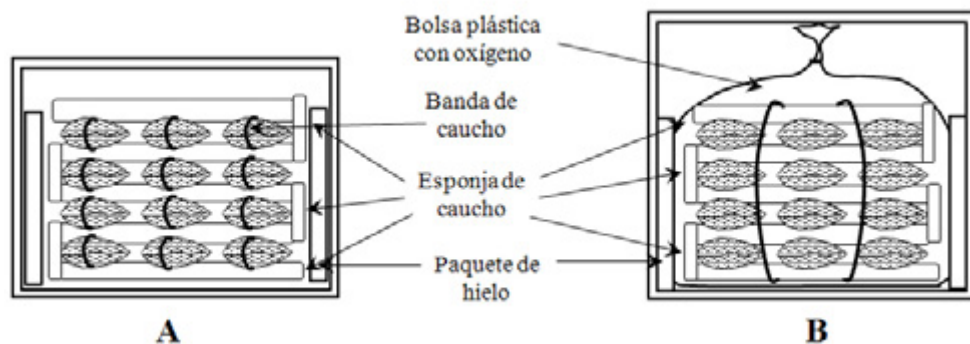


Figura 3.3

Sistemas utilizados para el transporte de reproductores en: A. Tramos cortos, menores a 4 h, utilizado en la Universidad del Magdalena, Colombia y B. tramos largos 9 h en el Laboratorio Marimex SA de CV en Sonora, México.

el fondo, lados y superficie de la nevera se colocan paquetes con hielo herméticamente sellados que permitan mantener una temperatura de 15 a 20 °C sin producir agua de deshielo. Para trayectos más largos (hasta 11 h), se puede usar el mismo sistema de sándwich con esponjas pero se debe colocar dentro de una bolsa de polietileno e inyectar oxígeno puro (Ocaño-Higuera *et al.*, 2005).

Acondicionamiento de reproductores

Sistema de mantenimiento

El acondicionamiento de reproductores debe llevarse a cabo en una zona aislada del laboratorio, alejada de ruidos y del paso de la gente, ya que cualquier disturbio ocasiona el cierre de las valvas y la suspensión de la actividad de alimentación de los pectínidos. El sistema de mantenimiento de reproductores consiste en varios tanques (entre 5 y 20) lo que permite acomodar la introducción regular de nuevos organismos y conformar varios grupos de reproductores con estados de madurez homogéneos. Así, ante la eventual ocurrencia de una puesta no programada en uno de ellos, otros grupos permanecen disponibles en el proceso de acondicionamiento.

Los tanques de acondicionamiento deben ser plásticos o de fibra de vidrio, preferiblemente rectangulares y de bajo volumen (80 - 200 L) y altura (< 60 cm), con fondo plano o en “v” (Figura 3.4). En estos tanques se colocan los reproductores suspendidos sobre canastas o soportes de malla plástica ($\varnothing = 5 \text{ a } 20 \text{ mm}$) a una densidad que no supere las dos terceras partes del fondo de las canastas (Illanes, 1995) o los 2 a 3 g de animales por litro de agua en el tanque (Helm *et al.*, 2006).

Se puede utilizar un sistema de flujo abierto continuo o estático de agua en los tanques, o una mezcla de los dos sistemas. El sistema flujo abierto continuo, impide la acumulación de desechos tóxicos y microorganismos en los tanques, permitiendo mantener mayores densidades de animales. No obstante, con este sistema se pierde una parte importante

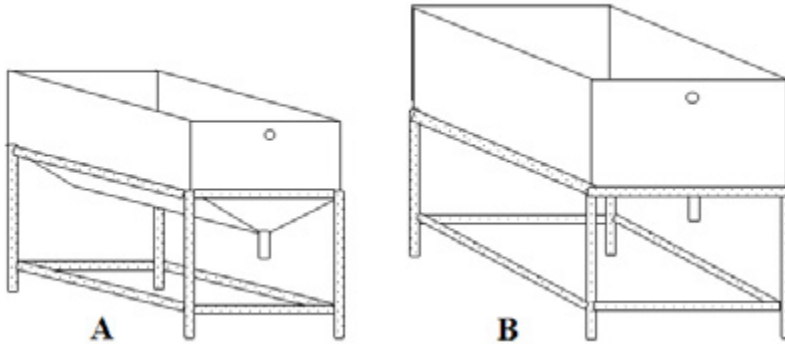


Figura 3.4

Tanques utilizados para el acondicionamiento reproductivo de las especies de pectínidos de Colombia: A. Utilizado con *Nodipecten subnodosus* en el Laboratorio Marimex SA de CV en Sonora, México, B. Utilizado con *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* en el laboratorio de la Universidad del Magdalena, Santa Marta, Colombia.

del alimento que se suministra, dependiendo de la concentración y velocidad del flujo de la dieta, así como de la cantidad, tamaño y especie de los reproductores en el tanque. De acuerdo con la experiencia de Helm *et al.* (2006), el recambio de agua no debe ser mayor al 100 % cada 90 minutos para que los animales consuman entre un 60 y 80 % del alimento suministrado. En el sistema estático se debe utilizar una baja densidad de animales y hacer al menos un recambio de agua diario del 80 % para minimizar la acumulación de desechos. Muchos laboratorios utilizan un sistema abierto pero cierran el sistema para suministrar el alimento unas 2 o 3 veces al día. Finalmente, también puede utilizarse un sistema de recirculación de agua pero con al menos dos recambios totales de agua a la semana para evitar la acumulación de bacterias y metabolitos (Helm *et al.*, 2006).

El agua de mar utilizada puede ser sin tratar o filtrada a 1 μm . Aunque el uso de agua sin tratar provee de una mayor variedad de alimento a los reproductores, lo cual es benéfico para su acondicionamiento (Millican & Helm, 1994), permite el ingreso de microorganismos patógenos, que generalmente son inocuos para los reproductores, pero se diseminan fácilmente a los ovocitos durante el desove, causando su muerte y la de las larvas.

Parámetros fisicoquímicos

La temperatura utilizada para el acondicionamiento varía con la especie, en la mayoría de los pectínidos de Colombia se utilizan temperaturas entre 20 y 25 °C (Tabla 3.2). En las primeras fases del acondicionamiento (entre 4 a 6 semanas) se recomienda utilizar temperaturas entre 3 y 10 °C por debajo de la temperatura ambiente tanto para sincronizar la maduración como para reducir el metabolismo de los animales y fomentar el almacenamiento de reservas energéticas, las cuales son muy importantes para el desarrollo del embrión y de las larvas (Helm *et al.*, 2006; Sarkis & Lovatelli, 2007).

Cuando los animales se encuentran completamente maduros pueden ocurrir puestas no programadas causadas por pequeñas perturbaciones o variaciones en los parámetros ambientales. Con un solo animal que empiece a desovar se provoca una reacción de puesta en cadena dentro del mismo tanque aunque los demás organismos no hayan alcanzado su máximo estado de llenura gonadal. Esto se ha atribuido a que los gametos tienen ciertas sustancias químicas que actúan como feromonas, induciendo la puesta en otros ejemplares. Los huevos producidos en un tanque de acondicionamiento no son utilizables pues originarán larvas defectuosas o que tienden a enfermarse debido a los altos niveles de poliespermia (fertilización de un ovocito por más de un espermatozoide), autogamia (unión de espermatozoides y ovocitos procedentes de un mismo organismo), y por la mala calidad del agua. Para minimizar la ocurrencia de puestas no programadas se debe: 1) reducir entre 2 y 4 °C la temperatura del agua (Illanes, 1995) y 2) no realizar ninguna perturbación a los animales en acondicionamiento tales como: manipulación, perturbaciones con la manguera utilizada para el sifoneo, desecación durante los eventos de recambio de agua, suministro de alimento discontinuo y cambios de flujo de agua, aireación o temperatura.

Teniendo en cuenta que los pectínidos son especies estenohalinas (27 a 47 ups) (Singnoret-Brailovsky *et al.*, 1996), cuya condición fisiológica se deteriora por debajo de los 30 ups (Navarro & González, 1998), es necesario utilizar salinidades por encima de 30 ups (Tabla 3.2).

Alimentación

Es necesario suministrar como alimento microalgas ricas en EPA y DHA, las cuales son descritas en el capítulo 2. Para lograr el acondicionamiento reproductivo de los pectínidos de Colombia se han utilizado las microalgas que se indican en la Tabla 3.2. Las microalgas deben suministrarse preferiblemente de forma continua mezclándolas previamente con el agua que ingresa a los tanques o suministrándolas por goteo desde un tanque elevado o mediante una bomba peristáltica. La cantidad de alimento que se suministra diariamente a cada reproductor varía con el laboratorio y la especie, generalmente los valores oscilan entre 106 y 109 células (Tabla 3.2). Algunos autores recomiendan suministrar raciones diarias de entre 2 y 9 % del peso seco del animal (Millán, 1997; Helm *et al.*, 2006), mientras que otros han obtenido resultados satisfactorios manteniendo concentraciones de alimento constantes en los contenedores con reproductores a valores que oscilan entre 40 y 150 células μL^{-1} (Tabla 3.2).

El cálculo de la ración diaria de microalgas puede centrarse en el suministro de un porcentaje de peso seco de los animales acondicionados o en el mantenimiento de una concentración de microalgas en los contenedores con animales de tal forma que se obtengan las mayores tasas de ingestión con la menor producción de pseudoheces.

Para calcular la ración diaria (R) como un porcentaje de peso seco deseado es necesario previamente establecer la ecuación de regresión entre el peso seco de las partes blandas y la longitud o el peso vivo total de la especie de interés, de tal forma que con el peso vivo o longitud promedio de los organismos que se van a acondicionar se pueda conocer su peso seco estimado.

$$R \text{ (células día}^{-1}\text{)} = PS \times A / 100 \times N \times E$$

Donde PS = peso seco promedio estimado de un animal (mg animal⁻¹), A = porcentaje de peso seco de alimento que se desea suministrar (%), N = Número de animales que se están acondicionando y E = número de células por unidad de peso seco de la microalga a utilizar (células mg⁻¹).

La equivalencia en el número de células por mg de peso seco para las diferentes especies de microalgas que se estén cultivando puede determinarse directamente haciendo el conteo de células de muestras de cultivos microalgales bajo el microscopio y paralelamente determinando su peso seco. Alternativamente pueden utilizarse las equivalencias publicadas para diferentes microalgas como las que se detallan en el capítulo 2.

Para mantener una concentración deseada constante en los contenedores con animales, se puede usar un sensor que activa automáticamente el suministro de la dieta a través de una bomba peristáltica cuando desciende la densidad algal en el contenedor. Si no se cuenta con este equipamiento, es factible determinar la ración diaria conociendo previamente la tasa de filtración (TF) de la dieta deseada y la relación con el tamaño de los animales. La tasa de filtración corresponde a la cantidad de material que el bivalvo es capaz de retener en sus branquias por unidad de tiempo (células h⁻¹). Estas determinaciones se hacen sometiendo a individuos de diferentes tamaños a la dieta deseada por varias horas y midiendo la concentración de microalgas en el agua antes y después de alimentarse. Dependiendo si esta determinación se hace en sistema estático o de flujo continuo, la tasa de filtración se halla como sigue:

$$\text{Sistema estático } TF = (\log A1 - \log A2) \times V / t \times A1$$

$$\text{Sistema de flujo continuo } TF = (A1 - A2) / A1 \times F \times A1$$

Donde A1 = Cantidad de alimento antes de alimentarse (células μL⁻¹), A2 = Cantidad de alimento después de alimentarse (células μL⁻¹), t = tiempo de alimentación (h) (debe ser menor a 15 min), V = volumen del recipiente (L) y F = Flujo (debe ser tal que la diferencia entre A1 y A2 tenga valores entre el 20 y 40 %).

Conociendo la tasa de filtración y su relación con la talla promedio de los animales, la ración diaria se calcula como:

$$R \text{ (células día}^{-1}\text{)} = TF \times 24 \times N$$

Dónde 24 = número de horas por día (h d⁻¹) y N = número de animales en el contenedor.

El volumen del cultivo microalgal (Vm) que permite cumplir con las raciones deseadas se determina con la siguiente ecuación:

$$Vm \text{ (L)} = V \times C / D$$

C = concentración de deseada de la dieta (células μL⁻¹), V = volumen total de dieta a

suministrar (L) y D = densidad del cultivo microalgal (células μL^{-1}).

Limpieza

Las heces producidas por los organismos en los tanques de maduración, deben ser extraídas diariamente mediante sifoneo y se deben limpiar las paredes de los tanques con una esponja todo esto con el fin de eliminar los metabolitos solubles tóxicos y los sustratos orgánicos sobre los cuales ocurre crecimiento microalgal. Las mangueras utilizadas para transportar el alimento o el agua con alimento deben cambiarse y lavarse con cloro semanalmente para eliminar la acumulación de microalgas y otros materiales incrustantes.

Monitoreo de la madurez gonadal

Es conveniente revisar la madurez gonadal de los reproductores al menos cada cuatro días para reagrupar los animales en diferentes tanques de acuerdo con el grado de madurez y para determinar el momento apropiado para inducir su puesta. Hay diferentes métodos para estimar el grado de madurez gonadal en bivalvos.

Inspección macroscópica

En los pectínidos, la madurez gonadal se puede estimar con una simple inspección visual, teniendo en cuenta el tamaño, color y grosor. Existen diferentes escalas empíricas de madurez gonádica que permiten determinar el grado de madurez de los pectínidos (Sastry, 1963; Devauchelle & Mingant, 1991). La tabla 3.3 y la Figura 3.5 muestran la escala utilizada para clasificar el estado de madurez de los pectínidos *A. nucleus*, *N. nodosus* y *N. subnodosus*.

Aunque este método macroscópico es de baja resolución y puede conducir a estimaciones subjetivas ya que distintas fases del ciclo pueden ser muy semejantes en apariencia

Tabla 3.3

Estadios de madurez gonadal usada en pectínidos de Colombia (adaptado de Sastry, 1963 y Cochard & Devauchelle 1993).

Estadio	Descripción
I	Gónada sin coloración, totalmente transparente y vacía. Es indistinguible la porción testicular de la ovárica (Figura 3.5A).
II	Gónada incrementa su tamaño, con coloración tenue, empieza a diferenciarse la porción gonadal femenina (naranja pálido) de la masculina (blanquecina). Los folículos son pequeños y dispersos. Todo el intestino que está recubierto por la gónada es visible (Figura 3.5B).
III	Gónada incrementa su volumen y toma una con coloración más acentuada. Los folículos son más grandes y densos pero persiste espacio entre ellos. El intestino es visible en algunas partes de la gónada, especialmente en la parte distal (Figura 3.5C).
IV	Gónada de mayor volumen, redondeada, completamente llena, los folículos están densamente empaquetados y prácticamente no se distingue el intestino. Coloración brillante en ambas porciones gonadales, crema oscuro para la parte masculina y rojo-anaranjado para la femenina (Figura 3.5D).
V	Gónada parcialmente desocupada. Las porciones ovárica y testicular se distinguen por los restos del producto genital (Figura 3.5E).



Figura 3.5
Gónada de *N. nodosus* en diferentes estadios de madurez macroscópica. A. Estadio I, B. Estadio II, C. Estadio III, D. Estadio IV, E. Estadio V.

(llenándose o vaciándose), es útil como una primera aproximación al conocimiento del ciclo reproductivo de una especie y especialmente cuando se emplea en el seguimiento al proceso de acondicionamiento reproductivo, ya que no implica el sacrificio de los animales (Román *et al.*, 2001).

Índices o factores de condición (FC)

Estos índices relacionan el contenido en carne del animal con el peso, volumen interno

de la concha, o longitud de la concha.

$$FC1 = (B / LC) \times 1000$$

$$FC2 = (B / T) \times 100$$

Donde B es el peso (g) de las partes blandas, LC es la longitud de la concha (mm) y T es el peso (g) o volumen (mL) total del animal.

El peso que se tome puede ser húmedo o seco, sin embargo es preferible el segundo, ya que el contenido en agua puede variar en función del estadio de desarrollo gonadal aumentando cuando la gónada ha liberado gametos. En cuanto al volumen de las diferentes partes, éste puede ser medido colocándolas inmersas dentro de una probeta con agua y midiendo el volumen de agua que desplazan. Cuando aumenta el índice, es un indicativo de gametogénesis y cuando desciende se interpreta como puesta.

Estos índices se basan en que por lo general el peso de la carne de los bivalvos adultos aumenta con el desarrollo de la gónada hasta un máximo justo antes de la puesta, y luego disminuye a medida que se van liberando los gametos. Las desventajas de esta técnica son: que hay que sacrificar animales y que pueden dar resultados erróneos del nivel de desarrollo gonadal de los animales ya que hay especies que acumulan reservas antes de la maduración. No obstante, resultan útiles en el seguimiento del ciclo reproductivo de bivalvos en los cuales es imposible separar la gónada del resto de la masa visceral (Pérez-Camacho & Román, 1987).

Índice gonadal (IG)

Consiste en relacionar el peso o volumen de la gónada con el peso o volumen total del animal, respectivamente.

$$IG (\%) = (G/B) \times 100$$

Donde G corresponde al peso (g) de la gónada y B al peso (g) de las partes blandas ó de la concha.

El índice gonadal es útil y fácil de aplicar para hacer el seguimiento del ciclo reproductivo pero al igual que en el caso anterior, tiene el inconveniente de que hay que sacrificar al organismo, luego el control de la evolución del ciclo reproductivo debe hacerse con otros animales. Además, si el tamaño relativo de la gónada no se mantiene constante a medida que crece el animal, el seguimiento del ciclo puede ser sesgado.

Inspección microscópica

Las preparaciones histológicas gonadales son la forma más precisa de estimar el grado de madurez gonadal ya que permiten observar el desarrollo estructural de los gametos, el cual se correlaciona bien con su desarrollo fisiológico, pero son costosas y dispendiosas. Aunque la gametogénesis es un proceso continuo, es posible asignar estadios clasificables mediante la medición de la abundancia y distribución del tejido conjuntivo, del tamaño de los ovocitos, la fracción de la gónada que está ocupada por los gametos, porcentaje

de células en diferentes fases de desarrollo y presencia de gametos residuales (con destrucción intracelular y lisis). Es así como se han desarrollado escalas de madurez microscópica para algunas especies de pectínidos de Colombia como *A. ventricosus* (Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez, 1993) (Tabla 3.4 y Figura 3.6). En esta escala se observa que tanto el diámetro de los ovocitos como el de los folículos aumentan desde

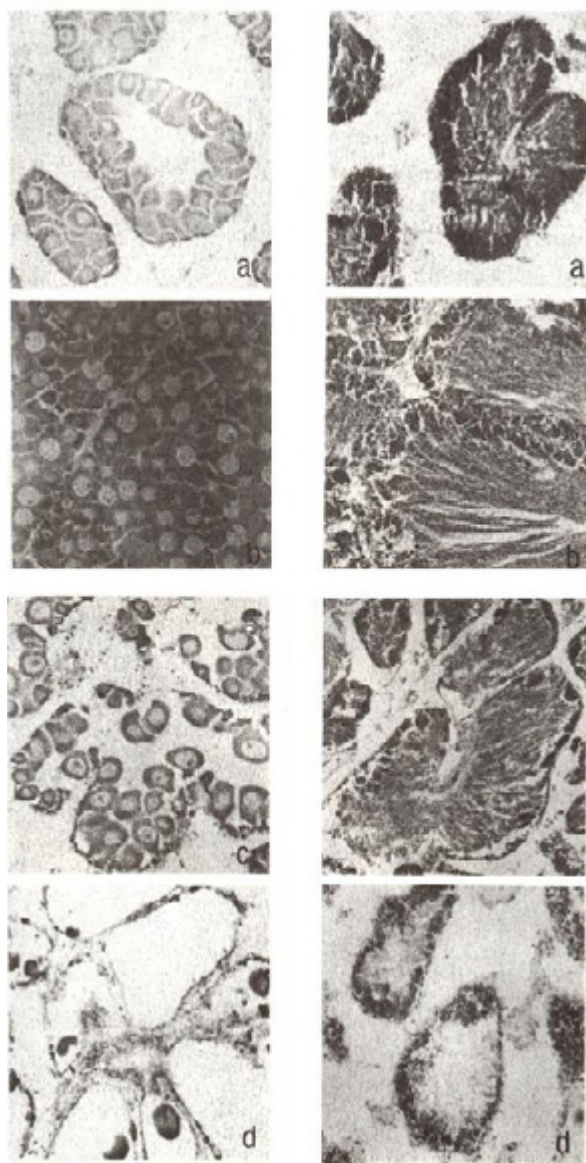


Figura 3.6
 Imágenes histológicas de los estadios de desarrollo gametogénico en las porciones femenina (izquierda) y masculina (derecha) de la gónada de *Argopecten ventricosus*. A. gametogénesis intermedia, B. madurez, C. desove, D. postdesove. Escala 1cm = 100 μ m. (tomado de Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez, 1993).

Tabla 3.4

Escala de madurez gonadal determinada a partir de preparaciones microscópicas de la gónada de *A. ventriosus* (Villalejo-Fuerte & Ochoa-Báez, 1993).

Estadio	Fase del ciclo reproductivo	Descripción
0	Gónada desovada o en reposo	Tejido conjuntivo abundante. 12 folículos con diámetro promedio de 105 μm . Células germinales escasas. Gametos residuales ausentes.
I	Gametogénesis inicial	Tejido conectivo interfolicular abundante. Desarrollo folicular evidente. 27 folículos o túmulos por área. Diámetro folicular promedio de 207 μm . Diámetro promedio de ovocitos, 16 μm . Diámetro promedio de los túbulos seminíferos, 186 μm . Espermatoцитos abundantes.
II	Gametogénesis avanzada (Figura 3.6A)	Tejido conjuntivo interfolicular escaso. 16 folículos por área. Diámetro folicular promedio 201 μm . Ovocitos poligonales y piriformes. Diámetro promedio de los túbulos seminíferos, 190 μm . Espermatoцитos abundantes en la periferia.
III	Madurez (Figura 3.6B)	Tejido conjuntivo ausente. Folículos llenos de ovocitos, con diámetro promedio de 44 μm . 6 a 8 folículos por área, con diámetro promedio de 350 μm . Espermatoцитos y espermátides abundantes.
IV	Desove (Figura 3.6C)	Tejido conjuntivo escaso y disperso. Folículos y túbulos parcialmente vacíos. Ovocitos maduros residuales con diámetro promedio de 48 μm . 9 folículos o túbulos por área, con diámetro promedio de 258 μm . Grupos de espermatozoides en posición central en los túbulos.
V	Postdesove (Figura 3.6D)	Tejido conjuntivo interfolicular abundante. Ovocitos y espermatozoides residuales aislados. Diámetro folicular promedio de 205 μm . 17 folículos por área. Túbulos seminíferos de 105 μm de diámetro.
VI	Inactividad	Tejido conjuntivo abundante. 11 folículos vacíos por área. Diámetro folicular de 106 μm , ocasionalmente gametos residuales.

Cada área es de 0.5 mm²

la fase de gametogénesis inicial hasta la de madurez, mientras que el número de folículos por unidad de área disminuye. Durante las fases de desove y postdesove disminuye el diámetro de los ovocitos y folículos mientras que aumenta el número de folículos por unidad de área.

Agradecimientos

Se agradece a Judith Barros, Natividad García, Ernesto Acosta y Marcial Villalejo por su aporte en algunas de las fases que permitieron la elaboración de este manuscrito. Muy especialmente agradecemos los comentarios del Dr. Guillermo Román, los cuales

permitieron mejorar el documento.

Bibliografía

- Avilés, Q.M. & D.M. Muciño. 1988. Acondicionamiento gonádico y desove de *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en condiciones de laboratorio. Rev. Lat. de Acuí. Lima 38: 13-20.
- Carvajal, M. 1987. Cultivo larvario de la almeja mano de león (*Lyropecten subnudus*, 1833), a partir del crecimiento y maduración gonadal de los reproductores. Tesis de maestría en Ciencias, Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey, México.
- Cruz, P., C. Rodríguez & A.M. Ibarra. 2000. Environment and population origin effects on first sexual maturity of catarina scallop, *Argopecten ventricosus* (Sowerby II, 1842). J. Shellfish Res. 19: 89-93.
- Cruz, P. & A. M. Ibarra. 1997. Larval growth and survival of two catarina scallop (*Argopecten circularis*, Sowerby, 1835) populations and their reciprocal crosses. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 212: 95-110.
- Cochard, J.C. & N. Devauchelle. 1993. Spawning, fecundity and larval growth in relation to controlled conditioning in native and transplanted populations of *Pecten maximus* (L.): evidence for the existence of separate stocks. J. Exp. Mar. Exp. Biol. 169: 41-56.
- Devauchelle, N. & C. Mingant. 1991. Review of the reproductive physiology of the scallop *Pecten maximus*, applicable to intensive aquaculture. Aquat. Living Resour. 4: 41-51.
- De la Roche, J.P., B. Marín, L. Freitas & A. Vélez. 2002. Embryonic development and larval and post-larval growth of the tropical scallop *Nodipecten* (= *Lyropecten*) *nodosus* (L. 1758) (Mollusca: Pectinidae). Aquaculture Int. 33: 819-827.
- Dupré, E. 1995. Biología de la reproducción en moluscos. En: Illanes, J.E. (Ed.). 8 Curso Internacional en Cultivo de Moluscos. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 45-64.
- Farías, A., I. Uriarte & P. Varas. 1997. Estudio de los requerimientos nutricionales del ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) durante el acondicionamiento reproductivo. Rev. Biol. Mar. Oceanog., Valparaíso 32: 127-136.
- García, N. 2005. Influencia de los parámetros ambientales en el ciclo gametogénico de la vieira *Nodipecten* (= *Lyropecten*) *nodosus* (L. 1758). Tesis de maestría en Biología Aplicada, Universidad de Oriente, Cumaná, Venezuela. 52 p.
- Green, M. 1979. A review of the fishery biology of scallops. State of Washington, department of Fisheries, Shellfish Program. Technical Report 39. 273p.
- Gutiérrez, C.E. 1996. Acondicionamiento de *Lyropecten subnudus* (Sowerby, 1835): efecto de la temperatura y ración alimenticia. Tesis de Pregrado, Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada, México.
- Helm, M.M., N. Bourne & A. Lovatelli. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero, un manual práctico. FAO Fisheries Technical paper 471, Rome. 182 p.
- Illanes, J.E. 1995. Manejo de reproductores. En: Illanes J.E. (Ed.). 8 Curso Internacional en Cultivo de Moluscos. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 65-74.
- Lodeiros, C.J. & J.H. Himmelman. 1994. Relations among environmental conditions

- and growth in the tropical scallop *Euvola (Pecten) ziczac* (L.) in suspended culture in the Golfo de Cariaco, Venezuela. *Aquaculture* 119: 345-358.
- Lodeiros, C.J., J.J. Rengel, E.H. Guderley, O. Nusetti & J.H. Himmelman. 2001. Biochemical composition and energy allocation in the tropical scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* during the months leading up to and following the development of gonads. *Aquaculture* 169: 63-72.
- Loosanoff, V.L. & H.C. Davis. 1963. Rearing of bivalve molluscs. En: Russell (Ed.). *Advances in marine biology*, F.S. Academic Press, London, pp. 1-136.
- Luna, A., C. Cáceres, C. Zúñiga, S. López & P. Ceballo. 2000. Reproductive cycle of *Argopecten ventricosus* (Sowerby, 1842) (Bivalvia: Pectínidae) in the Rada del Puente de Pichilingüe, B.C.S., México and its relation to temperature, salinity and food. *J. Shellfish Res.* 19: 107-112.
- Maeda-Martínez, A.N., M.T. Sicard, & T. Reynoso. 2000. A shipment method for scallop seed. *J. Shellfish Res.* 19: 765-770.
- Manzoni, G.C. 1994. Aspectos da biología de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Bivalvia), nos arredores da Ilha do Arvoredo (Santa Catarina-Brasil), vistas a utilização na aquicultura. Dissertação de Mestrado, Departamento de Aqüicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Brasil. 95 p.
- Manzoni, G.C., C.R. Poli & G.S. Rupp. 1996. Periodo reproductivo del pectínido *Nodipecten nodosus* (Mollusca: bivalvia) en los alrededores de la Isla Do Arvoredo (27°17'S-48°22'W) -Santa Catarina-Brasil. En: A. Silva & G. Merino (Eds.). IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura, 2do. Simposio Avances y Perspectivas de la Acuicultura en Chile. Coquimbo, Chile, pp. 197-201.
- Martínez, G., C. Aguilera & L. Mettifofo. 2000. Interactive effects of diet and temperature on reproductive conditioning of *Argopecten purpuratus* broodstock. *Aquaculture* 183: 149-159.
- Millán, M.M. 1997. Experimentos de inducción a la maduración gonádica de *Argopecten ventricosus* (Sowerby, 1842) y estudio del valor nutricional de *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*, durante su crianza larvaria. Tesis de maestría en Ciencias en Acuicultura, Universidad Autónoma de Baja California Sur, México.
- Millican, P.F. & M.M. Helm. 1994. Effects of nutrition on larvae production in the European flann oyster, *Ostrea edulis*. *Aquaculture* 123: 83-94.
- Monsalvo, P. 1994. Acondicionamiento gonádico, desarrollo embrionario y cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora (*Pecten vogdesi*) (Mollusca: Pectinidae). Tesis de pregrado, Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Monsalvo-Spencer, P., A.N. Maeda-Martínez & T. Reynoso. 1997. Reproductive maturity and spawning induction in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842). *J. Shellfish Res.* 16: 67-70.
- Navarro, J.M. & C.M. González. 1998. Physiological responses of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus* to decreasing salinities. *Aquaculture* 167, 315-327.
- Navarro, J.M., G.E. Leiva, G. Martínez & C. Aguilera. 2000. Interactive effects of diets and temperature on the scope for growth of the scallop *Argopecten purpuratus* during reproductive conditioning. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 247: 67-83.
- Ocaño-Higuera, V.M., A.N. Maeda-Martínez, M.E. Lugo-Sánchez & R. Pacheco-Aguilar. 2005. The effect of transportation on the physiological condition and free amino acids composition of *Nodipecten subnodosus* adductor muscle. 15th

- Intenational Pectinid Workshop, Mooloolaba, April 20-26: 120.
- Osada, M. & T. Nomura. 1990. The levels of prostaglandins associated with the reproductive cycle of the scallop, *Patinopecten yessoensis*. Prostaglandins 40: 229-239.
- Peres, S. 1981. Estudo do ciclo reproductivo de *Pecten ziczac* (Linné, 1758) (Mollusca: Bivalvia). Dissertação de Mestrado, Universidad de Sao Paulo, 124 p.
- Pérez, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. En: J. Espinosa de los Monteros & U. Labarta (Eds.). Reproducción en acuicultura. Madrid, España. 321 p.
- Racotta, I.S., J.L. Ramírez, S. Avila & A.M. Ibarra. 1998. Biochemical composition of gonad and muscle in the catarina scallop, *Argopecten ventricosus*, after reproductive conditioning under two feeding systems. Aquaculture 163: 111-122.
- Racotta, I.S., J.L. Ramírez, D. Carreño, R. Hernández, E. Palacios & A.M. Ibarra. 2001. Organ indexes and biochemical composition in relation to gametogenesis in the lion-paw scallop *Nodipecten (Lyropecten) subnodosus*. En: 13th International Pectinid Workshop Coquimbo, Chile, pp. 141-142.
- Román, G., G. Martínez, O. García & L. Freites. 2001. Reproducción. En: Maeda-Martínez, A. (Ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 27-59.
- Rupp, G.S. 1994. Obtenção de reprodutores, indução a desova, cultivo larval e pós larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Bivalvia). Dissertação de Mestrado, Departamento de Acuicultura, Unversidade Federal Santa Catarina, Florianópolis, Brasil, 132 p.
- Rupp, G.S., A. Vélez, M.M. De Bem & C.R. Poli. 1997. Effect of temperature on conditioning and spawning of the tropical scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). En: 11th International Pectinid Workshop, México: 132-133.
- Salaya, J.J. & P. Penchaszadeh. 1979. Pesquería de la vieira *Pecten papyraceus* en Venezuela. En: Proc. Annual. Gulf & Caribe Fish. Inst.: 105-126.
- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical paper 492, Rome, 173p.
- Sastry, A.N. 1963. Reproduction of the bay scallop, *Aequipecten irradians* Lamarck. Influence of temperature on maturation and spawning. Biol. Bull. 125: 146-153.
- Sastry, A.N. 1975. Physiology and ecology of reproduction in marine invertebrates. En: Physiological Ecology of Estuarine Organism. En: F.J.Veruberg (Ed.). Univ. of South Carolina Press., Columbia, pp. 279-299.
- Singnoret-Brailovsky, G., A.N. Maeda-Martínez, T. Reynoso, E. Soto, P. Monsalvo & G. Valle. 1996. Salinity tolerance of the catarina scallop *Argopecten ventricosus-circularis* (Sowerby II, 1842). J. Shellfish Res. 15, 623-626.
- Urban, H.J. 1999. Diagnóstico y evaluación de la factibilidad biológica, técnica y económica del cultivo experimental de bivalvos de interés comercial en el Caribe colombiano. Informe técnico final, INVEMAR, Santa Marta. 212p + anexos.
- Velasco, L.A. 2006. Effect of microalgal concentration and water temperature on the physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Journal of Shellfish Research 25(3):823-831.
- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. Aquaculture 270: 299-212.

- Velasco, L.A. & J. Barros. 2007. Potential of broodstock conditioning of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture* 272: 763-773.
- Vélez, A., F. Sotillo & J. Pérez. 1987. Variación estacional de la composición química de los pectínidos *Pecten ziczac* y *Lyropecten nodosus*. *Bol. Inst. Oceanográfico Univ. Oriente*, 26: 67-72.
- Vélez, A., E. Alifa & L. Freites. 1993. Inducción de la reproducción en la vieira *Euvola (Pecten) ziczac* (Mollusca: Bivalvia)-maduración y desove. *Caribbean Journal of Science* 29(3-4): 209-213.
- Villalejo-Fuerte, M. & R.I. Ochoa-Báez. 1993. El ciclo reproductivo de la almeja catarina, *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835), en relación con temperatura y fotoperiodo, en la Bahía Concepción, B.C.S., México. *Ciencias Marinas* 19(2): 181-202.
- Villavicencio, G. 1997. Acondicionamiento gonadal, desarrollo embrionario y cultivo de larvas de la almeja mano de león, *Lyropecten subnodosus* (Sowerby, 1835), alimentadas con cuatro especies de microalgas. Tesis de pregrado, Instituto Tecnológico del mar, Guaymas, La Paz, México. 93 p.
- Widman J.C., J. Choromanski, R.A. Robohm, S. Stiles, G.H. Wikfors & A. Calabrese. 2001. Manual for hatchery culture of the bay scallop *Argopecten irradians irradians*. Connecticut Sea Grant, 50 p.

Puesta y fecundación en los los pectínidos de interés comercial de Colombia

Luz Adriana Velasco y Judith Barros

Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena,
Cra. 2 No.18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Cuando la gónada de los pectínidos ha alcanzado el máximo desarrollo y las células sexuales están completamente maduras, ocurre la puesta, que es la expulsión de los gametos al medio externo (Pérez & Román, 1987). La expulsión de ovocitos se conoce como desove y la expulsión de espermatozoides como espermiación (Fernández-Álvarez, 1991). Posteriormente, en el medio externo, ocurre la unión de los gametos femeninos y masculinos, proceso también llamado fecundación, la cual da lugar a la formación de los cigotos.

En el medio natural, la puesta de pectínidos maduros ocurre por una combinación de factores endógenos, gatillados frecuentemente por cambios ambientales (Pérez & Román, 1987; Uriarte *et al.*, 2001). La sincronización de la puesta en las poblaciones naturales es una estrategia reproductiva que permite que un gran número de gametos coincida en un mismo tiempo y espacio, aumentando la probabilidad de que ocurra fecundación y la producción de larvas (Barber & Blake, 1991). En laboratorio es posible aprovechar este comportamiento de inducir la puesta cuando los pectínidos están completamente maduros, mediante la simulación de los cambios ambientales o químicos que naturalmente activan la puesta. Este proceso se le conoce como inducción a la puesta.

En este capítulo se describen los procesos de puesta y fecundación de gametos en algunas de las especies de pectínidos de importancia comercial de Colombia, se analizan los principales factores que afectan a estos eventos y finalmente se resumen las tecnologías empleadas para inducir su puesta y fecundación en laboratorio.

La Puesta

Los pectínidos que se encuentran en Colombia son hermafroditas funcionales que al igual que otras especies con este tipo de sexualidad, expulsan en una misma puesta los dos tipos de gametos en forma alternada. Normalmente expulsan primero los espermatozoides y tiempo después (minutos u horas) expulsan ovocitos (Fernández-Álvarez, 1991; Velasco *et al.*, 2007). Algunas especies vuelven a expulsar espermatozoides como es el caso de *Nodipecten subnodosus* (Villavicencio, 1997), *Argopecten ventricosus* (Uriarte *et al.*,

2001), *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* (Velasco *et al.*, 2007). No obstante, eventualmente pueden liberar los ovocitos sin liberación previa de espermatozoides. La expulsión de ovocitos en *A. nucleus* y *N. nodosus* tiene una duración de entre 2 y 8 min, mientras que el de los espermatozoides es de aproximadamente el doble, entre 16 y 60 min. Sin embargo, como los ovarios en ocasiones contienen islas de tejido testicular, es posible que algo de espermatozoides sea liberado con los ovocitos (Green, 1979).

Los gametos maduros que se encuentran en los folículos salen a través de una serie de conductos llamados gonoductos, los cuales se abren en la parte superior de cada uno de los nefridios, desde donde son expulsados a la cavidad paleal a través de los nefridioporos (Román *et al.*, 2001). En este proceso de expulsión los óvulos adquieren una madurez esencial para ser fecundados (pasan de profase I a metafase I) (Martínez *et al.*, 2000). De la cavidad paleal salen los gametos al medio externo a través de la apertura exhalante formando una fumarola continua (espermatozoides), o mediante contracciones interrumpidas por períodos de reposo de uno a varios minutos (ovocitos).

Los ovocitos expulsados son diploides, están en metafase I y tienen una forma irregular que se hace esférica luego de permanecer en el agua unos minutos (Dupré, 1995) (Figura 4.1A). Los espermatozoides expulsados tienen una carga cromosómica haploide y a su contacto con el agua marina adquieren movilidad (Dupré, 1995). El tamaño de los ovocitos, así como la cantidad producida por un animal (fecundidad) varía con la especie, la Tabla 4.1 muestra los valores encontrados en los pectínidos de Colombia. La fecundidad oscila entre 0,04 y 30 millones de ovocitos por animal, teniendo mayores

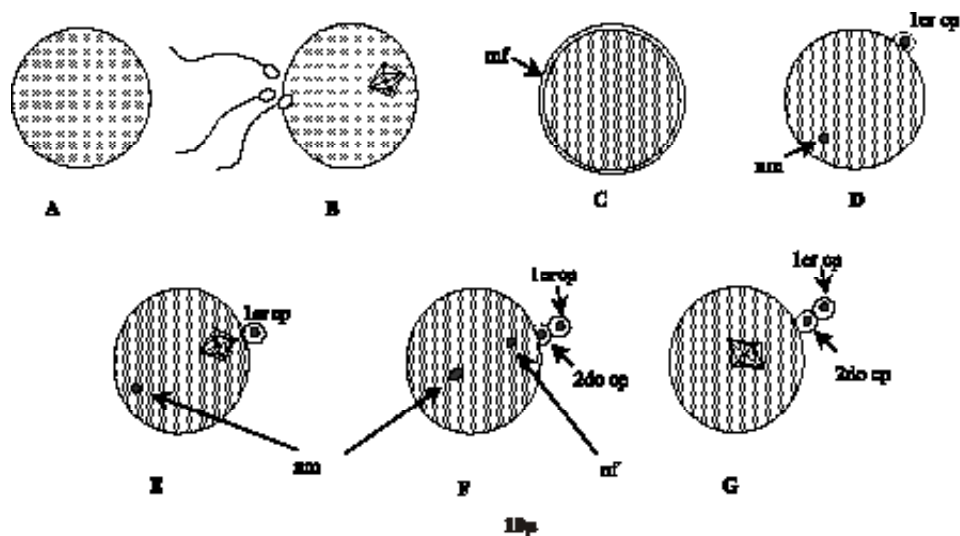


Figura 4.1

Proceso de fecundación de los ovocitos de un pectínido. **A.** Ovocito recién expulsado, **B.** Ovocito con espermatozoides aproximándose, **C.** Ovocito con membrana de fertilización, **D y E.** Formación del primer cuerpo polar, **F.** Formación del segundo cuerpo polar y migración de los núcleos al centro del ovocito, **G.** Formación del huso mitótico y condensación de cromosomas maternos y paternos. cp: cuerpo polar, nm: núcleo masculino, nf: núcleo femenino, mf: membrana de fertilización (adaptado de Fernández-Alvarez, 1991).

Tabla 4.1

Tamaño y número de gametos producidos por las diferentes especies de pectínidos que se encuentran en Colombia.

Especie	Talla del animal (cm)	Fecundidad (x 10 ⁶ ovocitos animal ⁻¹)	Diámetro ovocitos (µm)	Espermas por animal (x 10 ⁹)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	4 - 4,5	1,8	45 - 50	3	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
	-	0,04-1,9	-	-	Urban (1999), Colombia
<i>Argopecten ventricosus</i>	4,5	2,6	53	0,18	Monsalvo-Spencer (1998), México
<i>Euvola ziczac</i>	7-8	4,1	-	-	Vélez <i>et al.</i> (1993)
<i>Nodipecten nodosus</i>	11-13	7,4-15,9	-	-	Rupp <i>et al.</i> (1997), Brasil
	10-12	3	60 - 68	-	Rupp (1994), Brasil
	11-13	1-2	60	-	De la Roche <i>et al.</i> (2002), Colombia
	8,5-10	1,9	45 - 50	7,9	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
<i>Nodipecten subnodosus</i>	11	5,3	50,5	-	Villavicencio (1997), México
	6	0,22-30	60	-	Carvajal (1987), México

valores aquellas especies de mayor tamaño. La cantidad de espermatozoides que produce un animal en una puesta es entre 1000 y 4000 veces mayor a la cantidad de ovocitos (Tabla 4.1).

La fecundación

Contacto entre el espermatozoide y el ovocito

Los ovocitos liberados producen sustancias que aglutinan a los espermatozoides a su alrededor (Figura 4.1B) y aumentan su movilidad (Tyler, 1949). De acuerdo a Longo (1983) y Dupré (1995), tan sólo los espermatozoides que han sufrido reacción acrosómica son capaces de adherirse a la superficie del ovocito. Esta consiste en la apertura de la vesícula acrosómica, la cual libera sustancias líticas y luego ocurre la fusión de la membrana plasmática con la membrana externa de la vesícula acrosómica, quedando expuesto el proceso acrosómico (Figura 4.2). Una vez ocurrida la reacción del acrosoma, puede ocurrir la fusión de los gametos en la cual se fusiona la membrana plasmática del huevo

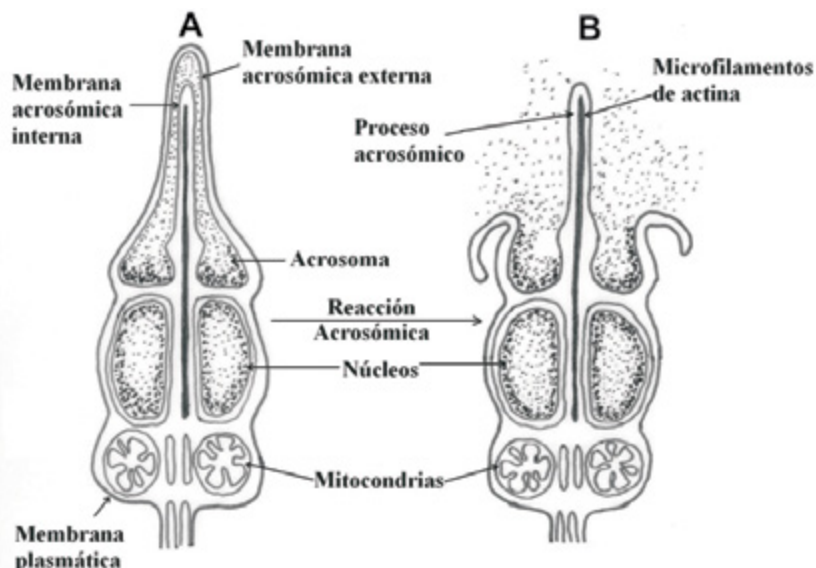


Figura 4.2
Representación de un espermatozoide antes (A) y después (B) de la reacción acrosómica (tomado de Sastry, 1975).

con la membrana que rodea el proceso acrosómico.

Penetración del espermatozoide en el ovocito

El espermatozoide puede penetrar por cualquier parte del ovocito (Fernández-Alvarez, 1991), produciendo la exocitosis de los gránulos corticales y el inicio de síntesis de la membrana de fecundación que impide el paso de otros espermatozoides (Figura 4.1C) (Román *et al.*, 2001). Varios espermatozoides pueden rodear el mismo ovocito, pero normalmente sólo uno penetra al citoplasma, siendo el resto expulsados al comienzo de la segmentación (Pérez & Román, 1987). En el sitio de entrada del espermatozoide se genera una pequeña protuberancia de citoplasma rodeando el contenido del espermatozoide. Esta se denomina cono de fecundación y desaparece rápidamente, no quedando evidencia del sitio de entrada del espermatozoide. Penetran al ovocito el núcleo, las mitocondrias, los centríolos y parte del axonema del flagelo. El núcleo inicialmente se halla dirigido hacia el centro del ovocito, pero luego rota y lo dirige hacia la superficie del mismo, donde se reorganiza como pronúcleo masculino. Para ello se desorganiza la envoltura nuclear, se dispersa la cromatina y luego se organiza la envoltura del pronúcleo.

Activación del ovocito

La penetración del espermatozoide activa el ovocito, es decir que éste pasa de un estado quiescente a un estado de metabolismo activo (aumento de síntesis proteica, y de tasa respiratoria) desencadena el reinicio de la meiosis (metafase I a metafase II) lo que permite que el ovocito alcance su madurez final (Dupré, 1995). El reinicio de la

meiosis produce la emisión de un primer cuerpo polar diploide en el polo animal (Figura 4.1D y E). Posteriormente, se produce el segundo cuerpo polar haploide el cual se sitúa exactamente debajo del primero (Figura 4.1F). En general, la aparición del primer cuerpo polar en los pectínidos de Colombia es entre los 10 y 20 minutos de efectuada la unión de gametos, mientras que el segundo cuerpo polar es evidente entre los 18 y 24 minutos (Villavicencio, 1997; Monsalvo-Spencer, 1998; Velasco *et al.*, 2007).

Formación del cigoto

De acuerdo con Longo (1983) y Dupré (1995), después de las divisiones meióticas, los cromosomas de origen materno se organizan en un pronúcleo femenino que se ubica en el polo animal. Los pronúcleos masculino y femenino son muy similares, generalmente el que está más cerca al polo animal corresponde al femenino. Los dos núcleos migran hacia el centro del ovocito al tiempo que replican la cromatina (Figura 4.1F). Los pronúcleos aparentemente no llegan a fusionarse, ya que se condensan los cromosomas y se rompen las envolturas nucleares. Se forma un huso mitótico y los cromosomas se alinean en el ecuador, formando la metafase de la primera división del huevo (Figura 4.1 G). Por lo tanto, la fecundación termina en la metafase de la primera división de clivaje.

Mecanismo de activación de la puesta y de la maduración final de los gametos

Un posible mecanismo que activa la puesta y la maduración final de los ovocitos ha sido sugerido por Román *et al.* (2001). Cambios en los factores externos actúan como una señal que es percibida por los receptores sensoriales los cuales llevan la información hacia los ganglios nerviosos. Allí hay una integración de la información y se producen neurotransmisores (serotonina, dopamina y/o noradrenalina), los cuales activan la producción de segundos mensajeros (AMPc, prostaglandinas, IP₃, etc.) al nivel de las células de la gónada. Estas sustancias parecen ser las responsables de activar tanto el rompimiento de la vesícula germinal que indica el reinicio de la meiosis, como la contracción de los músculos de las paredes gonadales que permiten la salida de los gametos. Sin embargo, el hecho de que una pieza de gónada femenina responda a estímulos como la temperatura demuestra que ni las neurosecreciones ni otros compuestos son los únicos determinantes para desencadenar la puesta (Green, 1979).

Factores que afectan la puesta y fecundación

Proporción de gametos en la gónada

No todos los folículos de la gónada de un pectínido maduran al mismo tiempo, luego un mismo animal puede desovar repetidamente de forma parcial (Naidu, 1970). En las especies con ciclos reproductivos continuos, como las que se encuentran en Colombia este fenómeno es lo que más comúnmente se presenta, dando lugar a fecundidades visiblemente más bajas ($0,5-2,3 \times 10^6$ ovocitos animal⁻¹) que cuando eventualmente ocurren desoves totales ($3,3-3,5 \times 10^6$ ovocitos animal⁻¹) (Velasco *et al.*, 2007). En

aquellas especies con uno o dos puestas por año como *Patinopecten yessoensis*, *Patinopecten magellanicus*, y *Pecten maximus*, en las que las fecundidades oscilan entre 7 y 15 millones ovocitos animal⁻¹ (Helm *et al.*, 2006).

Estímulos inductores a la puesta

La puesta de pectínidos de poblaciones silvestres o de cultivo expuestas a condiciones ambientales naturales puede ser activada por los cambios de temperatura, las fases lunares, las corrientes ocasionadas por vientos y mareas, la desecación a la cual están expuestos los bivalvos del intermareal durante la bajamar, la presencia de una alta concentración de partículas en el agua y la manipulación de los animales en los sistemas de cultivo, entre otros (Green, 1979). Aparentemente, las diferentes especies de pectínidos no son sensibles a todos los cambios ambientales y químicos. Si el organismo no reconoce la señal del estímulo, el porcentaje de organismos desovados es bajo o nulo (Velasco *et al.*, 2007). Los estímulos que inducen la puesta se pueden clasificar de acuerdo con los receptores por los cuales son percibidos así:

Estímulos térmicos

El cambio de temperatura es el estímulo más comúnmente utilizado para inducir el desove de los pectínidos (Pérez & Román, 1987; Illanes, 1995; Uriarte *et al.*, 2001). Generalmente se sube la temperatura entre 5 y 10 °C a una velocidad que varía entre (0,05 y 10 °C min⁻¹) o también se vuelve a bajar y a subir la temperatura a la misma tasa, repitiéndose el ciclo hasta que ocurre la puesta. La mayoría de especies tienen puestas cuando la temperatura se aumenta (Barber & Blake, 1991), pero en algunos casos como *A. nucleus* y *N. nodosus*, responden también a los descensos (Velasco *et al.*, 2007).

Estímulos mecánicos

Se pueden obtener desoves cuando se expone a los pectínidos maduros a un cambio de flujo de agua (Desrosiers & Dube, 1993), altas concentraciones de partículas alimenticias (DiSalvo *et al.*, 1984), desecación (Beaumont & Hall, 1999), manipulación y limpieza (Monsalvo-Spencer *et al.*, 1997), entre otros.

Estímulos químicos

Dentro de esta categoría existen algunos que ocasionan efecto al ser suministrados externamente en el agua, tales son los casos de productos sexuales de la misma especie (Monsalvo-Spencer *et al.*, 1997), peróxido de hidrógeno (Rupp, 1994). Otros pueden actuar localmente al ser inyectados en la gónada o en el músculo, tal es el caso de varios neurotransmisores (serotonina, dopamina, noradrenalina, epinefrina), (Gibbons & Castagna, 1984; Vélez *et al.*, 1990; Martínez *et al.*, 1996; Monsalvo-Spencer *et al.*, 1997), hormonas (prostaglandina E₂) (Martínez *et al.*, 1996; De la Roche *et al.*, 2003) y otras sustancias como NH₄OH (Marín, 1984).

Considerando los diferentes estímulos inductores probados con las especies de pectínidos de Colombia (Tablas 4.2, 4.3 y 4.4), los mayores porcentajes de organismos desovados se obtienen con estímulos de tipo térmico y químico. Los estímulos mecánicos aparentemente son los menos eficaces en lograr inducir el desove; no obstante, en algunos casos cuando se suministran junto con ciertos estímulos térmicos, su eficacia se ve incrementada. Los

Tabla 4.2

Estímulos térmicos aplicados a especies de pectínidos que se encuentran en Colombia para inducir su puesta.

Especie	Estímulo inductor	Tiempo de respuesta (h)	Desove (%)	Espermiación (%)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	19 a 30 °C y viceversa	-	100	100	Urban (1999), Colombia
	18 a 30 °C y viceversa (1 °C min ⁻¹)	2-3	50	60	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
	18 a 30 °C y viceversa (1 °C 3min ⁻¹)	2	40	60	
<i>Argopecten ventricosus</i>	30 a 25 °C	-	100	100	Avilés & Muciño (1988), México
	24 a 26 °C.	0,3	-	-	Lora <i>et al.</i> (1997), México
	18 a 30 °C (1 s)	3-5	25	75	Monsalvo-Spencer <i>et al.</i> (1997), México
	18 a 30 °C (3 °C min ⁻¹)	>5	50	50	
	18 a 30 °C (1 °C min ⁻¹)	3-5	35	65	
<i>Euvola ziczac</i>	20 a 29 °C	-	50	-	Vélez <i>et al.</i> (1993), Venezuela
<i>Euvola vogdesi</i>	21 a 28°C	-	-	-	Monsalvo-Spencer (1994), México
<i>Nodipecten nodosus</i>	-	-	67	75	Rupp <i>et al.</i> (1997), Brasil
	21 a 28°C	-	-	91	De la Roche, <i>et al.</i> (2002), Venezuela
	18 a 30°C y viceversa (1 °C min ⁻¹).	1,2	14,3	43	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
	18 a 30°C y viceversa (1 °C 3min ⁻¹).	No hubo respuesta	0	0	
<i>Nodipecten submodosus</i>	19,5 a 29°C	0,7 - 3	-	-	Villavicencio (1997), México

estímulos químicos permiten obtener una rápida respuesta en la espermiación, pero el desove tiene problemas, en algunos casos no ocurre, mientras que en otros casos el desove ocurre simultáneamente con la producción de esperma, produciéndose autofecundación (unión de gametos de un mismo individuo). Adicionalmente, puede ocurrir la expulsión de gametos inmaduros, ovocitos ovalados y espermatozoides de corta vida (entre 15 y 20 min), como se ha observado en ejemplares de *N. nodosus* inducidos a la puesta con

Tabla 4.3

Estímulos mecánicos aplicados a especies de pectínidos que se encuentran en Colombia para inducir su puesta (Velasco *et al.*, 2007). **D**: Deseccación, **F**: Flujo de agua, **M**: Microalgas, **TL**: 18 a 30°C y viceversa (1°C 3 min⁻¹), **TR**: 18 a 30°C y viceversa (1°C min⁻¹).

Especie	Estímulo inductor	Tiempo de respuesta (h)	Desove (%)	Espermiación (%)
<i>Argopecten nucleus</i>	D	2	90	90
	M	2	40	40
	F	1,8	20	40
	TL+F	3,4	40	70
	TR+F	1,18	10	20
	TL+D	2	100	100
	TR+D	7	0	30
	TL+M	1,8	100	100
	TR+M	2	20	80
<i>Nodipecten nodosus</i>	F	0,92	6,7	26,7
	D	Sin respuesta	0	0
	M	Sin respuesta	0	0
	TL+F	Sin respuesta	0	0
	TR+F	Sin respuesta	0	0
	TL+D	Sin respuesta	0	0
	TR+D	Sin respuesta	0	0
	TL+M	Sin respuesta	0	0
	TR+M	0,82	7,1	50

inyecciones intragonadales de serotonina, dopamina y/o dopamina + prostaglandina E₂ (PGE₂) y en *A. nucleus* con serotonina (Velasco *et al.*, 2007).

En algunas especies se ha comprobado incluso que si el estímulo no se aplica de forma apropiada, la puesta se inhibe, ocurriendo la degeneración y reabsorción de los gametos y aunque posteriormente se les provea de condiciones apropiadas, la puesta no ocurre (Green, 1979). En *N. nodosus* ocurren puestas cuando los cambios de temperatura son rápidos pero cuando son lentos no (Tabla 4.2).

Efecto de la edad de los reproductores en la puesta

Se ha demostrado que a medida que aumenta la edad de los reproductores, la producción de tejido gonadal y fecundidad también aumentan a expensas de la disminución en la producción de tejido somático (Green, 1979; Thompson & MacDonald, 1991).

Tiempo entre la emisión de gametos y la fecundación

Después de un tiempo de haberse emitido los espermatozoides, éstos pierden viabilidad y los porcentajes de ovocitos fecundados son más bajos cuanto mayor tiempo transcurre

Tabla 4.4

Estímulos químicos aplicados a especies de pectínidos que se encuentran en Colombia para inducir su puesta. *D*: Dopamina, *Se*: Serotonina, *T*^o: Temperatura, *PGE*₂: Prostaglandina E₂, *M*: Microalgas, *D*: Deseccación.

Especie	Estímulo inductor	Tiempo de respuesta (h)	Desove (%)	Espermiación (%)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	<i>Se</i> intragonadal	1,03	60	90	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
	<i>D</i> + <i>PGE</i> ₂ intragonadal	0,45	0	80	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
<i>Argopecten ventricosus</i>	<i>Se</i> intragonadal	-	-	-	Ibarra <i>et al.</i> (1995), México
	<i>Se</i> intragonadal	0,15	0	100	Monsalvo-Spencer <i>et al.</i> (1997), México
	Variación de <i>T</i> ^o +adición de gametos	3-5	40	60	
	<i>Se</i> intramuscular	-	-	-	Lora <i>et al.</i> (1997), México
	<i>T</i> ^o (16°C) + sobrealimentación + adición de espermias.	-	-	-	Lombeida (1999), México
	<i>Se</i> intramuscular	-	-	-	Ruíz <i>et al.</i> (2000), México
<i>Euvola ziczac</i>	<i>Se</i> intramuscular e intragonadal	0,33	0	82	Vélez <i>et al.</i> (1990), Venezuela
<i>Nodipecten nodosus</i>	NH ₄ OH	-	-	-	Marín (1984), Venezuela
	UV + 23-23 °C + M+ D	2,5	20	100	Rupp (1994), Brasil
	<i>D</i> + <i>PGE</i> ₂ intragonadal	0,82	20	100	Velasco <i>et al.</i> (2007), Colombia
	<i>Se</i> + <i>PGE</i> ₂ intragonadal	0,5	40	87	
	<i>Se</i> intragonadal	0,95	50	100	
	<i>D</i> intragonadal	1,03	90	100	

entre la emisión de los gametos y su fecundación. En *A. nucleus* se obtuvo un descenso del 47 % en el porcentaje de fecundación de los ovocitos luego de cuatro horas de ser emitidos los espermatozoides y dos horas de ser expulsados los ovocitos.

Problemas asociados a la puesta y fecundación

Poliespermia

La cantidad de espermatozoides que produce un pectínido es entre 1.000 y 4.000 veces mayor a la cantidad de ovocitos (Tabla 4.1). Cuando hay una concentración de espermatozoides tan alta, puede penetrar más de un espermatozoide al ovocito generando una condición anómala que se conoce como poliespermia (Fernández-Alvarez, 1991). Este fenómeno da a lugar una serie de divisiones anormales que producen embriones y larvas atípicas que no continúan su desarrollo.

Endogamia

En los pectínidos hermafroditas funcionales o simultáneos hay un alto riesgo de que ocurra autofecundación debido al corto lapso de tiempo entre la emisión de los gametos masculinos y femeninos y a la existencia de un conducto común para la expulsión de ambos. La autofecundación produce la mayor endogamia posible de forma natural, la progenie autofecundada tiene un descenso de la heterocigosidad del 50% (Von Brand-Skopnik & Ibarra-Humphries, 2001). De acuerdo con Falconer (1989) y Falconer & Mackay (1996), las consecuencias de la endogamia son: 1) redistribución de la varianza genética de los caracteres cuantitativos, aumentándose la variabilidad entre las medias de diferentes linajes y disminuyendo la variabilidad dentro de cada uno de los linajes, 2) reducción en la viabilidad de la descendencia debido al efecto deletéreo de algunos alelos cuando están en condición de homocigoto, 3) depresión endogámica que representa la reducción porcentual del valor fenotípico medio de los caracteres cuantitativos como el crecimiento y 4) aumento en la variabilidad fenotípica debida a la reducción de la homeostasis o capacidad de los organismos para regular su desarrollo o sus procesos fisiológicos para mantener el fenotipo óptimo de ciertos caracteres frente a condiciones ambientales subnormales. Tales efectos han sido evidenciados en algunos pectínidos que se encuentran en Colombia pero en otros casos no. En *A. ventricosus* se demostraron crecimientos y supervivencias larvianas reducidas en progenies derivadas de autofecundación (Ibarra *et al.*, 1995). Aunque en *Euvola ziczac* no se observó un efecto negativo en el crecimiento ni supervivencia de las larvas (Betancourt, 1994), posiblemente debido a que sólo se examinó la primera generación, y los efectos deletéreos de la autofecundación se hacen más evidentes a partir de la segunda generación (Castagna, 1974).

Tecnología para la inducción a la puesta y fecundación

Selección de organismos a desovar

Entre 10 y 50 animales que hayan sido madurados en laboratorio o en el medio natural, pueden seleccionarse para ser inducidos a la puesta. La selección se hace con base en dos criterios: que se encuentren en estadio gonadal IV (ver Tabla 3.3) y que posean la mayor turgencia gonadal entre los animales disponibles. No se deben utilizar animales

provenientes de lotes donde hayan ocurrido mortalidades recientemente ya que pueden contener agentes infecciosos y transmitirlos a los huevos en el momento del desove (Widman *et al.*, 2001).

Limpieza y marcaje de organismos

Es conveniente depurar el tracto digestivo de los reproductores antes de inducir su puesta con el fin de eliminar microorganismos que puedan afectar negativamente a los embriones. Para ello, éstos son mantenidos por 24 h en agua de mar microfiltrada (1 µm), aireada y mantenida a la misma salinidad y temperatura del lugar de origen de los animales, sin suplementar alimento. Posteriormente se deben limpiar externamente las conchas de los animales seleccionados y eliminar los epibiontes de la concha con el fin de evitar fuentes de contaminación para los gametos que se produzcan en la puesta. Para ello son raspados externamente con cuchillos y finalmente son cepillados y lavados con agua de mar filtrada. Se recomienda marcar individualmente cada animal con el fin de tener un mejor control durante la puesta, hacer su seguimiento reproductivo y/o el monitoreo del desempeño de su progenie. Debe tenerse extremo cuidado con la limpieza de todo el material que entre en contacto con los organismos en el momento de la puesta y fecundación. Previamente debe ser lavado con cloro, ácido ó con jabón quirúrgico yodado, posteriormente debe ser enjuagado con agua dulce y finalmente con agua de mar microfiltrada.

Obtención de gametos directamente de la gónada

Los ovocitos y espermias tomados directamente de la gónada pueden ser usados para producir larvas viables (Green, 1979; Helm *et al.*, 2006). Se corta la gónada repetidas veces con un bisturí y se lavan los gametos exudantes en un vaso de precipitados con agua de mar filtrada o se inserta una pipeta Pasteur debajo del epitelio que cubre la gónada y se retiran los gametos mediante una suave succión. (Helm *et al.*, 2006). Se debe evitar perforar el tracto digestivo ya que se puede producir la contaminación de los gametos. De acuerdo con Green (1979), este método tiene la desventaja de que los ovocitos inmaduros que no se separan del ovario desintegrado contaminan el agua e inhiben la fecundación y el desarrollo embrionario. Para minimizar estos efectos negativos, los ovocitos deben limpiarse mediante la adición de agua destilada (5-10 %) y su posterior separación por decantación. Adicionalmente un óvulo que ha sido removido directamente del ovario puede no ser fecundado porque la vesícula germinal falla en romperse o porque las divisiones de maduración no ocurren. Este problema puede ser evitado exponiendo la gónada a elevadas temperaturas por unas pocas horas. La fecundación de los ovocitos producidos por esta vía puede incrementarse tratándolos previamente con una solución de hidróxido de amonio. Otra desventaja de la obtención de gametos con este método es que se pierden reproductores, pero resulta útil cuando se dificulta la inducción al desove.

Estimulación de la puesta

Los reproductores seleccionados se deben colocar en recipientes de fondo negro (acuarios, envases plásticos o mesas) que faciliten la detección de la expulsión de gametos (Figura

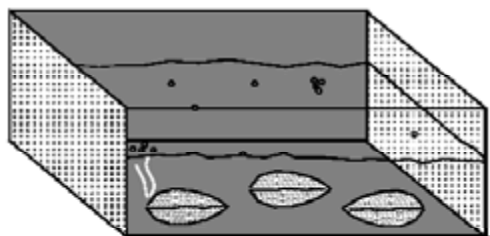


Figura 4.3

Acuario de fondo negro utilizado para la inducción a la puesta de pectínidos.

4.3) y que contengan agua de mar microfiltrada ($1\mu\text{m}$), aireada. La aplicación del estímulo seleccionado se realiza por un período máximo de tiempo que varía entre 3 y 5 horas. Se puede utilizar un solo tipo de estímulo o mezclas sucesivas de estímulos como los que se detallan en las Tablas 4.2, 4.3 y 4.4.

Puesta y fecundación de gametos

La emisión de espermatozoides se distingue por colorear el agua de blanco con una textura uniforme asemejándose a leche, mientras que la producción de ovocitos colorean el agua entre rosado o naranja y le dan una textura grumosa (Figura 4.4). Como los ovocitos son más densos que el agua, se asientan sobre el fondo o sobre la valva de los organismos desovantes, mientras que los pequeños espermatozoides móviles tienden a permanecer en suspensión. Es posible saber si el animal está próximo a expulsar gametos mediante la observación de los nefridios, un color crema indica que expulsará espermatozoides (Figura 4.5A), el color naranja o rosa indica la salida de ovocitos (Figura 4.5B), mientras que un color café o pardo señala que no va a ocurrir la expulsión de gametos (Figura 4.5C). La puesta de pectínidos puede lograrse de forma individual o grupal.



Figura 4.4

Gametos emitidos por *Nodipecten subnodosus* en el Laboratorio Marimex SA de CV en Hermosillo, México. **A.** Espermatozoides, **B.** Ovocitos.



Figura 4.5
Coloración del nefridio (N) durante la inducción al desove. **A.** Gametos masculinos, **B.** Gametos femeninos, **C.** Sin gametos.

Puesta individual y fecundación cruzada.

Los reproductores que empiezan a liberar gametos son aislados individualmente en recipientes transparentes (1-3 L) con agua de mar filtrada ($1 \mu\text{m}$); frecuentemente (cada 5 o 10 min) se cambian de recipiente con agua nueva, se observa externamente e internamente la coloración de los nefridios con el fin de detectar cuándo van a empezar a liberar los gametos del otro sexo. Cuando esto ocurre, los reproductores se lavan con agua de mar filtrada y se aíslan nuevamente en otros recipientes para que continúen con la expulsión del otro tipo de gametos. Si en algún recipiente se produce autofecundación, éste se descarta.

Con el fin de eliminar los restos fecales de los ovocitos es conveniente que antes de la fertilización éstos sean lavados y tamizados suavemente (luz de malla $> 90 \mu\text{m}$), manteniéndolos siempre dentro del agua (Helm *et al.*, 2006). Los gametos deben ser colocados en recipientes de entre 10 y 50 L con agua de mar filtrada. Es conveniente formar por lo menos dos grupos de ovocitos y espermatozoides provenientes de diferentes reproductores si se quiere realizar fecundación cruzada. Alternativamente, es posible formar un solo grupo de ovocitos y fecundarlo con espermatozoides recién obtenidos de 2 o 3 animales diferentes. Los ovocitos se deben fecundar en un lapso de tiempo menor a una hora con espermatozoides recientemente emitidos ($< 30 \text{ min}$) (Illanes, 1995; Sarkis & Lovatelli, 2007). Es conveniente, antes de fecundar, asegurarse de que

los espermatozoides que se utilizarán tengan alta motilidad. La determinación de la cantidad de espermatozoides a utilizar, para evitar la poliespermia en el momento de la fecundación; puede ser por tanteo o por conteo de gametos. Por tanteo, se añade un pequeño volumen (1 mL) de la solución de espermatozoides por cada litro de ovocitos, se homogeniza y se extrae una muestra la cual se examina bajo el microscopio (x40), se estima la densidad de ovocitos y de espermatozoides en unos 3 campos visuales, debe haber entre 10 y 50 espermatozoides por ovocito, si hay más, se debe diluir la solución con agua de mar filtrada y si hay menos, se debe añadir más solución, hasta alcanzar el valor deseado. El método de conteo de gametos consiste en cuantificar los ovocitos y espermatozoides antes de realizar la fecundación, el volumen de solución de espermatozoides (Vs) a utilizar se estima siguiendo las siguientes ecuaciones:

$$V_s \text{ (mL)} = N_{sd} / D_s$$

$$N_{sd} \text{ (espermatozoides)} = SO \times D_o \times V_o$$

Donde N_{sd} = número de espermatozoides deseados para realizar la fecundación, D_s = densidad de solución de espermatozoides que se va a utilizar en la fecundación (espermatozoides mL^{-1}), SO = número de espermatozoides deseado por cada ovocito (valores entre 2 y 50 según Tabla 4.5), D_o = Densidad de ovocitos a fecundar (ovocitos mL^{-1}), V_o = volumen de ovocitos a fecundar (mL).

La concentración (ovocitos mL^{-1}) se estima a partir de muestras de agua con gametos las cuales son contadas bajo el microscopio usando cámaras Neubauer (Figura 2.10), para el caso de los espermatozoides, y cámaras Sedgewick Rafter, para los ovocitos (Figura 4.6). Las muestras de espermatozoides deben ser fijadas con lugol antes de colocarlas sobre la placa y su concentración se estima empleando la misma fórmula descrita en el capítulo 2 para las microalgas.

La mezcla de los productos sexuales debe ser agitada suavemente con una paleta de acrílico o plástico perforada con el fin de incrementar la probabilidad de encuentro entre

Tabla 4.5

Porcentajes de fecundación obtenidos con las especies de pectínidos de Colombia utilizando diferentes relaciones entre espermatozoides y ovocitos.

Especie	Relación espermatozoides: ovocitos en la fertilización	Fertilización (%)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	1L:10L	-	Urban (1999), Colombia
	50:1	55-89	Velasco et al. (2007), Colombia
<i>Argopecten ventricosus</i>	4mL:4L	-	Avilés & Muciño (1988), México
	7:1	90	Monsalvo-Spencer (1998), México
<i>Nodipecten nodosus</i>	40mL:10L	-	Rupp (1994), Brasil
	10:1	-	De la Roche et al. (2002), Venezuela
	50:1	45-79	Velasco et al. (2007), Colombia
<i>Nodipecten subnodosus</i>	2:1	95	Villavicencio (1997), México



Figura 4.6

Cámara Sedgewick Rafter empleada para el conteo de ovocitos y embriones.

gametos y posteriormente se dejan reposar por 15 a 20 minutos. Transcurrido este tiempo, los ovocitos ya deben estar fecundados. Con el fin de optimizar su supervivencia es conveniente que antes de que ocurran las divisiones múltiples de los ovocitos, se elimine todo material sobrante mediante lavados sucesivos con agua de mar filtrada (1 μm) empleando tamices de 30 y 100 μm , evitando siempre que los ovocitos queden fuera del agua (Uriarte *et al.*, 2001; Sarkis & Lovatelli, 2007). Posteriormente los ovocitos deben ser distribuidos a una densidad inferior a 5 por mL en los tanques de incubación, los cuales son cilíndricos o cilindrocónicos (250 a 50.000 L) (ver capítulo 5) y deben estar provistos de agua de mar microfiltrada (1 μm) con una aireación moderada.

Puesta y fecundación grupal

Este método consiste en colocar dentro de una canasta suspendida en un tanque con agua de mar microfiltrada (1 μm), un grupo de reproductores maduros, previamente estimulados. En el tanque ocurre la puesta, fecundación e incubación sin que haya manipulación ni control sobre la misma. Se coloca un grupo grande de animales para minimizar la autofecundación. Se usan tanques de gran volumen (> 5.000 L) y profundidad o un sistema de recirculación del agua con el fin de diluir la cantidad de espermatozoides y minimizar la poliespermia. Con este último propósito, en las especies que al final de la puesta vuelven a producir esperma, es posible colocar en el tanque de desove animales que ya han expulsado previamente los espermatozoides (Robles & Serrano, 1993).

Aunque el método de puesta individual y subsiguiente fecundación cruzada es más dispendiosa de implementar que la puesta y fecundación grupal, tiene un menor riesgo de autofecundación (Widman *et al.*, 2001), por este motivo es el método más recomendable.

Los organismos que hayan desovado pueden llevarse al mar y ser colocados en sistemas de cultivo o pueden ser mantenidos en el laboratorio a baja temperatura por varias semanas para posteriormente incrementar la temperatura. Esto permite que los organismos recuperen las reservas energéticas y sea posible reactivar la gametogénesis y realizar un nuevo acondicionamiento reproductivo de los animales. No obstante, los reproductores que son mantenidos en el mar y se transfieren al laboratorio en un estado avanzado de gametogénesis, tienen más reservas y producen ovocitos de mejor calidad (Helm *et al.*, 2006).

Monitoreo de la puesta y fertilización

Es recomendable hacer un seguimiento de diferentes variables respuesta durante la puesta y fecundación para establecer el grado de éxito obtenido en cada evento. Las variables

que conviene medir son:

Tiempo de respuesta al estímulo

Es el tiempo que transcurre entre el inicio del suministro del estímulo y la respuesta de emisión de gametos ya sean masculinos o femeninos.

Porcentaje de organismos desovados (OD)

Corresponde a la relación entre el número de animales que presentan expulsión de ovocitos (Nd) y el total de animales estimulados (Nt) por cien.

$$\text{OD (\%)} = \text{Nd} / \text{Nt} \times 100$$

Intensidad de la puesta

El grado de llenura de la gónada luego del desove puede ser estimado visualmente en términos de proporción o porcentaje. Si persiste un grado de llenura gonadal mayor a un 20 % aproximadamente, se considera que la puesta ha sido parcial, de lo contrario se puede considerar como una puesta total.

Fecundidad

Corresponde al número de gametos producidos por un organismo, la fecundidad real se refiere sólo a los gametos femeninos. La cantidad de gametos se calcula multiplicando el volumen de agua con gametos y su concentración.

Porcentaje de fecundación (F)

Es la cantidad de ovocitos fecundados o cigotos con relación a la cantidad de ovocitos producidos por cien. Se contabilizan como ovocitos fecundados aquellos que presentan clivajes o la formación del primer cuerpo polar, lo cual ocurre luego de 15 minutos de haber realizado la mezcla de gametos. La estimación del porcentaje de fecundación se hace con la siguiente fórmula, calculando el número de ovocitos fecundados (Nof) y los no fecundados (Nnf) de la forma como se describió para establecer el número de ovocitos.

$$\text{F (\%)} = \text{Nof} / (\text{Nof} + \text{Nnf})$$

Agradecimientos

Se agradece a Ernesto Acosta y Socorro Sánchez por su aporte en algunas de las fases que permitieron la elaboración de este manuscrito. Así mismo agradecemos los comentarios de los evaluadores Juan Pablo de la Roche y Gloria Martínez, los cuales permitieron mejorar el documento.

Bibliografía

Avilés, M.A. & M.O. Muciño. 1988. Acondicionamiento gonádico y desove de *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en condiciones de laboratorio. Rev. Lat. Acuic. 38: 1-120.

- Barber, B.J. & N.J. Blake. 1991. Reproductive physiology. En: Shumway S.E. (Ed). Scallops: Biology, ecology and aquaculture. Elsevier, Amsterdam, pp. 377-428.
- Beaumont, A. & V. Hall. 1999. Getting the queen to spawn: experiments with *Aequipecten opercularis*. En: 12th Int. Pectinid Workshop, Bergen (Norway).
- Betancourt, R.J. 1994. Obtención de cepas puras por autofecundación en la vieira *Euvola (Pecten) ziczac* (L. 1758). Tesis de pregrado, Universidad de Oriente, Venezuela.
- Carvajal, M.A. 1987. Cultivo larvario de la almeja mano de león (*Lyropecten subnudosus*, 1833), a partir del crecimiento y maduración gonadal de los reproductores. Tesis de Maestría. Departamento de Ciencias Marinas, Instituto Tecnológico y de Estudios superiores de Monterrey, México.
- Castagna, M. 1974. Culture of the bay scallop *Argopecten irradians*, in Virginia. Mar. Fish. Rev. 37(1): 19-24.
- De la Roche J.P., A. Louro & G. Roman. 2003. Spawning induction of *Aequipecten opercularis*. En: Book of Abstract. International Pectinid Workshop. 12-15 April. St. Petersburg Florida. USA, pp. 145-146.
- De la Roche, J.P., B. Marín, L. Freitas, & A. Vélez. 2002. Embryonic development and larval and postlarval growth of the tropical scallop *Nodipecten (Lyropecten) nodosus* (L. 1758) (Mollusca:Pectinidae). Aquac. Res. 33: 819-827.
- Desrosiers, R.R. & F. Dube. 1993. Flowing seawater as an inducer of spawning in the sea scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin, 1791). J. Shellfish Res. 12: 263-265.
- Devauchelle, N. & C. Mingant. 1991. Review of the reproductive physiology of the scallop, *Pecten maximus*, applicable to intensive aquaculture. Aquat. Living Resour. 4: 41-51.
- DiSalvo, L.H., E. Alarcón, E. Martínez & E. Uribe. 1984. Progress in mass culture of *Chlamys (Argopecten) purpurata* Lamarck (1819) with notes on its natural history. Rev. Chilena Hist. Nat. 57: 35-45.
- Dupré, E. 1995. Biología de la reproducción en Moluscos. En: Illanes J.E. (Ed.). 8° Curso Internacional en Cultivo de Moluscos, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 45-64.
- Falconer, D.S. 1989. Introduction to quantitative genetics. 3ra ed. Longman Scientific & Technical, Hong Kong, 438 p.
- Falconer, D.S. & T.F.C. Mackay. 1996. Introduction to Quantitative Genetics. Longman Group, Essex, Eglan. 464 p.
- Fernández-Alvarez, I. 1991. Reproducción y acondicionamiento de bivalvos en el criadero. Conselleria de Pesca, Marisqueo e Acuicultura, Xunta de Galicia, España. 35 p.
- Gibbons, M.C. & M. Castagna. 1984. Serotonin as an inducer of spawning in six bivalves species. Aquaculture 40: 189-191.
- Green, M. 1979. A review of the fishery biology of scallops. State of Washington, department of Fisheries, Shellfish Program. Technical report No. 39. 273 p.
- Helm, M.M. & N. Bourne. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero, un manual práctico. FAO Fisheries Technical paper 471, Rome. 182 p.
- Ibarra, A.M., P. Cruz & B.A. Romero. 1995. Effects of inbreeding on growth and survival of self-fertilized catarina scallop larvae, *Argopecten circularis*. Aquaculture

- 134: 37-47.
- Illanes, J.E. 1995. Manejo de reproductores. En: Illanes J.E. (Ed.). 8 Curso Internacional en Cultivo de Moluscos. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 65-75.
- Lombeida, P. 1999. Efecto en el crecimiento de juveniles de scallop *Argopecten circularis*, alimentados con *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* a diferentes raciones alimenticias. I Informe técnico proyecto P-BID-198. 10 p.
- Longo, F. 1983. Meiotic Maturation and Fertilization. En: Verdonk N. H. (Ed.). The Mollusca, Academic Press, pp. 49-89.
- Lora, M.C., M.C. Rodríguez & A.N. Maeda-Martínez. 1997. Spawning process in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842): histological description. En: Book of Abstracts, 11th International Pectinid Workshop. La Paz, B.C.S., México, pp. 178-179.
- MacDonald, B.A. & R.J. Thompson. 1985. Influence of temperature and food availability on the ecological energetics of the giant scallop *Placopecten magellanicus*. II. Reproductive output and total production. Mar. Ecol. Prog. Ser. 25: 295-303.
- Marín, B.J. 1984. Desove y desarrollo larval de la vieira *Lyropecten nodosa* L. en laboratorio. Tesis de Licenciatura en Biología, Universidad de Oriente, Venezuela.
- Martínez, G., C. Garrote, L. Mettifogo, H. Perez & E. Uribe. 1996. Monoamines and prostaglandin E₂ as inducers of the spawning of the scallop, *Argopecten purpuratus* Lamarck. J. Shellfish Res. 15: 245-249.
- Martínez, G., A. Olivares & L. Mettifogo. 2000. In vitro effects of monoamines and prostaglandins on meiosis reinitiation and oocyte release in *Argopecten purpuratus* Lamarck. Invertebrate Reproduction Development 38: 61-69.
- Monsalvo-Spencer, P. 1994. Acondicionamiento gonádico, desarrollo embrionario y cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora (*Pecten vogdesi*) (Mollusca:Pectinidae). Tesis de pregrado. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Monsalvo-Spencer, P., A.N. Maeda-Martínez & T. Reynoso. 1997. Reproductive maturity and spawning induction in the catarina scallop *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842). J. Shellfish Res. 16: 67-70.
- Monsalvo-Spencer, P. 1998. Estudio sobre el cultivo de larvas y juveniles de almeja catarina *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842) en laboratorio. Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional, CICIMAR, La Paz B.C.S., México. 90 p.
- Naidu, K.S. 1970. Reproduction and breeding cycle of the giant scallop *Placopecten magellanicus* (Gmelin), in Port au Port Bay, Newfoundland. Can. J. Zool. 48: 1003-1012.
- Pérez-Camacho, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. En: J. Espinosa de los Monteros & U. Labarta (Eds). Reproducción en acuicultura. CAICYT, Madrid, pp. 133-184.
- Robles, M. & S.J. Serrano. 1993. Producción de semilla de almeja catarina *Argopecten circularis* (Mollusca: Bivalvia) en el Centro ostrícola del Estado de Sonora. I Encuentro regional para el cultivo comercial de almeja catarina (*Argopecten circularis*), pp. 1-8.
- Román, G., G. Martínez, O. García & L. Freitas. 2001. Reproducción. En: Maeda-Martínez A. (Ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura, pp. 27-59.

- Ruíz, C.A., J.L. Ramírez, S.K. Allen & A.N. Ibarra. 2000. Triploid catarina scallop (*Argopecten ventricosus* Sowerby II, 1842): growth, gametogenesis, and supresión of functional hermaphroditism. *Aquaculture* 86: 13-82.
- Rupp, G.S. 1994. Obtenção de reprodutores, indução a desova, cultivo larval e pós larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Bivalvia). Dissertação de Mestrado, Departamento de Aquicultura, Unversidade Federal Santa Catarina, Florianópolis, Brasil, 132 p.
- Rupp, G.S., A. Vélez, M.M. De Bem & C.R. Poli. 1997. Effect of temperature on conditioning and spawning of the tropical scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). En: 11th International Pectinid Workshop, México, pp. 132-133.
- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical paper 492, Rome, 173p.
- Thompson, R.J. & B.A. MacDonald. 1991. Physiological integrations and energy partitioning. En: Shumway S.E. (Ed). *Scallops: Biology, ecology and aquaculture*. Elsevier, Amsterdam, pp. 347-376.
- Tyler, A. 1949. Properties of fertilizing and related substances of eggs and sperm of marine animals. *Am. Nat.* 83: 195-219.
- Urban, H. J. 1999. Diagnóstico y evaluación de la factibilidad biológica, técnica y económica del cultivo experimental de bivalvos de interés comercial en el Caribe colombiano. Informe técnico final, Invemar, Santa Marta, 212p + anexos.
- Uriarte, I., G. Rupp & A. Abarca. 2001. Producción de juveniles de pectínidos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: A. Maeda-Martínez (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*, pp. 147-171.
- Velasco, L.A., J. Barros & E. Acosta. 2007. Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture* 266: 153-165.
- Vélez, A, E. Alifa & O. Azuaje. 1990. Induction of spawning by temperature y serotonin in the hermaphroditic tropical scallop, *Pecten ziczac*. *Aquaculture* 84: 307-313.
- Vélez, A., E. Alifa & L. Freitas. 1993. Inducción de la reproducción en la vieira *Euvola (Pecten) ziczac* (Mollusca:Bivalvia)-Maduración y Desove. *Caribbean Journal Science* 29: 209-213.
- Villavicencio, G. 1997. Acondicionamiento gonadal, desarrollo embrionario y cultivo de larvas de la almeja mano de león *Lyropecten subnodosus* (Sowerby, 1835), alimentadas con 4 especies de microalgas. Tesis de pregrado, Instituto Tecnológico del Mar, La Paz, B.C.S., México. 93 p.
- Von Brad-Skopnik, E. & A.M. Ibarra-Humphries. 2001. Genética de pectínidos iberoamericanos. En: A. Maeda-Martinez (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*, pp. 105-126.
- Widman, J.C., J. Choromanski, R.A. Robohm, S. Stiles, G.H.Wikfors & A. Calabrese. 2001. Manual for hatchery culture of the bay scallop *Argopecten irradians irradians*. Connecticut Sea Grant, 50 p.

Cultivo larvario de los pectínidos de interés comercial de Colombia

Juan Pablo de la Rochel¹ y Luz Adriana Velasco²

¹Instituto de Acuicultura, Universidad Santiago de Compostela, Campus universitario sur 15782 Santiago de Compostela (España),
e-mail: juanpablo.delarochel@gmail.com

²Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Cra. 2 No. 18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Los pectínidos producen grandes números de embriones que se transforman en dos tipos sucesivos de larvas planctónicas: la primera es la larva trocófora y la segunda es la larva veliger. En los criaderos de semilla, la duración de cada una de estas fases larvales depende de la especie, así como de factores ambientales y genéticos, siendo especialmente determinante la presencia de agentes patógenos, que pueden causar mortalidades totales a las vulnerables larvas de pectínidos.

Varios estudios han permitido entender el proceso de desarrollo y crecimiento de las larvas de bivalvos (Loosanof & Davis, 1963; Bayne, 1983; Widdows *et al.*, 1991; Cragg & Crisp, 1991). Tales conocimientos han contribuido a desarrollar y optimizar las tecnologías de cultivo larvario de especies de pectínidos (Uriarte *et al.*, 2001; Widman *et al.*, 2001; Helm *et al.*, 2006).

Este capítulo ofrece una revisión sobre el desarrollo embrionario y larvario de los pectínidos, con especial énfasis en las especies que se encuentran en Colombia, así mismo se realiza una síntesis de las tecnologías de cultivo larvario y de los factores que influyen en su crecimiento y supervivencia.

Descripción del desarrollo embrionario y larvario

El desarrollo embrionario de los pectínidos es bentónico y engloba una serie de procesos que van desde la fecundación hasta la aparición de la primera forma larvaria. El subsiguiente desarrollo larvario es planctónico y se continúa hasta que sufren metamorfosis y adoptan una forma de vida bentónica que proseguirá por el resto de su vida. La morfología y fisiología del desarrollo embrionario y larvario de los bivalvos han sido estudiadas y revisadas por Green (1979), Sastry (1979), Verdonk & van den Biggelaar (1983), Pérez & Román (1987), Cragg & Crisp (1991), Fernández-Alvarez (1991) y Widdows (1991). En los pectínidos de Colombia, que también se encuentran en otros países de Latinoamérica, este tipo de estudios se ha llevado a cabo en *Argopecten*

nucleus (Velasco *et al.*, 2007), *Argopecten ventricosus* (Monsalvo-Spencer, 1998), *Euvola ziczac* (Sarkis & Lovatelli, 2007), *Nodipecten nodosus* (De la Roche *et al.*, 2002; Velasco *et al.*, 2007) y *Nodipecten subnodosus* (Villavicencio, 1997).

A continuación se describe los cambios morfológicos del cigoto durante la embriogénesis de acuerdo con los autores mencionados anteriormente.

Segmentación del huevo

Una vez se da la formación del segundo cuerpo polar ocurre el alineamiento de los cromosomas masculinos y femeninos, formándose el embrión o cigoto, el cual comienza a dividirse en células más pequeñas por estrangulamiento del citoplasma. Este proceso recibe el nombre de segmentación o clivaje y las células resultantes de esta división se denominan blastómeros. La segmentación del huevo de los pectínidos es holoblástica o total, ya que todo el huevo queda dividido; se dice también que es de tipo determinada, debido a que cada blastómero está designado desde su origen a la formación de ciertos órganos definitivos en el adulto. Finalmente, se clasifica como una segmentación con formación de lóbulos polares grandes la cual se caracteriza por la aparición de protrusiones similares a blastómeros pero carentes de núcleos en el polo vegetal, durante las primeras divisiones.

Antes del primer clivaje ocurre la formación del primer lóbulo polar en el polo vegetal (Figura 5.1A). Posteriormente empieza el primer clivaje, produciéndose un embrión con forma de trébol (Figura 5.1B). El lóbulo polar se une a uno de los blastómeros, formándose un embrión con dos blastómeros, uno pequeño o micrómero (ab) y otro de mayor tamaño o macrómero (cd) (Figura 5.1C). La segunda división comienza con una estrangulación del macrómero, formándose un segundo lóbulo polar en el polo vegetal (Figura 5.1D), tras lo cual ocurre el segundo clivaje en el cual cada uno de los blastómeros se divide y permanece separado el segundo lóbulo polar observándose en apariencia un embrión con cinco blastómeros (Figura 5.1E). Posteriormente, el segundo lóbulo polar se une al macrómero D quedando el cigoto dividido en cuatro células, tres micrómeros (a, b y c) y 1 macrómero (d) (Figura 5.1F). Hasta esta fase los cuerpos polares se observan adheridos al embrión, posteriormente no son evidentes. La tercera división comienza con la formación de un tercer lóbulo polar a partir del macrómero d dando lugar nuevamente a una célula con cinco blastómeros (Figura 5.1G), posteriormente ocurre la tercera división transversal de los cuatro blastómeros formándose un embrión con ocho células (Figura 5.1H). Las dos primeras divisiones son meridionales pero perpendiculares, mientras que la tercera división es ecuatorial. En este punto se hace evidente que la segmentación del huevo sigue un patrón en espiral, ya que los cuatro micrómeros no quedan directamente ubicados sobre los cuatro macrómeros, sino que están ligeramente desplazados. En la cuarta división resultan dieciséis blastómeros, saliendo de cada micrómero dos células pequeñas y de cada macrómero una célula grande y una pequeña. Los micrómeros se forman desde el polo animal hacia el vegetal, sobre la superficie de los macrómeros. El embrión adquiere una forma de mora irregular que se conoce como mórula (Figura 5.1I). Posteriormente, aparece la blástula (Figura 5.1J), que es del tipo esteroblástula, en la cual los micrómeros se sitúan como una capa en un extremo de los macrómeros, careciendo de blastocele o espacio interno. El blastoporo

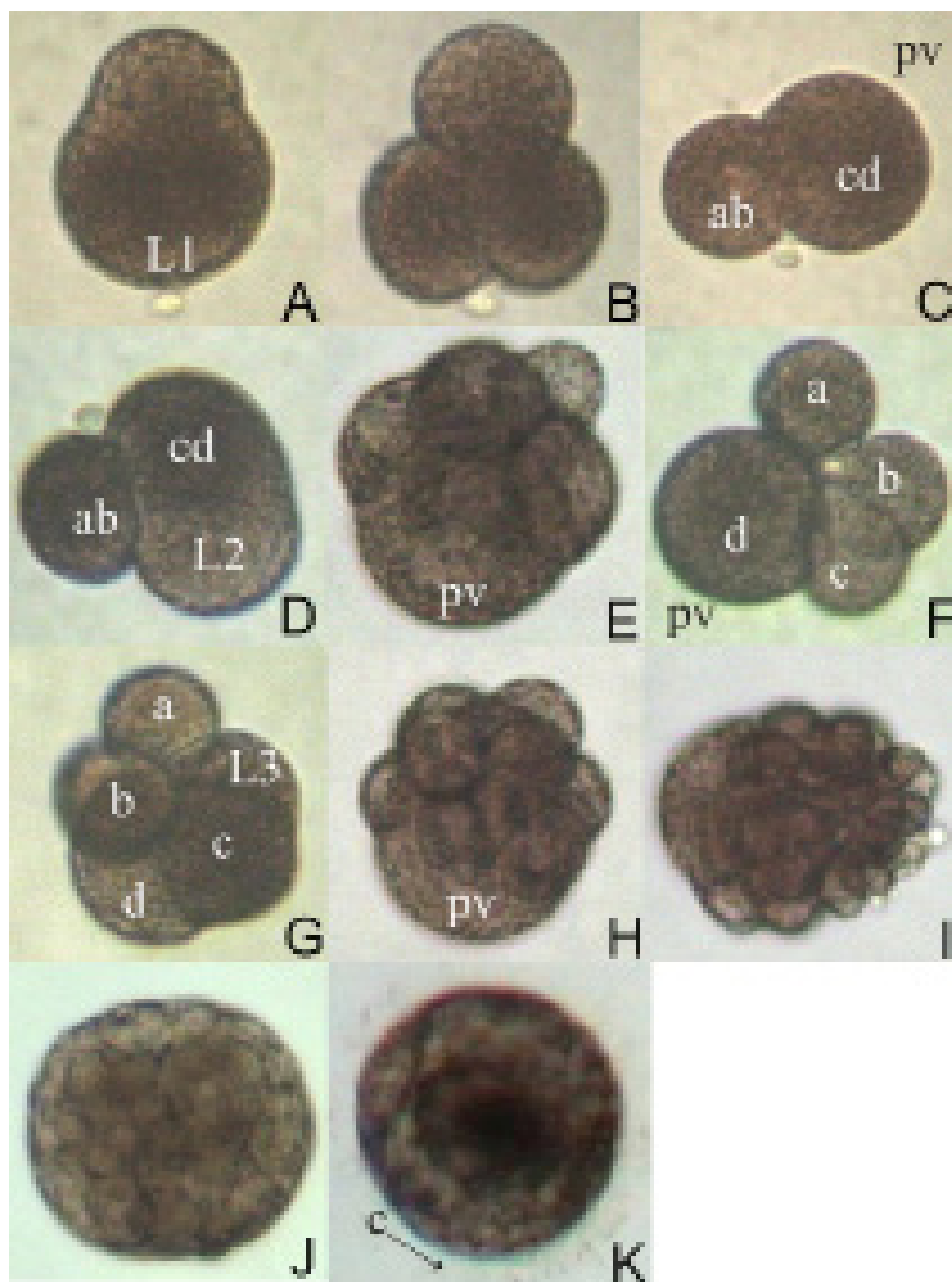


Figura 5.1
 Desarrollo embrionario de *Argopecten nucleus*. **A.** Formación del primer lóbulo polar, **B.** Embrión con forma de trébol, **C.** Primer clivaje, **D.** Formación del segundo lóbulo polar, **E.** Inicio del segundo clivaje, **F.** Embrión con cuatro blastómeros, **G.** Formación del tercer lóbulo polar, **H.** Tercer clivaje, embrión con ocho células, **I.** Mórula, **J.** Blástula, **K.** Gástrula. pa: polo animal; pv: polo vegetal; L: lóbulo polar; a, b, c y d: blastómeros, ci: cilios, cp: cuerpo polar, bp: blastoporo, ar: arquerterón. La barra indica 10 μm (tomado de Velasco *et al.*, 2007).

es muy grande, corresponde a la margen circular entre los macrómeros y micrómeros.

Gastrulación

Es la diferenciación de las capas germinales (ectodermo, mesodermo y endodermo), que darán origen a los esbozos de los órganos y ocurre por desplazamiento celular. Los micrómeros corresponden al ectodermo y los macrómeros al endodermo. La gastrulación ocurre por dos fenómenos: 1) epibolia o crecimiento de los micrómeros por sobre los grandes macrómeros, y 2) embolia o invaginación de los macrómeros dando lugar a la formación de una cavidad interna llamada arquenterón y a la disminución del diámetro del blastoporo. El arquenterón y el blastoporo se transformarán en el tracto digestivo y la boca del adulto, respectivamente. En algunos casos el blastoporo permanece abierto al exterior y en otros se cierra, y siempre se desplaza hacia la parte ventral del embrión. La gástrula posee grupos de cilios alrededor de la región ecuatorial y en las células apicales del polo animal, los cuales le dan movimientos rotatorios sobre su eje y le confieren un carácter planctónico (Figura 5.1K).

Larva trocófora

La larva trocófora (Figura 5.2A) es la primera forma larvaria, aparece entre las 10 y 48 h dependiendo la especie y condiciones ambientales, y tiene una corta vida (entre 11 y 24 h). Esta larva es planctónica y lecitotrófica, es decir que se alimenta de sus propias reservas vitelinas. Es piriforme y posee un sistema ciliar que le permite nadar y girar sobre sí misma. Los cilios conforman una banda que se encuentra situada en la parte más ancha de la larva, en el polo animal que se conoce como prototroca. En la parte más apical se forma un penacho de largos cilios fusionados y en la región basal presenta una banda de cilios conocida como telotroca. La glándula de la concha se ubica en la parte dorsal de la larva, es una invaginación ectodérmica que secreta la concha larvaria rudimentaria o prodisoconcha I desde el final de la fase trocófora. Posee otra invaginación ventral que corresponde al arquenterón y el blastoporo. El aparato excretor está formado por un par de protonefridios ventrales. Esta larva carece de musculatura funcional.

Larva veliger

La segunda forma larvaria de los pectínidos es la larva veliger. En los pectínidos de Colombia esta aparece entre las 19 y 24 horas de vida y tiene una duración entre 9 días y 32 días. Se alimenta de fitoplancton y de otras partículas en suspensión (suspensivora). Tiene una morfología más compleja que la larva trocófora y esta cambia a través del tiempo, conociéndose tres formas principales.

Larva veliger de charnela recta o larva D

Esta larva tiene su cuerpo encerrado en dos valvas que se unen en un ligamento o charnela la cual es recta y alargada, confiriéndole a las larvas una forma de “D” (Figura 5.2B). Su tamaño inicial oscila entre 54 y 105 μm en las especies de pectínidos de Colombia. La prototroca de la larva trocófora se transforma en el velo bilobulado de la larva veliger. El velo representa el órgano de locomoción y de alimentación de esta larva el cual inicialmente no puede retraerse dentro de las valvas. Su borde está rodeado por

bandas ciliadas cuyo movimiento le permite mantenerse en suspensión, retener partículas y llevarlas hacia la boca, la cual se encuentra en la parte posterior del velo. La banda pre-oral está compuesta de largos cilios que le permiten nadar y producir corrientes de alimentación. La banda post-oral está compuesta de cilios cortos que se mueven hacia la banda pre-oral y la boca. El esfuerzo de las dos bandas es coleccionar las partículas suspendidas dentro del canal del alimento, desde donde éste es tomado por la boca ya sea para ser ingerido o para ser expulsado por los palpos orales. La prodisoconcha es lisa y sus bordes continúan creciendo hasta recubrir completamente a la larva (Figura 5.2C). Esta larva posee músculos retractores del velo y un músculo aductor anterior.

Larva véliger umbonada

La charnela se curva y se desarrolla el umbo. Una característica particular en bivalvos pectinidos es la asimetría en la región anterior de la concha, a partir del estado de larva umbonada (Figura 5.2D). Se distingue la secreción de un segundo tipo de concha, la prodisoconcha II que posee una ornamentación de líneas concéntricas. La glándula de la concha se transforma en el manto el cual crece y se invagina, formando la cavidad del manto o cavidad paleal. En esta fase se desarrolla el músculo aductor posterior y la larva puede encerrar su cuerpo completamente dentro de la concha bivalva.

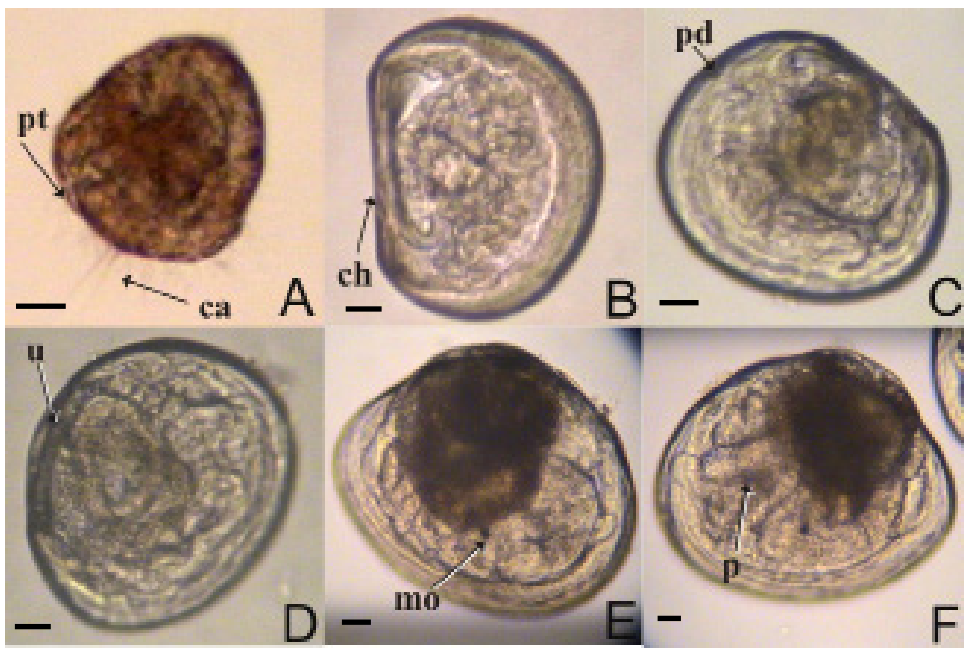


Figura 5.2

Desarrollo larval de *Nodipecten nodosus*. A. Larva trocófora, B. Larva veliger de charnela recta o larva D, C. Larva D con prodisoconcha, D. Larva veliger umbonada, E. Larva veliger con mancha ocular (mo), F. larva pediveliger. p: pie; pt: prototroca; pd: prodisoconcha; u: umbo; ca: cilios apicales; ch: charnela. La barra indica 10 μm (Adaptado de Velasco *et al.*, 2007).

Larva pediveliger

Ésta es la última fase larvaria en la cual ha acumulado suficientes reservas energéticas y está estructural y funcionalmente equipada para buscar un sustrato donde posteriormente se asentará para llevar a cabo la metamorfosis. En esta fase se dice que las larvas están maduras o competentes. En los pectínidos de Colombia estas larvas alcanzan longitudes de entre 110 y 220 μm . El velo se reduce de tamaño y ocurre la formación del pie ciliado muy conspicuo el cual representa un órgano con funciones de locomoción, táctil y secreción glandular (Figura 5.2E y F). Aunque esta larva es planctónica, empieza a tener momentos en los que reptar sobre el fondo con ayuda del pie. Cerca de él se desarrollan dos estatocistos por invaginación del epitelio del pie. Estas larvas desarrollan una mancha ocular u ojo paleal en el manto, cerca de los rudimentos branquiales. Esta mancha está conformada por células en forma de copa con gránulos pigmentados. Tienen un sistema digestivo que ha rotado 90° el cual está compuesto por boca provista de palpos labiales, esófago, estómago, estilo cristalino, glándula digestiva, intestino y ano el cual persiste en el adulto (sistema larvo-adulto). Poseen músculos retractores y aductores anterior y posterior, pero el anterior desaparece y sólo se queda el posterior, que crece hacia el centro de la valva y se forman los filamentos primarios de las branquias al lado del pie. No existe un órgano especializado para el intercambio de gases, éste se hace por la superficie del manto y por los cilios del velo.

Variables que afectan el crecimiento y supervivencia de las larvas

La tasa de crecimiento de la concha de las larvas de bivalvos disminuye con la edad y talla. Las curvas de crecimiento son sigmoidales o asintóticas cuando hay condiciones de estrés, pero cuando las condiciones son óptimas, el crecimiento puede ser lineal o exponencial (Bayne, 1983; Serrano *et al.* 1997, Velasco & Barros, 2008). Dependiendo la especie, las larvas de pectínidos mantenidas en condiciones favorables tienen tasas de crecimiento entre 3 y 10 $\mu\text{m d}^{-1}$ (Cragg & Crisp, 1991; Sarkis & Lovatelli, 2007). La tasa de crecimiento de embriones y larvas de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia se registran en la Tabla 5.1.

El crecimiento y supervivencia de las larvas de pectínidos están condicionados por variables endógenas y exógenas que se detallan a continuación.

Variables endógenas

Existe una influencia genética importante sobre el desarrollo de las larvas de pectínidos. Se han detectado altas heredabilidades del crecimiento en longitud de las larvas de *Placopecten magellanicus* (Jones *et al.*, 1996) y de *E. ziczac* (Coronado & Pérez, 1994). Así mismo, se ha comprobado que las larvas de bivalvos con mayor heterocigosidad tienen mayor crecimiento (Singh & Zouros, 1978).

Las larvas de *Argopecten irradians* que provienen de huevos grandes tienen una probabilidad significativamente mayor de sobrevivir durante los dos primeros días de vida que las larvas provenientes de huevos pequeños (Kraeuter *et al.*, 1982). Esto se debe a

que el tamaño de los huevos está en directa relación con el contenido de lípidos (Gallager & Mann, 1986), y entre mayor cantidad de lípidos es probable que la cantidad de ácidos grasos poliinsaturados y de ácido docosahexaenoico DHA de las larvas aumente, lo que se ha demostrado está en directa relación con su crecimiento (Berntsson *et al.*, 1997).

De acuerdo con Castagna (1974) las larvas provenientes de ovocitos de *A. irradians* autofecundados aparentemente son normales en la F1 pero en las generaciones subsecuentes aparecen deformidades y baja supervivencia.

VARIABLES EXÓGENAS

Alimento

El crecimiento y desarrollo de las larvas veliger dependen de la ganancia neta de energía

Tabla 5.1

Parámetros de cultivo larvario de algunas especies de pectínidos de interés comercial que se encuentran en Colombia. Ig = *Isochrysis galbana*, C = *Chaetoceros*, Cc = *Chaetoceros calcitrans*, Cm = *Chaetoceros muelleri*, Clm = *Chlorella minutissima*, Pl = *Parvula lutheri*, T = *Tetraselmis*, Ts = *Tetraselmis suecica*, No = *Nannochloropsis* (= *Nannochloris*) *oculata*.

Especie	Temp. (°C)	Sal. (ups)	Alimento y ración (cel $\mu\text{L}^{-1} \text{d}^{-1}$)	Densidad (larvas mL^{-1})		Tasa de crecim. ($\mu\text{m} \text{d}^{-1}$)	Superv. final (%)	Referencia
				Ini.	Fin.			
<i>Argopecten nucleus</i>	23	32	Ig, Cm, Tc (30-100)	0,4	-	-	6,9	Urban (1999)
	23	35	Ig (30-50)	1	1	0,7	15	Velasco & Barros (2008)
	23	35	Ig (30-50)	5	5	0,6	2	
	25	35	Ig (30-50)	1	1	3,3	0,8	
	25	35	Ig, Cc (30-50)	1	1	3,2	3,7	
	25	35	Ig, DHA (30-50)	1	1	2,5	0,0	
	25	35	Ig (20)	1	1	8,0	4,8	
	25	35	Ig (40)	1	1	7,7	5,5	
	25	35	Ig (60)	1	1	9,5	19,1	
	22	35	Ig (20)	1	1	4,6	34,7	
28	35	Ig (20)	1	1	10,7	0,1		
<i>Argopecten ventricosus</i>	23	37	Ig, C, Ts (60-100)	10	3	8	-	Monsalvo-Spencer (1998)
<i>Euvola vogdesi</i>	20-25	37	Ig, No, Clm (50-100)	-	-	-	-	Monsalvo-Spencer (1994)
<i>Euvola ziczac</i>	26	37	Ig, Cm (30-70)	5-10	-	-	-	Vélez & Freitas (1993)
	25	32	Ig, C (5-18)	2-5	-	-	-	Helm <i>et al.</i> , (2006)
	24	-	Ig, C, T (7-18)	6,2	1,8	9,5-13,8	-	Sarkis & Lovatelli, (2007)

Tabla 5.1 (continuación)

Parámetros de cultivo larvario de algunas especies de pectínidos de interés comercial que se encuentran en Colombia. Ig = *Isochrysis galbana*, C = *Chaetoceros*, Cc = *Chaetoceros calcitrans*, Cm = *Chaetoceros muelleri*, Clm = *Chlorella minutissima*, Pl = *Pavlova lutheri*, T = *Tetraselmis*, Ts = *Tetraselmis suecica*, No = *Nannochloropsis (=Nannochloris) oculata*.

Especie	Temp. (°C)	Sal (ups)	Alimento y ración (cel μL^{-1} d ⁻¹)	Densidad (larvas mL ⁻¹)		Tasa de crecim. ($\mu\text{m d}^{-1}$)	Superv. final (%)	Referencia
				Ini.	Fin.			
<i>Nodipecten nodosus</i>	25-27	31	Ig, C (30-50)	12	0,76	87	5,2-14,7	Rupp (1994)
	27	-	Ig, Cm (30-70)	10	3	14,8	-	De la Roche <i>et al.</i> (2002)
	23	35	Ig (30-50)	1	1	1,7	4,2	Velasco & Barros (2008)
	23	35	Ig (30-50)	5	5	1,4	7,0	
	25	35	Ig (30-50)	1	1	4,3	0,5	
	25	35	Ig, Cc (30-50)	1	1	3,6	0,0	
	25	35	Ig, DHA (30-50)	1	1	3,4	0,0	
	25	35	Ig (20)	1	1	4,9	7,4	
	25	35	Ig (40)	1	1	4,5	0,3	
	25	35	Ig (60)	1	1	3,6	0,0	
	22	35	Ig (20)	1	1	2,7	10,7	
	28	35	Ig (20)	1	1	4,7	0,0	
<i>Nodipecten subnodosus</i>	24	37	Ig (30-60)	5	-	1,6	0,0	Villavicencio (1997)
	24	37	Pl (30-60)	5	-	1,1	0,0	
	24	37	No (30-60)	5	-	0,9	0,0	
	24	37	Ig, Pl, No (30-60)	5	-	0,8	0,0	
	24	37	Ig, Pl, Cm (30-60)	5	-	1,3	<2	

proveniente del alimento particulado con tamaños de hasta 15 μm (Rabi *et al.*, 1997). Sin embargo, también son capaces de alimentarse de materia orgánica disuelta, lo que les permite prolongar su supervivencia cuando no hay alimento particulado (Manahan & Crisp, 1982; Bayne, 1983). Aunque las células de las bacterias son muy pequeñas para ser retenidas por las larvas veliger, los agregados de bacterias que pueden tener más de 2 μm , pueden ser ingeridas por las larvas. No obstante, debido a la dificultad en poder discriminar las bacterias útiles de las patógenas, los resultados de las investigaciones son contradictorios y este grupo ha sido poco utilizado como alimento de larvas en laboratorio (Bayne, 1983).

Las larvas de bivalvos son capaces de seleccionar partículas antes y después de ser ingeridas. Ciertas partículas son rechazadas a nivel de la boca y no son ingeridas. En el interior del tracto digestivo, las partículas que son más digeribles tardan más tiempo dentro del mismo (10 - 11 h) y las menos digeribles son expulsadas más rápidamente (Bayne, 1983). Es así como *A. ventricosus* ingiere microalgas como *Nannochloris oculata*, *Isochrysis galbana*, *Pavlova lutherii*, *Chaetoceros muelleri*, *C. calcitrans*, *Thalassiosira pseudonana* clon 3H y *Phaeodactylum tricornerutum* mientras que rechaza especies como *T. pseudonana*, *Tetraselmis suecica* y *Dunaliella tertiolecta*. Entre las especies que ingiere, *I. galbana* y *P. lutherii*, son las más eficientemente digeridas, mientras que *N. oculata* y *D. tertiolecta* no son digeridas (Lora-Vilchis & Maeda -Martínez, 1997). En otras especies se ha observado un patrón similar como es el caso de *Pecten maximus* (Le Penec & Rangel-Davalos, 1985). De acuerdo con esto, las microalgas que han sido utilizadas con mayor frecuencia en larvicultura de pectínidos según Bayne (1983), Pérez & Román (1987), Lora-Vilchis & Maeda-Martínez (1997), Farías-Molina (2001); Uriarte *et al.* (2001) son las flageladas *I. galbana* y *P. lutherii* y las diatomeas *C. calcitrans*, *C. muelleri*, *C. neogracile* y *T. pseudonana*.

En general, se ha encontrado que las larvas de pectínidos alimentadas con mezclas de dos o más tipos de microalgas (dietas mixtas) tienen mayor crecimiento y supervivencia que las que suministran un solo tipo de microalga (dietas mono-específicas) (Bayne, 1983; Villavicencio, 1997; Millán-Tovar, 1997; Helm *et al.*, 2006). Esto posiblemente se debe a que la mezcla de microalgas permite complementar las deficiencias de nutrientes esenciales de cada microalga o posiblemente enmascarar factores potencialmente tóxicos (Bayne, 1983). En el caso de las especies *A. nucleus* y *N. nodosus*, mayores supervivencias se han obtenido con el suministro de dietas mixtas que con dietas mono-específicas, pero el crecimiento ha sido similar o incluso menor con las dietas mixtas (Velasco & Barros, 2008).

Se ha encontrado que la sustitución de microalgas por emulsiones lipídicas que contienen ácidos altamente insaturados (HUFA), hasta en un 40 %, permiten obtener iguales tasas de crecimiento y supervivencia que con sólo la adición de microalgas (Núñez *et al.*, 2000). No obstante, las larvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* presentaron bajos crecimientos y/o supervivencias cuando se reemplazó un 30% de la microalga *I. galbana* por emulsiones lipídicas como la EmDHA (Velasco & Barros, 2008).

Las tasas de ingestión y crecimiento de las larvas aumentan junto con la concentración de microalgas, pero las concentraciones muy altas provocan una disminución de estas tasas (Bayne, 1983; Lu & Blake, 1996). A altas concentraciones de alimento, aumenta la tasa de rechazo de partículas o producción de pseudoheces y esto parece interferir con el proceso de alimentación por lo que se reduce la tasa de ingestión y en consecuencia el crecimiento (Bayne, 1983). La concentración a la cual declina la tasa de ingestión oscila entre 7 y 200 células μL^{-1} dependiendo del tamaño de las células usadas como alimento y de la talla de las larvas. Entre mayor tamaño tengan las células y menor sea la talla de las larvas, menor es la concentración a la que ocurre el descenso de la tasa de ingestión (Bayne, 1983; MacDonald, 1988). Lu & Blake (1996) determinaron que el mantenimiento de una concentración constante de 20 células mL^{-1} de *Isochrysis galbana* en los tanques de cultivo permite que las larvas de *Argopecten irradians concentricus*

alcancen mayores tasas de crecimiento. En *A. nucleus* este mismo resultado se verificó suministrando una dosis diaria de 20 cél. μL^{-1} de *I. galbana* (Velasco & Barros, 2008) Como las tasas de ingestión de las larvas de bivalvos aumentan junto con el tamaño de las mismas (Bayne, 1983), la ración de alimento debe ser creciente a lo largo del cultivo.

Las tasas de crecimiento y supervivencia larvaria de *Argopecten purpuratus* (Martínez *et al.*, 1995) y *A. nucleus* (Velasco & Barros, 2008) son mayores cuando se suministra el alimento de forma continua que cuando se hace en una ración diaria. Sin embargo, en *N. nodosus* se ha encontrado que ocurre todo lo contrario (Velasco & Barros, 2008). Tales resultados sugieren que las larvas de algunas especies se alimentan de forma continua mientras que otras lo hacen de forma discontinua.

Se ha demostrado que el crecimiento de las larvas de bivalvos mantenidas en laboratorio con microalgas cultivadas es equivalente o menor al registrado en el medio natural pese a que en laboratorio se utilizan mayores concentraciones de alimento (Bayne, 1983; Maru, 1972). Esto posiblemente se relacione con la mayor tasa de ingestión de las larvas cuando se alimentan de seston natural (Baldwin & Newell, 1995) o a la mayor diversidad de alimento en el medio natural lo que les provee nutrientes esenciales y factores de crecimiento que no se encuentran en las microalgas cultivadas en laboratorio.

Temperatura

El crecimiento de las larvas de bivalvos aumenta con la temperatura dentro de cierto rango, a valores por fuera de este rango, el crecimiento declina (Bayne, 1983; Sastry, 1979; Hodgson & Bourne, 1988; Helm *et al.*, 2006; Velasco & Barros, 2008). El aumento en la temperatura provoca un aumento en la actividad y en la tasa de ingestión (Beiras *et al.*, 1994; Lu & Blake, 1997), adicionalmente, la pared celular de las microalgas se digiere mejor debido a que las enzimas que la digieren se activan completamente en estas condiciones y/o la actividad ciliar del estómago es mayor en estas condiciones (Bayne, 1983). Pero si la temperatura es muy alta las tasas de alimentación y metabolismo se ven afectadas negativamente (Widdows, 1991).

Por otro lado, la supervivencia larvaria es favorecida por las bajas temperaturas (Gruffydd & Beaumont, 1972; Hodgson & Bourne, 1988; Abarca *et al.*, 1997; Velasco & Barros, 2008), ya que se minimiza la posibilidad de la proliferación de agentes microbianos patógenos, se retarda la descomposición de la materia orgánica excedente y de los metabolitos. El rango de tolerancia a las temperaturas extremas para los estadios larvales de bivalvos es mayor que durante el desarrollo embrionario (Sastry, 1979). A bajas temperaturas, las larvas de bivalvos que no disponen de un sustrato adecuado para asentarse pueden retardar la metamorfosis por más tiempo que a altas temperaturas y alcanzar mayores tallas (Bayne, 1983; Cragg & Crisp, 1991).

Salinidad

La influencia de la salinidad sobre el crecimiento y supervivencia de las larvas de pectínidos es menos importante que la alimentación y la temperatura y depende de la especie. Las especies propias de hábitats con amplias fluctuaciones de salinidad poseen larvas más tolerantes a las salinidades bajas (Sarkis & Lovatelli, 2007). Las larvas tienen una mayor tolerancia que los embriones a la baja salinidad (Sastry, 1979). Aunque las

larvas de pectínidos crecen bien a salinidades altas (entre 30 y 37 ups), las salinidades medias (alrededor de los 20 ups) afectan adversamente el desarrollo embrionario, el crecimiento larval (Gruffydd & Beaumont, 1972; Helm *et al.*, 2006) y la supervivencia (Sarkis & Lovatelli, 2007). Esta última sólo se ve afectada a valores muy bajos (< 14 ups) (Gruffydd, 1976). La baja salinidad hace declinar la tolerancia de las larvas a altas y bajas temperaturas (Bayne, 1983).

La salinidad a la cual los bivalvos adultos han sido mantenidos antes del desove puede influenciar la tolerancia de las larvas a la salinidad, obteniéndose mayor crecimiento en las larvas de bivalvos mantenidos a alta salinidad durante el acondicionamiento reproductivo (Bayne, 1983).

Densidad de cultivo

La densidad a la cual son incubados los cigotos para que prosiga su desarrollo embrionario y larval temprano no es controlada en la mayoría de los estudios y tiende a ser mucho mayor a la utilizada en el cultivo larvario. Ésta fluctúa entre 10 y 100 cigotos mL⁻¹ (O'Connor & Heasman, 1995; Martínez *et al.*, 1996; Widman *et al.*, 2001; Helm *et al.*, 2006). No obstante, una alta densidad va en detrimento del desarrollo normal de los embriones y disminuye el porcentaje de larvas D obtenidas.

El crecimiento de las larvas de pectínidos disminuye con el aumento de la densidad (MacDonald, 1988; Ortiz, 1994). Esto posiblemente se deba al incremento en la competencia por el alimento o al choque frecuente entre las larvas, lo que produce una alimentación discontinua porque ante una colisión, las larvas se contraen hacia el interior de las valvas (Cragg & Crisp, 1991). También puede deberse al incremento en la concentración de productos de excreción, principalmente de amonio, el cual es altamente tóxico (Pérez & Román, 1987; Uriarte *et al.*, 2001). A alta densidad larvaria la tasa de respiración disminuye presumiblemente debido a la interrupción de la actividad de natación (Cragg & Crisp, 1991).

La densidad óptima varía con la especie de bivalvo, calidad y cantidad de alimento (Loosanoff & Davis, 1963). Generalmente se recomienda disminuir la densidad de cultivo con la edad de las larvas. En *A. ventricosus* presentaron mayores tasas de crecimiento a densidades entre 10 y 20 larvas mL⁻¹ que a densidades de 5 larvas mL⁻¹, mientras que la supervivencia no fue diferente (Ibarra *et al.*, 1997). La tasa de crecimiento y supervivencia de las larvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* fueron mayores o iguales a una densidad de 1 larva mL⁻¹ que a 5 larvas mL⁻¹ (Velasco & Barros, 2008). Con *N. subnodosus* se ha encontrado que las densidades entre 2,5 y 10 larvas mL⁻¹ no afectan el crecimiento de las larvas, pero si la supervivencia, siendo esta última mayor a densidades entre 2,5 y 7,5 larvas mL⁻¹ durante la primera semana, mientras que en la segunda semana las mayores supervivencias ocurren a una densidad de 2,5 larvas mL⁻¹ (Ortiz, 1994).

Agentes patógenos

Uno de los mayores obstáculos de la larvicultura de pectínidos es la alta susceptibilidad de las larvas a contraer enfermedades bacterianas (Luna-González *et al.*, 2002) las que ocasionan grandes mortalidades. Aún se ignora la causa de esta susceptibilidad pero

posiblemente se deba a una maduración tardía del sistema inmune de las larvas de pectínidos (Uriarte *et al.*, 2001).

Los géneros más patógenos para las larvas de moluscos bivalvos en cultivo son *Pseudomonas* y *Vibrio* (Pereira *et al.*, 2001). La enfermedad conocida como necrosis bacilar se caracteriza por el daño del sistema digestivo y la destrucción del manto y del velo, lo que hace que las larvas se asienten en el fondo y sirvan de sustrato para el crecimiento de las bacterias. Esta enfermedad es ocasionada por algunas de las cepas virulentas del género *Vibrio* y la infección puede originarse a partir de los reproductores, el cultivo de fitoplancton o la mala calidad del agua. Su diagnóstico se puede determinar cuando se observa una reducida actividad natatoria de las larvas, parálisis ciliar, estómagos vacíos, formación de granulos lipídicos en el estómago y el desprendimiento del velo (Sainz *et al.*, 1998). Posterior a la infección pueden aparecer ciliados infestando los larvicultivos (Bower & McGladdery, 1994). La aparición de *Pseudomonas* se hace evidente por la aparición de manchas rosáceas en el fondo de los tanques de cultivo o en las mismas larvas, ya que forman colonias. Según Pereira *et al.* (2001) la presencia de bacterias heterotróficas no parece afectar la supervivencia.

Calidad del agua

A pesar de que en los criaderos de semilla se aplican rutinas de filtrado y tratamiento del agua, en algunos lugares hay períodos del año en donde la supervivencia disminuye e incluso es imposible cultivar las larvas. Si se descarta la ocurrencia de algún desperfecto o corrosión en los sistemas de aireación, succión o tratamiento del agua; una posible explicación a este fenómeno es la presencia de toxinas o sustancias disueltas en el agua las que son de difícil eliminación. La estacionalidad en la calidad del agua obliga a establecer una cronología de producción. La alta relación superficie – volumen de las larvas y su exposición obligada a cualquier sustancia que se encuentre en el agua, las hace altamente susceptibles a pequeñas concentraciones de sustancias tóxicas o agentes causantes de enfermedad (Pérez & Román, 1987). Según Widdows (1991), la presencia de anomalías en el desarrollo de los embriones es un indicativo de presencia de contaminantes en el agua. Metales como el Cu, Pb y Ag y los organometales como el TBT usados en las pinturas anti-incrustantes son altamente tóxicos para las larvas de bivalvos.

pH

Valores de pH por fuera de un rango entre 7 y 8,25 ocasionan el declinamiento del crecimiento de las larvas de varios bivalvos (Sastry, 1979).

Tecnología de cultivo larvario

Infraestructura requerida

La infraestructura y equipos utilizados para la aireación y tratamiento del agua son los mismos descritos en el capítulo de producción de microalgas. El área que se requiere para la larvicultura es una de las mayores dentro de un criadero de semilla ya que los millones de larvas que son producidas deben ser cultivadas en tanques voluminosos y/o

numerosos. A nivel experimental, espacios entre 16 y 30 m² son suficientes, pero a nivel productivo es ideal un espacio mayor dependiendo el nivel de producción que se desee alcanzar. Esta sala debe estar termo-regulada, protegida de la luz directa del sol para evitar el deterioro de las instalaciones en general debidas a la radiación, así como para favorecer procesos biológicos como el asentamiento al final del cultivo larvario.

Mantenimiento de embriones

Helm *et al.* (2006) recomiendan realizar la incubación de embriones en tanques cuyo fondo tenga una amplia superficie ya sea plana o cónica con una pequeña pendiente (Figura 5.3) con el fin de evitar la aglomeración de huevos y embriones que cuando se emplean tanques de fondo cónico con pendiente pronunciada. Durante esta fase no se debe utilizar aireación del agua ya que ésta puede provocar un desarrollo anormal de las larvas. Así mismo, en este período es preferible no esterilizar el agua con UV pero si es necesario usarla por problemas bacterianos, posteriormente debe airearse el agua por al menos 8 horas antes de su uso ya que se producen peróxidos tóxicos que afectan el desarrollo (Illanes, 1995).

Para los pectínidos de Colombia es posible incubar los embriones bajo condiciones de agua microfiltrada a 1 µm, temperatura entre 24 y 25 °C y salinidades entre 30 y 35 ups. Las densidades de embriones que se han encontrado más apropiadas varían con la especie, aunque generalmente se usan valores entre 15 y 30 mL⁻¹ (Gruffydd & Beaumont, 1970; Widman *et al.*, 2001; Sarkis *et al.*, 2006). En especies como *A. nucleus* se ha podido establecer que las altas densidades de cigotos se relacionan con los bajos porcentajes de larvas D, recomendándose el uso de valores menores a 5 embriones mL⁻¹. En algunos laboratorios se adicionan microalgas en baja concentración (5-10 cel µL⁻¹ de *I. galbana* o *C. muelleri*) a los tanques de incubación ya que los nutrientes orgánicos y/o metabolitos de las algas resultan beneficiosos para los embriones y larvas tempranas (Helm *et al.*, 2006; Villavicencio com. pers.).

Mantenimiento de larvas

Las larvas son cultivadas en tanques altos cilíndricos de fondo plano o cónico provistos de aireación central (Figura 5.3). Estos tanques promueven una alta homogeneización de la columna de agua, lo que evita que las larvas se precipiten. No se recomienda el uso de tanques cuadrados donde la circulación del agua no es homogénea. Estos tanques pueden ser de plástico, plástico reforzado con vidrio o de fibra de vidrio, lo importante es asegurarse de que el material del que está hecho no reaccione con el agua salada y que sea liso para evitar el crecimiento bacteriano. Los tanques deben ser preferiblemente opacos ya que los tanques transparentes con el tiempo tienden a favorecer la aparición de algas en las paredes. El diseño del tanque debe permitir la recolecta de las larvas con facilidad, siendo recomendable que tengan un desagüe central y/o uno lateral varios centímetros por encima del suelo para facilitar la colecta de larvas durante el recambio de agua o en la cosecha. Las dimensiones de los tanques dependen de la necesidad de producción, usándose tanques con capacidades entre 500 y 50.000 L. En muchos criaderos de semillas de producción industrial se prefiere utilizar tanques voluminosos que permiten maximizar el aprovechamiento de un área reducida, pero otros, eligen

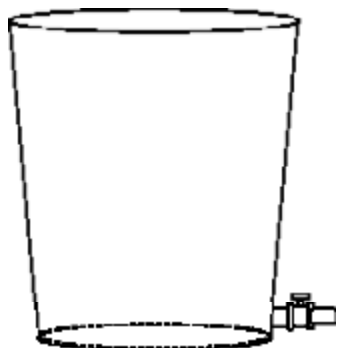


Figura 5.3

Tanques utilizados para incubación y cultivo larvario de pectínidos en sistema estático en el Laboratorio de Marimex S.A. de C.V., Sonora, México.

utilizar pequeñas unidades de cultivo ya que así no se arriesga toda la producción ante la eventual contaminación de un tanque de cultivo.

Las larvas pueden ser cultivadas empleando un sistema estático o uno de flujo continuo. En el sistema estático las larvas son confinadas en tanques sin flujo de agua y periódicamente son extraídas de éstos y colocadas en tanques limpios con agua fresca. En el sistema de flujo continuo las larvas permanecen en tanques provistos de una entrada constante de agua fresca y salida del agua usada por las larvas. El sistema de flujo continuo ofrece varias ventajas como la posibilidad de mantener una mayor calidad del agua, utilizar mayores densidades de larvas, prescindir del uso de antibióticos y reducir las labores asociadas al recambio de agua y tanques (Sarkis & Lovatelli, 2007). Sin embargo, tiene mayores requerimientos de infraestructura y una parte del alimento inevitablemente se pierde.

Las larvas de los pectínidos de Colombia pueden ser cultivadas empleando los mismos parámetros fisicoquímicos descritos para los embriones (Tabla 5.1). Las densidades larvales que se han encontrado más apropiadas varían con la especie (Tabla 5.1). En general, es apropiado usar entre 5 y 17 larvas mL^{-1} en las fases más tempranas (2 a 5 días), para las larvas de 5 y 9 días entre 3 y 10 mL^{-1} y para los estados avanzados (8 a 15 días) 1 larva mL^{-1} (Dredge, 1981; Widman *et al.*, 2001; Helm *et al.*, 2006). Cuando se utilizan sistemas de flujo continuo es posible utilizar densidades mayores, hasta 24 larvas mL^{-1} sin que se afecte la supervivencia (Sarkis *et al.*, 2006).

Cambios de agua

Desde que las larvas alcanzan el estado D (24 h) es necesario cambiar frecuentemente el agua de cultivo para evitar la acumulación de desechos tóxicos y la proliferación de

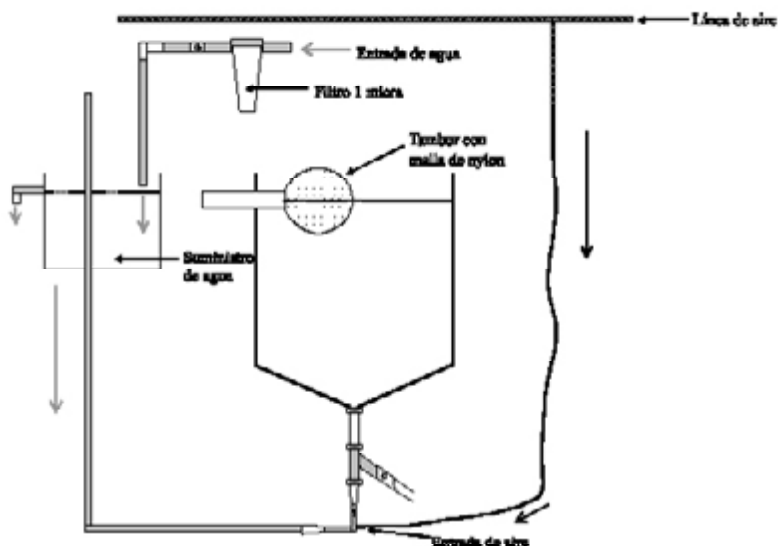


Figura 5.4

Tanques utilizados para el cultivo larvario de pectínidos en sistema de flujo continuo (tomados de Sarkis & Lovatelli, 2007).

bacterias patógenas. Los cambios de agua dependen del sistema de cultivo larval que se utilice.

En el sistema de flujo continuo se recambia el agua continuamente en un mismo tanque sin que disminuya el nivel ni ocurra una extracción de las larvas del mismo. Así mismo, los tanques no son cambiados ni limpiados a lo largo del cultivo, exceptuando en una sola ocasión en la mitad de la etapa larvaria, en la cual los tanques son drenados y las larvas recuperadas son cambiadas de tanques (Sarkis & Lovatelli, 2007). Esto es posible utilizando un arreglo como el que se muestra en la Figura 5.4, en el cual ingresa el agua fresca por el fondo del tanque y sale un volumen equivalente por la parte superior del mismo, a través de un desagüe provisto de un tambor con un ojo de malla que no permite el escape de las larvas. La velocidad a la que ingresa el agua debe permitir un recambio de agua de por lo menos un 300 % diario (Sarkis *et al.*, 2006)

En el sistema estático se drenan totalmente los tanques cada 48 h y las larvas recuperadas son colocadas en los mismos tanques luego de limpiarlos o en otros tanques. Para esto, se abre el desagüe lateral del tanque y las larvas son recogidas en un tamiz de ojo de malla que permita retenerlas (Figura 5.5). Por encima y por debajo de este tamiz se utilizan otros de mayor y menor apertura respectivamente. El tamiz de arriba permite retener suciedades o impurezas que pueden servir de sustrato a las bacterias y el tamiz de abajo retiene larvas pequeñas o deformes. Un juego de tamices apropiado puede tener aperturas de 40, 60, 80, 120 y 150 μm . Es necesario colocar bajo los tamices un recipiente para que el agua amortigüe el golpe de las larvas que son expulsadas por el desagüe a una alta presión y este recipiente debe ser de menor altura que el tamiz para evitar el sobrellenado del tamiz y el consecuente escape de las larvas.

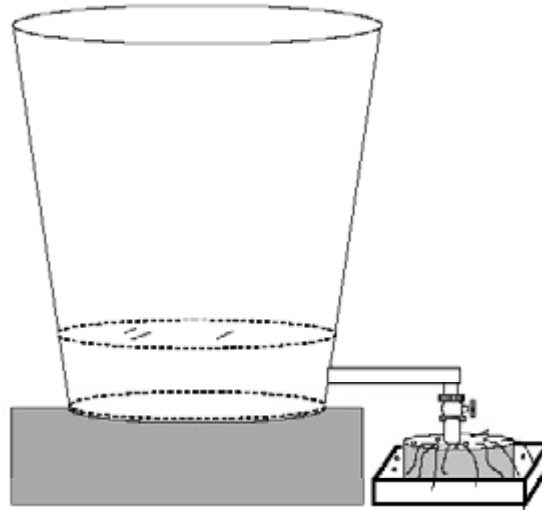


Figura 5.5
Recambio de agua total de los tanques de cultivo larvario en sistema estático.

Los tamices pueden ser construidos de tuberías de PVC o fibra de vidrio, pegando una malla en un extremo con un pegante resistente al rozamiento y al agua de mar. El agua que no es drenada por el desagüe lateral contiene generalmente sedimento, algas y larvas muertas, por lo tanto ésta debe ser drenada por el desagüe de fondo y eliminada.

Una alternativa de recambio de agua en sistemas estáticos consiste en hacer cambios de agua diarios de al menos un 100 % sin bajar el nivel de los tanques ni cambiarlos, mediante la utilización de tanques provistos de un tambor en el desagüe con un tamaño de malla que impida la pérdida de larvas (Figura 5.6). Se provee agua fresca por la parte

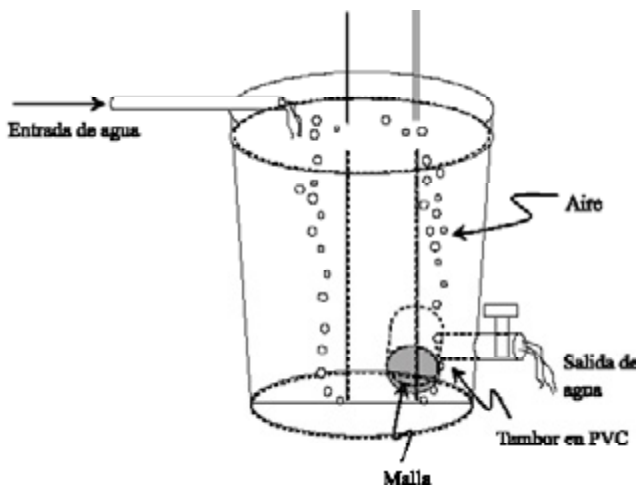


Figura 5.6
Recambio de agua "parcial" de los tanques de cultivo larvario en sistema estático.

superior de los tanques y paralelamente se extrae el mismo volumen por el desagüe. Para que este sistema funcione se debe utilizar fuerte aireación bajo el tambor para evitar que las larvas queden adheridas al mismo. El uso de esta forma de recambio permitió un mayor crecimiento de las larvas de *N. nodosus* en comparación con el recambio total tradicional. En *A. nucleus* tanto el crecimiento como la supervivencia fueron similares con los dos recambios con la ventaja de reducir las labores y manipulación de las larvas (Velasco & Barros, 2008)

Antes de drenar un tanque con larvas es deseable tener preparado el otro tanque a donde serán transferidas de forma inmediata. El tanque debe contener agua filtrada con suficiente aireación, microalgas y otros suplementos para eliminar metales pesados o bacterias, si se requieren. La aireación de los tanques debe ser central y suficiente para darle movimiento a toda la columna de agua pero no debe ser excesiva pues las larvas pueden sufrir daños por colisión, especialmente durante la fase embrionaria. Cuando el agua de mar proviene de un lugar contaminado por residuos industriales o domésticos o contiene elevadas cantidades de metales pesados es conveniente llenar los tanques de cultivo con agua filtrada, tratar el agua con EDTA (1 mg L^{-1}) y metasilicato sódico (20 mg L^{-1}) y airearla vigorosamente 24 h antes de ser utilizados (Helm *et al.*, 2006).

Suministro de alimento

El suministro de las dietas microalgales a los tanques de cultivo larvario se hace diariamente. El fitoplancton que se utiliza para larvas debe ser el proveniente de cultivos masivos axénicos producidos dentro de un laboratorio, evitándose el uso de cultivos del exterior ya que éstos se contaminan fácilmente e introducen estos agentes al cultivo larvario. Las microalgas pueden ser conducidas a los tanques de cultivo larvario o a tanques dosificadores a través de mangueras o tuberías, directamente de los cultivos masivos axénicos, usando bombas y controladores de tiempo (temporizadores). Generalmente se usa la mezcla de dos microalgas en las fases iniciales, una flagelada y una diatomea y cuando las larvas alcanzan tallas mayores, se recomienda incluir también a especies pequeñas de *Tetraselmis* (Helm *et al.*, 2006). La mezcla debe hacerse en proporciones 1:1 en términos de volumen o de peso, no en número de células. Para facilitar esto, es necesario tener en cuenta las siguientes relaciones de volumen o peso entre las especies.

En volumen (Helm *et al.*, 2006):

1 célula de *I. galbana* = 1 célula de *P. lutherii*
 = 0,1 células de *Tetraselmis sp.*
 = 1 célula de *Thalassiosira pseudonana*
 = 2,25 células de *Chaetoceros calcitrans*
 = 0,75 células de *Chaetoceros muelleri*

En peso (calculado de Velasco, 2007):

1 célula de *I. galbana* = 1 célula de *P. lutherii*
 = 0,4 células de *Tetraselmis chunii*
 = 1,8 células de *Tetraselmis chunii*
 = 6 células de *Nannochloris oculata*
 = 4,2 células de *Chaetoceros calcitrans*

= 5,9 células de *Chaetoceros muelleri*
 = 4,1 células de *Phaeodactylum tricornutum*

El régimen de alimentación de las larvas puede ser continuo o discontinuo. En el régimen continuo la dieta se suministra por goteo durante todo el día mediante una bomba peristáltica o por gravedad. En el régimen discontinuo la dieta se entrega una sola vez al día. El régimen más apropiado depende de la especie, algunas especies crecen mejor cuando se alimentan de forma continua (ej. *Argopecten nucleus*), pero en otras esto ocurre cuando se alimentan de forma discontinua como es el caso de *N. nodosus* (Velasco & Barros, 2008).

El cálculo de la ración diaria de alimento puede hacerse de dos formas, siguiendo una tabla de alimentación previamente establecida, donde se obtiene un crecimiento óptimo o manteniendo una cantidad de microalgas disponible en el tanque a la cual ocurre la máxima tasa de ingestión de las larvas. En este último caso es necesario conocer la tasa de filtración de las larvas en relación a su tamaño, al tipo y concentración de alimento y necesariamente debe suministrarse de forma continua para mantener constante la concentración de microalgas en el tanque de larvas. Varias tablas de alimentación han sido desarrolladas para diferentes especies, en ellas la cantidad que se suministra diariamente varía en función de la edad. Para los pectínidos de Colombia se han usado diferentes tablas (Tabla 5.2). El cálculo de las raciones por los dos métodos es similar

Tabla de alimentación utilizada con cultivos larvarios de diferentes especies de pectínidos.

Día	Concentración de alimento (cel μL^{-1})				
	<i>A. nucleus</i> y <i>N. nodosus</i> (Velasco & Barros, 2008)	<i>A. ventricosus</i> (Monsalvo-Spencer, 1998)	<i>E. ziczac</i> (Sarkis & Lovatelli, 2007)	<i>N. nodosus</i> (Rupp, 1994)	<i>N. subnodosus</i> (Villavicencio com. pers.)
1	30	60	7	40	25
2	30	60	10	-	0
3	30	60	10	30	35
4	30	60	10	30	0
5	30	60	12	40	45
6	30	60	14	40	0
7	30	100	18	40	45
8	40	100	18	40	0
9	40	100	21	50	50
10	40	100	21	50	0
11	40	150	18	50	55
12	50	150	18	50	0
13	50	150	18	50	55
14	50	150	18	50	0
15	50	150	18	50	60

al mencionado en el capítulo de acondicionamiento reproductivo.

Tabla 5.3

Formato utilizado para el seguimiento diario del cultivo larvario de bivalvos.

Especie:											
Fecha:	Día de cultivo:	Volumen tanque (L)			Experimento (No., descripción)				T°: S%:		

Longitud media (µm)				% con ojo <input type="checkbox"/>	
Clase	Frecuencia	No total	Muertas		
100					
110					
120					
130					
140					
150					
160					
170		8			
180		12			
190		12			
200		9			
210		12			
220		16			

Tratamiento del agua	
	(√-x)
1. Recambio (%)	
2. Filtrada	
3. UV	
4. EDTA	
5. Antibiótico	
6. Otro tratamiento	

Observaciones				
Coloración				
Actividad				
Submuestra (l)	0,5ml/2L			
4. EDTA				
Conteos				
No. Total				

Alimentación				
Algas residuales		Algas adicionadas		
Especie	cel/µl	Especie	ml inoc	cel/µl
T-iso				
Mono				
Chaeto				

Tamizado de larvas												
Tamiz(µm)	35	45	61	80	100	120	135	140	150	175	180	200
% aprox.												
Retenido												
Descartado												

Anotaciones

Monitoreo de larvas

Diariamente se debe examinar bajo el microscopio el estado de las larvas (movimiento natatorio y llenura de la glándula digestiva), su crecimiento y la densidad de cultivo en cada tanque. Para esto, es necesario un equipamiento especializado de uso exclusivo (pipetas, cajas de Petri o cámaras de conteo y microscopio de luz). Se deben tomar 2 o 3 muestras de 10 a 20 ml de cada tanque, previa verificación de un alto grado de homogeneización del agua del tanque mediante aireación. Considerando que el pequeño tamaño de la punta de las pipetas puede dificultar el flujo de las larvas al interior de las mismas, la toma de la muestra conviene hacerla con pipetas de vidrio invertidas previamente marcadas en el nivel del volumen que se desea tomar. Para el conteo y observación bajo el microscopio, las muestras se pueden colocar sobre cajas Petri, cámaras Sedgewick Rafter u otro tipo de cámaras de conteo de meroplankton. La estimación de la densidad larvaria se hace de la misma forma descrita en el capítulo de inducción al desove para el conteo de ovocitos. Se deben hacer anotaciones sobre la llenura del estómago y glándula digestiva, coloración, grado de actividad, presencia de deformidades y de otros organismos como ciliados y/o colonias de bacterias. También se debe estimar la concentración y la longitud promedio de las larvas, para ello se requiere fijar las muestras con formalina, etanol o cloro. La medición del tamaño de las larvas se hace a través del microscopio utilizando una reglilla en el ocular del microscopio que debe estar calibrada para cada objetivo (10x, 20x, 40x). El registro de las actividades, el monitoreo larvario y los responsables de cada procedimiento técnico son necesarios para hacer los estudios de las posibles causas de contaminación u otros problemas (etiología) en los cultivos larvarios. A modo de ejemplo, en la Tabla 5.3 se muestra un formato de registro para el seguimiento diario del cultivo larvario.

En algunos laboratorios con sistema de cultivo estático, el conteo y revisión larvaria se hace en cada recambio de agua. Luego de drenar los tanques y recuperar las larvas sobre tamices, éstas son resuspendidas en recipientes pequeños (entre 1 y 4 L) y de allí se toman las muestras, previa homogeneización con una paleta de acrílico (Figura 5.7) (Helm *et al.*, 2006; Sarkis & Lovatelli, 2007). Esta operación debe tardar unos pocos minutos ya que las condiciones de alta densidad en un volumen pequeño de agua ocasionan estrés

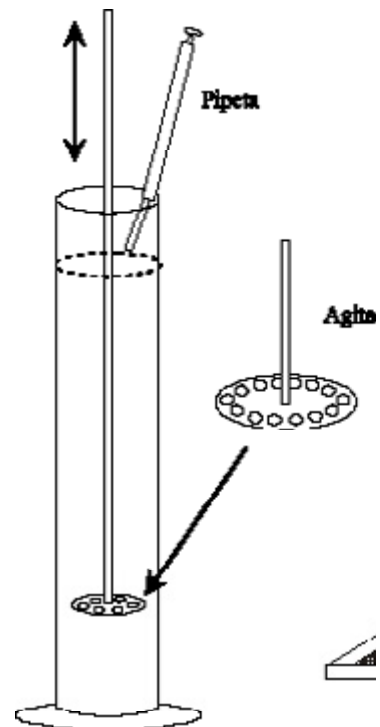


Figura 5.7
Equipamiento utilizado para el examen de larvas de pectínidos. Agitador, probeta y pipeta.

en las larvas y pueden favorecer el contagio de enfermedades y la reducción drástica del oxígeno.

Rutinas de limpieza

Las instalaciones de larvicultura normalmente están aisladas del resto de las áreas del criadero. Los flujos de entrada a los sistemas de larvicultura deben introducir la menor cantidad posible de agentes patógenos o de agentes que indirectamente favorecen la aparición de enfermedades. Si la sala de larvicultura está en contacto con otras como las de acondicionamiento reproductivo, el declive del desagüe del laboratorio debe iniciar en el área de larvicultura y terminar en la de acondicionamiento, siguiendo el gradiente de aumento de la contaminación.

Con el fin de prevenir la proliferación de agentes patógenos en el laboratorio de larvas, además de las rutinas señaladas en el capítulo de microalgas se deben aplicar los siguientes protocolos de higiene y profilaxis:

Tanques de larvas

Los elementos y tanques plásticos nuevos deben dejarse en agua por 2 a 4 meses, cambiando el agua semanalmente con el fin de eliminar las sustancias que se lixivian a la superficie y que pueden ser tóxicas para las larvas (Helm *et al.*, 2006). Luego de ser usados con larvas, se frota con un traperero o esponja con ácido muriático (25 %), se enjuaga con agua dulce y se dejan secar, preferiblemente al sol. Se enjuagan con agua de mar microfiltrada inmediatamente antes de ser usados.

Tamices y demás material sintético

Luego de utilizarlos se impregnan de una solución jabonosa con yodo (0.1 %) y se enjuagan con agua dulce. Y posteriormente se enjuagan con agua de mar microfiltrada inmediatamente antes de ser usados.

Material de vidrio

Deben limpiarse con jabón (preferiblemente neutro o quirúrgico), enjuagarse con agua y pasarlos por una solución de ácido muriático al 30%. Posteriormente se enjuagan nuevamente con agua, se secan y tapan (preferiblemente con papel aluminio) hasta su uso.

Problemas frecuentes y medidas de prevención

Retardo en el crecimiento

Cuando se proporcionan las condiciones adecuadas de alimento y parámetros fisicoquímicos a las larvas y aún así ocurren retardos en el crecimiento éstos pueden deberse a que provienen de ovocitos autofecundados (Ibarra *et al.*, 1995) o de ovocitos que aún no habían completado su desarrollo (finalización de la vitelogénesis y continuación de la meiosis) (Avendaño *et al.* 2001). Considerando esto, es recomendable llevar a cabo los desoves sólo cuando los reproductores alcancen un estado de madurez adecuado y eliminar los ovocitos que hayan sido autofecundados. La eliminación de las larvas de menor tamaño, permite hacer una selección a favor de las larvas con mayor

tasa de crecimiento y reducir el riesgo de transmisión de bacterias y enfermedades que posiblemente tengan las de tamaño reducido. No obstante, esta medida ocasiona una reducción en la variabilidad genética de la población y por lo tanto una circunstancia adversa a estos organismos puede provocar grandes mortalidades. Para decidir entre eliminar o mantener las larvas es conveniente revisar al microscopio una muestra, si se observan altos porcentajes de larvas muertas, con poco movimiento, o con la glándula digestiva vacía, es muy probable que estén enfermas y es mejor eliminarlas.

De otra parte es posible que el retardo en el crecimiento sea ocasionado por una infestación. Los ciliados, conotriquidos y copépodos, que colonizan los tanques de larvicultura cuando el sistema de filtración no es adecuado, compiten por el alimento con las larvas y pueden traer consigo enfermedades. Generalmente es muy difícil eliminarlos ya que tienen una gran capacidad de proliferación. Si la mayor parte de las larvas no crecen y se detecta la presencia de estos organismos, lo más conveniente es eliminar el cultivo larvario, secar los tanques de cultivo, cambiar los filtros por unos nuevos y comenzar otro cultivo.

Mortalidades masivas

Las enfermedades en larvas de bivalvos se inician rápidamente y adquieren enseguida dimensiones catastróficas (Helm *et al.*, 2006), produciendo mortalidades masivas en menos de 12 horas. En estas circunstancias, se deben lavar muy bien los tanques de cultivo con un tratamiento desinfectante (cloro, ácido muriático o algún producto orgánico) y posteriormente reiniciar el cultivo con larvas nuevas aplicando antibiótico. Las bacterias patógenas de las larvas de bivalvos son *gram negativas*, así que muchos de los antibióticos más comunes como la penicilina no son efectivos (Green, 1979). Normalmente los antibióticos son usados como preventivos, ya que las mortalidades producidas por bacterias son fulminantes y cuando se observan los primeros síntomas, el tratamiento ya es inoperante.

Los antibióticos deben suministrarse sólo en casos en los que la especie en cultivo sea vulnerable a los ataques bacterianos ya que puede provocarse resistencia por parte de la flora bacteriana que acompaña los cultivos larvarios. El uso de antibióticos es requerido para el cultivo larvario de ciertas especies de pectínidos. Como el de *P. maximus* que requiere el uso de cloranfenicol a una concentración de 8 mg L⁻¹ (Robert *et al.*, 1996). Sin embargo, el uso de cloranfenicol no es deseable ya que es cancerígeno y adicionalmente se ha sugerido que puede inhibir el crecimiento de las partes blandas de las larvas de algunos bivalvos (Bayne, 1983). Desafortunadamente, el uso de otros antibióticos sustitutos como eritromicina no ha dado resultados satisfactorios. En la especie *N. nodosus* se ha detectado que el suministro de oxitetraciclina permite que las larvas superen esta etapa, lo que no ocurre si este no es añadido. Contrariamente, las larvas de *A. nucleus* son más resistentes y pueden ser cultivadas sin el uso de antibióticos. Los principales antibióticos que se han usado en cultivos larvarios de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia se resumen en la Tabla 5.4.

Según Bourne *et al.* (1989), la forma de administrar el antibiótico puede seguir dos procedimientos: someter las larvas por un período corto de tiempo a una solución de antibiótico o adicionar directamente el antibiótico a los tanques de cultivo. La primera

Tabla 5.4

Antibióticos utilizados para prevenir la proliferación de bacterias en el cultivo larvario de especies de pectínidos que se encuentran en Colombia.

Especie	Antibiótico	Concentración (mg L ⁻¹)	Referencia
<i>A. ventricosus</i>	Cloranfenicol	6	Campa (1997)
	Eritromicina	6	
<i>Euvola ziczac</i>	Cloranfenicol	5	Lodeiros <i>et al.</i> (1992)
<i>Nodipecten nodosus</i>	Cloranfenicol	3	Mendes de Bem (1999)
	Florfenicol	3	
	Oxitetraciclina	3	Velasco & Barros (2008)
	Cloranfenicol	3	
<i>Nodipecten subnodosus</i>	Oxitetraciclina	3	Villavicencio (com. pers.)
	Norfloxacin	3	
	Florfenicol	3	

técnica permite controlar la cantidad que se suministra y se usa cuando no se dispone de reactivo suficiente, mientras la segunda se utiliza cuando el antibiótico suele ser de fácil consecución y a un precio asequible.

Una alternativa al uso de terapias químicas es el control biológico por medio de la adición de cepas bacterianas, que actúan como probióticos. Estas cepas se suministran como alimento mezclándolas con microalgas (Avendaño & Riquelme, 1999). También se ha utilizado la adición de bacterias que generan sustancias inhibitorias para los patógenos o que pueden ser de algún beneficio específico para los organismos (Riquelme *et al.*, 2001).

También es posible aplicar una mortalidad selectiva de los cigotos recién formados, mediante la aplicación de un shock térmico (0°C por 15 min), lo que permite eliminar las larvas de menor resistencia, mejorando la supervivencia al final del cultivo (Wolff *et al.*, 1991). Así mismo, someter a las larvas umbonadas o pediveliger a una solución de cloro de 2 ppm por dos minutos permite eliminar las larvas que no pueden cerrar apropiadamente las valvas para proteger sus partes blandas (Green, 1979).

Agradecimientos

Agradecemos a Judith Barros, Ernesto Acosta, Cristian Granados, Martha Hawkins, Darío Vega y Socorro Sánchez su colaboración en las diferentes fases que permitieron la elaboración de este manuscrito. Un agradecimiento muy especial para la revisora de este capítulo, la Dra. Samia Sarkis.

Bibliografía

Abarca E.A., J.H. Fierro & J.C. Castilla. 1997. Efecto de la dieta y la temperatura en el crecimiento y la supervivencia durante el cultivo de larvas del ostión del norte *Argopecten purpuratus*, Lamarck, 1819. Book of abstract of 11th International Pectinid Workshop, La Paz, B.C.S., México.

- Avendaño, R.E. & C.E. Riquelme. 1999. Establishment of mixed-culture probiotics and microalgae as food for bivalve larvae. *Aquaculture Research* 30: 893-900.
- Avendaño, R.E., M. Le Pennec & M. Cantillanez. 2001. Anormalidades en larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) (Mollusca: Pectinidae), uno de los problemas en la producción artificial de semilla. *Estud. Oceanol.* 20: 33-42.
- Baldwin, B.S. & R.I.E. Newell. 1995. Feeding rate responses of oyster larvae (*Crassostrea virginica*) to seston quantity and composition. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 189: 77-91.
- Bayne, B.L. 1983. Physiological ecology of marine molluscan larvae. En: Verdonk N.H., J.A.M. van der Biggelaar y A.S. Tompa (Eds). *The Mollusca*. Academic Press, Orlando, pp. 299-343.
- Beiras R., Pérez-Camacho A. & Albentosa M. 1994. Influence of temperature on the physiology of growth in *Ruditapes decussatus* (L.) larvae. *J. Shellfish Res.* 13: 77-83.
- Berntsson, K.M., P.R. Jonsson, S.Å. Wängberg & A.S. Carlsson. 1997. Effects of broodstock diets on fatty acid composition, survival and growth rates in larvae of the European flat oyster, *Ostrea edulis*. *Aquaculture* 154: 139-157.
- Bourne, N., C.A. Hodgson & J.N.C. Whyte. 1989. A manual for culture in British Columbia. *Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci.* 1694, 215 p.
- Bower, S.M. & S.E. McGladdery. 1994. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish. *Annual Review of Fish Diseases* 4: 1-199.
- Campa, A.I. 1997. Estudios encaminados al mejoramiento de la supervivencia larvaria de *Argopecten ventricosus* (Sowerby II, 1842), mediante el uso de antibióticos como tratamiento preventivo. Tesis de maestría, Área interdisciplinaria de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Baja California Sur. México.
- Castagna, M. 1974. Culture of the bay scallop *Argopecten irradians*, in Virginia. *Mar. Fish. Rev.* 37(1): 19-24.
- Coronado, C. & J.E. Pérez. 1994. Heredabilidad para crecimiento larval en la Vieira, *Pecten ziczac*. *Rev. Lat. Acuí.* 44: 8-11.
- Cragg, S.M. & D.J. Crisp. 1991. The biology of scallop larvae. En: S.Shumway (ed.). *Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture*. Elsevier Science, Amsterdam, pp. 75-132.
- De la Roche, J.P., B. Marín, L. Freitas & A. Vélez. 2002. Embryonic development and larval and post-larval growth of the tropical scallop *Nodipecten (=Lyropecten) nodosus* (L. 1758) (Mollusca: Pectinidae). *Aquaculture Int.* 33: 819-827.
- Dredge, M.C.L. 1981. Reproductive biology of the Saucer Scallop *Amusium japonicum balloti* (Bernardi) in Central Queensland Waters. *Aus. J. Mar. Freshwater Res.*, 32: 775-87.
- Farías-Molina, A. 2001. Nutrición en moluscos pectínidos. En: Maeda-Martinez A. (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Limusa, México 5: 89-101.
- Fernández-Alvarez, I. 1991. Reproducción y acondicionamiento de bivalvos en el criadero. Xunta de Galicia, Consellería de Pesca, Coruña, España, 35 p.
- Gallager, S.M. & R. Mann. 1986. Growth and survival of larvae of *Mercenaria mercenaria* (L.) and *Crassostrea virginica* (Gmelin) relative to broodstock conditioning and lipid content of eggs. *Aquaculture* 56: 105-121.
- Green, M. 1979. A review of the fishery biology of scallops. State of Washington,

- department of Fisheries, Shellfish Program. Technical report No. 39. 273p.
- Gruffydd, L.D. 1976. The development of the larva of *Chlamys islandica* in the plankton and its salinity tolerance in the laboratory (Lamellibranchia, pectinidae). *Astarte* 8: 61-67.
- Gruffydd, L.D. & A.R. Beaumont. 1970. Determination of the optimum concentration of eggs and spermatozoa for the production of normal larvae in *Pecten maximus* (Mollusca, Lamellibranchia). *Helgoländer wiss Meeresunters*, 20: 486-497.
- Gruffydd, L.D. & Beaumont A.R. 1972. A method for rearing *Pecten maximus* larvae in the laboratory. *Mar. Biol.* 15: 350-355.
- Helm, M.M., N. Bourne & A. Lovatelli. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero, un manual práctico. FAO Fisheries Technical paper 471, Rome, 182p.
- Hodgson, C.A. & N. Bourne. 1988. Effect of temperature on larval development of the spiny scallop, *Chlamys hastata* Sowerby, with a note on metamorphosis. *J. Shellf. Res.* 7: 349-357.
- Ibarra, A.M., P. Cruz & B.A. Romero. 1995. Effects of inbreeding on growth and survival of self-fertilized catarina scallop larvae, *Argopecten circularis*. *Aquaculture* 134:37-47.
- Ibarra, A.M., J.L. Ramírez, G.A. García. 1997. Stocking density effects on larval growth and survival of two catarina scallop, *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842), populations. *Aquaculture Res.* 28: 443-451.
- Illanes, J.E. 1995. Cultivo de larvas y postlarvas. En: Illanes J.E. (Ed.), 8 Curso internacional en cultivo de moluscos. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 108-120.
- Jones, R., J. A. Bates, D.J. Innes & R.J. Thompson. 1996. Quantitative genetic analysis of growth in larval scallops (*Placopecten magellanicus*). *Mar. Biol.* 124: 671-677.
- Kraeuter, J.N., M. Castagna & R. Van dessel. 1982. Egg size and larval survival of *Mercenaria mercenaria* (L.) and *Argopecten irradians* (Lamarck). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 56: 3-8.
- Le Pennec, M. & C. Rangel-Davalos. 1985. Observations en microscopie a epifluorescence de l'ingestion et de la digestion d'algues unicellulaires chez des jeunes larves de *Pecten maximus* (Pectinidae, Bivalvia). *Aquaculture* 47, 39-51 (in french).
- Lodeiros, C., L. Freitas & A. Vélez. 1992. Necrosis bacilar en larvas del bivalvo *Euvola ziczac* (Linneo, 1758) causada por una *Pseudomonas* sp. *Microbiología, Acta científica venezolana* 43: 154-158.
- Loosanoff, V.L. & H.C. Davis. 1963. Rearing of bivalve mollusks. *Adv. Mar. Biol.* 1: 1-136.
- Lora-Vilchis, M.C. & A.N. Maeda-Martínez. 1997. Ingestion and digestion index of catarina scallop *Argopecten ventricosus-circularis*, Sowerby II, 1842, veliger larvae with ten microalgae species. *Aquaculture Res.* 28: 905-910.
- Lu, Y.T. & N.J. Blake. 1996. Optimum concentrations of *Isochrysis galbana* for growth of larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *J. Shellfish Res.*, 15: 635-643.
- Lu, Y.T. & N.J. Blake. 1997. Clearance and ingestion rates of *Isochrysis galbana* by larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *J. Shellfish Res.* 16: 47-54.
- Luna-González, A., A.N. Maeda-Martínez, J.C. Sainz & F. Ascencio-Valle. 2002.

- Comparative susceptibility of veliger larvae of four bivalve mollusks to a *Vibrio alginolyticus* strain. *Diseases of Aquatic Organisms* 49: 221-226.
- MacDonald, B.A. (1988) Physiological energetics of the Japanese scallop *Patinopecten yessoensis* larvae. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 120: 155-170.
- Manahan, D.T. & D.J. Crisp. 1982. The role of dissolved organic material in the nutritional of pelagic larvae: amino acid uptake by bivalve veligers. *Amer. Zool.* 22: 635-646.
- Martínez, G., L.A. Cáceres, E. Uribe & M.A. Díaz. 1995. Effects of different feeding regimens on larval growth and the energy budget of juvenile Chilean scallops, *Argopecten purpuratus* Lamarck. *Aquaculture*, 132: 313-323.
- Martínez, G., C. Garrote, L. Mettifofo, H. Pérez-Camacho & E. Uribe. 1996. Monoamines and prostaglandin E sub(2) as inducers of the spawning of the scallop, *Argopecten purpuratus* Lamarck. *J. Shellfish Res.* 15: 245-249.
- Maru, K. 1972. Morphological observations on the veliger larvae of a scallop *Patinopecten yessoensis* (Jay). *Scientific Rep. Hokkaido Fish. Exptl. Stn.* 14: 55-62.
- Mendes de Bem, M. 1999. Efeitos da adição de antibióticos no cultivo de larvas de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Bivalvia: Pectinidae). Mestrado em Aqüicultura. Universidade Federal de Santa Catarina. 110p.
- Millán-Tovar, M.M. 1997. Experimentos de inducción a la maduración gonádica de *Argopecten ventricosus* (Sowerby, 1842) y estudio del valor nutricional de *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*, durante su crianza larvaria. Tesis de maestría. Área interdisciplinaria de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Baja California Sur, México.
- Monsalvo-Spencer, P. 1994. Acondicionamiento gonádico, desarrollo embrionario y cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora (*Pecten vogdesi*) (Mollusca: Pectinidae). Tesis de pregrado. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Monsalvo-Spencer, P. 1998. Estudio sobre el cultivo de larvas y juveniles de almeja catarina *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842) en el laboratorio. Tesis de maestría. CICIMAR, Instituto Politécnico Nacional. La Paz, B.C.S. México. 90 p.
- Núñez M., I. Uriarte & A. Farías. 2000. Sustitución de la dieta microalgal en el cultivo larvario y postlarvario del ostión del norte, *Argopecten purpuratus*. En: XX Congreso de Ciencias del Mar, Concepción, Chile, pp. 161-162.
- O' Connor, W.A. & M.P. Heasman. 1995. Spawning induction and fertilization in the doughboy scallop *Chlamys* (*Mimachlamys*) *asperrema*. *Aquaculture* 136: 117-129.
- Ortiz, G. 1994. Efecto de la ración alimenticia y la densidad de cultivo sobre el desarrollo larval de *Lyropecten subnodosus*. Tesis de pregrado. Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California Sur, México. 135 p. .
- Pereira, A., T.C.P. Barbosa, M.M. de Bem & G.S. Rupp. 2001. Quantitative analysis of bacterial flora in larvicultures of *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758 – Bivalvia-Pectinidae). En: Book of Abstracts. 13 th International Pectinid Workshop, Coquimbo, Chile, pp. 137-138.
- Pérez, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. En: Espinosa J. y U. Labarta (Eds). *Reproducción en acuicultura*, CAICYT, Madrid, pp. 133-184.
- Raby, D., M. Mingelbier, J.J. Dodson, B. Klein, Y. Lagadeuc & L. Legendre. 1997.

- Food- particle size and selection by bivalve larvae in a temperate embayment. *Mar. Biol.* 127: 665-672.
- Riquelme, C.E., M.A. Jorquera, A.I. Rojas, R.E. Avendaño & N. Reyes. 2001. Addition of inhibitor-producing bacteria to mass culture of *Argopecten purpuratus* larvae (Lamarck, 1819). *Aquaculture* 192: 111-119.
- Robert, R., P. Miner & J.L. Nicolas. 1996. Mortality control of scallop larvae in the hatchery. *Aquaculture Int.* 4: 305-313.
- Rupp, G.S. 1994. Obtenção de reprodutores, indução a desova, cultivo larval e pós larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Bivalvia). Dissertação de Mestrado. Departamento de Acuicultura, Universidade Federal Santa Catarina, Florianópolis, Brasil. 132 p.
- Sainz, J. C., A.N. Maeda & F. Ascencio. 1998. Experimental vibriosis induction with vibrio *Alginolyticus* of larvae of the catarina scallop (*Argopecten ventricosus = circularis* (Sowerby II, 1842)). *Microbial Ecology* 35:188-192.
- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical paper 492, Rome, 173p.
- Sarkis, S., M. Helm & C. Hohn. 2006. Larval rearing of calico scallops, *Argopecten gibbus*, in a flow-through system. *Aquaculture Int.* 14: 527-538.
- Sastry, A.N. 1979. Pelecypoda (excluding ostreidae). In: Giese A.C. & J.S. Pearse. *Reproduction of marine invertebrates, Mollusc: Pelecypods and lesser classes*, Academic Press, New York, pp. 113-292.
- Serrano-Guzmán, S.J., M. Robles-Mungaray, G. Velasco-Blanco, L.D. Voltolina & F. Hoyos-Chairez. 1997. Larval culture of mexican pectinid *Argopecten ventricosus=circularis* (Sowerby II, 1842) and *Lyropecten subnodosus* (Sowerby I, 1835) in a commercial hatchery. *Book of Abstracts of the 11th International Pectinid Workshop, La Paz, B.C.S.*, pp. 25-27.
- Singh S.M., E. Zouros. 1978. Genetic-variation associated with growth-rate in american oyster (*Crassostrea virginica*). *Evolution* 32 (2): 342-353
- Urban, H.J. 1999. Diagnóstico y evaluación de la factibilidad biológica, técnica y económica del cultivo experimental de bivalvos de interés comercial en el Caribe colombiano. Informe técnico final, Invemar, Santa Marta. 212p + anexos.
- Uriarte, I., G.S. Rupp & A. Abarca. 2001. Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: Maeda-Martinez A. (Ed.), *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*, Limusa, México, pp. 147-171.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008. Experimental larval culture of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture Res.* 39: 603-618.
- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. *Aquaculture* 270: 299-212.
- Velasco, L.A., J. Barros & E. Acosta. 2007. Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture* 266: 153-165.
- Vélez, A., & V.L. Freitas. 1993. Cultivo de semillas de la vieira *Pecten ziczac* bajo condiciones ambientales controladas (Hatchery). Coquimbo, Serie Ocasional, Facultad de Ciencias del Mar, pp. 311-317.
- Verdonk, N.H. & J.A.M. van den Biggelaar. 1983. Early developmant and the formation

- of the germ layers. En: Verdonk N.H., J.A.M. van der Biggelaar y A.S. Tompa (Eds). The Mollusca. Academic Press, Orlando, pp. 91-122.
- Villavicencio, G. 1997. Acondicionamiento gonadal, desarrollo embrionario y cultivo de larvas de la almeja mano de león, *Lyropecten subnodosus* (Sowerby, 1835), alimentadas con cuatro especies de microalgas. Tesis de pregrado, Dirección de Ciencia y Tecnología del Mar, Instituto Tecnológico del Mar, Guaymas, La Paz. México. 93 p.
- Widdows, J. 1991. Physiological ecology mussel larvae. *Aquaculture* 94: 147-163.
- Widman, J.C., J. Choromanski, R.A. Robohm, S. Stiles, G.H. Wikfors & A. Calabrese. 2001. Manual for hatchery culture of the bay scallop, *Argopecten irradians irradians*. Connecticut Sea Grant College, Connecticut. 50 p.
- Wolff, M., E. Von Brand & L. Jollan. 1991. Temperature shock treatment for early larval selection in the Chilean scallop *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819). An International Compendium of Scallop Biology and Culture, The World Aquaculture Society, pp. 10-15.

Asentamiento, metamorfosis y cultivo postlarvario de los pectínidos de interés comercial de Colombia

Luis Felipe Freites¹, Juan Pablo de la Roche² y Luz Adriana Velasco³

¹Instituto Oceanográfico de Venezuela, Universidad de Oriente, Cumaná, CP 6101, Estado Sucre (Venezuela),
e-mail: lfreitesv@yahoo.es

²Instituto de Acuicultura, Universidad Santiago de Compostela, Campus universitario sur 15782 Santiago de Compostela (España),
e-mail: juanpablo.delarocheg@gmail.com

³Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Cra. 2 No. 18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia),
e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Se llama asentamiento a todo el proceso que llevan a cabo las larvas competentes de los pectínidos para adherirse a un sustrato, lo que involucra cambios de comportamiento en las larvas. Posteriormente, ocurren cambios morfológicos y funcionales que se conocen como metamorfosis, tras lo cual termina la fase larvaria planctónica e inicia la postlarvaria bentónica. La metamorfosis conlleva la desaparición de algunas estructuras larvarias, el reordenamiento de otras y la aparición de unas nuevas, que persisten hasta la vida adulta. Durante este proceso, su capacidad para alimentarse es muy limitada, dependiendo en buena parte de sus propias reservas. En esta etapa ocurren grandes mortalidades y una de las hipótesis para explicarlas es que las larvas no tienen suficientes reservas para superar la metamorfosis.

Las postlarvas tienen todas las estructuras propias de un juvenil, no obstante, su pequeño tamaño y la fragilidad de su concha las hace altamente vulnerables a daños por manipulación, variables ambientales desfavorables y depredación, por lo que deben ser mantenidas un tiempo en laboratorio tras lo cual son trasladadas al medio ambiente marino. Con un buen manejo, las postlarvas de los pectínidos tropicales crecen rápidamente, exigiendo cada vez más espacio físico y alimento. El objetivo primordial en el cultivo de las postlarvas es obtener en el menor tiempo posible, animales de tamaños entre 5 y 10 mm que son más fuertes y resistentes, los cuales son llamados semillas. Con un menor tiempo en laboratorio se logra una reducción importante en los gastos relacionados con el mantenimiento de animales en laboratorio, tales como: producción de alimento, servicios públicos y mano de obra.

El presente capítulo incluye una revisión sobre el conocimiento existente en lo que respecta al asentamiento y metamorfosis de pectínidos, los factores que inciden sobre su crecimiento y supervivencia, así como la tecnología empleada para el asentamiento

y cultivo postlarvario, haciendo un énfasis especial en las especies de interés comercial que se encuentran en Colombia.

Proceso de asentamiento y metamorfosis

El asentamiento y metamorfosis larval de bivalvos empieza dentro de unas pocas horas a varios días después de que la de madurez o competencia se ha alcanzado, es decir, cuando están en fase pediveliger (Figura 6.1) (Sastry, 1979). En las larvas pediveliger la actividad de natación se ralentiza, consumen menos alimento, y pasan cada vez más tiempo en el fondo (Helm *et al.*, 2006). Ocasionalmente nadan con el pie saliendo de las valvas. Cuando llegan a una superficie sólida, la larva deja de nadar, recoge el velo parcialmente y comienza a arrastrarse sobre el pie. Se puede reiniciar la natación o continuar el comportamiento de reptación hasta que la larva encuentra una superficie apropiada para asentarse (Fernández-Alvarez, 1991). Es por esto que la fase de asentamiento es de naturaleza reversible y puede ser rápida o retrasarse si no encuentran la superficie apropiada (Helm *et al.*, 2006). Durante esta fase las larvas son muy activas y es frecuente que formen aglomeraciones en la columna de agua debido a sus secreciones mucosas.

Luego del asentamiento, ocurre la fijación, que en los pectínidos sucede gracias a una estructura filamentosa de naturaleza proteica llamada “bysus” o biso, la cual es secretada por la glándula bisal. El biso de los pectínidos es frágil comparado con el de otros bivalvos, generalmente lo pierden al poco tiempo del asentamiento; sólo algunas especies, como *Nodipecten nodosus* lo conservan durante toda su vida adulta. Esta estructura filamentosa les permite fijarse en un lugar temporalmente y volver a reptar si es necesario (Uriarte *et al.*, 2001).

Una vez que las larvas se fijan a un sustrato, comienza el proceso de metamorfosis y ocurre una serie de cambios morfológicos y fisiológicos irreversibles. Según las

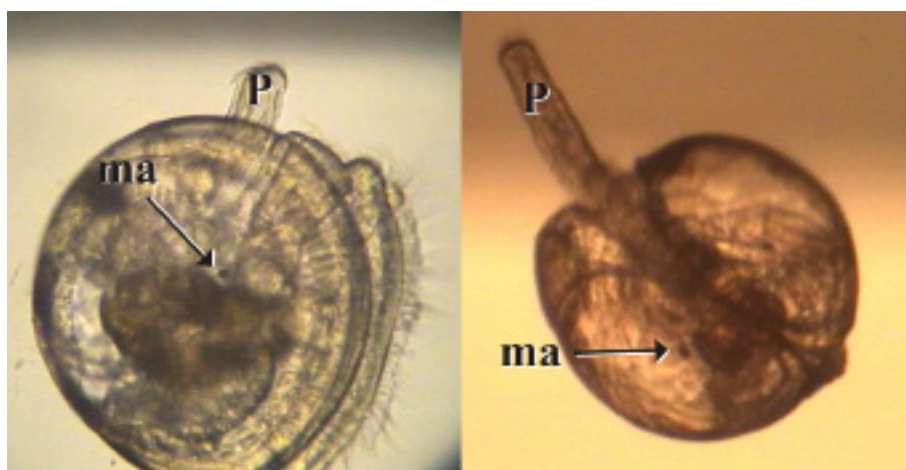


Figura 6.1
Larva pediveliger de *Nodipecten nodosus*. p: pie, mo: mancha ocular.

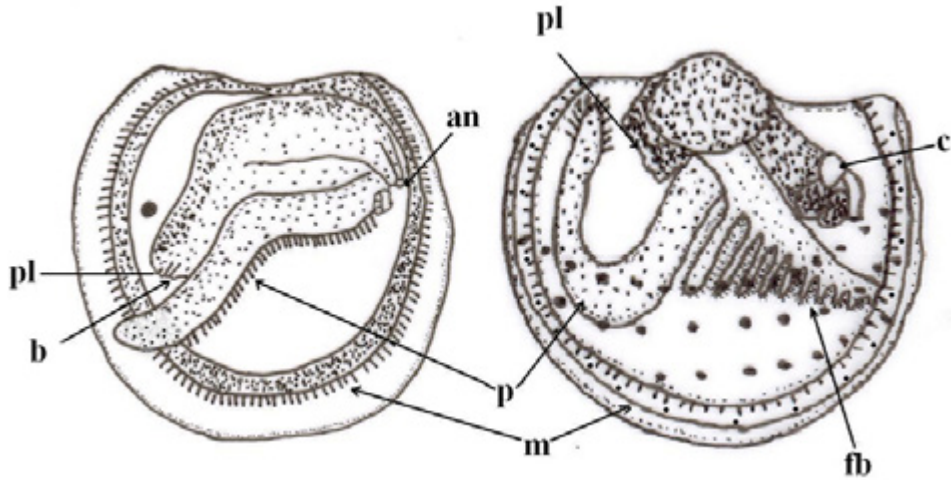


Figura 6.2

Metamorfosis interna de *Argopecten irradians*. an: ano, b: boca, c: corazón, pl: palpos labiales, fb: filamentos branquiales, p: pie, m: manto, map: músculo aductor posterior (adaptado de Sastry, 1965).

descripciones de Sastry (1965) de *Argopecten irradians*, internamente las larvas realizan una torsión de 90° en dirección de las manecillas del reloj, cambiando la orientación de la boca, el estómago y el intestino; se oscurecen; se desarrollan pequeños pares de arcos branquiales y el manto deja de cumplir su función respiratoria (Figura 6.2). La boca pasa de estar en la parte postero-ventral a tener una ubicación anterodorsal. El pie pasa a estar situado ventralmente desde su ubicación posterior y el músculo aductor posterior adquiere una posición central. El músculo aductor anterior desaparece paulatinamente así como la mancha ocular. El velo y los músculos retractores del velo desaparecen también gradualmente, algunas partes se transforman en los palpos labiales superiores, el resto es reabsorbido parcial o totalmente y los cilios se pierden gradualmente (Cragg & Crisp, 1991). Posteriormente, el pie y el complejo bisal se reducen (Kasyanov, 1991). La glándula digestiva se alarga y el saco del estilo digestivo adquiere un mayor desarrollo (Sastry, 1979). Los estatocistos permanecen luego de la metamorfosis (Sarkis & Lovatelli, 2007).

El proceso de asentamiento y inicio de la metamorfosis tiene una duración de alrededor de 24 h aproximadamente, en varios de los pectínidos de Colombia como son *A. nucleus*, *N. nodosus* y *E. ziczac*.

Desarrollo postlarvario

El desarrollo postlarvario de los bivalvos se caracteriza principalmente por la diferenciación y crecimiento de varios órganos desde los primordios larvales. Durante la metamorfosis se da el inicio de la secreción de la concha definitiva, la disoconcha, en el borde marginal de la prodisoconcha II (Figura 6.3), marcando el inicio de la etapa postlarvaria (Pérez

& Román, 1987). La disoconcha comienza a crecer en la valva izquierda y posteriormente en la valva derecha (Bourne & Hodgson, 1991), tiene un diseño y textura diferente de la prodisoconcha II y está separada de ésta por una línea concéntrica marcada. La ornamentación de cada valva distingue a cada especie, siendo en algunas muy conspicua, mientras en otras apenas se observan diferencias. A medida que las larvas aumentan de tamaño se hace más conspicua la hendidura bisal, con sus dientes característicos y se forma una charnela definitiva (Bourne & Hodgson, 1991). Internamente, después de la metamorfosis los filamentos del ctenidio se incrementan en longitud y número, adquiriendo la función adulta de alimentación y respiración. La glándula del biso tiene un mayor grado de desarrollo y secreta un biso más pegajoso (Cragg & Crisp, 1991). La única diferencia en la morfología de una postlarva mayor a 2 mm y la de un adulto, es la ausencia de gónada.

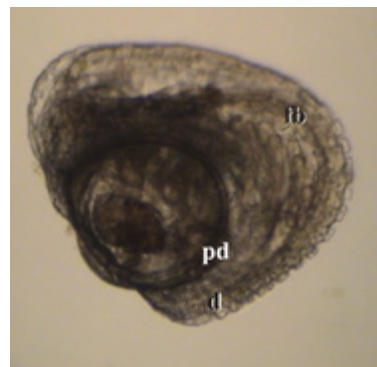


Figura 6.3
Postlarva de *Nodipecten nodosus*. d: disoconcha, fb: filamentos branquiales, pd: prodisoconcha II.

Factores que afectan el asentamiento, metamorfosis y el desarrollo postlarvario

El asentamiento larvario, el fenómeno de la metamorfosis y el cultivo postlarvario de los bivalvos marinos es afectado por varios factores de orden técnico, biológico y fisicoquímico (Loosanoff & Davis, 1963; Meadows & Campbell, 1972; Roberts *et al.*, 1991), que a continuación vamos a tratar.

Historia de vida

Considerando que durante la metamorfosis los organismos dependen en buena parte de sus reservas corporales, es importante que provengan de reproductores que hayan alcanzado una completa madurez sexual y que las larvas hayan sido cultivadas en óptimas condiciones de alimentación ya que de este modo se garantiza que las larvas competentes tengan suficientes reservas energéticas que les permitan sobrevivir a este proceso. Se ha demostrado la importancia que tienen las reservas energéticas, especialmente los ácidos grasos poliinsaturados (PUFA, por sus siglas en inglés) almacenados en los lípidos neutros, en el proceso de metamorfosis de los bivalvos (Labarta *et al.*, 1999). Martínez (1991) encontró que la concentración del ácido graso eicosapentanoico 20:5n-3 (EPA) en las larvas de *Argopecten purpuratus* disminuye durante el proceso de metamorfosis, lo que sugiere una función primordialmente energética del mismo en esta etapa. Así mismo, el suministro de emulsiones de ácidos grasos altamente insaturados (HUFA n-3) a las microalgas con las que se alimentan las larvas de los pectínidos, permite obtener mayor crecimiento y supervivencia de las postlarvas tempranas (Coutteau *et al.*, 1994). Las condiciones poco favorables que se presenten durante la fase larval afectan el estado nutricional y el éxito del asentamiento. Es así, como menores porcentajes de postlarvas

fijadas de *Argopecten gibbus* fueron obtenidas cuando las larvas se mantuvieron bajo condiciones de alta densidad (24 vs. 8 larvas mL⁻¹) (Sarkis *et al.*, 2006).

Alimento

Durante la metamorfosis, los bivalvos no se alimentan por filtración y dependen exclusivamente de sus reservas endógenas como fuente de energía para funcionar hasta que las branquias se hacen funcionales y pueden alimentarse exógenamente (Whyte *et al.*, 1992). Sin embargo, en algunos pectínidos se ha demostrado la capacidad de alimentación pedal durante y después del asentamiento, capturando el detrito y las diatomeas bénticas a través del pie ciliado y llevándolos hacia la cavidad del manto donde son depositados en los palpos labiales (O'Foighil *et al.*, 1990; Cragg & Crisp, 1991). Por esta razón, el uso de sustratos previamente envejecidos en agua de mar durante 7 a 15 días, para promover la formación de una película microbiana o biofilm, favorece el proceso de asentamiento de las larvas de pectínidos, incrementando el número o porcentaje de postlarvas asentadas (Tritar *et al.*, 1992; Avendaño-Herrera *et al.*, 2002; Encomendero & Dupré, 2003; Rupp *et al.*, 2004a; De la Roche *et al.*, 2005). Así mismo, se ha encontrado una asociación positiva entre el área de asentamiento provista de biofilm y el crecimiento de las postlarvas tempranas en *N. nodosus* (Velasco & Barros, 2008).

Aparentemente, la concentración de alimento en suspensión no es crítica para el crecimiento de las postlarvas tempranas (hasta 10 días de edad). Éstas tienen bajas tasas de filtración y requieren una baja concentración de microalgas para crecer (Bourne *et al.*, 1989). Las postlarvas tempranas de *N. nodosus* presentaron mayor crecimiento cuando se alimentaron a una baja concentración de microalgas (4,7 células μL^{-1}) que las postlarvas alimentadas con 40 células μL^{-1} (Rupp *et al.*, 2004b). Las postlarvas más avanzadas requieren mayores concentraciones de alimento suspendido, ya que conforme se incrementa el tamaño de los bivalvos, las tasas de filtración e ingestión también aumentan (Bayne & Newell, 1983). Rupp *et al.* (2004b) demostraron que la ingestión de alimento de *N. nodosus* se incrementa significativamente después de los 10 días del asentamiento. Lu & Blake (1996) determinaron que el mantenimiento de concentraciones entre 10 y 50 células μL^{-1} de *Isochrysis galbana* en los cultivos permite que los juveniles de *A. irradians* alcancen mayores tasas de crecimiento en comparación al suministro de entre 1 y 5 células μL^{-1} . No obstante, para otras especies se han usado dietas de mayor concentración como lo reportan Uriarte *et al.* (1993) y Uriarte & Farías (1995), quienes emplearon concentraciones diarias de entre 80 y 100 células μL^{-1} , para las postlarvas tempranas de *A. purpuratus*, llegando a incrementar a 200 células μL^{-1} , cuando las postlarvas alcanzan los 2 mm de longitud.

Abarca & Castilla (1995) estudiaron los efectos del ayuno en un cultivo postlarvario de *A. purpuratus*, encontrando que aunque tiene un efecto negativo sobre el crecimiento de las postlarvas después de cuatro días, éste se reanuda normalmente tan pronto como se reestablece el alimento, luego de periodos de ayuno de hasta seis días. Así mismo, encontraron que las postlarvas de mayor longitud (2 mm) tienen mayores mortalidades que las pequeñas (0,7 mm) frente a condiciones de ayuno.

La calidad del alimento que se suministra en la fase de postlarva también es determinante en el crecimiento y supervivencia de las mismas. Uriarte & Farías (1995) encontraron mayores crecimientos y supervivencias en las postlarvas de *A. purpuratus* cuando

se alimentaron con microalgas ricas en proteínas, pero con los juveniles estas dietas no provocaron el mismo efecto. Lora-Vilchis & Doctor (2001) encontraron que el crecimiento de las postlarvas de *Argopecten ventricosus* fue mayor cuando suministraron *Chaetoceros calcitrans* y la mezcla de *C. calcitrans* e *I. galbana* que cuando se alimentó solo con *I. galbana* o con la mezcla de *C. calcitrans* y *Chaetoceros muelleri*. Los mayores valores de crecimiento de las postlarvas y semillas de *A. nucleus* y *N. nodosus* mantenidas en el medio natural en comparación con el laboratorio pueden explicarse por la mayor diversidad de ítems alimenticios en el medio natural (Velasco & Barros, en prensa).

Inductores al asentamiento

Los estímulos ambientales y ciertas sustancias químicas inciden en el asentamiento y la metamorfosis, debido a que las larvas necesitan un estímulo específico para empezar el proceso (Helm *et al.*, 2006). Muchos invertebrados que se encuentran en una fase larvaria próxima a la metamorfosis producen proteínas específicas como respuesta a los cambios externos para dar paso a una respuesta fisiológica complementaria y dar inicio al proceso metamórfico. La competencia puede depender de la complejidad del proceso neurosecretor que media entre la transducción quimiosensorial del inductor y los eventos de transformación estructural, funcional y de comportamiento (Pires *et al.*, 2000). En bivalvos, ciertos estímulos químicos o físicos controlan los cambios en comportamiento e inducen a la metamorfosis. Entre las principales sustancias químicas están L-DOPA, epinefrina, serotonina, norepinefrina, glicina y KCl (Abarca & Castilla, 1997; Martínez *et al.*, 1999; Velasco & Barros, 2008). Las sustancias producidas por los biofilms también actúan como inductores del asentamiento (Weiner *et al.*, 1993). Los principales estímulos físicos son el descenso de temperatura entre 5 y 15 °C (Bourne & Hodgson, 1991; Uribe *et al.*, 1993; Velasco & Barros, 2008) y el flujo de agua (Bourne *et al.*, 1989; Vélez & Freitas, 1993). En algunas especies de bivalvos se ha demostrado que estos estímulos pueden inducir el asentamiento pero no la metamorfosis (García-Lavandeira *et al.*, 2005), mientras que en otras ocurre el patrón contrario (Coon *et al.*, 1985).

Aunque los neurotransmisores permiten que las larvas inicien el asentamiento y/o la metamorfosis, su crecimiento posterior y supervivencia dependen de que tengan reservas suficientes (Helm *et al.*, 2006; Velasco & Barros, 2008).

Superficie de asentamiento

En la naturaleza, las larvas de muchas especies de pectínidos se asientan sobre algas rojas filamentosas, hidrozoos, briosos, tubos de poliquetos, entre y sobre sustratos inertes (Helm *et al.*, 2006). Se ha demostrado que los pectínidos tienen afinidades específicas por ciertos sustratos de acuerdo con las características del material del cual están hechos y el color que tienen. Tienen preferencia por materiales sintéticos y fibrosos como césped artificial, kinran, mallas de polietileno, de nailon y bolsas cebolleras (Bourne *et al.*, 1989; Ambrose & Lin, 1992; Ambrose *et al.*, 1992; Bourne & Hodgson, 1991; Tammi *et al.*, 1997; Velasco & Barros, en prensa), y por los sustratos de color claro (Beiras & Widdows, 1995).

La posición y orientación del sustrato también afectan el asentamiento larvario,

generalmente las larvas competentes de pectínidos prefieren superficies en posición horizontal o levemente inclinadas (entre 135 y 180°). Se ha sugerido que el asentamiento se favorece en estos casos debido a la baja luminosidad que se genera en estas superficies (Pearce & Bourget, 1996; Harvey *et al.*, 1997; Taylor *et al.*, 1998; De la Roche *et al.*, 2005) y al mayor tiempo de permanencia de las larvas sobre este tipo de superficies en comparación a lo que sucede en pendientes de 90° o 45°, en las que el efecto de la gravedad no permite una permanencia suficiente para que ocurra la fijación de las larvas (Vera, 1988).

Entre mayor superficie efectiva para la fijación tengan los colectores mayor es la densidad de postlarvas asentadas (Ambrose *et al.*, 1992; Pearce & Bourget, 1996; Acosta *et al.*, 1999; Narvarte & Pascual, 2003; De la Roche *et al.*, 2005).

Profundidad e intensidad lumínica

Las mayores fijaciones de pectínidos ocurren en colectores colocados cerca al fondo de los sistemas de manutención (Taylor *et al.*, 1998; De la Roche *et al.*, 2005) debido a que las larvas competentes tienen un comportamiento geotáctico positivo y fototrópico negativo (Bayne, 1964). Pearce *et al.* (1994) sugieren que la mayor concentración de larvas competentes cerca al fondo en tanques de cultivo de gran altura, responde principalmente a la presencia de una termoclina, sin embargo, la presencia de aireación profusa y ampliamente distribuida en el tanque, puede hacer posible el asentamiento a todo lo largo de la columna de agua.

Por otro lado, se han obtenido mayores fijaciones de pectínidos cuando se le da una baja intensidad lumínica a los tanques de asentamiento en comparación a una alta intensidad lumínica o a la oscuridad absoluta (De la Roche *et al.*, 2005).

Densidad

Tanto la densidad de las larvas colocadas al inicio del asentamiento, como la densidad de larvas asentadas en los sustratos afectan el crecimiento y supervivencia de los pectínidos. Los valores máximos de densidad que toleran las larvas pediveliger colocadas en los sistemas de asentamiento varían con la especie, pero generalmente se consideran apropiadas las densidades entre 0,5 y 2,0 larvas mL⁻¹ (Bourne *et al.*, 1989).

Los pectínidos no forman racimos como otras especies de bivalvos, es así como las postlarvas de los pectínidos tienden a distribuirse en el espacio disponible, de tal forma que no queden en contacto la una con la otra. En general, se ha reportado una falta de influencia de la densidad sobre la supervivencia de las postlarvas pero un efecto importante sobre su crecimiento. Mayores crecimientos en concha y tejidos de *A. gibbus* fueron obtenidos cuando las postlarvas mayores a 3,5 mm de longitud se cultivaron en sistemas de flujo continuo bajo condiciones de baja densidad (1,5 vs. 9 semillas cm²) (Sarkis & Lovatelli, 2007). Las postlarvas de *N. nodosus* presentaron mayor crecimiento cuando fueron cultivadas en el medio natural dentro de colectores artificiales en condiciones de baja densidad (150 vs. 340 postlarvas colector-1) (Rupp *et al.*, 2004b). En *N. nodosus* se encontró una asociación negativa entre la densidad de postlarvas asentadas

sobre colectores artificiales y su crecimiento, mientras que en *A. nucleus* no se presentó asociación (Velasco & Barros, 2008).

Lugar de cultivo

De acuerdo con los trabajos de Avendaño *et al.* (2001), Rupp *et al.* (2005), Sarkis & Lovatelli (2007) y Velasco & Barros (en prensa), el crecimiento y supervivencia de las postlarvas y semillas de pectínidos son influenciados de forma importante por el ambiente donde se cultivan. Las postlarvas mantenidas en el mar tienen un crecimiento mayor que en el laboratorio posiblemente debido a que el alimento en el medio natural tiene una mayor variedad y calidad nutricional. En algunos casos, los organismos mantenidos en el mar tienen menores supervivencias que en el laboratorio debido a la variabilidad de los parámetros ambientales y a la presencia de depredadores. No obstante, conforme las postlarvas aumentan de tamaño, su supervivencia en el medio natural también aumenta.

Temperatura

El crecimiento de las postlarvas de bivalvos aumenta junto con la temperatura (Reyes-Sosa, 1985; Widman & Rhodes, 1991; Rupp *et al.*, 2004a; Rupp *et al.*, 2005; Velasco & Barros, 2008). Este efecto se explica porque el aumento de la temperatura ocasiona el incremento en la tasa de ingestión (Lu & Blake, 1997). Por otro lado, la supervivencia de los juveniles tempranos es favorecida por una temperatura cerca del límite inferior del rango de tolerancia para cada especie (Hodgson & Bourne, 1988; Manuel *et al.*, 2000; Robert & Nicolas, 2000). Las bajas temperaturas disminuyen la proliferación de bacterias patógenas que puede aumentar en esta etapa, debido a la presencia de los sustratos y a la menor circulación del aire dentro de los tanques, consecuencia de la resistencia al flujo que estos presentan. González-Estrada (2001) indican que el amonio, principal producto del metabolismo de las proteínas en los bivalvos es altamente tóxico para los juveniles de *A. ventricosus* y que un aumento de la temperatura del agua (entre 23 a 29 °C) incrementa su toxicidad en casi cinco veces.

Salinidad

Christophersen & Strand (2002), estudiaron el efecto de la salinidad en postlarvas de la vieira *Pecten maximus*, y encontraron que la mortalidad de las postlarvas cultivadas a 30 y 25 ups fue significativamente más baja que a 20 ups. Laing (2002), también encontró que la tasa de crecimiento de semillas de la misma especie fue significativamente más baja a salinidades de 26 ups que a 28 y 30 ups. Las reducciones observadas en la tasa de crecimiento fueron temporales y hay una recuperación después de diez días de expuestos a salinidades fuera de su rango natural.

Rupp & Parsons (2004) encontraron que semillas (6,1 mm de altura) de *N. nodosus* son más tolerantes a las reducidas salinidades que juveniles (25,5 mm de altura) y adultos (54,4 mm de altura). Mientras los juveniles y adultos presentaron 100 % de mortalidad en 36 horas de exposición a la salinidad de 21 ups, las semillas presentaron 76 % de supervivencia. Sin embargo, la tasa de síntesis del biso de los juveniles se deprime significativamente a salinidades inferiores de 29 ups, indicando un estrés fisiológico bajo

estas condiciones. Además, ha sido observado que la salinidad afecta la habilidad de las larvas para postergar la metamorfosis (Sastry, 1979).

Enfermedades

Una vez alcanzada la etapa de postlarvas, éstas se vuelven menos susceptibles a enfermedades bacterianas que las larvas, posiblemente como resultado del desarrollo o maduración de su sistema inmune. Uno de los problemas suscitados en el cultivo de las postlarvas del pectínido *N. nodosus*, es la mortalidad causada por la presencia del hongo saprófito *Fusarium* spp, que probablemente se desarrolla como consecuencia de una acumulación de material orgánico proveniente de la sedimentación de las microalgas y de las heces y pseudo heces de las postlarvas. Dicho hongo aparentemente, establece una simbiosis con bacterias de los géneros *Vibrio* y *Pseudomonas*, siendo ésta última la responsable de una coloración rojiza. .

Tecnología para la inducción al asentamiento y cultivo postlarvario

A medida que las larvas se aproximan a la metamorfosis, la selección del momento apropiado para iniciar el asentamiento es crucial, ya que si están listas para asentarse y no se disponen de los sistemas de asentamiento éstas pueden morir o se asientan sobre las paredes de los tanques, donde crecen apiñadas y expuestas al material que se sedimenta, ocasionando una importante pérdida de larvas pediveliger de acuerdo con Sarkis & Lovatelli (2007) los principales criterios utilizados para determinar el momento en que se deben disponer los sistemas de asentamiento para las larvas de pectínidos son:

- 1) La conducta de búsqueda de sustrato con la extensión del pie y reptación cuando éstas son observadas bajo el microscopio.
- 2) La aparición de un par de manchas oculares a cada lado, entre la glándula digestiva y las valvas, en más de un 50 % de las larvas.
- 3) Formación de aglomeraciones de larvas unidas entre sí cuando éstas son concentradas en un recipiente pequeño con agua de mar.

Aunque la obtención de un tamaño crítico determinado ha sido tenido como criterio para definir el inicio del asentamiento en varias especies de pectínidos (Bourne *et al.*, 1989; Sarkis & Lovatelli, 2007), en especies como *A. nucleus* y *N. nodosus* no resulta un buen indicador pues se han obtenido asentamientos con animales de diferentes tallas. De acuerdo con Sastry (1979), el inicio de la metamorfosis es independiente del tamaño de la larva pediveliger puesto que se han observado pequeñas larvas pediveliger que han alcanzado la metamorfosis y larvas de mayor tamaño que ni siquiera presentan conducta de búsqueda de sustrato. Adicionalmente, en las larvas pediveliger de algunas especies se ha reportado la habilidad de postergar la metamorfosis (Sastry, 1979).

En todo caso, es conveniente que antes de que las larvas estén completamente listas para asentarse se separen por tamaños ya que generalmente las más competentes tienen tamaños mayores, a ellas es posible colocarlas en los sistemas de asentamiento y a las de menores tamaños y desarrollo se les sigue tratando y monitoreando como larvas. En algunos laboratorios es una práctica corriente eliminar aquellas larvas que después de un tiempo prudencial no sean capaces de fijarse (48 horas). Esto es debido a que un alto porcentaje de las mismas mantienen este retraso en su desarrollo en las etapas

de postlarvas, presentando altos porcentajes de mortalidad, por lo que no alcanzan las etapas de juveniles y adultos.

Estimulación del asentamiento

Antes o en el momento de disponer a las larvas competentes en los sistemas de asentamiento es posible aplicar estímulos inductores al asentamiento y la metamorfosis que permiten acelerar y sincronizar estos procesos.

El asentamiento y metamorfosis de pectínidos de Colombia se ha inducido en *A. nucleus* y *N. nodosus*, logrando éxito al exponer las larvas competentes a una concentración de 10^{-5} M de epinefrina en el agua o descendiendo la temperatura ($20\text{ }^{\circ}\text{C}$), por un periodo de 48 h (Velasco & Barros, 2008). En *Nodipecten subnodosus* también se ha logrado inducir el asentamiento colocando las larvas competentes en un recipiente dentro de un refrigerador por 20 horas antes de ser colocadas en los sistemas de asentamiento (Castillo, com. pers.).

Asentamiento y cultivo postlarvario

El asentamiento y cultivo postlarvario se realiza en sistemas que además de proveer a los animales unas condiciones ambientales apropiadas, invariablemente deben contener una superficie disponible para que las larvas se asienten. Los parámetros fisicoquímicos que se deben proveer a las larvas competentes y postlarvas son los mismos utilizados para embriones y larvas. La Tabla 6.1 indica los principales parámetros fisicoquímicos usados durante el asentamiento y cultivo postlarvario de las especies de pectínidos de importancia comercial en Colombia.

Los sustratos de asentamiento pueden ser de diferente tipo dependiendo las preferencias de las especies, del lugar donde se utilizan y de la disponibilidad de materiales. Los colectores que se usan en laboratorio en general se prefiere que tengan las siguientes características: 1) que sean de materiales sintéticos durables, que no produzcan sustancias que puedan afectar a las larvas negativamente, 2) que presenten rugosidades para que provean una máxima y heterogénea superficie de asentamiento, 3) que sean livianos pero sumergibles para que su instalación y retirada se facilite, 4) que ocupen un espacio reducido cuando se van a almacenar, 5) que permitan un fácil desprendimiento de la semilla y 6) que su costo sea bajo.

El asentamiento de pectínidos en laboratorio se ha llevado a cabo empleando diferentes tipos de sustratos artificiales. Los más utilizados son las mallas de netlon, polipropileno (bolsas cebolleras o polisombra), nitex o nailon, generalmente con ojos de malla entre 8 y 12 mm. Este tipo de colectores poseen la mayoría de las ventajas señaladas, no obstante, el desprendimiento de la semilla no es muy fácil. Otros sustratos muy utilizados son los llamados sombreros chinos, los cuales son discos plásticos o de fibra de vidrio que tienen una posición horizontal en la columna de agua y encajan uno dentro del otro (Figura 6.4). Aunque también cumplen con la mayoría de las condiciones, en Colombia resultan ser relativamente costosos.

Tabla 6.1

Asentamiento larvario en laboratorio de algunas especies de pectínidos comerciales que se encuentran en Colombia. Ig = *I. galbana*, T-iso = *I. galbana* (clone *Tabity*) Csp = *Chaetoceros* sp., Cc = *C. calcitrans*, Cg = *C. gracilis*, Cm = *C. Muelleri*, Ml = *Monochysis lutheri*, Ts = *Tetraselmis suecica*, Ths = *Thalassiosira pseudonana*, Tc = *Tetraselmis chui*, No = *Nanochloropsis oculata*.

Especie	Temp. (°C)	Salin (ups)	Alimento (células μl^{-1} d ⁻¹ y microalga)	Sustrato	Larvas asentadas (%)	Días de inmersión de colectores (d)	Longitud postlarvas (mm)	Referencia
<i>A. nucleus</i>	25	36	60 Ig	Bolsas cebolleras, sombreros chinos, césped artificial	8-9	30-52	1,2-2,8	Velasco & Barros (2008), Colombia
<i>A. ventricosus</i>	25	37	150 Ig, Csp, Ts	Hule negro y tamices con malla de nylon de 140 μm	8.5	60	4,1	Maeda-Martínez <i>et al.</i> (1989), México
<i>E. vogdesi</i>	23	37	150 Ig	-	3	60	2	Monsalvo-Spencer (1994), México
<i>Nodipecten nodosus</i>	22-26		80-100 Csp, T-iso	Placas de policarbonato y netlon	-	37	1,1*	Rupp (1994), Brasil
	27	36	100 Ig, Cg, Tc	Sist. upwelling de huevos de trucha	80-90	15	2,5-3*	De la Roche <i>et al.</i> (2002), Venezuela
	23-24	33	Ayuno, 4,7 y 40 T-iso, Cm	Malla de polietileno	-	9	0,33	Rupp <i>et al.</i> (2004a)
	24-25	33-34	4 -5 T-iso, Cc, Cm	Netlon monofilamento	-	12	0,40*	Rupp <i>et al.</i> (2004b)
	25	36	60	Bolsas cebolleras, sombreros chinos, césped artificial	3-6	30-52	1,1-1,9	Velasco & Barros. (2008), Colombia
<i>N. subnodosus</i>	24	34	60-70 Ig, Cc, Ml, Cg	Malla plástica negra de 8 mm	-	33-48	1-3	Villavicencio (Com. pers.), México

* Altura de la concha

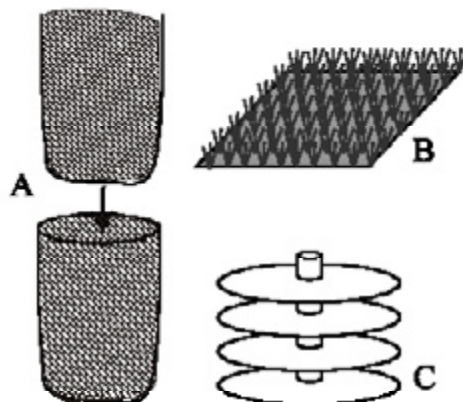


Figura 6.4
Sustratos artificiales utilizados para el asentamiento de pectínidos en laboratorio. A. Bolsas de malla, B. Césped artificial y C. Sombreros chinos.

Además de proveer sustratos apropiados en calidad, también se debe hacer en cantidad ya que esto permite aumentar la producción de postlarvas.

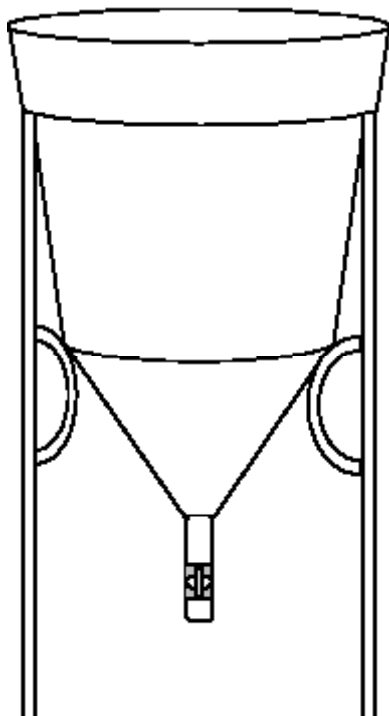


Figura 6.5
Tanques cónicos usados en el sistema estático de asentamiento.

Los sistemas de asentamiento se deben disponer por un período de al menos entre 8 y 20 días para que las larvas con crecimiento más lento tengan la oportunidad de fijarse. Generalmente queda un grupo que no se fija, el cual debe ser eliminado.

Tipos de sistemas de asentamiento

Sistema estático

El sistema de asentamiento más utilizado en pectínidos es el estático. Se lleva a cabo en los mismos tanques de cultivo larvario, o en tanques diferentes destinados a este propósito, preferiblemente que tengan fondo cónico de pendiente, pero sin flujo de agua. En estos tanques son sumergidos los sustratos artificiales en toda la columna de agua. Las larvas competentes son colocadas en estos sistemas a densidades entre 1 y 2 larvas mL⁻¹ (Helm *et al.*, 2006) (Figura 6.5).

Este sistema puede ser utilizado sólo para el asentamiento y cultivo larvario temprano (entre 8 y 15 días) o también para el cultivo posterior de las postlarvas hasta longitudes de 2 o 5 mm, tras lo cual son transferidas al mar. La primera forma de uso se aplica cuando los parámetros ambientales en el

mar no son muy diferentes a los que se brindan en laboratorio, por lo que el cambio de ambiente no genera alto estrés en los animales y es posible obtener altos crecimientos y supervivencias con un bajo costo. La segunda forma de uso del sistema permite una mayor supervivencia pero el crecimiento es limitado, y los costos de producción son más altos.

Una parte de los colectores es colocada cubriendo las superficies del tanque (Sarkis & Lovatelli, 2007) y otra parte es suspendida en toda la columna del tanque. Para lograr esto, los colectores son colgados de una estructura firme situada en la parte superior del tanque en forma de cruz o de estrella, de tal forma que queden suspendidos en la columna de agua dejando el menor espacio posible entre colectores y un espacio de 15 cm aproximadamente entre estos y el fondo. Una vez culminado el proceso de fijación de las larvas es recomendable suspender los colectores ubicados en el fondo, ya que allí se acumulan detritus orgánicos provenientes de los excedentes alimenticios y de los biodepósitos de las postlarvas, que propician el desarrollo de algunos patógenos oportunistas, tales como, bacterias y hongos saprofitos como *Fusarium* sp. (Bourne *et al.*, 1989; Chinain & Vey, 1988). Cuando se hace el cultivo postlarvario en el sistema estático es importante que los sustratos artificiales estén recubiertos de una malla exterior, con un ojo de malla entre 0,5 y 1,0 mm, ya que en la mayoría de los casos, una vez fijadas las semillas en poco tiempo pueden perder el biso y de este modo, caer y perderse antes de ser recuperado el colector.

La aireación debe ser suficiente para producir el movimiento de toda la columna de agua y evitar la proliferación de bacterias pero no debe producir alta turbulencia ya que ésta puede interferir en el proceso de asentamiento u ocasionar el desprendimiento de las postlarvas. En este sistema se utiliza agua microfiltrada, la cual se recambia un 100 % cada 24 o 48 h.

Sistema de flujo continuo

El sistema de flujo continuo consiste en colocar las larvas fijadoras en “unidades de flujo ascendente o descendente”, que son recipientes cilíndricos o rectangulares (entre 10 y 20 L) con un fondo de malla (entre 140 y 300 μm), los cuales se colocan suspendidos, en tanques de mayor dimensión (entre 70 a 1.000 L) sin tocar el fondo de éstos. El fondo de malla impide la pérdida de larvas y a la vez proporciona sustrato para el asentamiento. Se hace pasar un flujo de agua de entre 3 y 4 L h⁻¹ (De la Roche *et al.*, 2002; Sarkis & Lovatelli, 2007), provisto de alimento y oxígeno, a través de los recipientes con larvas maduras. En el sistema de flujo ascendente o “upwelling”, el agua con alimento se adiciona al tanque grande, ésta ingresa por el fondo de malla del recipiente con larvas y el agua con biodepósitos sale por un desagüe superior lateral provisto de una malla con tamaño apropiado para evitar la pérdida de larvas (Figura 6.6A). En el sistema de flujo descendente o “downwelling”, el agua con alimento ingresa a los tanques con larvas por la parte superior de éstos y el agua con biodepósitos sale por el fondo a través de la malla (Figura 6.6B). El sistema con circulación ascendente es más eficiente que el que tiene circulación descendente para evitar que las postlarvas entren en contacto con los biodepósitos (heces y pseudoheces) ya que con este último los depósitos tienden a acumularse sobre y alrededor de las postlarvas (Helm *et al.*, 2006).

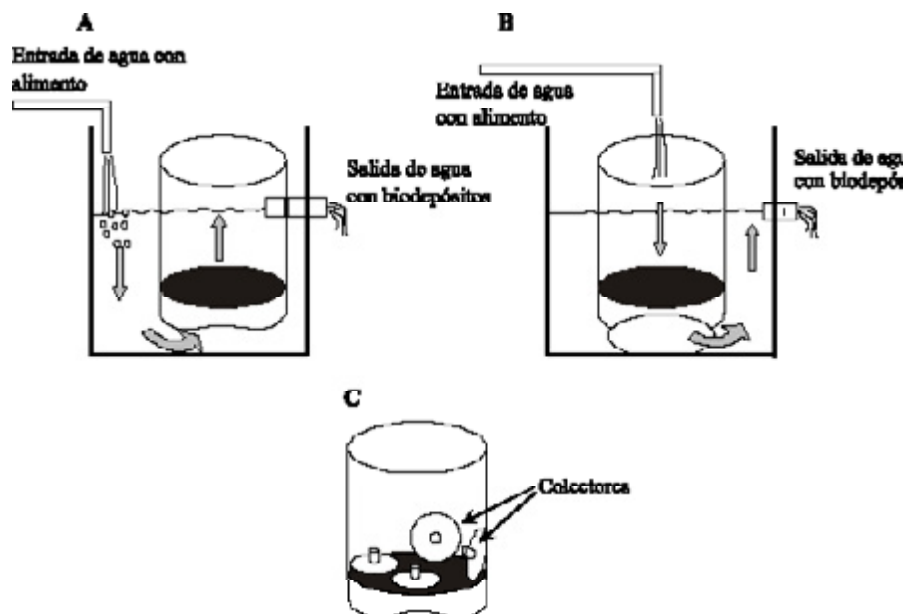


Figura 6.6 Sistema de flujo continuo utilizado para el asentamiento y cultivo larvario. **A.** Unidades de flujo ascendente (Upwelling), **B.** Unidades de flujo descendente (Downwelling) y **C.** Adición de sustratos.

Adicionalmente, los sistemas de flujo continuo pueden ser cerrados, en los cuales el agua se recircula, (Maeda-Martínez *et al.*, 1989) o abiertos, en los que el flujo de agua que ingresa al sistema es fresco y no hay recirculación. Con el flujo abierto se garantiza la eliminación de los desechos amoniacales tóxicos, debido a esto, la densidad de animales que se utiliza cuando se emplea sistema abierto puede ser mayor que cuando se aplica el sistema cerrado.

Luego que las postlarvas alcanzan longitudes de 2 mm se debe ajustar la densidad en cada unidad de surgencia periódicamente (cada 8 o 15 días) para no incurrir en apiñamiento, manteniendo porcentajes de cobertura entre 30 y 60 % de las unidades de surgencia (Sarkis & Lovatelli, 2007; Velasco & Barros, 2008).

El método de flujo continuo permite que las postlarvas tengan un mayor acceso al alimento y oxígeno, a la vez que retira eficientemente los biodepósitos producidos y el material sedimentado. La desventaja de este método es que dificulta la obtención masiva de semilla ya que las densidades de larvas colocadas en los recipientes de surgencia no deben ser mayores a 100 larvas cm^2 (Helm *et al.*, 2006) o incluso 30 larvas cm^2 (Sarkis & Lovatelli, 2007), requiriéndose muchas unidades de surgencia y un espacio mucho mayor al que se utiliza con el método de asentamiento estático. Sin embargo, con la adición de sustratos dentro de los recipientes de surgencia (Figura 6.6C), se han obtenidos mejores resultados en el cultivo de las postlarvas de *E. ziczac*, porque estas proporcionan un sustrato adicional que les permite a las larvas asentarse en gran parte de la columna de agua.

Los dos sistemas de asentamiento y cultivo postlarvario mencionados han sido utilizados con las especies de pectínidos de interés comercial que se encuentran en Colombia (Tabla 6.1) y con otras especies subtropicales, encontrando resultados similares en el porcentaje de larvas fijadas (Sarkis *et al.*, 2006). La elección de uno u otro sistema, así como sus variantes, depende de las condiciones ambientales de la zona de cultivo en el mar, el tamaño del laboratorio y los costos asociados a la producción. Mientras que el sistema estático evita la manipulación de las larvas, simplifica el proceso de cultivo postlarvario, ocupa una menor área del laboratorio por un menor tiempo y requiere menores gastos en la producción; el sistema de flujo continuo permite mayores supervivencias y un mejor control de la oferta del alimento, del monitoreo del crecimiento y supervivencia de las postlarvas (Sarkis & Lovatelli, 2007).

Suministro de alimento

Las larvas competentes y postlarvas pueden ser alimentadas de la misma forma descrita para las larvas utilizando un régimen continuo o discontinuo. De tal forma que pueden ser alimentadas de acuerdo con su edad y tamaño siguiendo diferentes tablas de alimentación como la que se presenta en la Tabla 6.2 o manteniendo una concentración de microalgas adecuada y constante en el tanque. Este es el caso de las postlarvas de *A. nucleus* y *N. nodosus* que fueron alimentadas manteniendo una concentración de 20 células de *I. galbana* μL^{-1} en los tanques de cultivo (Velasco & Barros, 2008).

En ocasiones, la tasa de crecimiento de las postlarvas se ve disminuida por la incapacidad de producir el alimento suficiente, que las mismas demandan en el “hatchery” (Uriarte & Farías, 1995). En este sentido, lo más recomendable, es utilizar microalgas producidas en exterior de forma masiva, trasladar a los organismos a estanques en tierra o directamente al mar. Vélez & Freitas (1993) emplearon una dieta complementaria de *Tetraselmis chuii* que se adicionaba al agua de mar filtrada a 15 μm . *T. chuii* es una microalga fácil de cultivar a gran escala, a bajo costos y con luz solar natural. Marín (1984) y Caballero-Mandujano (2000) cultivaron postlarvas en estanques de gran volumen, induciendo la productividad primaria por fertilización. Cuando se utiliza circulación abierta, el agua sólo se filtra hasta 40 a 80 μm con el filtro de arena para aprovechar la diversidad de especies de la productividad natural y se añaden microalgas a los tanques de forma continua. Aunque de esta forma se pierde alimento cultivado, se aprovecha el alto valor nutritivo de la diversidad de especies del medio natural.

Tabla 6.2

Raciones de alimento diario utilizadas para el cultivo postlarvario de *Evola ziczac* (Sarkis & Lovatelli, 2007)

Longitud postlarva (mm)	Días en sistemas de asentamiento y cultivo postlarvario (d)	Alimento (cel. μL^{-1})
<0,5	0-6	18
0,5-1	7-21	40
1-1,5	22-29	60
1,5-2	30-39	150
>2	40	220

Cambios de agua

En los sistemas cerrados de asentamiento larvario se utiliza agua microfiltrada, la cual se recircula, y se recambia un 100 % cada 24 (Velasco & Barros, 2008; Villavicencio com. pers.) o al menos cada 48 h (Monsalvo-Spencer, 1998; Sarkis & Lovatelli, 2007). En el sistema abierto generalmente se utiliza agua filtrada con filtro de arena (40 – 80 μm), la cual no se recircula. En cada cambio de agua se debe asegurar la recuperación de las larvas no fijadas sobre un tamiz recolector con una malla de tamaños entre 100 y 180 μm colocado bajo en el desagüe. Estas larvas deben ser observadas al microscopio y su permanencia en el cultivo se decide de la misma forma como se mencionó con las larvas de menor tamaño. Durante los recambios de agua, se debe evitar que el nivel de los tanques baje de tal forma que los sustratos donde están adheridas las postlarvas queden expuestos al aire. Esto se logra mediante la acción simultánea de llenado del tanque por la parte superior y su desagüe por la parte inferior.

Cuando el agua se cambia totalmente en los tanques de los sistemas de flujo continuo, las unidades que contienen las postlarvas se retiran y se lavan con un chorro de agua de mar a presión para despegar y eliminar cualquier resto adherido a los animales y a la malla. Mientras se drena y se limpia el tanque contenedor las postlarvas son suspendidas en otro tanque con agua de mar filtrada.

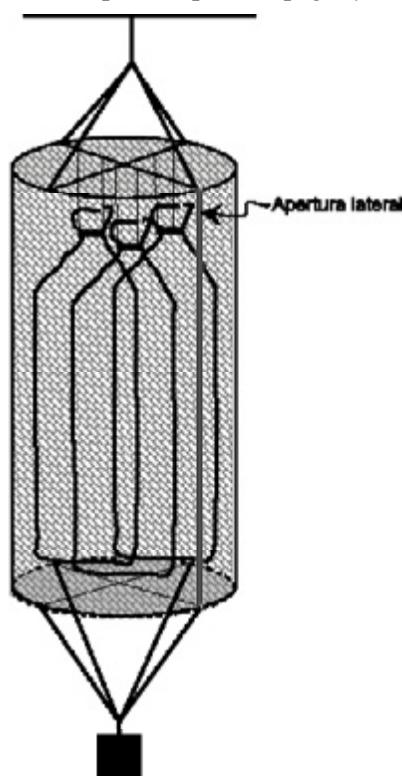


Figura 6.7
Redes tipo “baby lantern nets” utilizadas para proteger la semilla de pectínidos de tamaño pequeño adherida a sustratos y cultivarla en el mar (tomado de Velasco & Barros, 2008).

Traslado de las postlarvas o semillas al mar

El periodo en el cual las postlarvas permanecen en el laboratorio depende de su tasa de crecimiento, el espacio disponible del laboratorio para esta etapa y su capacidad para producir alimento, y la resistencia de la especie a las condiciones ambientales. Este puede ir de 10 a 80 días cuando las postlarvas tienen longitudes entre 0,5 y 3 mm (Rupp *et al.*, 2005, Sarkis & Lovatelli, 2007; Velasco & Barros, 2008). El traslado puede hacerse con la semilla adherida a los colectores o separada de ellos “semilla libre”.

En lugares donde las condiciones ambientales naturales no difieren mucho de las del laboratorio, la semilla pequeña (menor a 3 mm de longitud) puede ser transferida al mar estando adherida a los colectores. Los colectores son protegidos por cestas o bolsas de nailon con abertura de malla de 1 a 1,5 mm (Figura 6.7), que son transportados al mar en el interior de recipientes con agua marina

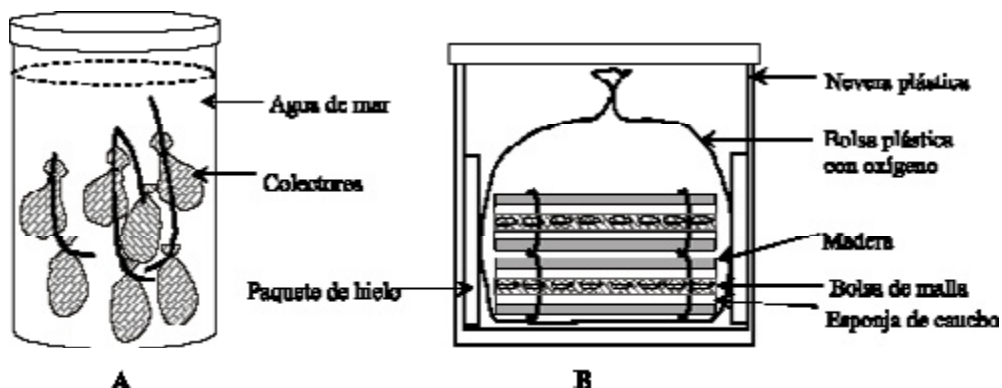


Figura 6.8 Sistemas usados para transportar semillas de pectínidos. A. Adheridas a colectores inmersos en agua y B. Semilla libre en húmedo y frío (adaptado de Maeda-Martínez, 2000).

aislados térmicamente ((Figura 6.8A). En el sitio de cultivo las bolsas con colectores son retiradas de los recipientes y suspendidas en el mar (Vélez & Freitas, 1993, De la Roche *et al.*, 2002; Rupp *et al.*, 2005; Velasco & Barros, 2008).

La transferencia de la semilla libre es más sencilla ya que ocupa muy poco espacio, siendo posible enviarla a lugares lejanos (tramos de hasta 34 h) en húmedo y frío dentro de cajas térmicamente aisladas como lo describe Maeda-Martínez *et al.* (2000) (Figura 6.8B). La semilla se coloca en sobres o bolsas de malla formando una capa fina que se colocan entre espumas humedecidas con agua de mar, éstas a su vez se ubican entre un par de tapas de madera, formando un arreglo tipo sándwich que se amarra. Este arreglo se coloca dentro de bolsas plásticas que van en cajas aisladas térmicamente con al menos 50 g L^{-1} de hielo empacado. Se inyecta oxígeno para mejorar la supervivencia en los viajes largos ($> 4 \text{ h}$).

Entre mayor sea la talla de las postlarvas en el momento del traslado al mar, mayor es su supervivencia (Sarkis & Lovatelli, 2007). La temperatura ambiental debe coincidir con la que se encuentra en el laboratorio (Sarkis & Lovatelli, 2007), lo que no suele ser un problema en las zonas tropicales, por lo que durante todo el año es posible trasladar las postlarvas al mar.

El rendimiento en la producción de postlarvas de las especies de pectínidos que se encuentran en Colombia y los principales parámetros de asentamiento y cultivo se muestran en la Tabla 6.1.

Desgrane de semilla

La semilla con longitudes entre 3 y 10 mm que está adherida a colectores o a las superficies de las unidades de surgencia debe ser despegada para trasladarla a otros sistemas de cultivo más apropiados. A esta operación se le llama desgrane de semilla. Debe realizarse con cuidado ya que se puede dañar la glándula del biso o el resilio durante esta operación. Existen diferentes métodos para lograr que la semilla se desprenda del sustrato sin que

resulte lastimada. Se debe cortar el bisco al nivel donde se adhiere al sustrato, evitando halar los animales directamente. La semilla menor a 2 mm de longitud debe ser despegada empleando pinceles suaves. La semilla mayor de 10 mm es más resistente y es posible utilizar máquinas especiales para separarlas de los colectores. Una técnica utilizada en algunos centros de cultivo consiste en exponer las semillas al aire por 30 minutos y luego agitarlas dentro de recipientes con agua de mar. También se utilizan métodos químicos, colocando la semilla adherida a los colectores en soluciones de hipoclorito de sodio (250 a 500 ppm) por períodos que varían entre 5 y 30 minutos, utilizando menores periodos de inmersión en tanto mayor sea la concentración de hipoclorito utilizada (Bourne *et al.*, 1989).

Clasificación y cuantificación de la semilla

La separación de la semilla por rangos de tamaño se hace empleando clasificadoras mecánicas o manuales (Helm *et al.*, 2006). Éstas últimas consisten en mallas que encajan dentro de una bandeja de plástico con tapón o válvula de desagüe. La bandeja se llena de agua parcialmente, se añade la semilla a una malla de tamaño ligeramente inferior al de los tamaños más grandes de semilla. Se mueve el cedazo dentro del agua hasta que no pase más semilla por la malla. Los animales retenidos por ella se retiran en contenedores con agua de mar provista de aireación o flujo abierto y se repite el proceso con la semilla de menor tamaño usando una malla más pequeña. Es conveniente crear al menos tres clases de tamaño y agrupar la semilla en éstas. La estimación de la cantidad de semilla obtenida puede hacerse de forma gravimétrica o volumétrica. Se mide el volumen o peso total de semilla producida en cada clase de tamaño y se cuenta el número de animales vivos y muertos en tres muestras de cada clase. La cantidad de semilla viva producida en cada clase de tamaño (N_c) equivale a:

$$N_c = n_v \times S / s$$

Donde n_v = promedio del número de semillas vivas en las muestras, s = volumen o peso de las muestras, S = volumen o peso total de cada clase de tamaño.

La cantidad total de semilla viva producida es la sumatoria de la semilla estimada para cada clase.

Agradecimientos

Se agradece a las personas que colaboraron directa o indirectamente en la elaboración de este manuscrito: Judith Barros, Ernesto Acosta, Cristian Granados, Martha Hawkins, Darío Vega, Walter Barbosa y Socorro Sánchez. Un agradecimiento especial para el Dr. Guillermo Rupp, cuyos comentarios permitieron mejorar este capítulo.

Bibliografía

Abarca, E.A. & J.C. Castilla. 1995. Efecto de la ausencia de alimento en el crecimiento

- y la supervivencia de postlarvas del ostión del norte *Argopecten purpuratus*, Lamarck, 1819. En: XV Jornadas de Ciencias del Mar. Chile.
- Abarca, E.A. & J.C. Castilla. 1997. Chemical induction of settlement and metamorphosis in the larvae of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*, Lamarck, 1819. En: XI International Pectinid Workshop. México.
- Acosta, C.P., G. Román, M.J. Campos & J. Cano. 1999. On some factors affecting *Aequipecten settlement*. En: Books of Abstracts, 12th International Pectinid Workshop. Bergen, Norway, 5-11 May, pp. 68-69.
- Ambrose, W.G. & J. Lin. 1992. Settlement preference of *Argopecten irradians* larvae for artificial substrata. En: 7th International Pectinid Workshop, World Aquaculture Society, pp. 16-19.
- Ambrose, W.G., C.H. Peterson, H.C. Summerson & J. Lin. 1992. Experimental tests of factors affecting recruitment of bay scallops (*Argopecten irradians*) to spat collectors. *Aquaculture* 108: 67-86.
- Avendaño-Herrera R.B., C.E. Riquelme & F. Silva. 2002. Utilización de biopelículas en el asentamiento de larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck 1819) en un hatchery comercial. *Rev. Biol. Mar. Ocean.* 37: 35-41.
- Avendaño, M., M. Cantillán, M. Le Pennec, C.J. Lodeiros & L. Freitas. 2001. Cultivo de Pectínidos iberoamericanos en suspensión. En: A. Maeda-Martínez (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Limusa, México, pp. 193-211.
- Bayne, B.L. 1964. The responses of the larvae *Mytilus edulis* (L.) to light and to gravity. *OIKOS* 15: 162-174.
- Bayne, B.L. & R.C. Newell. 1983. Physiological energetics of marine molluscs. In: De Saleuddin A.S.M. & K.M. Wilbur (Eds.). *The Mollusca, Physiology*, part 1. Academic Press, New York, pp. 407-515.
- Beiras R. & J. Widdows. 1995. Induction of metamorphosis in larvae of the oyster *Crassostrea gigas* using neuroactive compounds. *J. Mar. Biol.* 123: 327-334.
- Bourne, N. & C.A. Hodgson. 1991. Development of a viable nursery system for scallop culture. In: S.E. Shumway & P.A. Sandifer (Eds.). *An International Compendium of Scallop Biology and Aquaculture*. World Aquaculture Society, Baton, La., U.S.A., pp. 273-280.
- Bourne N., C.A. Hodgson & N.C. Whyte. 1989. A manual for scallop culture in British Columbia. Canadian technical report of fisheries and aquatic sciences No.1694, Nanaimo, British Columbia. 215p.
- Burns, C. D., M.E. Berrigan, & G.E. Henderson. 1979. *Fusarium* sp. infections in the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Aquaculture* 16: 193-198.
- Caballero-Mandujano, X. 2000. Policultivo de la almeja catarina *Argopecten ventricosus* y camarón café *Penaeus californiensis* en estanquería. Tesis de pregrado, Escuela Nacional de estudios Profesionales-Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. 116 p.
- Chinain, M. & A. Vey. 1988. Experimental study of *Fusarium solani*: infections in *Astacus leptodactylus* and *Pacifastacus leniusculus* (Crustacea, Decapoda). *Dis. Aquat. Org.* 5: 215-223.
- Christophersen, G. & Ø. Strand. 2002. Effect of reduced salinity on the great scallop (*Pecten maximus*) spat at two rearing temperatures. *Aquaculture* 215: 79-92.

- Coon S.L., D.B. Bonar & R.M. Weiner. 1985. Induction of settlement and metamorphosis of the pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg), by -DOPA and catecholamines. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 94: 211-221.
- Coutteau, P., M. Caers, A. Malle, W. Moore, J.J. Manzi & P. Sorgeloos. 1994. Effect of lipid supplementation on growth, survival and fatty acid composition of bivalve larvae. In: P. Kestemont, J. Muir, F. Sevila & P. Williot (Eds). *Maesures for success. CEMAGREF.*
- Cragg, S.M. & D.J. Crisp. 1991. The biology of scallop larvae. In: S.E. Shumway (Ed.). *Scallop: Biology, Ecology and Aquaculture. Develop. Aquac. Fish. Sci.*, pp. 75-122.
- De la Roche, J.P., A. Louro & G. Roman. 2005. Settlement of *Chlamys varia* (L.) in the hatchery. *J. Shellfish Res.* 34(2): 363-368.
- De la Roche, J.P., B. Marín, L. Freitas & A. Vélez. 2002. Embryonic development and larval and post-larval growth of the tropical scallop *Nodipecten (=Lyropecten) nodosus* (L. 1758) (Mollusca: Pectinidae). *Aquaculture Int.* 33: 819-827.
- Encomendero L. & E. Dupré. 2003. Efecto del sustrato en la intensidad del asentamiento de larvas de *Argopecten purpuratus* Lamarck 1819 (Bivalvia, Pectinidae) en ambiente controlado. *Inv. Mar.* 31: 25-32.
- Fernández-Alvarez, I. 1991. Reproducción y acondicionamiento de bivalvos en el criadero. Xunta de Galicia, Consellería de Pesca, Coruña, España. 35 p.
- García-Lavandeira M., A. Silva, M. Abad, A.J. Pazos, J.L. Sánchez & L. Pérez-Parallé. 2005. Effects of GABA and epinephrine on the settlement and metamorphosis of the larvae of four species of bivalve mollusk. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 316: 149-156.
- González-Estrada, F. 2001. Estudio de los efectos agudos y crónicos del amonio sobre la supervivencia, metabolismo y crecimiento de la almeja catarina (*Argopecten ventricosus* Sowerby II, 1842), en relación a la temperatura. Tesis de pregrado, Facultad de Ingeniería Pesquera, Universidad Autónoma de Nayarit, México.
- Harvey M., E. Bourget & N. Gagné. 1997. Spat settlement of the giant scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin, 1791), and other bivalve species on artificial filamentous collectors coated with chitinous material. *Aquaculture* 148: 277-298.
- Helm, M.M., N. Bourne & A. Lovatelli. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero, un manual práctico. FAO Fisheries Technical paper 471, Rome. 182p.
- Hodgson C.A. & N. Bourne. 1988. Effect of temperature on larval development of the spiny scallop, *Chlamys hastata* sowerby, with a note on metamorphosis. *J. Shellfish Res.* 7: 349-357.
- Kasyanov, V.L. 1991. Development of the japanese scallop *Mizuhopecten yessoensis* (Jay 1985). En: Shumway, S.E. & P.A. Sandifer (Eds.). *An International Compendium scallop biology and culture. World Aquaculture Workshops*, pp. 1-9.
- Labarta, U., M.J. Fernández-Reiriz, A. Pérez-Camacho. 1999. Dynamic of fatty acids in the larval development, metamorphosis and post-metamorphosis of *Ostrea edulis* (L.). *Comp. Biochem. Physiol.* 123A: 249-254.
- Laing, I. 2002. Effect of salinity on growth and survival of king scallop spat (*Pecten maximus*). *Aquaculture* 205: 171-181.
- Loosanoff, V.L. & H.C. Davis. 1963. Rearing of bivalve molluscs. *Adv. Mar. Biol.* 1: 2-130.
- Lora-Vilchis, M.C. & N. Doctor. 2001. Evaluation of seven algal diets for spat of the Pacific scallop *Argopecten ventricosus*. *J. World Aquac. Soc.* 32: 228-235.

- Lu, Y.T. & N.J. Blake. 1996. Optimum concentrations of *Isochrysis galbana* for growth of larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). J. Shellfish Res. 15: 635-643.
- Lu Y.T. & N.J. Blake. 1997. Clearance and ingestion rates of *Isochrysis galbana* by larval and juvenile bay scallops, *Argopecten irradians concentricus* (Say). J. Shellfish Res. 16: 47-54.
- Maeda-Martínez, A.N., P. Monsalvo & T. Reynoso. 1989. Tecnología para la producción intensiva de semillas de almeja catarina (*Argopecten circularis*). Publicación interna del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, México. 73 p.
- Maeda-Martínez, A.N., M.T. Sicard, & T. Reynoso. 2000. A shipment method for scallop seed. J. Shellfish Res. 19: 765-770.
- Manuel J.L., C.M. Pearce, D.A. Manning & R.K. O'Dor. 2000. The response of sea scallop (*Placopecten magellanicus*) veligers to a weak thermocline in 9-m deep mesocoms. Mar. Biol. 137: 169-175.
- Marín, B.J. 1984. Desove y desarrollo larval de la vieira *Lyropecten nodosa* L. en laboratorio. Tesis de pregrado, Departamento de Biología, Universidad de Oriente, Venezuela.
- Martínez, G. 1991. Seasonal variation in biochemical composition of three size classes of the chilean scallop *Argopecten purpuratus* Lamarck, 1819. The Veliger 34: 335-343.
- Martínez G., C. Aguilera & E.O. Campos. 1999. Induction of settlement and metamorphosis of the scallop *Argopecten purpuratus* Lamarck by K⁺ and epinephrine: energetic costs. J. Shellfish Res. 18: 41-46.
- Meadows, P.S. & J.L. Campbell. 1972. Habitat selection by aquatic invertebrates. Adv. Mar. Biol. 10: 271-382.
- Monsalvo-Spencer, P. 1994. Acondicionamiento gonádico, desarrollo embrionario y cultivo de larvas y juveniles de almeja voladora (*Pecten vogdesi*) (Mollusca: Pectinidae). Tesis de pregrado, Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Monsalvo-Spencer, P. 1998. Estudio sobre el cultivo de larvas y juveniles de almeja catarina *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842) en el laboratorio. Tesis de maestría. CICIMAR, Instituto Politécnico Nacional, La Paz B.C.S., México. 90 p.
- Narvarte M. & M. Pascual. 2003. Fertilization, larval rearing and post-larval growth of the tehuelche scallop *Aequipecten tehuelchus* D'Orb., 1846. Aquaculture 217: 259-274.
- O'Foighil D., B. Kingzett, G. O'Foighil & N. Bourne. 1990. Growth and survival of juvenile Japanese scallops, *Patinopecten yessoensis*, in nursery culture. J. Shellfish Res. 9: 135-144.
- Pearce, C.M. & E. Bourget. 1996. Settlement of larvae of the giant scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin), on various artificial and natural substrata under hatchery-type conditions. Aquaculture 141: 201-221.
- Pearce, C.M., R.K. O'Dor, S.M. Gallager, J.L. Manuel, D.A. Manning & E. Bourget. 1994. Settlement and metamorphosis of sea scallop (*Placopecten magellanicus*) larvae in 9-m deep mesocosms. Bull. Aquacul. Assoc. Canada 94: 12-14.
- Pérez, A. & G. Román. 1987. La reproducción en los moluscos bivalvos. En: Espinosa J. & U. Labarta (Eds). Reproducción en acuicultura. CAICYT, Madrid, pp. 133-

- 184.
- Pires, A., R.P. Croll & M.G. Hadfield. 2000. Catecholamines modulate metamorphosis in the opisthobranch gastropod *Phostilla siboagae*. Biol. Bull. 198: 319-331.
- Reyes-Sosa C.F. 1985. Experimental spat collection of the catarina scallop, (*Argopecten circularis*) in Bacochibampo Bay, Guaymas, Sonora, México. Tesis de maestría, University of Miami. 68 p.
- Robert, R & L. Nicolas. 2000. The effect of seawater flow and temperature on metamorphosis and postlarval development in great scallop. Aquaculture Int. 8: 513-530.
- Roberts, D., D. Rittschof, E. Holm & A.R. Schmidt. 1991. Factors influencing initial larval settlement: temporal, spatial and surface molecular components. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 150: 203-211.
- Rupp, G.S. 1994. Obtenção de reprodutores, indução a desova, cultivo larval e pós larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Bivalvia). Dissertação de Mestrado, Departamento de Aquicultura, Unversidade Federal Santa Catarina, Florianópolis, Brasil. 132 p.
- Rupp, G.S. & G.J. Parsons. 2004. Effects of salinity and temperature on the survival and byssal attachment of the lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* at its southern distribution limit. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 309: 173-198.
- Rupp, G.S., R.J. Thompson & G.J. Parsons. 2004a. Influence of food supply on postmetamorphic growth and survival of hatchery-produced Lion's Paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). J. Shellfish Res. 23: 5-13.
- Rupp, G.S., G.J. Parsons, R.J. Thompson & M.M. de Bem. 2004b. Effect of depth and stocking density on growth and retrieval of the postlaval Lion's Paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758). J. Shellfish Res. 23: 473-482.
- Rupp, G.S., G.J. Parsons, R.J. Thompson, & M.M. de Bem. 2005. Influence of environmental factors, season and size at deployment on growth and retrieval of postlarval lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) from a subtropical environment. Aquaculture 243: 195-216.
- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical paper 492, Rome. 173 p.
- Sarkis, S., M. Helm & C. Hohn. 2006. Larval rearing of calico scallops, *Argopecten gibbus*, in a flow-through system. Aquaculture Int. 14: 527-538.
- Sastry, A.N. 1965. The development and external morphology of pelagic larval and postlarval stage of the bay scallop, *Aequipecten irradians concentricus* say, reared in the laboratory. Bull. Mar. Sci. 15(2): 417-435.
- Sastry A.N. 1979. Pelecypoda (excluding ostreidae). En: A.C. Giese & J.S. Pearse (Eds.). Reproduction of marine invertebrates, Mollusc: Pelecypods and lesser classes, pp. 113-292.
- Tammi, K.A., E. Buhle, W.H. Turner & V. Satkin. 1997. Making the perfect spat bag for collection of the bay scallop, *Argopecten irradians*. J. Shellfish Res. 16: 295.
- Taylor, J.J., P.C. Southgate & R.A. Rose. 1998. Assessment of artificial substrates for collection of hatchery-reared silver-lip pearl oyster (*Pinctada maxima*, Jameson) spat. Aquaculture 162: 219-230.
- Tritar, S., D. Prieur & R. Weiner. 1992. Effects of bacterial films on the settlement of the oysters, *Crassotres gigas* (Thunberg, 1793) and *Ostrea edulis*, (Linnaeus, 1750) and the scallop *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758). J. Shellfish Res. 11: 325-330.

- Uriarte, I. & A. Farías. 1995. Effect of broodstock origin and postlarval diet on postlarval growth and physiological performance of the Chilean scallop. In: P. Lavens, E. Jasper & I. Roelants (Eds). Larvi'95, Fish and Shellfish larviculture Symposium. European Aquaculture Society, Special Publications, Gent, Belgium, pp. 69-72.
- Uriarte, I., A. Farías & J. Peña. 1993. Variabilidad de la calidad nutritiva de las microalgas y su importancia en la acuicultura de organismos filtradores. En: Resúmenes del XIII Jornadas de Ciencias del Mar. Viña del Mar, Chile. 95 p.
- Uriarte, I., G.S. Rupp & A. Abarca. 2001. Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: A. Maeda-Martínez (Ed.), Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura, Limusa, México, pp. 147-171.
- Uribe, E., C. Solar, C. Vicuña & J. Green. 1993. Induction of metamorphosis of the Chilean scallop, *Argopecten purpuratus* Lamarck (1918), with thermal shock. En: 9th International Pectinid Workshop, Canada, pp. 76-82.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008. Survival and growth of hatchery-produced postlarvae and spat of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture Res. 10.1111/j.1365-2109.2008.02103.x.
- Vélez, A. & Freites, L. 1993. Cultivo de "semillas" de *Pecten ziczac* (L), bajo condiciones ambientales controladas ("Hatchery"). En: Mem. IV Congr. Latinoam. Ciencias del Mar (COLACMAR). Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte. Serie ocasional 2: 311-317.
- Vera, B. 1988. Algunos aspectos que influyen sobre la fijación de la vieira *Pecten ziczac*. I. Orientación del sustrato. Mem. Soc. Cienc. Natur. La Salle 153(4): 103-110.
- Whyte J.N., N. Bourne, N.G. Guinther & A. Hodgson. 1992. Compositional changes in the larvae to juvenile development of the scallop *Crassadoma gigantea* (Gray). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 163: 13-29.
- Widman J.C. & E.W. Rhodes. 1991. Nursery culture of the bay scallop, *Argopecten irradians irradians*, in suspended mesh nets. Aquaculture 99: 257-267.
- Weiner, R., D. Sledjeski, E. Quintero, S. Coon & M. Walch. 1993. Periphytic bacteria cue oyster larvae to set on fertile benthic biofilm. En: R. Guerrero & C. Pedrós-Alió (Eds.). Trends in microbial ecology. Spanish Society for Microbiology, Barcelona, pp. 217-220.

Cultivo de pectínidos juveniles y adultos de interés comercial de Colombia

Luis Felipe Freites¹ y Luz Adriana Velasco²

¹Instituto Oceanográfico de Venezuela, Universidad de Oriente, Cumaná, CP 6101, Estado Sucre (Venezuela), e-mail: lfreitesv@yahoo.es

²Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Carrera 2 No. 18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia), e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

Los pectínidos juveniles y adultos son organismos resistentes a condiciones ambientales adversas y con altas demandas de energía para sostener su producción somática y gonadal creciente. Debido a estas características, su cultivo normalmente se lleva a cabo en el mar, en donde aunque pueden experimentar condiciones de estrés durante algunos periodos de tiempo, existe una relativa disponibilidad de alimento natural. Una vez que los juveniles o “semillas” de pectínidos alcanzan un tamaño adecuado para que puedan ser extraídos de los sustratos de asentamiento y soporten la manipulación (entre 5 y 10 mm), se puede dar inicio a su cultivo en el mar. Si la semilla proviene de laboratorio, además es necesario un periodo de aclimatación de manera tal, que las mismas no sufran un estrés metabólico por diferencias con los parámetros fisicoquímicos del medio ambiente marino. El cultivo de pectínidos juveniles y adultos en el medio ambiente marino contempla dos etapas: el precultivo o cultivo intermedio y el cultivo final o engorda. El precultivo, da comienzo en el mismo momento en que los juveniles son separados de los sustratos y trasladados a los sistemas de crecimiento en el mar. En esta edad, los juveniles son vulnerables a los depredadores por lo que deben ser colocados en sistemas que les brinde la protección apropiada. La etapa de engorda comienza cuando los animales obtienen longitudes entre 30 y 40 mm, dependiendo la especie y el plan de manejo. Como en estas tallas los animales ocupan más espacio, consumen más alimento y son menos vulnerables a la depredación, generalmente son trasladados a otro tipo sistemas de mayor capacidad de carga y que permiten un mayor flujo de agua a través de los animales pese a que proveen una menor protección contra depredadores. Esta etapa finaliza en el momento que alcanzan el tamaño comercial, cuando son cosechados y comercializados.

La mayoría de países que cultivan pectínidos, han aplicado o adaptado las técnicas clásicas desarrolladas por los japoneses en la década de los 60's. Este es el caso de México, Panamá, Brasil, Venezuela, Ecuador y Colombia, donde se ha iniciado a nivel experimental

el cultivo de especies como *Argopecten nucleus*, *Argopecten ventricosus*, *Euvola ziczac*, *Nodipecten nodosus* y *Nodipecten subnodosus*. Aunque en Colombia se encuentran todas estas especies, las experiencias de cultivo se han limitado solamente a *A. nucleus* y *N. nodosus*. En el presente capítulo se describe el crecimiento y supervivencia de los pectínidos juveniles y adultos, así como los factores que inciden sobre estos parámetros, haciendo énfasis en las especies de interés comercial que se encuentran en Colombia. Así mismo, se hace una síntesis de la tecnología empleada para el cultivo de estas especies a nivel experimental. Para ello, este capítulo recopila información generada en Colombia y en los países vecinos.

Crecimiento y supervivencia de pectínidos juveniles y adultos

El crecimiento representa una respuesta integrada de los procesos fisiológicos de adquisición y salida de energía en los organismos (Bricelj & Shumway, 1991). Es el producto de la disponibilidad de recursos y la eficiencia con la cual son convertidos en tejidos corporales. El crecimiento en concha de los pectínidos sigue el modelo de von Bertalanffy, éste se caracteriza por ser muy alto en los organismos juveniles y decrece gradualmente en los adultos hasta alcanzar una asíntota. Aunque el crecimiento de los tejidos blandos sigue un patrón similar, este puede disminuir cuando ocurren periodos de ayuno, desoves o cuando hay reabsorción de tejidos en la etapa senescente, por lo tanto es descrito mejor por un modelo polinomial (Thompson & MacDonald, 1991). La producción de gametos, la cantidad de energía asimilada y el metabolismo se incrementan en función de la edad en los pectínidos, mientras que la cantidad de energía disponible para crecer, así como la eficiencia de conversión del alimento en tejidos corporales decrecen con la edad (Vahl & Sundet, 1985; Thompson & MacDonald, 1991). Esto indica que los individuos más viejos son menos productivos por gramo de peso que los jóvenes. Aunque los organismos juveniles son más eficientes en adquirir energía en comparación con los adultos, requieren consumir una mayor ración de alimento por unidad de peso del cuerpo, perdiendo peso con mayor rapidez ante una situación de ayuno y están sometidos a una mayor presión de depredación (Bayne, 1985). Al aumentar la edad, el animal se deriva menos energía absorbida del alimento a la producción de tejido somático, y más de ésta a la producción de tejido reproductivo (Ferraz-Reyes, 1989; Freitas *et al.*, 1996; Lodeiros & Himmelman, 2000). La transición desde el énfasis en el crecimiento somático de los juveniles al reproductivo de los adultos ocurre de forma gradual y comienza a diferentes edades, dependiendo de la especie (Thompson & MacDonald, 1991).

La supervivencia natural de los pectínidos en las fases juvenil y adulta es alta en comparación a la que presentan en la fase larvaria y postlarvaria (Imai, 1982). En algunos periodos caracterizados por una escasa disponibilidad de alimento y altas temperaturas, especialmente en la época de desove, se ha podido observar la muerte de los ejemplares de mayor tamaño, como consecuencia de sus mayores demandas metabólicas y esfuerzo reproductivo. Esto ha sido documentado en varias especies de pectínidos de aguas templadas (Vahl, 1978; Shafee & Lucas, 1982; Bricelj *et al.*, 1987; Shumway *et al.*, 1988) y tropicales (Lodeiros & Himmelman, 1994, 1996; Maeda-Martínez *et al.*, 1997; Lodeiros *et al.*, 1993; Freitas *et al.*, 2003).

Factores que influyen el crecimiento y supervivencia de juveniles y adultos

Alimento

La condición fisiológica y el crecimiento de los bivalvos aumentan junto con la concentración y porcentaje orgánico del seston (Lodeiros & Himmelman, 1994; Vélez *et al.*, 1995; Lodeiros *et al.*, 1998; González *et al.*, 1999; Román *et al.*, 1999; Freites *et al.*, 2003; Velasco & Navarro, 2003; 2005; Fernández-Reiriz *et al.*, 2004; Rupp, 2007). Sin embargo, a concentraciones de seston muy altas, los parámetros fisiológicos y de crecimiento descienden (Velasco & Navarro, 2003; 2005; Velasco, 2006). En estas condiciones, ocurre una sobresaturación del sistema alimentario de los bivalvos y su tasa de ingestión desciende. Aunque las demandas energéticas de los pectínidos pueden ser suplidas por el material orgánico suspendido tanto de origen fitoplanctónico como detrítico, el primero permite un mayor crecimiento de los pectínidos (Lodeiros *et al.*, 1998; Freites *et al.*, 2003). Siendo especialmente nutritivas ciertas especies fitoplanctónicas con un alto contenido del ácido docosahexaenoico (Velasco, 2007).

Temperatura

La condición fisiológica y el crecimiento de los pectínidos aumenta junto con el incremento de la temperatura (González *et al.*, 1999), pero a temperaturas muy altas estos parámetros descienden (Lodeiros & Himmelman, 1994; Freites *et al.*, 1996; Maeda-Martínez *et al.*, 1997; Román *et al.*, 1999; Velasco, 2006). La alta temperatura ocasiona el incremento de la tasa metabólica de los pectínidos lo que se traduce en un aumento en la tasa de excreción de amonio y de producción de dióxido de carbono (Lu *et al.*, 1999; Velasco, 2006). En *N. nodosus* se encontró que la letal oscila entre 29,8 y 31,8 °C, siendo las postlarvas más tolerantes a las altas temperaturas que los adultos (Rupp & Parson, 2004). Contrariamente, las bajas temperaturas (entre 15 y 22 °C) no afectan la supervivencia de *N. nodosus* (Rupp & Parson, 2004).

Salinidad

Las bajas salinidades (< 27 o 29 ups) ocasionan el descenso en la condición fisiológica, crecimiento y supervivencia de los pectínidos (Singnoret *et al.*, 1996; Navarro & González, 1998; Román *et al.*, 1999; Rupp & Parson, 2004). Los invertebrados marinos expuestos a medios hiposmóticos tienden a diluirse, debido a que el agua tiende a entrar en su cuerpo para equilibrar la presión osmótica con el medio externo lo cual hace que su volumen corporal se incremente y ocurra un desbalance iónico (Eckert *et al.*, 1990). Aparentemente los pectínidos no son capaces de funcionar bajo estas condiciones ni poseen mecanismos para mantener su concentración iónica y/o volumen corporal. Rupp & Parson (2004) determinaron que la salinidad letal de *N. nodosus* está entre 20 y 23 ups, siendo los juveniles más tolerantes a la baja salinidad que los adultos.

Corrientes

Entre menor es la velocidad de flujo de agua el crecimiento de los pectínidos es mayor,

valores entre 4 y 20 cm s⁻¹ son inhibitorios del crecimiento ya que provocan la reducción en la cantidad de oxígeno y alimento retenidos debido a la disminución en la diferencia de presión entre las aperturas inhalante y el exhalante (Kirby-Smith, 1972; Wildish *et al.*, 1987; Roldán, 2001).

Densidad

La alta densidad de pectínidos juveniles y adultos ocasiona la disminución de su crecimiento y/o supervivencia (Félix-Pico, 1991; Hardy, 1991; Freitas *et al.*, 1995; Maeda-Martínez *et al.*, 1997; Román *et al.*, 1999; Acosta *et al.*, 2000; Rupp, 2007, Velasco & Barros, en prensa), debido principalmente a que la disponibilidad de espacio, alimento y oxígeno se ven limitados y la interacción entre individuos aumentada. A altas densidades ocurren “mordeduras” entre los pectínidos, las cuales causan daños en los tejidos blandos, la disminución en el crecimiento y/o la muerte de los animales (muerte par) (Green, 1979; Hardy, 1991; Bourne *et al.*, 1989). Igualmente, el agrupamiento de los individuos provoca competencias intraespecífica por alimento y oxígeno disponibles para los mismos, lo que hace que se reduzcan la tasa de ingestión, el consumo de oxígeno y su crecimiento. Adicionalmente, en estas condiciones las sustancias de deshecho tóxicas como el amonio y dióxido de carbono, pueden aumentar su concentración, provocando efectos deletéreos en el funcionamiento de los bivalvos.

Como los pectínidos juveniles ocupan un menor espacio, son cultivados a mayores densidades por unidad de área que los adultos, sin embargo, los juveniles son menos tolerantes que los adultos a la alta densidad (Green, 1979). Esto posiblemente se debe a que los pectínidos de menor tamaño tienen mayores requerimientos de alimento y oxígeno por unidad de peso que los de mayor tamaño (Bayne & Newell, 1983; Velasco, 2007), así mismo, su tasa de producción de amonio por unidad de peso es también mayor (Velasco, 2007).

Depredación

La abundancia de depredadores está asociada de forma directa con la mortalidad de los pectínidos más no con su crecimiento (González *et al.*, 2000; Freitas *et al.*, 2000a). Son varios los depredadores que se han reportado para pectínidos, especialmente para la etapa juvenil. Los más documentados son los cangrejos, las estrellas de mar, los caracoles, los peces y pulpos (Ciocco & Orensanz, 2001). Los cangrejos triturar a los pectínidos pequeños, mientras que ramonean a los grandes. Las estrellas de mar los ingieren completamente o sólo las partes blandas, evaginando e introduciendo el estómago a través de ambas valvas (Green, 1979). Los pectínidos también pueden ser ingeridos por una variedad de caracoles carnívoros, que pueden taladrar la concha o inyectar una toxina dentro del animal cuando el pectínido abre sus valvas. La toxina debilita el músculo aductor de tal forma que le es imposible mantener las valvas cerradas y el caracol empieza a alimentarse de sus partes blandas (Green, 1979).

Los principales depredadores de pectínidos reportados en el Caribe son los gasterópodos pertenecientes a las familias Cymatiidae y Fasciolaridae y los cangrejos de las familias

Portunidae, Xanthidae, Majidae y Grapcidae (Tabla 7.1). Aunque en el Pacífico colombiano no se ha realizado este tipo de estudios, para *A. ventricosus* se han reportado en México depredadores tales como peces de la familia Tetraodontidae, Lutjanidae y Balistidae, estrellas de mar, gasterópodos de la familia Muricidae y cangrejos de la familia Portunidae (Tabla 7.1).

De acuerdo con Ciocco & Orensanz (2001) y Maeda-Martínez *et al.* (2001), la mortalidad por depredación depende de varios aspectos: 1) Tamaño del pectínido: los estadios tempranos bentónicos tienen mayores tasas de mortalidad por depredación. 2) Estado fisiológico de los pectínidos: la tasa de mortalidad por depredación se incrementa en pectínidos estresados por altas temperaturas, manipulación, o infestación de parásitos. 3) Abundancia de los depredadores: la tasa de mortalidad por depredación aumenta en las épocas del año o lugares en los cuales los depredadores son más abundantes. 4) Densidad de pectínidos: La mortalidad por depredación aumenta cuando la densidad de pectínidos

Tabla 7.1

Principales depredadores de las especies de pectínidos de Colombia (Felix-Pico, 1991; Maeda-Martínez *et al.*, 1992; Lango-Reynoso, 1994; Velez *et al.*, 1995; Freitas *et al.*, 1999; Urban, 1999; Freitas *et al.*, 2000; Mendoza *et al.*, 2003; Velasco *et al.*, en prensa).

Grupo	Especie de depredador	<i>Argopecten nucleus</i>	<i>Argopecten ventricosus</i>	<i>Euvola ziczac</i>	<i>Nodipecten nodosus</i>
Gasteropoda	<i>Cymatium sp.</i>	X		X	X
	<i>Fasciolaria tulipa</i>			X	X
	<i>Muricanthus sp.</i>		X		
	<i>Hexaplex erithrostomus</i>		X		
	<i>Chicorues breviform</i>			X	X
	<i>Thais haemastoma floridana</i>			X	
Arthropoda	<i>Charybdis helleri</i>	X			X
	<i>Cronius ruber</i>	X	X		X
	<i>Callinectes belicosus</i>		X		
	<i>Pilumnus sp.</i>	X		X	X
	<i>Macrocoeloma sp.</i>	X		X	
	<i>Menippe nodifrons</i>			X	
	<i>Microprys antillensis</i>	X			
	<i>Mithrax hispidus.</i>	X		X	
	<i>Podochela gracilipes</i>	X			
	<i>Stenorhynchus seticornis</i>	X			X
Chordata	<i>Pachygrapsus transversus</i>	X			
	<i>Calappa cinerea</i>				X
	<i>Sphaeroides annulatus</i>		X		
Echinodermata	<i>Hoplopagrus guntheri</i>		X		
	<i>Balistes sp.</i>		X		
	<i>Luidia sp</i>		X		
Mollusca	<i>Octopus vulgaris</i>			X	X

es más alta, sin embargo, esta descende cuando la densidad de pectínidos excede el nivel de saturación del depredador. 5) Profundidad: La mortalidad por depredación es mayor en aguas someras ya que hay una mayor abundancia de depredadores.

Las adaptaciones que han desarrollado los pectínidos para evitar a sus depredadores incluyen vivir en lugares inaccesibles, ser grandes, resistentes, tener una alta movilidad, detectar a tiempo la presencia de un depredador y escapar (Ciocco & Orensanz, 2001). En las etapas tempranas de la fase bentónica los pectínidos se refugian en materiales biogénicos filamentosos tales como algas, briozoos, hidrozoos, etc., y posteriormente lo abandonan. Al alcanzar cierto tamaño, los pectínidos encuentran un refugio efectivo frente a determinados depredadores. Los pectínidos con conchas gruesas como *N. nodosus* son más resistentes frente a algunos depredadores que aquellos de conchas finas, sin embargo, se vuelven menos móviles y en algunos casos son especies que viven fijas a un sustrato (o que no se mueven de un área establecida). Por otro lado, los pectínidos con conchas finas como *Amusium* spp tienen la estrategia contraria, aunque su concha es frágil, tienen una alta movilidad. En algunas especies como *A. purpuratus* se ha sugerido que llevan a cabo migraciones ontogénicas hacia zonas de mayor profundidad donde encuentran protección frente a ciertos depredadores (Maraharens, 1995). Finalmente, los pectínidos pueden detectar la presencia de depredadores de forma quimiosensorial, visual o táctil y escapar a tiempo, como se ha comprobado que ocurre en presencia de las estrellas de mar y gasterópodos (Winter & Hamilton, 1985).

Epibiontes

La concha dura de los pectínidos provee un excelente sustrato para que se asienten numerosos organismos. Entre los principales epibiontes están las algas, esponjas, hidrozoos, poliquetos, bivalvos, anfipodos, cirripedios, briozoos y ascidias (Uribe *et al.*, 2001). Después de que ciertas especies se han asentado a la concha, ocurre una sucesión ecológica debido a la creación de nuevos hábitats, que son apropiados para otras especies (Green, 1979). Los principales epibiontes que se han reportado sobre los pectínidos de interés comercial de Colombia se indican en la Tabla 7.2.

La presencia de epibiontes sobre la concha generalmente va en detrimento de la condición fisiológica, supervivencia, crecimiento en carne y/o concha de los pectínidos (Duggan, 1973; Naidu & Cahill, 1986; Bourne *et al.*, 1989; Minchin & Duggan, 1989; Cropp & Hortle, 1992; Claereboudt *et al.*, 1994; Lodeiros & Himmelman, 1996; 2000; González *et al.*, 2000), pero en algunos casos pueden ser beneficiosos (Green, 1979). Entre los principales aspectos negativos están: 1) Varios epibiontes como ciertas esponjas y poliquetos taladran (o perforan) la concha, esto obliga a los pectínidos a secretar nuevas capas de concha en el interior, el músculo aductor pierde calidad, se debilita su condición fisiológica y aumenta su tasa de mortalidad. 2) Los epibiontes ocasionan un incremento en el peso de las valvas de los pectínidos dificultando su movilidad y su capacidad para escapar de depredadores. 3) Muchos de los epibiontes son filtradores (cirripedios, bivalvos, briozoos y ascidias) por lo que compiten con los pectínidos por el alimento (Lodeiros & Himmelman, 1996), lo cual puede reducir el crecimiento de los pectínidos cuando la disponibilidad de alimento es escasa. 4) En algunas ocasiones el crecimiento de epibiontes impide el cierre total de las valvas o su apertura, facilitando

Tabla 7.2

 Principales epibiontes de las especies de pectínidos de Colombia (Vélez *et al.*, 1995; Rupp & Parsons, 2001; Uriarte *et al.*, 2001).

Grupo	Especie de epibionte	<i>A. nucleus</i>	<i>A. ventricosus</i>	<i>E. ziczac</i>	<i>N. nodosus</i>	<i>N. subnodosus</i>
Porifera	<i>Cliona</i> sp.	X	X	X	X	X
	<i>Leucosolenia coriacea</i>		X			X
	<i>Verongia aurea</i>		X			X
Cnidaria	<i>Aglaophenia diequensis</i>		X			X
	<i>Anthopleura dowii</i>		X			X
	<i>Bunodosoma</i> sp.	X			X	
	<i>Ectopleura</i> sp.				X	
	<i>Stylochoplana</i> sp.				X	
	<i>Bunodactis stelloides</i>			X	X	
	<i>Isophyllopora</i> sp.					X
Mollusca	<i>Anadara multicosatata</i>		X			X
	<i>Anomia peruviana</i>		X			X
	<i>Barbaria illota</i>		X			X
	<i>Crepidula</i> sp.		X			X
	<i>Crucibulum spinosum</i>		X			X
	<i>Isognomon recognitus</i>		X			X
	<i>Laevicardium elatum</i>		X			X
	<i>Lucapinella callomarginata</i>		X			X
	<i>Modiolus pseudotulipus</i>		X			X
	<i>Pinctada</i> sp.	X	X	X	X	X
	<i>Pinna rugosa</i>		X			X
	<i>Pteria</i> sp.	X	X	X	X	X
	<i>Saccostrea palmula</i>		X			X
	<i>Serpulorbis margaritaceus</i>		X			X
	<i>Undulostrea megodon</i>		X			X
	<i>Crassostrea rhizophorae</i>			X	X	
	<i>Leptopecten bavayi</i>				X	
	<i>Ostrea equestris</i>			X	X	
	<i>Perna perna</i>				X	
	<i>Ryenella lateralis</i>			X	X	
<i>Thais haemastoma</i>				X		
Annelida	<i>Hydroides recurvispina</i>		X			X
	<i>Neanthessuccinea</i>		X			X
	<i>Nereis pelagica</i>		X			X
	<i>Polydora</i> sp.	X	X	X	X	X

Tabla 7.2 (continuación)

Principales epibiontes de las especies de pectínidos de Colombia (Vélez *et al.*, 1995; Rupp & Parsons, 2001; Uriarte *et al.*, 2001).

Grupo	Especie de epibionte	<i>A. nucleus</i>	<i>A. ventricosus</i>	<i>E. ziczac</i>	<i>N. nodosus</i>	<i>N. subnodosus</i>
Arthropoda	<i>Balanus</i> sp.	X	X	X	X	X
	<i>Megabalanus tintinnabulum</i>	X			X	
	<i>Pleuroncodes planipes</i>	X			X	
	<i>Tetraclita squamosa</i>	X			X	
	<i>Tumidotheres margarita</i>		X			X
Hemichordata	<i>Ascidia interrupta</i>		X			X
	<i>Clavelina</i> sp.				X	
	<i>Styela</i> sp.			X		
Echinodermata	<i>Arbacia stellata</i>		X			X
	<i>Pentamera chierchia</i>	X			X	
	<i>Pharia pyramidata</i>		X			X
Bryozoa	<i>Bugula</i> sp.			X	X	
	<i>Schizophorella</i> sp.				X	

la acción de depredadores o impidiendo su alimentación (Green, 1979; Lodeiros & Himmelman, 1996). 5) Algunos epibiontes como hidrozooos invaden la parte interna de los pectínidos causando la retracción del manto, distorsiones en la concha o incluso su muerte (Vélez *et al.*, 1995). Dentro de los aspectos positivos, Green (1979) destaca el caso de ciertas esponjas que recubren a los pectínidos dificultando la adhesión de los pies ambulacrales de la estrella de mar, lo que permite que los pectínidos puedan escapar ante su acción predatora. Adicionalmente, cuando la concha contiene epibiontes es menos probable que ésta sea atacada por organismos taladradores. En las especies de pectínidos de Colombia se ha podido establecer el efecto negativo del fouling sobre el crecimiento de algunas especies como *E. ziczac*, sin embargo, en otras especies como *A. nucleus* y *N. nodosus* no ocurre este efecto (Lodeiros *et al.*, 1993; Freitas & Núñez, 2001; Lodeiros & Himmelman, 1996).

La presencia de epibiontes es mayor en zonas someras que a profundidad (Rupp, 2007), aparentemente debido a la mayor oferta de alimento en las capas con mayor intensidad lumínica.

Factores genéticos

Los factores genéticos afectan tanto la tasa de crecimiento como la supervivencia de los pectínidos juveniles y adultos, por lo que se ha tratado de manipular este componente con el fin de obtener mayor producción. El mayor grado de heterocigocidad de ciertas poblaciones de pectínidos ha sido asociado con mayores valores de crecimiento y condición fisiológica (Von Brand-Skopnik & Ibarra-Humphries, 2001). Juveniles de *A. purpuratus* obtenidos por captación natural y posiblemente con una mayor variabilidad

genética, presentan mayores supervivencias que aquellos producidos en hatchery, sin embargo, el crecimiento es similar (Abarca *et al.*, 1997). Así mismo, se ha podido comprobar una depresión endogámica para supervivencia y/o crecimiento en pectínidos autofecundados de especies como *A. ventricosus* y *N. nodosus* (Ibarra *et al.*, 1995; Alfonsi & Pérez, 1998).

El número de juegos cromosómicos también afecta el crecimiento de los pectínidos. Aquellos organismos poliploides (con más de dos cargas cromosómicas) tienen mayores crecimientos que los diploides (con dos cargas cromosómicas), ya que no desarrollan una gónada conspicua, por lo que toda la energía la canalizan hacia el desarrollo somático (Von Brand-Skopnic & Ibarra-Humphries, 2001). Finalmente, se ha demostrado que el crecimiento y/o tamaño de los pectínidos se puede aumentar entre un 5 y 16 % en una generación a través de selección artificial con base en estos caracteres (Von Brand-Skopnic & Ibarra-Humphries, 2001).

Tecnología para el cultivo de pectínidos en el mar

El cultivo de pectínidos juveniles y adultos puede hacerse por dos métodos: suspendido o de fondo (Ventilla, 1982; MacDonald, 1986; Hardy, 1991).

Cultivo suspendido

En este método de cultivo los bivalvos permanecen suspendidos en la columna de agua, gracias a sistemas compuestos de tres unidades: a) de crecimiento, b) flotación y c) de fondeo. Los sistemas de crecimiento permiten mantener a los animales cautivos hasta que alcancen la talla comercial, el de flotación permite mantener los sistemas de crecimiento suspendidos en la columna de agua y el de fondeo evita que los sistemas anteriores sean removidos fuera de su lugar por efecto de las corrientes (Merino *et al.*, 2001). En el cultivo de pectínidos se han utilizado dos sistemas de flotación: líneas largas flotantes o “long lines” y balsas (Green, 1979; Hardy, 1991). Las líneas largas flotantes están constituidas por una línea con boyas que soporta a los sistemas de crecimiento y en cada uno de los extremos de la línea se articulan líneas sin boyas atadas a lastres (Figura 7.1) (Avendaño *et al.*, 2001). Las balsas están conformadas por un emparrillado de madera (tablones unidos por travesaños) provista de una serie de flotadores, de la que se cuelgan los sistemas de crecimiento y se articula a una línea atada a un lastre (Figura 7.2) (Hardy, 1991). Este último autor indica que el uso de líneas flotantes es más económico por unidad de superficie que el de balsas y que resulta muy apropiado en zonas con alta influencia de corrientes. Mientras tanto, el sistema de balsas resulta útil en zonas donde abunda la madera y las aguas son muy tranquilas. La elección entre uno u otro sistema depende entonces de las características de la zona y de la disponibilidad de materiales en la misma. Sin embargo, el cultivo de pectínidos en balsas no ha dado buenos resultados en crecimiento ni supervivencia (Román & González, 1985), por lo que el uso del long line ha sido el más generalizado.

Los sistemas de crecimiento son estructuras donde se colocan los pectínidos hasta que alcanzan su talla comercial. Estos sistemas deben impedir la pérdida de los animales y la

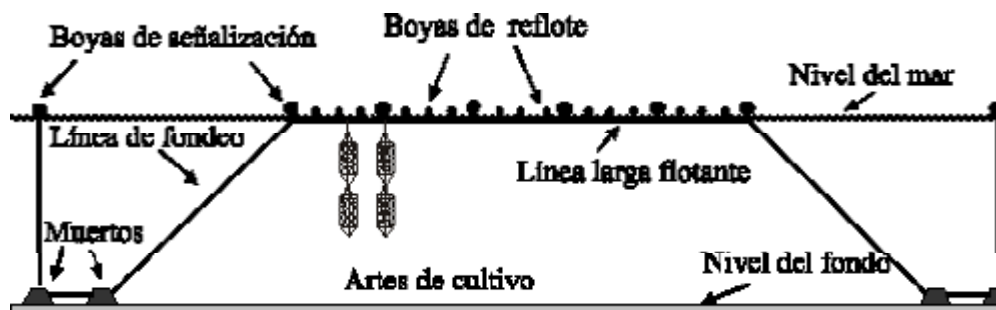


Figura 7.1
Sistema de línea larga flotante o long line utilizado para el cultivo suspendido de pectínidos.

entrada de otros organismos; permitir la libre circulación de agua y proveer un espacio en el cual los pectínidos no se apilen unos sobre otros. Estas estructuras pueden tener diversas formas y generalmente son construidas cubriendo un marco rígido con una red de un diámetro de malla menor que el diámetro de los pectínidos que se colocan dentro. Sin embargo, el diámetro no debe ser muy pequeño, para evitar que el flujo de agua disminuya, y provoque que el crecimiento y supervivencia de los animales disminuya (Pereira, 1995; Lodeiros & Himmelman, 1996). Los principales sistemas de crecimiento usados a nivel experimental, en Venezuela, México, Brasil, Ecuador y/o Colombia, para el cultivo de las especies de pectínidos de interés comercial de Colombia, son descritos a continuación.

Redes perleras o “pearl nets”

Son redes de forma piramidal (1225 cm² de fondo, con dimensiones de 35 x 35 cm y 10 cm de alto) que tienen una apertura lateral superior por donde se introducen los

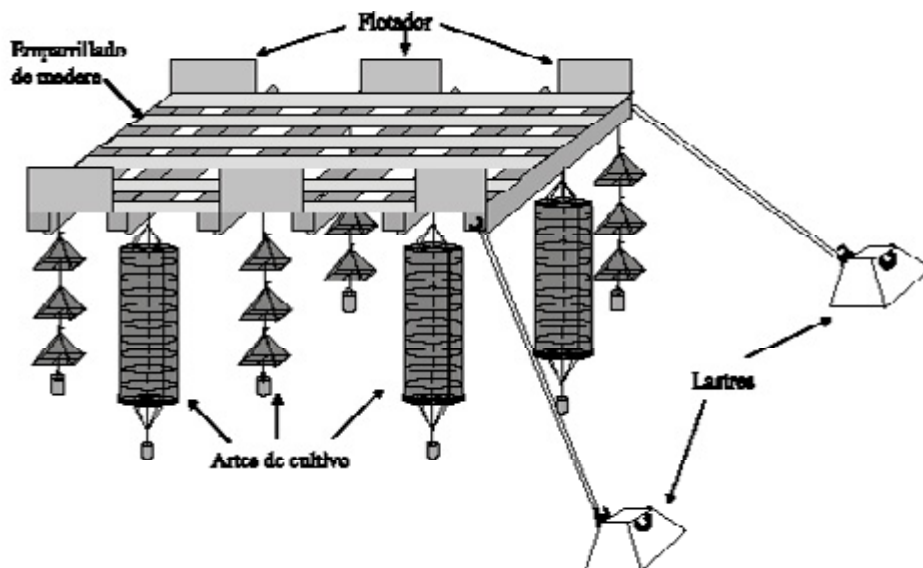


Figura 7.2
Sistema de línea flotante o long line utilizado para el cultivo suspendido de pectínidos (adaptado de Hardy, 1991).

animales a cultivar (Figura 7.3). Los diámetros del ojo de malla varían entre 3 y 9 mm y están asociadas de forma directa a la talla de la semilla que será confinada en ellos (Ventilla 1982, Ito, 1991). Por su pequeña área disponible se usan para el cultivo intermedio. Su capacidad de carga varía con la especie entre 30 y 320 juveniles de tallas entre 40 y 10 mm, respectivamente (Lodeiros *et al.*, 1993; 1998; Urban, 1999; Acosta *et al.*, 2000). Tiene las ventajas de ser un sistema liviano, de durabilidad media (5 años), que requiere poco espacio para su almacenamiento ya que su malla no es rígida. Este sistema permite altos valores de crecimiento y/o supervivencia en las especies de pectínidos de Colombia (Tablas 7.3 y 7.4).

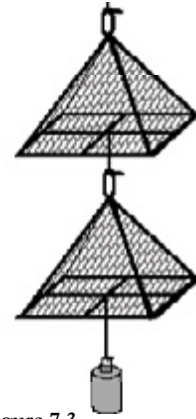


Figura 7.3
Redes perleras o pearl nets.

Linternas o “lantern nets”

Son redes de forma cilíndrica con varias subdivisiones, que forman varios pisos (10), uno encima del otro, donde son colocados los bivalvos a través de una apertura lateral (Figura 7.4). Cada piso tiene 50 cm de diámetro (1963 cm² de área de base) y entre 15 o 20 cm de altura. Los diámetros del ojo de la malla varían entre 9 y 20 mm. Estas redes se usan especialmente para la fase de engorda. La capacidad de carga de estas redes está entre 360 y 50 para tallas entre 30 y 50 mm, respectivamente (Félix-Pico *et al.*, 1989; Mendoza *et al.*, 2003; Velasco *et al.*, en prensa). Este sistema es de durabilidad media pues tiene un promedio de vida útil de 5 años, dependiendo del cuidado y de la intensidad del uso. Los pectínidos de Colombia cultivados en este sistema han presentado valores medios o altos de crecimiento y supervivencia (Tablas 7.3 y 7.4).

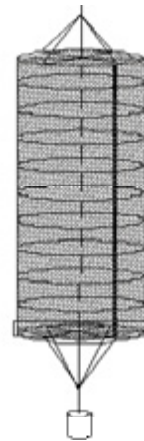


Figura 7.4
Linternas o lantern nets.

Conos

Los conos son hechos a partir de una malla plástica tubular a través de la cual se hace pasar una cuerda y con la ayuda de hilo de nailon y aros de alambre galvanizado, tratados con pintura plástica, se van creando cestas con forma de conos, una contigua a la otra, con un área de base de 1964 cm² (50 cm de diámetro) y una altura de 40 cm (Figura 7.5). Su longitud puede alcanzar entre 5 y 10 m, dependiendo de la profundidad del sitio donde se cultive (entre 12 y 24 conos). Dependiendo de la abertura de malla, la que puede variar entre 1 y 4 cm, estos sistemas se pueden utilizar tanto para la etapa intermedia como en la de engorde. El montaje de este sistema es dispendioso pues los animales se van introduciendo a medida que se van armando los conos, y para extraerlos es necesario desarmarlos. No obstante, en las últimas versiones se les ha agregado una abertura en la parte superior de la malla, para poder introducir y extraer los individuos, que puede ser



Figura 7.5
Conos (Avendaño *et al.*, 2001)

Tabla 7.3

Crecimiento y supervivencia de pectínidos juveniles de Colombia en condiciones de cultivo. .

Especie	T. crec. (mm mes ⁻¹)	Superv. (%)	Densidad (animales m ⁻²)	Sistemas de crecimiento	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	5,5	95	269-2612	Pearl nets	Lodeiros <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	3,3	-	245-480	Cajas	Urban, (1999), Colombia
	3,8	84	5000-6800	Pearl nets	INVEMAR (2003), Colombia
	6,4-7,7	83-87	2670-4449	Pearl nets	Velasco <i>et al.</i> (en prensa), Colombia
<i>Argopecten ventricosus</i>	5,0-7,5	100	400-1000	Cajas Nestier	Maeda-Martínez <i>et al.</i> (1997), México
	5,0	-	2219	Cajas Nestier	Mazón-Suástegui <i>et al.</i> (2003a), México
<i>Euvola ziczac</i>	10,0	75	1500	Pearl nets	Freites <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	4,8	40	315-630	Conos	Freites <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	13,5	100	2449	Pearl nets	Lodeiros & Himmelman (1994), Venezuela
	6,4	80	200	Pearl nets	Freites <i>et al.</i> (1995), Venezuela
<i>Nodipecten nodosus</i>	6,7	80	-	Cajas Nestier	Alfonsi & Pérez (1998), Venezuela
	10,3	90	734	Pearl nets	Lodeiros <i>et al.</i> (1998), Venezuela
	6,6	91	509	Linternas	Manzoni <i>et al.</i> (1999), Brasil
	12,5	-	244-498	Pearl nets	Urban (1999), Colombia
	4,2	-	148-333	Cajas	
	7,5-12,5	-	54-2040	Pearl nets	Acosta <i>et al.</i> (2000), Venezuela
	6,8	81	408-473	Pearl nets	INVEMAR (2003), Colombia
<i>Nodipecten subnodosus</i>	9,5-10,3	40-78	2670-4449	Pearl nets	Velasco <i>et al.</i> (en prensa), Colombia
	10,0	79	-	Cajas Nestier	Félix-Pico <i>et al.</i> (1999), México
	9,0	-	407	Cajas Nestier	Racotta <i>et al.</i> (2003), México

cerrada mediante un hilo de nailon adicionado para tal fin. Se debe tener cuidado de que la malla de fondo sea atada 1 cm por encima del plano del aro de alambre para que los individuos tiendan a distribuirse hacia la parte exterior, evitando así la aglomeración en el centro. La capacidad de carga de este sistema es de once animales por cono (Mendoza *et al.*, 2003). Los pectínidos de Colombia cultivados en este sistema han presentado valores intermedios de crecimiento y supervivencia (Tablas 7.3 y 7.4).

Bolsas

Las bolsas son confeccionadas a partir de una red tubular plástica, con abertura de malla

Tabla 7.4

Crecimiento y supervivencia de pectínidos adultos de Colombia en condiciones de cultivo suspendido.

Especie	T. crec. (mm mes ⁻¹)	Superv. (%)	Densidad (animales m ⁻²)*	Sistemas de crecimiento	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	3,0	39	269-122	Pearl nets	Lodeiros <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	3,9	21	80-172	Cajas	Urban (1999), Colombia
	1,6-2,7	24-70	214-229	Linternas	INVEMAR (2003), Colombia
	2,8	33	2670	Linternas	Velasco <i>et al.</i> (en prensa), Colombia
<i>A. ventricosus</i>	2,4	90	728	Linternas	Tripp (1987), México
	3,6	43	245	Pearl nets en estanques	Cenaim-Espol (1996), Ecuador
	2,4-2,9	91-93	150-400	Cajas Nestier	Maeda-Martínez <i>et al.</i> (1997), México
	4,4	-	222-1110	Cajas Nestier	Mazón-Suastegui <i>et al.</i> (2003a), México
<i>Euvola ziczac</i>	3,0	60	478	Cestas españolas	Freites <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	2,4	50	320	Linternas	Freites <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	1,0	45	320	Conos	Freites <i>et al.</i> (1993), Venezuela
	2,3	50	269	Pearl nets	Lodeiros & Himmelman (1994), Venezuela
	2,7-6,7	70-90	200-3200	Pearl nets	Freites <i>et al.</i> (1995), Venezuela
	2,0	44	64	Cestas españolas	Vélez <i>et al.</i> (1995), Venezuela
	2,5	57	325	Conos	Freites <i>et al.</i> (1996), Venezuela
	4,1	40	122	Pearl nets	Lodeiros & Himmelman (1996), Venezuela
	2,0	84	96	Cestas españolas	Freites <i>et al.</i> (1999), Venezuela
	-	53	204	Pearl nets	Freites <i>et al.</i> (2000), Venezuela

* Dentro del rango, el mayor valor corresponde a la densidad inicial

Tabla 7.4 (continuación)

Crecimiento y supervivencia de los pectínidos adultos de Colombia en condiciones de cultivo suspendido.

Especie	T. crec. (mm mes ⁻¹)	Superv. (%)	Densidad (animales m ⁻²)*	Sistemas de crecimiento	Referencia
<i>Nodipecten nodosus</i>	3,3	22	-	Cajas Nestier	Alfonsi & Pérez (1998), Venezuela
	3,1	90	-	Pearl nets	Lodeiros <i>et al.</i> (1998), Venezuela
	1,5	100	96	Cestas españolas	Freites <i>et al.</i> (1999), Venezuela
	6,7	-	178	Linternas	Manzoni <i>et al.</i> (1999), Brasil
	5,0	34,5	520	Cajas	Urban (1999), Colombia
	5,5	46,5	380	Pearl nets	Colombia
	2,5-5,0	60-80	54-2040	Pearl nets	Acosta <i>et al.</i> (2000), Venezuela
	5,5	82	88	Conos	Mendoza <i>et al.</i> (2003), Venezuela
	1,9	68	42	Bolsas	Freites & Núñez (2001), Venezuela
	1,4	55	2**	Ear hanging	Freites & Núñez (2001), Venezuela
	4,2	79	590-631	Linternas	INVEMAR (2003), Colombia
	4,9	67	92	Linternas	Mendoza <i>et al.</i> (2003), Venezuela
	5,8	78	83	Bolsas	Mendoza <i>et al.</i> (2003), Venezuela
<i>N. subnodosus</i>	7,1	75	-	Cajas Nestier	Félix-Pico <i>et al.</i> (1999), México
	2,9	91	407	Cajas Nestier	Mazón-Suástegui <i>et al.</i> (2003b), México

* Dentro del rango, el mayor valor corresponde a la densidad inicial

**Número de animales por cada 20 cm de cuerda.

de 1 a 2 cm y una longitud entre 5 y 10 m, que normalmente es empleada para la comercialización de verduras y frutas. Cada bolsa puede tener una longitud de 15 a 20 cm y las mismas quedan ubicadas unas contiguas a las otras (Figura 7.6). Este sistema es utilizado para la fase de engorda. La capacidad de carga de cada bolsa es de 2 a 5 animales mayores a 40 mm (Avenidaño *et al.*, 2001). Debido a sus características de diseño no hay una distribución uniforme de los animales y éstos pueden deformarse debido al roce con los otros animales, con la bolsa y/o cuerda de suspensión, ocasionando la deformación de la concha de los pectínidos y la reducción en su tasa de crecimiento y supervivencia (Pereira, 1995; Mazón-Suástegui *et al.*, 2003c). Sin embargo, en *N. nodosus* se han obtenido valores de crecimiento y supervivencia tanto altos como bajos (Tabla 7.4).

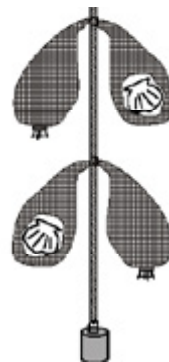


Figura 7.6
Bolsas (tomado de Avenidaño *et al.*, 2001).

Cestas españolas

Son cestas circulares de plástico rígido con una superficie de fondo de 1256 cm² (40 cm de diámetro y 10 cm de altura) y aberturas con diámetros de 1 cm (Figura 7.7). Tienen el fondo dividido en cuatro porciones donde pueden ser colocados “cuarterones” con aberturas de apenas 3 mm, lo que les permite ser utilizadas para el cultivo intermedio y sin estos últimos, para la fase de engorda. Su capacidad de carga es de 25 animales mayores a 16 mm por cesta (Freites *et al.*, 1996). Estos sistemas son fáciles de montar y desmontar. Debido a la rigidez del material, ofrecen una buena protección contra depredadores, amplia superficie de fijación para aquellas especies con biso y una vida media útil de cuatro años. No obstante, el material rígido tiene la desventaja de que en zonas donde existe la influencia de corrientes pueden ocasionar la ruptura de las frágiles conchas que se golpean contra esta superficie dura, lo que hace disminuir su crecimiento (Green, 1979, Freites *et al.*, 1999) (Tabla 7.4). Adicionalmente, ocupan mucho espacio en los depósitos donde son almacenadas (Mendoza *et al.*, 2003) y son más costosas que las linternas.



Figura 7.7
Cestas españolas (adaptado de Hardy, 1991).

Cajas plásticas

Consiste en cajas de plástico Nestier (52 x 52 x 15 cm y área de 2704 cm²) con aberturas laterales y en el fondo. Estas cajas se pueden acoplar una encima de la otra (Figura 7.8). Se utilizan tanto para el precultivo como para la etapa de engorda. Cada caja tiene una capacidad de carga de entre 100 y 270 individuos con tallas entre 10 y 28 mm (Félix-Pico *et al.*, 1989; Maeda-Martínez *et al.*, 1997). Este sistema ofrece las mismas ventajas y desventajas señaladas para las cestas españolas. Por su alto peso, estos sistemas también son usados para cultivo en el fondo, colocándolas sobre el mismo y empleando algún sistema de anclaje. El crecimiento y supervivencia registrado con *A. ventricosus* ha sido mayor en estas

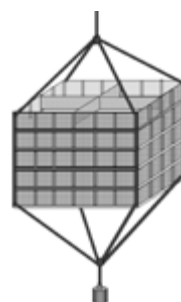


Figura 7.8
Cajas plásticas Nestier (adaptado de Hardy, 1991).

cajas que en linternas, mientras que en otras especies estos valores son similares (Tablas 7.3 y 7.4).

Colgado de la oreja, “ear hanging” o “a-ge-pin”

En este sistema se hace pasar un hilo de nailon (1 mm de diámetro) alrededor de las prolongaciones auriculares, o a través de una perforación de su aurícula anterior (2 mm de diámetro) (Figura 7.9). Entre 3 y 5 pectínidos atados a los hilos de nailon son colgados en una misma sección de una cuerda de polipropileno (entre 5 y 8 mm de diámetro y de 5 a 8 m de longitud), a intervalos entre 10 y 30 cm (Figura 7.9) (Imai, 1982). Para ahorrar tiempo se utiliza también los sujetadores o clips llamados a-ge-pin utilizados para adherir las marquillas a la ropa (Bourne *et al.*, 1989). Una cuerda de 5 m de longitud y con tres ejemplares por sección de 10 cm podría sostener 30 individuos por metro y un total de 150 individuos por cuerda. Estas son artes utilizadas en el cultivo final de pectínidos, cuando los organismos tienen tallas relativamente grandes (< 40 mm) y soportan el estrés de los procedimientos de su instalación en las cuerdas. También deben contar con aurículas prominentes y una concha robusta que se pueda taladrar o amarrar.

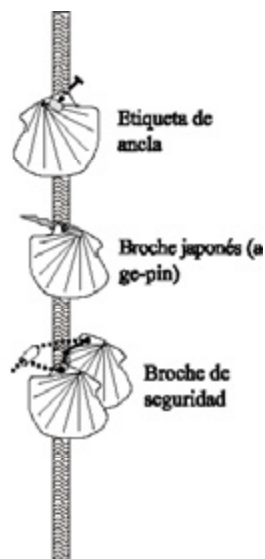


Figura 7.9 Colgado de oreja o ear hanging (adaptado de Hardy, 1991).

El colgado de la oreja tiene numerosas ventajas: es un sistema diez veces más económico que las linternas y bolsillos; permite cultivar 4,5 veces más pectínidos en cada long line; los animales quedan expuestos a un adecuado flujo de agua; las conchas son más convexas y contienen hasta un 10% más de carne que los pectínidos cultivados en fondo (Green, 1979). Adicionalmente, es un sistema más liviano y requiere muy poco espacio para su almacenaje. No obstante, tiene ciertas desventajas como son el requerir una mayor labor o mecanización para la operación de instalación de los animales en las cuerdas, no brindar protección frente a peces depredadores, provocar la deformación de los animales en la zona de la aurícula y su pérdida por desprendimiento cuando los sistemas son azotados por vientos o corrientes fuertes (Imai, 1982; Green, 1979; Avendaño-Díaz & Variles, 1986; Peña *et al.*, 1990). Así mismo, la actividad de perforación puede causar estrés en los pectínidos con la consecuente disminución de su supervivencia (Hardy, 1991). En especies como *E. ziczac* y *N. nodosus* el uso de este sistema han ocasionado bajos crecimientos y/o supervivencias atribuidas a la acción de los depredadores (Freites *et al.*, 1996; Freites & Núñez, 2001; Mazón-Suástegui *et al.*, 2003b, 2004b).

Colgado en cuerdas o “rope culture”

Los pectínidos son pegados a una cuerda a través de una de sus valvas utilizando pegante o cemento (Figura 7.10). Este sistema tiene similares características que el anterior pero



Figura 7.10 Colgado de cuerdas o rope culture (adaptado de Avendaño *et al.*, 2001).

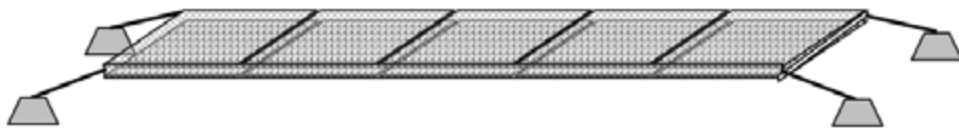


Figura 7.11
Mangas (tomado de Maeda-Martínez *et al.*, 2000).

tiene la ventaja de que puede ser utilizado con animales de tallas menores a las usadas para el colgado de la oreja (Avendaño *et al.*, 2001).

Cultivo de fondo

Dentro de esta categoría se incluyen los métodos que usan el sustrato de fondo tanto para soportar los sistemas de crecimiento, como para sembrar y engordar los animales directamente sobre él (Hardy, 1991, Wang *et al.*, 1992). Aun cuando pueden contar con sistemas de fondeo, no cuentan con sistemas de flotación. En los pectínidos, el cultivo de fondo se utiliza solamente para juveniles avanzados o adultos (animales con longitudes entre 30 y 40 mm) ya que los juveniles tempranos presentan bajas supervivencias por ahogamiento con sedimento (Green, 1979; Lombeida, 1999; Maeda-Martínez *et al.*, 2001). Este método de cultivo resulta apropiado para zonas someras y calmadas ya que se facilita su manejo y la recuperación de los animales. Con las especies de pectínidos de Colombia, se han utilizado los siguientes sistemas de cultivo de fondo:

Mangas

Consisten en hileras de 50 x 1 m subdivididas en compartimentos o bolsillos (1 x 1 x 0,2 m, área de 1 m²), colocadas horizontalmente y de forma paralela sobre el fondo del mar (Figura 7.11). Están hechas de malla de polietileno de alta densidad (diámetro de ojo de malla de 1,2 a 2 cm) y son sostenidos al fondo por anclajes en los extremos. Debido a la alta resistencia del material con que se construyen, su vida útil es de entre 8 a 10 años. Este sistema tiene las ventajas de proveer protección contra depredadores y además, se controlan los epibiontes volteando periódicamente las redes, a través de buceo o de una embarcación dotada de un equipo hidráulico, lo que resulta fácil y económico. La capacidad de carga de este sistema es de 200 animales m² de 30 mm (Maeda-Martínez *et al.*, 2000; 2001; Freitas *et al.*, 2001).

Línea larga de fondo

Estos son recintos cuadrados (50 x 50 cm) construidos con una malla de polipropileno (2 cm de abertura), los cuales descansan sobre el fondo amarrados a una línea principal mediante cuerdas de plástico, a una distancia entre ellos de 0,5 a 1 m (Figura 7.12). Con la idea de reducir la interacción entre los individuos de cada recinto, estos son colocados a cada lado de la línea principal, de manera alternativa. La capacidad de carga de este sistema es de 73 animales mayores a 34 mm (Freitas *et al.*, 2001).

Corrales

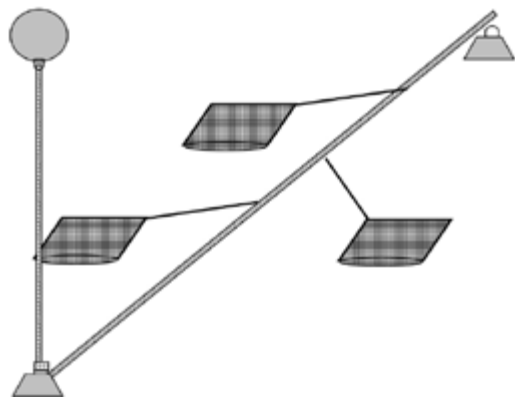


Figura 7.12
Línea larga de fondo (tomado de Freites *et al.*, 2001).

Son encierros rectangulares o cuadrados (entre 0,25 m² a 150 m²) realizados con malla plástica ($\varnothing = 2-3,5$ cm) de baja altura (100 a 200 cm), sostenida por postes de concreto o madera (Figura 7.13), que evitan la depredación y la dispersión de los animales. Estos se hacen en un sector del lecho marino que ha sido previamente limpiado de organismos vivos, colocándose los pectínidos directamente sobre el sustrato. La densidad a la cual se siembran los pectínidos puede ser entre 50 a 290 individuos m⁻² para animales de entre 10 y 40 mm (Félix-Pico *et al.*, 1989; Freites *et al.*, 2000, 2001; Avendaño *et al.*, 2001; Mendoza *et al.*, 2003). El crecimiento y/o supervivencia de *E. ziczac* y *N. nodosus* es mayor en corrales que en mangas bolsillos o cajas, mientras que el de *A. ventricosus* es mayor en mangas que en corrales (Tabla 7.5).

Cultivo libre o “replamamiento”

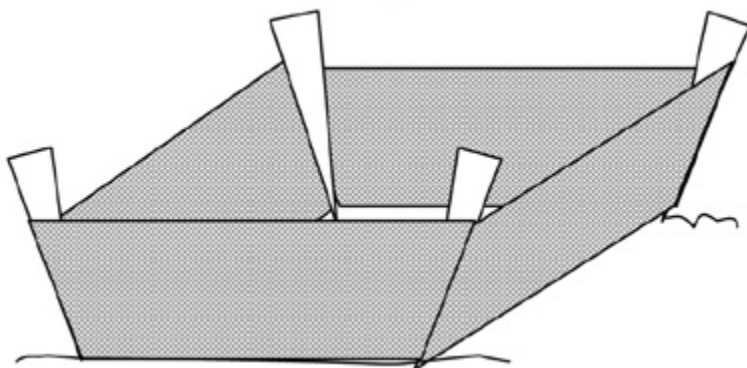


Figura 7.13
Corrales.

Tabla 7.5

Crecimiento y supervivencia de las especies de pectínidos de importancia comercial de Colombia en condiciones de cultivo final de fondo.

Especie	T. crec. (mm mes ⁻¹)	Super. (%)	Densidad (animales m ⁻²)	Sistemas de crecimiento	Referencia
<i>Argopecten ventricosus</i>	1,4	90	732	Corrales	Tripp (1987), México
	2,3	85.5	30	Corrales	Félix-Pico <i>et al.</i> (1989), México
	4,2	13	-	Estanques	Caballero (2000), México
	6,0	86	200	Mangas	Maeda-Martínez <i>et al.</i> (2000), México
<i>Euvola ziczac</i>	3,0	70	64	Cestas españolas	Vélez <i>et al.</i> (1995), Venezuela
	5,5	78	15	Corrales	Freites <i>et al.</i> (2000), Venezuela
	4,8	51	15	Cajas	Freites <i>et al.</i> (2000), Venezuela
<i>Nodipecten nodosus</i>	6,0	86	292	Corrales	Freites <i>et al.</i> (2001), Venezuela
	5,0	84	292	Linea larga de fondo	Freites <i>et al.</i> (2001), Venezuela
	4,0	80	292	Mangas	Freites <i>et al.</i> (2001), Venezuela
	3,3	55	208	Corrales	Mendoza <i>et al.</i> (2003), Venezuela
<i>N. subnodosus</i>	6,0	-	-	Libres	Maeda-Martínez <i>et al.</i> (2001), México

Este método consiste en la distribución de los individuos de manera libre, en una zona marina protegida que tenga la presencia de un fondo arenoso o que registre la presencia de poblaciones naturales de la especie de pectínido de interés. Previo a la siembra de los pectínidos se debe eliminar al máximo los depredadores (Ventilla, 1982; Ito, 1991). Este sistema no tiene inversión en materiales ni mano de obra para mantenimiento, solamente para la cosecha, la que se hace mediante buceo con equipo autónomo o con

sistemas de dragado. Entre los aspectos negativos que presenta este método de cultivo, se reporta la alta dispersión de los organismos (Cliche *et al.*, 1994; Dao *et al.*, 1995; Freites *et al.*, 2000) y la mortalidad por depredación (Morgan *et al.*, 1980; Quayle & Newkirk, 1989). A través de esta técnica, los pectínidos se liberan de forma individual, o unidos con un hilo de polipropileno pasado por agujeros perforados en los lóbulos auriculares de las conchas, en pares o tríos. Estos dos últimos métodos reducen el posible desplazamiento de los organismos. Sin embargo, en especies como *N. subnodosus*, no es necesario el atado de ejemplares por la poca motilidad que presentan después de los 7 cm de altura (Mazón-Suástegui *et al.* 2004a). La densidad que se utiliza es de cinco animales por metro cuadrado (Green, 1979).

Cultivo en fondo *vs.* en suspensión

La mayoría de las especies cuando son cultivadas en fondo presentan menor supervivencia y crecimiento en concha y carne que en cultivo suspendido (Maeda-Martínez *et al.*, 2000; 2001; Mendoza *et al.*, 2003). Entre los argumentos que se han empleado para explicar este hecho, destaca el mayor acceso que tienen los organismos cultivados en suspensión al fitoplancton, el cual tiene un valor nutritivo superior que el sedimento resuspendido en el fondo (Leighton, 1979; Wallace & Reinsnes, 1985; MacDonald & Thompson, 1985; Kleinman *et al.*, 1996). También se ha encontrado que los pectínidos cultivados en fondo están más expuestos a los depredadores, lo cual disminuye su supervivencia y adicionalmente su crecimiento en carne ya que los obliga a invertir una parte de la energía adquirida del alimento en el engrosamiento de la concha como medida de protección (Bricelj & Shumway, 1991; Hardy, 1991). Sin embargo, bajo ciertas condiciones o con ciertas especies este patrón se invierte. Tal es el caso de los cultivos suspendidos situados en zonas con una alta influencia del oleaje, el movimiento de las olas se transfiere a los sistemas de crecimiento, causando colisiones entre los pectínidos y perturbando su actividad de alimentación (Green, 1979; Freites *et al.*, 1999; Maeda-Martínez *et al.*, 2001). Así mismo, especies como *A. ventricosus* y *E. ziczac* aparentemente están bien adaptadas fisiológica o morfológicamente para crecer en el fondo (Félix-Pico *et al.*, 1989; Vélez *et al.*, 1995; Freites *et al.*, 2000b; Maeda-Martínez *et al.*, 2001; Lodeiros *et al.*, 2006).

Además de los resultados de los parámetros biológicos de la especie bajo los diferentes métodos de cultivo es importante tener en cuenta otras consideraciones de índole técnica y financiera, en el momento de seleccionar el método de cultivo que más conviene implementar. Aunque los pectínidos cultivados en suspensión son más valiosos y fáciles de procesar debido a la ausencia de arena en su interior (Green, 1979), sus costos de producción son mayores que los de los pectínidos cultivados en el fondo (Green, 1979; Bourne *et al.*, 1989). La construcción de los sistemas de flotación implica una alta inversión en materiales y labor. Adicionalmente, debido a la mayor abundancia de epibiontes en los cultivos en suspensión, el mantenimiento de los animales y sistemas de cultivo debe ser frecuente, lo que eleva los costos de operación, generan una alta cantidad de desechos orgánicos sólidos (Uribe *et al.*, 2001) y disminuyen la vida útil de los sistemas de crecimiento (Bourne *et al.*, 1989). Finalmente, como se requiere un gran espacio para fondear una línea flotante, éstas deben colocarse de forma separada (unos 30 m) lo cual hace que el cultivo suspendido no produzca más pectínidos por

unidad de área que el cultivo de fondo (Green, 1979).

Numerosas investigaciones han demostrado que el cultivo de fondo es más rentable que el cultivo suspendido, a pesar de presentar mayores pérdidas de individuos cultivados por escape o por depredación (Imai, 1982; Ventilla, 1982; Ito, 1991; Hardy, 1991; Bull, 1991; Cliche *et al.*, 1997; Maeda-Martínez *et al.*, 2000). Sin embargo, cuando la obtención de semilla natural no es fácil y se requiere la utilización de la producida en laboratorio, los costos de la semilla requerida para reemplazar la que se pierde por depredación durante el cultivo de fondo ocasionan una menor rentabilidad si se compara con el cultivo suspendido (Mendoza *et al.*, 2003).

Cultivo en estanques

Recientemente se ha demostrado que es posible realizar el cultivo de juveniles y adultos de pectínidos en estanques como los utilizados en el cultivo de camarón, los que tienen profundidades que varían de 1,5 a 2,3 m y áreas entre 0,1 y 10 Ha (De Nogales & Santos, 1995; Lombeida, 1999; Caballero, 2000). En estos estanques se pueden sembrar los pectínidos sobre el fondo a una densidad de 1 a 30 ind m⁻² o en suspensión empleando pearl nets, aunque la utilización de estas últimas eleva los costos de inversión y operación por lo que ha sido poco utilizado. Maeda-Martínez *et al.* (2001) indican varias ventajas y desventajas de este método de cultivo. Entre las ventajas están: 1) representa una alternativa viable cuando no de cuenta con áreas apropiadas para el cultivo en el mar; 2) permite mantener a los animales confinados sin necesidad de emplear sistemas de flotación, anclaje, sistemas de cultivo; 3) es posible alimentar a los pectínidos con fitoplancton natural o inducido con fertilizantes, o con la adición de cultivos microalgales; 4) la cantidad de depredadores puede ser minimizada o eliminada mediante el filtrado del agua de llenado y de recambios; 5) los costos en mano de obra para el mantenimiento del cultivo y en la vigilancia son menores que en el mar y 6) representa una alternativa de producción para fincas camaroneras con estanques fuera de funcionamiento o en policultivo. De otro lado, las principales desventajas son: 1) su instalación y mantenimiento demandan altos costos en adquisición de terrenos, maquinaria pesada, instalación de bombas, aireadores y requerimientos de electricidad 2) debido a la escasa profundidad de los estanques, fácilmente pueden ocurrir situaciones estresantes como temperaturas muy altas, resuspensión de sedimento del fondo y/o salinidades muy bajas; 3) es difícil mantener una apropiada concentración de microalgas de buena calidad nutricional en los estanques, pues si es muy baja permite la entrada de luz al fondo y el desarrollo de macrófitas indeseables, y si es alta causa la sobresaturación del sistema alimentario de los pectínidos (Maeda-Martínez *et al.*, 2001; Palmer, 1980) o provoca déficit de oxígeno en la noche (Merino *et al.*, 2001), lo que puede causar la muerte de los animales.

Selección del sitio de cultivo

La selección del sitio para instalar el cultivo de pectínidos juveniles y adultos es el primer y más importante paso. Idealmente se deberían examinar varios sitios por un lapso de doce meses para examinar cuál es el más apropiado (Bourne *et al.*, 1989). Se deben tener en cuenta varias consideraciones biológicas, ecológicas, logísticas y financieras.

Protección de la zona y velocidad de las corrientes

La utilización de zonas protegidas (lagunas o bahías) tiene la ventaja de que hay menos riesgo de pérdida de las estructuras de cultivo por acción de corrientes y vientos. Sin embargo, la tasa de renovación del agua en estas zonas es menor que en otras más expuestas por lo que si la densidad de los cultivos es muy alta podría ocurrir déficit de alimento u oxígeno, así como el aumento en la cantidad de desechos tóxicos (capacidad de carga del área) (Bermúdez, 2004). La utilización de zonas relativamente expuestas es factible mientras se use un sistema de anclaje apropiado que resista los vientos y corrientes (Merino *et al.*, 2001). Sin embargo, no es recomendable el uso de estas zonas ya que las corrientes fuertes y la alta turbidez reducen la tasa de ingestión de los animales (Quayle & Newkirk, 1989). Igualmente, los movimientos en forma de tirón de los sistemas de crecimiento causan daños en las estructuras e interfieren en el proceso de alimentación de los pectínidos (Freites *et al.*, 1999). Por último, una alta influencia de las corrientes dificulta las labores de instalación y mantenimiento del cultivo (Bermúdez, 2004).

Parámetros ambientales

Los parámetros fisicoquímicos de la zona deben estar dentro de los rangos apropiados para los pectínidos que se quieren cultivar. Para los pectínidos de Colombia estos son: temperatura entre 18 y 28 °C, salinidad mayor a 29 ups (Rupp *et al.*, 2005), concentración de oxígeno mayor a 89 % de saturación, concentración del seston entre 2 y 20 mg L⁻¹ (Acosta *et al.*, 2000; Rupp *et al.*, 2005; Velasco, 2006; Velasco & Barros, 2007). La presencia de poblaciones naturales en la zona es el mejor indicativo de que ésta tiene parámetros fisicoquímicos apropiados (Quayle & Newkirk, 1989). Las zonas con alta influencia de lluvias y/o descargas importantes de ríos generalmente no son apropiadas pues la salinidad tiende a ser baja, aspecto que estresa a los pectínidos (Navarro & González, 1998).

Epibiontes y depredadores

Es conveniente seleccionar una zona en la que la abundancia de depredadores y epibiontes sea comparativamente menor, con el fin de evitar sus efectos indeseables sobre los organismos y sistemas de cultivo (Bourne *et al.*, 1989).

Profundidad y características del fondo

Debe estar acorde con el método de cultivo que se va a utilizar. La consistencia del fondo es importante, debería ser de arena o grava pues en los fondos arcillosos se resuspende fácilmente el sedimento en la columna de agua cuando hay viento o corrientes, provocando insuficiencia de oxígeno en el medio, la saturación del sistema alimentario de los pectínidos y/o su muerte (Bourne *et al.*, 1989). Para los cultivos suspendidos el tipo de fondo afecta la estabilidad del sistema de anclaje (Quayle & Newkirk, 1989).

La profundidad debe ser tal que permita que los animales tengan acceso a una disponibilidad de alimento abundante, pero que a su vez no estén situados tan cerca de la superficie para que no estén sometidos a la perturbación del oleaje, paso de embarcaciones, abundancia de epibiontes, bajas salinidades ni altas temperaturas, propias de este ambiente (Bourne *et al.*, 1989). Adicionalmente, se debe cuidar que los sistemas de crecimiento no queden tocando el fondo cuando hay marea baja pues ocurre el

ingreso de depredadores (Bourne *et al.*, 1989). Zonas con profundidades entre 5 y 30 m permiten un buen margen para la instalación de los sistemas suspendidos (Hardy, 1991). También es deseable para la estabilidad de los sistemas que la pendiente del fondo sea mínima o preferente que no la haya (Bermúdez, 2004).

Polución y toxicidad

La polución doméstica e industrial afecta enormemente el cultivo de bivalvos (Quayle & Newkirk, 1989). La polución doméstica se origina de la descarga de aguas negras sin tratar directa o indirectamente al mar. La polución industrial proviene del vertimiento de combustibles y de agua usada para la actividad minera, curtiembre, limpieza o molienda de granos, entre otras. Las toxinas, metales pesados y/o microorganismos que van en estos efluentes afectan negativamente la salud de los bivalvos y/o de los consumidores. El exceso de material particulado que llevan estas descargas puede obstruir la actividad alimentaria de los bivalvos (Velasco & Navarro, 2005). Adicionalmente, la descomposición de la materia orgánica ocasiona un aumento en la demanda biológica de oxígeno la cual sofoca a los organismos vivos en el área. Las sustancias tóxicas de las pinturas antifouling pueden disolverse en el agua ante eventos de turbulencia y afectar el crecimiento y morfología de los bivalvos (Quayle & Newkirk, 1989). Es por esto que la zona de cultivo debe estar alejada de estos efluentes, de ríos, de zonas industriales y de los puertos.

Acceso

La zona de cultivo debe ser fácilmente accesible por tierra y por mar pues de lo contrario se elevan los costos de operación y puede hacer inviable esta actividad (Quayle & Newkirk, 1989). Debe existir una infraestructura vial apropiada para transporte pesado ya que éste permite un acceso rápido del producto hacia el mercado y a los insumos que requiere el centro de cultivo (Bermúdez, 2004).

Cercanía a las materias primas

Con el fin de asegurar un alto porcentaje de supervivencia de las semillas, durante su traslado, desde el lugar de su producción hasta la zona de cultivo, es conveniente que el laboratorio o las zonas de captación natural estén ubicadas lo más cerca posible a la estación de cultivo. Así mismo, con el fin de lograr tener un fácil y económico acceso a mano de obra, insumos y servicios públicos es deseable que la estación esté situada cerca de asentamientos humanos (Bermúdez, 2004).

Conflicto de usos

La instalación de los sistemas de cultivo en un sitio puede entrar en conflicto con otros usuarios potenciales de este lugar, como pescadores o transportadores (Quayle & Newkirk, 1989). Es necesario que estos conflictos sean resueltos con los usuarios locales. Usualmente el cultivador es el último en llegar a la zona y debe someterse a ubicarse donde los demás usuarios lo permitan. Para que el cultivador tenga alguna ventaja en la negociación puede argumentar que los sistemas de cultivo favorecerán a los otros usuarios de forma directa e indirecta ya que generan el interés de los turistas, generan empleo, brindan alimento (epibiontes) y refugio para peces. Si los conflictos no son resueltos con los otros usuarios es altamente probable que el cultivador sea víctima de vandalismo.

Permisos

Para instalar la estación de cultivo legalmente es necesario contar con una concesión de mar que es expedida por un ente gubernamental. En Colombia, la entidad encargada de otorgar concesiones es la Dirección General Marítima (DIMAR). Para que esto ocurra, se requiere cumplir con varias condiciones: ser una empresa legalmente constituida; presentar las memorias y planos del proyecto; realizar estudios oceanográficos, batimétricos y meteorológicos; tener un permiso para cultivar bivalvos; contar con el aval de otras entidades encargadas de planeación de obras, componente ambiental, estupefacientes, señalización marina, turismo y transporte. Esto hace que la consecución de la concesión sea bastante difícil y demorada. Por ello, es conveniente solicitar un área que incluya las expansiones que se proyectan tener a futuro.

Diseño y construcción de una estación o centro de cultivo

El diseño de la estación o centro de cultivo debe basarse en el método de cultivo que se va a emplear de forma que se acomode a las condiciones del lugar, tal como se mencionó anteriormente. Las zonas costeras de Colombia que cumplen con el requerimiento básico de los pectínicos de alta salinidad, en su mayoría tienen una alta influencia oceánica con presencia de corrientes considerables, y periódicamente están expuestas a vendavales que ocasionan fuertes remociones del material del fondo. De otro lado, como el uso de madera tiene un alto costo (ambiental y económico) en Colombia solamente se ha utilizado con éxito el método de cultivo suspendido empleando líneas largas flotantes sub-superficiales (Figura 7.14) que no interfiere con el tráfico de botes. A continuación se describirá el diseño y construcción de una estación o centro de cultivo de este tipo.

El tamaño de la estación dependerá de lo que se proyecta producir, el área disponible y de la capacidad de carga del sistema. En general, en cada hectárea se colocan entre 3 y 6 long lines de 100 m y la producción por cada long line está 0,60 y 0,72 toneladas por cosecha (Bermúdez, 2004). Las líneas deben colocarse paralelas entre sí y en relación a la dirección del viento y corrientes predominantes (Hardy, 1991). Los long line sub-superficiales tienen su línea madre ubicada entre 5 y 8 m de profundidad

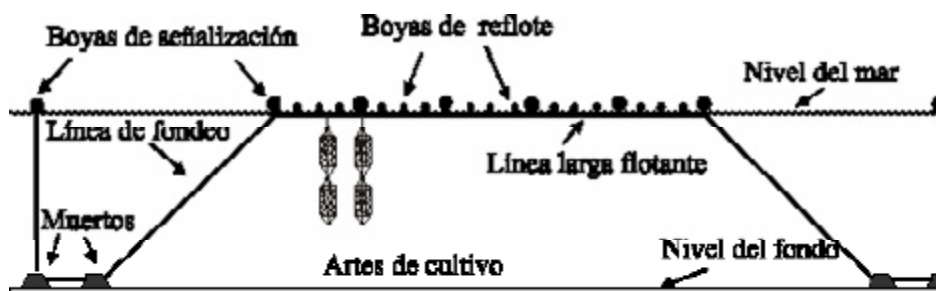


Figura 7.14
Línea larga o long line subsuperficial.

(Bourne *et al.*, 1989). Las cuerdas empleadas para formar los diferentes componentes de la long line deben ser de polietileno o polipropileno preferiblemente monofilamento y con tratamiento para los rayos UV (normalmente negro) ya que son más resistentes (Merino *et al.*, 2001). La cuerda empleada para la línea principal (línea madre + líneas de fondeo), cuerdas de boyas de superficie y de flotación deben ser de al menos 2,5 cm de diámetro. Las cuerdas para las boyas de superficie y de carga son de al menos 1 cm de diámetro y las cuerdas de los puntos de amarre al menos de 0,5 cm de diámetro. Las líneas de fondeo deben tener un largo mínimo equivalente a tres veces la profundidad del sitio donde el mismo ha sido instalado (Merino, 1997), formando un ángulo mayor a 70° entre la línea de fondeo y el fondo (Merino *et al.*, 2001). Esto permite minimizar la tensión resultante sobre la línea de fondeo y llevar hasta la superficie la línea madre con poco esfuerzo. Las boyas de superficie o de señalización (diámetro de 36 cm) se colocan a una distancia de 20 m, mientras que las boyas que sostienen la línea madre o boyas de reflote (diámetro de 30 cm), son ubicadas cada 5 m en los extremos y cada 2 m en el centro. Las boyas de señalización pueden ser de polietileno expandido, pero las que sostienen la línea madre deben ser más resistentes, de plástico o polipropileno (Merino *et al.*, 2001). Se utiliza como anclaje estructuras trapezoidales (0,5 x 0,5 x 1 m) de concreto de por lo menos 400 Kg, dos en cada línea de fondeo, separados entre sí por unos 9 m. Esta forma permite al bloque de concreto enterrarse en la arena del fondo y además, desenterrarlo a la hora de estirar o reubicar el “long line”. El lastre debe estar provisto de al menos dos agarraderas u orejas de hierro, las que permiten maniobrarlo para su instalación, así como unirlo a la línea madre, entre sí, y a una boya de señalización (Figura 7.15) (Bermúdez, 2004).

Los puntos donde se amarran los sistemas de crecimiento a la línea madre deben estar separados por 1 m entre sí, excepto cuando se utiliza ear hanging, cuyas cuerdas pueden ser colocadas a intervalos de 0,5 m (Hardy, 1991). Bajo cada sistema de crecimiento se deben usar pesos de 1 a 2 kg con el fin de minimizar el movimiento de los animales y su apiñamiento en ciertos sectores de los sistemas de crecimiento cuando hay influencia de corrientes (Pereira, 1995). Si el oleaje es muy fuerte, también se pueden instalar arriba de cada sistema de crecimiento un artefacto que absorba el movimiento (Green, 1979)

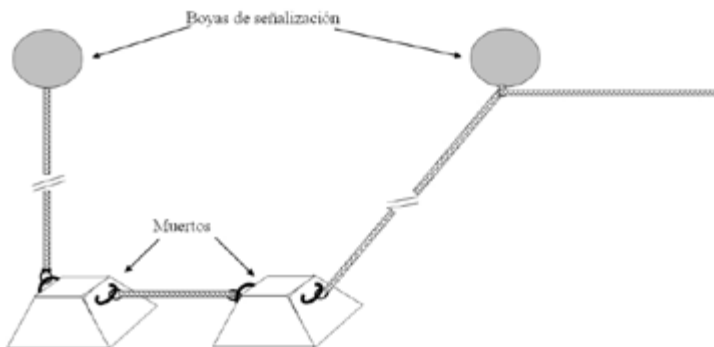


Figura 7.15 Fondeo de un long line (adaptado de Bermúdez, 2004).

(Figura 7.16).

Para elaborar un long line de 100 m sub-sumergido a 5 m para una zona con una profundidad de 20 m, se requiere un cabo de 220 m. Este cabo se ata a un poste por un extremo y a un vehículo por el otro y se tensa unos minutos para que el cabo quede blando, manejable y no se enrolle (Pereira, 1995). Posteriormente, los dos extremos se unen y desde la mitad de su largo se marca cada metro hasta completar 50 metros. Esto corresponde a la línea madre (100 m) y el resto del cabo corresponde a la línea de fondeo. Las boyas señalizadoras se unen a la línea madre a través de trozos de cabo de 6 m, empleando nudos ballestrinque dobles (Figura 7.17A) (Pereira, 1995). A cada metro se insertan argollas en la línea madre (destorciéndola) con trozos de cabo de 80 cm de largo y 0,5 cm de diámetro, con sus extremos flameados, los cuales serán atados con un nudo pescador (Figura 7.17B). Los cuatro lastres se deben elaborar con una mezcla de cemento especial para agua salada, arena gruesa, piedra y yeso la cual es vaciada en moldes de madera o metal provistos de un par de trozos de varilla de hierro corrugado ($\varnothing = 2$ cm, longitud de 1,2 m) dobladas y recubiertas con manguera en la parte central para formar las orejas (Bermúdez, 2004). La manguera permite proteger el hierro de la corrosión por el contacto directo con el agua de mar y la fricción, evitando también el corte del cabo. Estos lastres deben construirse al menos cuatro semanas antes de ser usados para que fragüen bien y se minimice la acción erosiva del mar (Bermúdez, 2004).

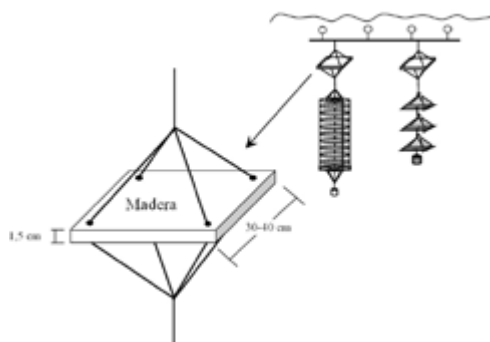


Figura 7.16 Artefacto empleado para absorber el movimiento del sistema de cultivo cuando el oleaje es muy fuerte (adaptado de Green, 1979).

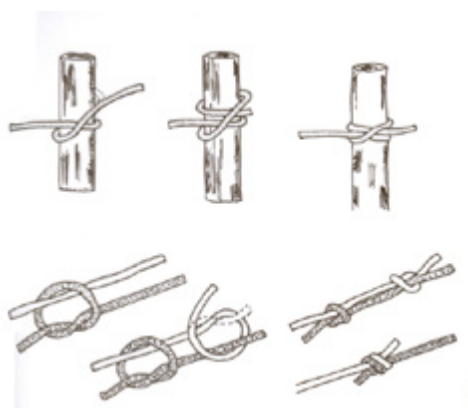


Figura 7.17 Nudos utilizados para la instalación de boyas y sistemas de crecimiento en línea madre de un long line. **A.** Nudo ballestrinque, **B.** Nudo pescador (tomado de).

Instalación, manejo y monitoreo del cultivo

La instalación, manejo y monitoreo del cultivo comprende diferentes actividades que requieren la manipulación de los sistemas de crecimiento, flotación y fondeo. Como estos sistemas tienen dimensiones y pesos considerables se hace necesario el uso de una embarcación que tenga por lo menos 8 a 12 m de eslora, motor fuera de borda de 40 HP, winche, pluma mecánica o hidráulica y dos roletes o poleas laterales (Pereira, 1995).

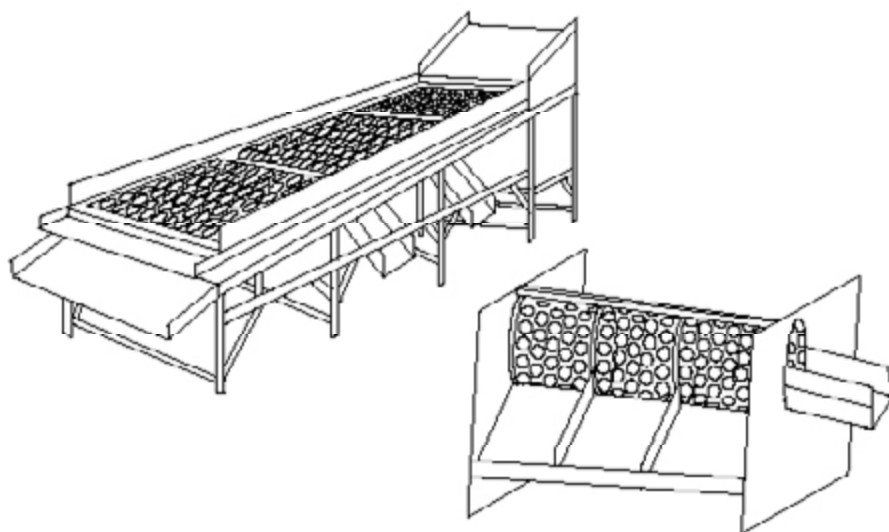


Figura 7.18

Tamizadoras empleadas para la separación de los pectínidos por grupos de tallas homogéneas.

La manipulación de los sistemas de crecimiento hace necesario contar con una zona de labores la cual puede ser en tierra o en una plataforma flotante. Este recinto debe tener un espacio suficiente para trabajar con comodidad y seguridad, otro para los sistemas de cultivo utilizados y limpios que debe estar provisto de varios tanques (300 a 600 L) para mantener a los animales inmersos en agua de mar circulante. El recinto debe tener un techo para proteger a los animales del sol y de la lluvia, factores que pueden alterar la temperatura y la salinidad del agua, comprometiendo las tasas de supervivencia de los animales durante la operación de desdoble (Green, 1979). Finalmente, el recinto debe estar provisto de una bomba para proveer el agua a los tanques y de una tamizadora manual o mecánica (Figura 7.18) para hacer una clasificación de los animales por tallas; y una planta eléctrica para proveer la energía necesaria.

Instalación de la línea

Se monta en la embarcación los cuatro lastres y el long line preparado, se ata la línea de fondeo a uno de los lastres que se lanza al agua junto con el long line, desplazando la embarcación junto con la corriente principal (Pereira, 1995), en la medida que van apareciendo las marcas, se van atando las boyas (Figura 7.19). Terminada esta operación, se tensa la línea madre con la embarcación, de tal forma que todas las boyas queden en línea, tras lo cual se ata el extremo final del long line, al segundo lastre y se lanza al mar. Los dos lastres restantes deben ir amarrados a boyas de señalización, y son lanzados posteriormente, de tal forma que queden cerca a los lastres lanzados inicialmente. Mediante buceo se unen con cabo estos lastres y se revisa la estabilidad,

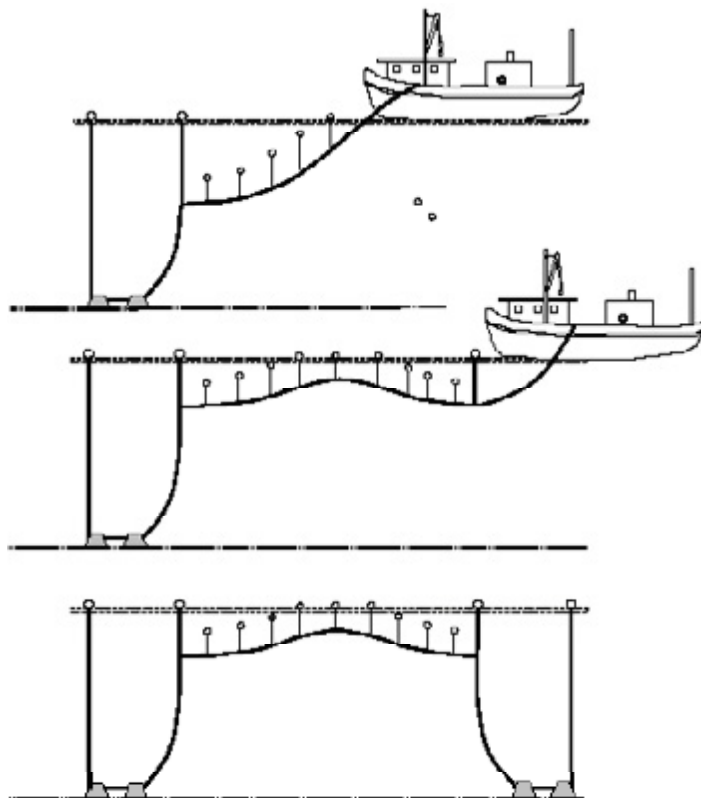


Figura 7.19
 Instalación de un long line (adaptado de Hardy, 1991).

posición y tensión del fondeo, si hay que realizar ajustes se atan los lastres con un cabo y se arrastran utilizando la tracción de la embarcación (Bermúdez, 2004).

Siembra

En la zona de labores, la semilla separada de los sustratos de fijación es clasificada por tamaños en la tamizadora y luego es colocada en los sistemas de cultivo, manteniéndola el mayor tiempo posible en inmersión con agua de mar fresca circulante. La clasificación de los animales por tallas es importante por varias razones: 1) facilita la operación de llenado de redes sin necesidad de contar los animales; 2) permite que los sistemas de crecimiento mantengan organismos con tallas homogéneas, de forma que presenten mayores tasas de crecimiento que las que se presentan cuando las tallas son heterogéneas, y los organismos compiten por el alimento con ventajas diferentes; 3) Se cosechan organismos con tallas homogéneas, lo cual es deseable en la comercialización.

La densidad a la que son colocados los animales en los sistemas de crecimiento varía con la especie y lugar. Para varias especies se cuida de que el área ocupada por los pectínidos no exceda el 30 % del fondo del sistema de crecimiento cuando son sembrados (Imai, 1977;

Green, 1979). Existen tablas de densidad construidas teniendo en cuenta el tamaño de los animales y la obtención de las mayores supervivencias y tasas de crecimiento de los mismos. Algunas de las utilizadas para las especies de pectínidos de Colombia se indican en las Tablas 7.6 y 7.7. Con el fin de agilizar el proceso de llenado de los sistemas de crecimiento, los animales no son contados sino que se tiene estandarizado el volumen o peso de animales que debe contener cada uno de acuerdo con el tamaño promedio de los animales. El más utilizado es el método volumétrico, para aplicarlo, se emplean medidores previamente calibrados para cada talla (Pereira, 1995).

Una vez llenos de animales, los sistemas de crecimiento son cerrados rápidamente y junto con las boyas de reflote, son despachados a la embarcación para ser colocados en un long line como lo describe Pereira (1995). Se ubica la embarcación al lado de la long line que se quiere utilizar, la línea madre se engancha con un garapín o araña y se iza a la superficie, donde es colocada en las poleas laterales (Figura 7.20). La embarcación se desplaza a lo largo de la línea madre, sosteniéndola sobre las poleas, mientras que los operarios van atando los sistemas de crecimiento y las boyas de reflote a la línea madre. Una vez finaliza la faena, el long line se suelta de las poleas.

Desdobles

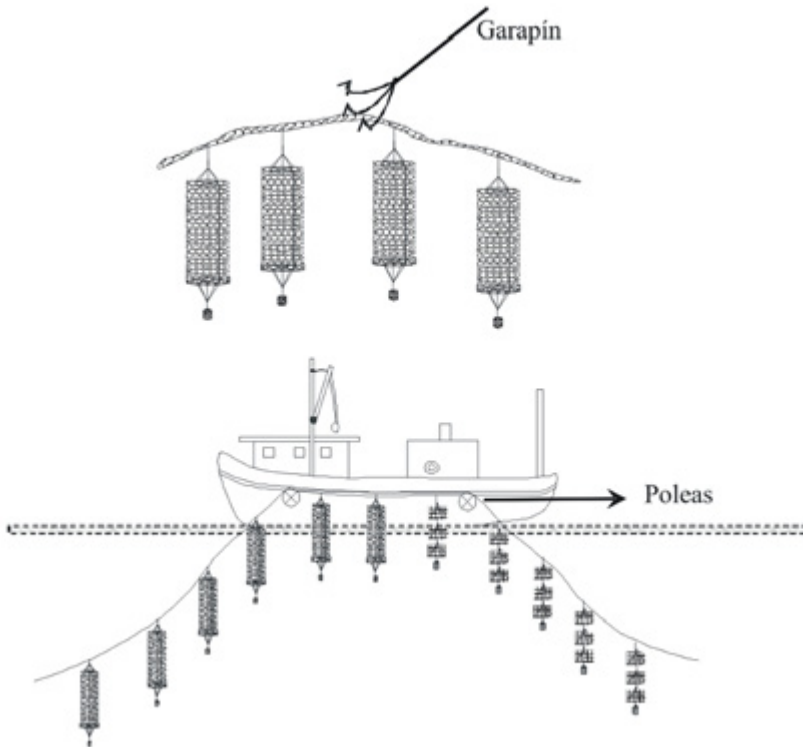


Figura 7.20
Extracción de la línea madre de un long line para las operaciones de siembra, desdoble, reflote o cosecha (adaptado de Green, 1979 y Pereira, 1995).

Tabla 7.6

Densidades empleadas durante el cultivo intermedio de pectínidos de Colombia utilizando pearl nets.

		Densidad (animales pearl net ⁻¹)					Referencia
Especie	Longitud (mm)	3	10	20	30	>40	
	<i>Argopecten nucleus</i>	-		320	100	33	15
98			25	25	13	-	Freites <i>et al.</i> (1995)
3630			327	82	36	20	Velasco <i>et al.</i> , (en prensa)
<i>Euvola ziczac</i>	300		100	100	100	33	Lodeiros & Himmelman (1994)
	-		368	92	41	23	Lodeiros & Himmelman (2000)
<i>Nodipecten nodosus</i>	4083		368	92	41	23	Lodeiros <i>et al.</i> (1998)
	-		-	137	60	33	Urban (1999)
	250		125	60	30	-	Acosta <i>et al.</i> (2000)
	3630		327	82	36	20	Velasco <i>et al.</i> (en prensa)

Tabla 7.7

Densidades empleadas durante el engorde de las especies de pectínidos de Colombia empleando linternas.

		Densidad (animales linterna ⁻¹)					Referencia
Especie	Longitud (mm)	40	50	60	70	>80	
	<i>Argopecten nucleus</i>	35		22	15	11	9
<i>A. ventricosus</i>	123		79	55	40	31	Tripp (1987)
<i>Euvola ziczac</i>	15		15	15	15	15	Lodeiros & Himmelman (1994)
<i>Nodipecten nodosus</i>	35		22	15	11	9	Velasco <i>et al.</i> (en prensa)

Teniendo en cuenta que los animales a medida que crecen requieren un mayor espacio dentro de los sistemas de crecimiento y que continuamente ingresan depredadores y epibiontes a estas estructuras, periódicamente se debe llevar a cabo una extracción de los sistemas de crecimiento con el fin de clasificar y redistribuir los animales en estructuras de cultivo limpias y a una menor densidad. A este proceso se le conoce como desdoble. La frecuencia de los desdobles varía entre 0,5 y 3 meses dependiendo la especie de pectínido, edad y lugar. Para los pectínidos de Colombia, que son especies de alto crecimiento, sometidas a una alta cantidad de depredadores y fouling se recomienda un esquema quincenal los primeros dos meses de cultivo intermedio, luego mensual o cada tres meses al final del cultivo (Rupp, 2007; Velasco *et al.*, en prensa). Para algunas especies se recomienda que los desdobles se hagan antes de que los animales sobrepasen el 70 % de ocupación del fondo del sistema de crecimiento (Hardy, 1991).

Para llevar a cabo esta operación se extraen los sistemas de crecimiento de los long lines con el apoyo de la embarcación, siguiendo el mismo proceso descrito para la siembra. Posteriormente son llevados a la zona de labores donde los animales se extraen manualmente de los sistemas de crecimiento y se colocan sobre la tamizadora, manteniendo el mayor tiempo posible los animales inmersos en agua de mar circulante o con chorros de agua cayendo sobre sus conchas. Los animales muertos, depredadores y otros organismos acompañantes son separados. Los grupos de animales ya clasificados son limpiados externamente de epibiontes utilizando abrasión si se encuentran muy infestados. Finalmente son colocados en los sistemas de crecimiento limpios que permanecer en inmersión hasta ser cerrados y despachados a la embarcación para ser colocados nuevamente en el long line correspondiente.

Evaluación del crecimiento y mortalidad

Paralelamente a la siembra, desdobles y cosecha de pectínidos es conveniente llevar a cabo un monitoreo del crecimiento y supervivencia de los animales, así como de los parámetros ambientales. Esto permite ajustar las densidades apropiadamente, detectar problemas o condiciones propicias que afectan el cultivo, y tomar a tiempo medidas correctivas que permitan optimizar la producción. Mensualmente, de cada lote sembrado se debe tomar al azar una muestra de por lo menos 300 organismos para medir su longitud y peso vivo individual. Igualmente, es conveniente sacrificar unos 30 animales para medir el peso de su músculo aductor y gónada (Bermúdez, 2004). Con estos datos es posible tener un registro de la tasa de crecimiento en concha y tejidos. Adicionalmente, se debe llevar un control del número de animales sembrados en cada lote y el de animales vivos en cada desdoble, para establecer el porcentaje de supervivencia.

Es importante hacer un monitoreo frecuente (diario o semanal) de algunos parámetros físicoquímicos en la estación de cultivo, a la profundidad donde se encuentran los sistemas de crecimiento. Estos parámetros son: temperatura, salinidad, concentración de oxígeno, concentración de seston (y sus fracciones orgánica e inorgánica) y de clorofila *a*.

Mantenimiento del long line y sistemas de crecimiento

La eliminación de epibiontes de las líneas, boyas y sistemas de crecimiento es muy importante pues de no hacerlo, el exceso de peso ocasiona la pérdida de tensión y flotabilidad del sistema (Merino *et al.*, 2001). Las boyas se deben revisar semanalmente, los cabos cada tres meses y los sistemas de crecimiento en cada desdoble para su limpieza

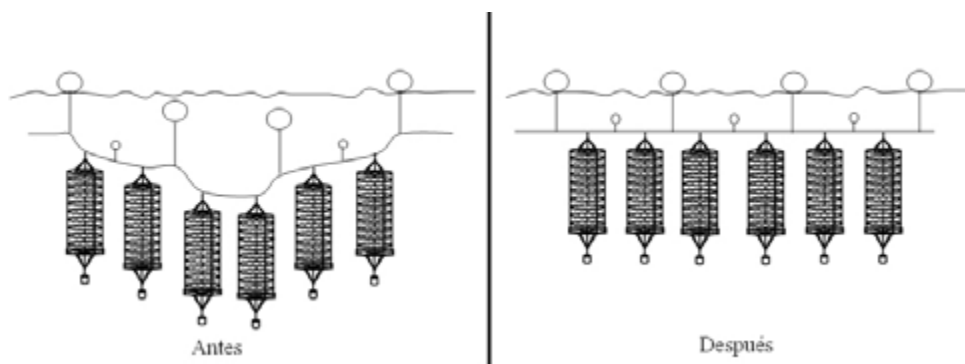


Figura 7.21
Operación de reflote (adaptado de Pereira, 1995)

o reemplazo. Estas actividades se hacen con la ayuda de la embarcación, se levanta la línea madre y se reemplaza o se limpian los diferentes componentes. Se recomienda cambiar los cabos una vez que ocurra una primera ruptura, pues es muy probable que esto vuelva a ocurrir y se produzcan pérdidas económicas importantes. En cuanto a los sistemas de cultivo, es conveniente su uso y reparación únicamente durante su vida útil. La limpieza de los sistemas de crecimiento y boyas de epibiontes se hace manualmente dejándolos secar al sol previamente, utilizando hidrolavadoras mecánicas o colocando las estructuras en el fondo del mar, donde los organismos bentónicos las limpian naturalmente (Pereira, 1995).

Con el fin de reducir la cantidad de epibiontes, especialmente dentro de los sistemas de crecimiento, es posible utilizar un control biológico, esto es, introducir otros organismos que resulten inocuos para los pectínidos, pero que se alimenten de los epibiontes. Se han utilizado exitosamente cangrejos omnívoros de pequeño tamaño (Ross *et al.*, 2004, caracoles hervívoros (Enright, 1993) y erizos (Lodeiros & García, 2004, Ross *et al.*, 2004).

Por otro lado, durante las diferentes etapas de producción las líneas van adquiriendo peso como resultado del crecimiento de los animales y el fouling, lo que ocasiona que la línea madre se sumerja en algunas partes y pierda su forma horizontal original. Para evitar esto, es necesario verificar permanentemente la forma de la línea madre mediante buceo y de ser necesario llevar a cabo una operación de reflote, que consiste en instalar boyas adicionales en los lugares donde la línea se hunde, de forma tal que se reestablezca su posición horizontal (Figura 7.21) (Pereira, 1995; Merino *et al.*, 2001).

Cosecha

La cosecha de pectínidos debe planearse de tal forma que ocurra justo cuando los animales alcancen la talla comercial (Tabla 7.8) y antes de que tengan desoves, para que la gónada esté llena y se obtengan mayores rendimientos (Pacheco-Aguilar *et al.*, 2001).

Tabla 7.8

Longitud y peso de cosecha de las especies de pectínidos de Colombia.

Especie	Longitud concha (mm)	Peso húmedo del músculo (g)	Referencia
<i>Argopecten nucleus</i>	45	3	Urban (1999), INVEMAR (2003)
<i>A. ventricosus</i>	40-53	-	Cenaim-Espol (1996)
	56	6,8	Maeda-Martínez et al. (2000)
<i>Nodipecten nodosus</i>	80	12	Urban (1999), INVEMAR (2003)
	70,4	10	Manzoni & Marenzi (1997)
<i>N. subnodosus</i>	13,5	77	Mazón-Suástegui et al. (2004a)

Las linternas con los animales son separadas de la línea madre y son llevadas a la zona de labores con el apoyo de la embarcación. Allí, los animales son extraídos y clasificados por tallas mediante la tamizadora. Debe evitarse que los animales queden expuestos a la luz solar directa o se sequen (Pacheco-Aguilar *et al.*, 2001). Los animales son colocados en recipientes isotérmicos con hielo y son llevados a una planta procesadora o al sitio de comercialización (mayorista, minorista o consumidor). Como los pectínidos no sobreviven fuera del agua por más de 40 h generalmente no son comercializados en la concha a menos que exista una demanda local de este producto fresco (Green, 1979). Si los pectínidos a cosechar proceden de un cultivo en fondo o de aguas con una alta carga de coliformes fecales (>700 NMP 100 mL⁻¹), es necesario hacerles una depuración que consiste en colocarlos en suspensión o en tanques con agua circulante un tiempo para que los animales eliminen la arena y microorganismos, en este último caso se requiere de por lo menos 48 h (Green, 1979; Quayle & Newkirk, 1989).

Procesamiento

De acuerdo con Pacheco-Aguilar *et al.* (2001) y Green (1979), en la planta de proceso, los pectínidos deben someterse a escaldado (12 segundos) y posterior desconche manual o mecánico, separando la gónada y músculo del resto de tejidos que no son utilizados para su comercialización. La gónada y músculo (callo) son lavados con agua dulce para eliminar arena y otros tejidos. Se debe tener cuidado de que la membrana delgada que recubre al músculo no se remueva en el lavado ya que esto causa que las fibras musculares se separen y que el músculo pierda integridad afectando su apariencia y calidad final. La principal forma de comercialización de los pectínidos es como callos congelados (Pacheco-Aguilar *et al.*, 2001). Con el fin de minimizar la pérdida de agua del tejido, estos son inmersos por un minuto en una solución fría elaborada con polifosfato alcalino TPS (10 %) y NaCl (1 %) y luego lavados en agua fría por 20 min. Posteriormente son clasificados por tamaño para luego congelarse individualmente y en bloques hasta lograr una temperatura interna inferior a los -18 °C. Si estos callos son congelados rápidamente en la condición anterior al rigor mortis, retienen su textura y dulzor. Si el contenido de glicógeno es muy alto, la carne puede decolorarse durante el almacenamiento. El tiempo normal de almacenamiento es de un año, pero puede incrementarse si los callos son glaseados con agua después de que son congelados para prevenir la deshidratación (Green, 1979).

Para garantizar la calidad de los callos frescos y congelados se deben realizar los análisis

microbiológicos exigidos por el INVIMA, a una muestra de por lo menos tres productos. Éstos incluyen: concentración de coliformes fecales *Escherichia coli* (se acepta hasta un máximo de 400 UFC mL⁻¹ en una sola muestra); *Staphylococcus aureus* (se acepta hasta un máximo de 1000 colonias g⁻¹ en una sola muestra); *Salmonella* sp. y *Vibrio cholerae* (no debe detectarse su presencia en muestras de 25 g). En los callos congelados se mide adicionalmente el contenido de fosfato residual en el callo (debe ser inferior a 0,5 %); el porcentaje de humedad incorporada al producto (debe ser inferior al 80 %), así como la relación entre la humedad y la proteína (debe ser inferior a 5). Aunque los pectínidos acumulan en la glándula digestiva y nefridios contaminantes como plata, cadmio, mercurio, arsénico y venenos paralíticos, el músculo no es afectado, por lo que normalmente no se exige la medición de estas toxinas en los productos de este grupo.

Agradecimientos

Los autores agradecen muy especialmente los aportes realizados por Alejandro Guerrero, Hugo Llanos y Judith Barros para la elaboración de este manuscrito. Muy especialmente agradecen los comentarios de los evaluadores Dr. Shizuo Akaboshi y Dr. Miguel Avendaño que permitieron mejorar de forma considerable este capítulo.

Bibliografía

- Abarca, A., J. Fierro, A. Retamal & H. Monsalve. 1997. Growth and survival of *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) juveniles originated from hatchery and natural collectors. A comparison or three years data. En: XI International Pectinid Workshop, México.
- Acosta, V., L. Freitas, & C. Lodeiros, J. 2000. Densidad, crecimiento y supervivencia de juveniles de *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* (Pteroida:Pectinidae), en cultivo suspendido en el Golfo de Cariaco, Venezuela. Rev. Biol. Trop. 48: 799-806.
- Alfonsi, C. & J.E. Pérez. 1998. Growth and survival in the scallop *Nodipecten nodosus* as related to self-fertilization and shell colour. Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela, Universidad de Oriente 37: 69-73.
- Avendaño, M., M. Cantillánez, M. Le Pennec, C. Lodeiros & L. Freitas. 2001. Cultivo de pectínidos Iberoamericanos en suspensión. En: Maeda Martínez A.N. (Ed.). Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica, Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 193-208.
- Avendaño-Díaz & J. Variles. 1986. Growth of *Argopecten purpuratus* in two different suspended culture system at Mejillones Bay, Chile. Rev. Latinoam. Acuicult. 30: 7-22.
- Bayne, B.L. & R.C. Newell. 1983. Physiological energetic of marine mollusks. En: A.S.M. Saleuddin & K. M. Wilbur (Ed.). The Mollusca, Physiology, Academic Press, New York, pp. 407-515.
- Bayne, B.L. 1985. Responses to environmental stress: tolerance, resistance and adaptation. En: J.S. Gray & M.E. Christiansen (Ed.). Marine Biology of Polar Regions and Effects of Stress on marine Organisms. Wiley and Son, Chichester, pp. 331-349.
- Bermúdez, P. 2004. Manual de cultivo suspendido de concha de abanico-Programa

- Transferencia de Tecnología en Acuicultura para pescadores artesanales y comunidades campesinas. Acuerdo de Colaboración AECI/PADESPA-FONDEPES. 98p.
- Bourne, N., C.A. Hodgson & J. Whyte. 1989. A manual for scallop culture in British Columbia. Can. Tech. Rep. Fish. Aquact. Sci. 1694: 215 p.
- Bricelj, B.M. & S. Shumway. 1991. Physiology. Energy acquisition and utilization. En: S.E. Shumway (Ed.). Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture. Elsevier, Amsterdam, pp. 347-376.
- Bricelj, B.M., J. Epp & R.E. Malouf. 1987. Intraspecific variation in reproductive and somatic growth cycles of bay scallops *Argopecten irradians*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 36: 123-137.
- Bull, M.F. 1991. New Zealand. In: Sandra E. Shumway (Ed.). Scallop : Biology, Ecology and Aquaculture. Developments in Aquaculture and Fisheries Science. Elsevier, Amsterdam, Netherlands, pp. 853-860.
- Caballero, X. 2000. Policultivo de almeja catarina (*Argopecten ventricosus*) y camarón café *Farfantepenaeus californiensis* en estanquería. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales-Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. 116 p.
- Cenaim-Espol. 1996. Cultivo de scallop (*Argopecten circularis*) en granjas camaroneras en Ecuador: Primera fase. Informe anual, pp. 161-173.
- Ciocco, N.F. & J.M. Orensanz. 2001. Depredación. En: Maeda Martínez (ed.) A. N. Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica. Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 267-278.
- Claereboudt, M., D. Bureau, J. Côté, & J.H. Himmelman. 1994. Fouling development and its effects on the growth of juvenile giant scallops (*Placopecten magellanicus*) in suspended culture. Aquaculture 121: 327-342.
- Cliche, G., S., Vignau, Guiguère, M. 1997. Status of a commercial sea scallop enhancement project in Îles-de-la-Madeleine (Québec, Canada). Aquac. Int. 5: 259-266.
- Cliché, G., M. Guiguère & S. Vigneau. 1994. Dispersal and mortality of sea scallops, *Placopecten magellanicus* (Gmelin, 1971) seeded on the sea bottom of Îles-de-la-Madeleine. J. Shellfish Res. 2: 565-570.
- Cropp, D. & M. Hortle. 1992. Midwater cage culture of the commercial scallop *Pecten fumatus* (Revé, 1852), in Tasmania. Aquaculture 102: 55-64.
- Dao, J.C., P.G. Fleury, M. Norman, N. Lake, J.P. Mikolajunas, & O. Strand. 1995. Concerted action scallop seabed cultivation in Europe. INFREMER. Intermediate report, Laboratoire mollusques, Brest, France, 40 p.
- De Nogales, C. & L. Santos. 1995. Cultivo de camarones en estanques. En: H. Rodríguez, G. Polo & O. Mora (eds). Fundamentos de Acuicultura Marina, III, INPA, Bogotá, pp. 61-103.
- Duggan, W.P. 1973. Growth and survival of the bay scallop *Argopecten irradians* at various locations in the water column and at various densities. Proc. Nat. Shellfish Assoc. 63: 68-71.
- Eckert, R., D. Randall & G. Augustine. 1990. Fisiología Animal, Mecanismos y Adaptaciones. Interamericana-McGraw-Hill, Madrid. 683 p.
- Enright, C. 1993. Control of fouling in bivalve aquaculture. En: World aquaculture: Bivalve Culture III. 24: 44-46.
- Félix-Pico, E.F., A. Tripp-Quezada & J. Singh-Cabanillas. 1989. Antecedentes en el

- cultivo de *Argopecten purpuratus* (Sowerby), en Baja California Sur, México. Inv. Mar. CICIMAR. 4: 75-92.
- Félix-Pico E.F., M. Villalejo-Fuerte, A. Tripp-Quezada & O. Holguin-Quinones. 1999. Growth and survival of *Lyropecten subnodosus* (Sowerby, 1835) in suspended culture at the National Marine Marine Park of Bahía de Loreto, B.C.S., México. En: 12th International Pectinid Workshop, pp. 39-40.
- Felix-Pico, E. 1991. Scallop fisheries and mariculture in México. En: S.E. Shumway & P.A. Sandifer (Eds.). Scallop Biology and Aquaculture. Selected papers of the 7th International Pectinid Workshop. The World Aquaculture Soc. Pul. pp. 287-292.
- Fernández-Reiriz, M. J., U. Labarta & J. M. Navarro. 2004. Feeding and digestive response of *Argopecten purpuratus* to short-term variation in food quality and quantity. Aquaculture. 237: 347-364
- Ferráz-Reyes, E. 1989. Influencia de los factores físicos en la distribución vertical de la biomasa fitoplanctónica en el Golfo de Cariaco (Venezuela). Bol. Inst. Oceanogr. Univ. Oriente. 28: 47-56.
- Freites, L. & P. Núñez. 2001. Cultivo suspendido de *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* (L., 1758), en los métodos bolsas y aurículas (“ear hanging”). Bol. Inst. Oceanogr. Univ. Oriente 40: 21-29.
- Freites, L., L. Hurtado & A. Vélez. 1993. Crecimiento y producción secundaria de *Euvola (Pecten) ziczac* (L.) cultivado en tres profundidades. En: VII Simposio Latinoamericano de Acuicultura, II Encuentro venezolano de Acuicultura. Resúmenes de Trabajos Libres, Barquisimeto, Venezuela, 23-27 de noviembre.
- Freites, L., B. Vera, C. Lodeiros & A. Vélez. 1995. Efecto de la densidad sobre el crecimiento y la producción secundaria de los juveniles de *Pecten ziczac* (L.), bajo condiciones de cultivo suspendido. Ciencias Marinas. 21: 361-372.
- Freites, L., A. Vélez & L. Hurtado. 1996. Crecimiento y producción del bivalvo *Euvola (Pecten) ziczac* (L.) en cultivo suspendido a tres profundidades. Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela, Universidad de Oriente 35: 17-26.
- Freites, L., J. Côte, J.H. Himmelman & C.J. Lodeiros. 1999. Effects of wave action on the growth and survival of the scallop *Euvola zizac* and *Lyropecten nodosus* in suspended culture. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 239: 47-59.
- Freites, L., J.H. Himmelman & C.J. Lodeiros. 2000a. Impact of predation by gastropods and crabs recruiting onto culture enclosures on the survival of the scallops *Euvola ziczac* (L.) in suspended culture. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 244: 297-303.
- Freites, L., A. Vélez, & C.J. Lodeiros, 2000b. Evaluation of three methods of bottom culture of the tropical scallop *Euvola (Pecten) ziczac* (L., 1758). J. Shellfish Res., 19: 77-83.
- Freites, L., J.H. Himmelman, J.M.F. Babarro, C.J. Lodeiros & A. Vélez. 2001. Bottom culture of the tropical scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* in the Golfo de Cariaco, Venezuela. Aquac. Intern. 9: 45-60.
- Freites, L., C. Lodeiros, N. Narváez, G. Estrella, & J.M.F. Babarro. 2003. Growth and survival of the scallop *Lyropecten (=Nodipecten) nodosus* (L., 1758) in suspended culture in the Cariaco Gulf (Venezuela), during a non-upwelling period. Aquacult. Res. 34: 709-718.
- González, M.L., D.A. López, M.C. Pérez, V.A. Riquelme, J.M. Uribe & M. Le Pennec. 1999. Growth of the scallop, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), in southern Chile. Aquaculture 175: 307-316.

- González, M.L., V.A. Riquelme & D.A. López. 2000. Efectos de epibiontes y depredadores sobre el crecimiento y mortalidad en cultivos de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) en el sur de Chile. En: XX Congreso de Ciencias del Mar, Concepción, Chile. 126p.
- Green, M. 1979. A review of the fishery biology of scallops. State of Washington, department of Fisheries, Shellfish Program. Technical report No. 39. 273p.
- Hardy, D. 1991. Scallop Farming. Fishing News Books, Oxford, England. 237 p.
- Ibarra, A.M., P. Cruz & B.A. Romero. 1995. Effects of inbreeding on growth and survival of self-fertilized catarina scallop larvae, *Argopecten circularis*. Aquaculture, 134: 37-47.
- Imai, T. 1982. Aquaculture in shallow seas. Progress in Shallow Sea Culture. New Dheli, Balkema, pp. 261-364.
- Imai, T. 1977. The evaluation of scallop culture. In: Aquaculture in shallow seas: Progress in shallow sea culture. Tokyo, Koseisha Koseiku Publisher, pp. 261-364.
- INVEMAR. 2003. Validación y desarrollo de un cultivo piloto de bivalvos en la región de Santa Marta, Caribe colombiano. Informe final: Técnico y Financiero. 24 p.
- Ito, H., 1991. Japan. In: Shumway, S.E. (Ed.), Scallops: Biology, ecology and aquaculture. Developments in aquaculture and fisheries science. Elsevier, Amsterdam, Netherlands, pp. 1017-1056.
- Kirby-Smith, W.W. 1972. Growth of the bay scallop; influence of experimental water currents. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 8: 7-18.
- Kleinman, S., B.G. Hatcher, R.E. Scheibling, L.H. Taylor & A.W. Henninger. 1996. Shell and tissue growth of juvenile sea scallops (*Placopecten magellanicus*) in hanging and bottom culture in Lunenburg Bay, Nova Scotia. Aquaculture 142: 75-97.
- Lango-Reynoso, F. 1994. Estudios básicos sobre depredadores activos y potenciales, para el desarrollo del cultivo extensivo de *Argopecten circularis*. Tesis de maestría, CICIMAR, la Paz, México. 99p.
- Leighton, D.L. 1979. Growth profile for the rock scallop *Hinnites multirrugosus* held in several depths La Jolla, California. Mar. Biol. 51: 929-942.
- Lodeiros, C. & N. García. 2004. The use of sea urchins to control fouling during suspended culture of bivalves. Aquaculture 231: 293-298.
- Lodeiros, C.J. & J.H. Himmelman. 1994. Relations among environmental conditions and growth in the tropical scallop *Euvola (Pecten) ziczac* (L.) in suspended culture in the Golfo de Cariaco, Venezuela. Aquaculture 119: 345-358.
- Lodeiros, C.J. & J.H. Himmelman. 1996. Influence of fouling on the growth and survival of the tropical scallop, *Euvola (Pecten) ziczac* (L., 1758), in suspended culture. Aquac. Res. 27: 749-756.
- Lodeiros, C. & J.H. Himmelman, 2000. Identification of environmental factors affecting growth and survival of the tropical scallop *Euvola (Pecten) ziczac* in suspended culture. Aquaculture 182: 91-114.
- Lodeiros, C., L. Freites, M. Núñez, & J.H. Himmelman. 1993. Growth of the scallop *Argopecten nucleus* (Born 1780) in suspended culture. J. Shellfish Res. 12: 291-294.
- Lodeiros, C., J. Rengel, L. Freites, F. Morales & J.H. Himmelman. 1998. Growth and survival of the tropical scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* maintained in suspended culture at three depths. Aquaculture 165: 41-50.
- Lodeiros, C.J., L. Freites, M. Núñez, A. Vélez & J.H. Himmelman. 2006. Venezuela.

- En: S.E. Shumway & G.J. Parsons (Eds.). *Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture*, pp. 1315-13-35.
- Lombeida, P. 1999. Cultivo de scallops en el fondo de piscinas de camarón. *El Mundo Acuícola*. 4(2):24.
- Lu, Y., N. Blake & J. Torres. 1999. Oxygen consumption and ammonia excretion of larvae and juveniles of the bay scallop, *Argopecten irradians concentricus* (Say). *J. Shellfish Res.* 18: 419-423.
- MacDonald, B., 1986. Production and resource partitioning in the giant scallop *Placopecten magellanicus* grown on the bottom, and in suspended culture. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 34: 79- 86.
- MacDonald, B.A. & R.J. Thompson. 1985. Influence of and food availability on the ecological energetics, on the giant scallop *Placopecten magellanicus*. I. Growth rates of shell and somatic tissue. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 25: 279-294.
- Maeda-Martínez, A.N., P. Ormart-Castro, L. Mendez, B. Acosta & M.T. Sicard. 2000. Scallop grow-out using a new bottom-culture system. *Aquaculture* 189: 73-84.
- Maeda-Martínez, A.N., P. Lombeida, L. Freites, C. Lodeiros & M.T. Sidcard, 2001. Cultivo de pectínidos en fondo y en estanques. En: Maeda-Martínez A.N. (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. LIMUSA, México, pp. 213-231.
- Maeda-Martínez, A.N., P. Ormart, V. Polo, T. Reynoso, P. Monsalvo, S. Avila & M. Espinosa. 1992. The potencial predator impact on bottom cultured Mexican catarina scallops (*Argopecten circularis*). In: *Book of Abstracts. Aquaculture '92*. Orlando, Florida. 21-25 de Mayo, pp. 151-152.
- Maeda-Martínez, A.N., T. Reynoso-Granados, P. Monsalvo-Spencer, M.T. Sicard, J. M. Mazón-Suástegui, O. Hernández, E. Segovia & R. Morales. 1997. Suspensión culture of catarina scallop *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842), in Bahía Magdalena, Mexico, at different densities. *Aquaculture* 158: 235-246.
- Manzoni, G.C. & A.W.C Marenzi. 1997. Crescimento da viera *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Pectinidae) em cultivo experimental na enseada da Armação do Itapocoroy (26° 46' S – 48° 37' W), Penha (SC). En: *Anais X Semana Nacional da Oceanografia*. Itajai, Santa Catarina.
- Manzoni, G. C., Marenzi, A. W. C. 1999. Crescimento da vieira *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) en cultivo experimental na Enseada da Armação do Itapocoroy (Penha-santa Catarina-Brasil). *Libro de resúmenes ampliados. VIII Cong. Latinoamericano Ciencias del mar*, pp. 178-180.
- Maraharens, M. 1995. Stimating habitat specific natural mortality rates of the Chilean scallop (*Argopecten purpuratus*). In: *Book of Abstracts 10th Internatl. Pectinid Workshop*. Cork, Irlanda, pp. 2-3.
- Mazón-Suástegui, J.M., M. Robles-Mungaray, & M. Osuna-García. 2003a. Bases tecnológicas para el cultivo de la conchuela *Argopecten ventricosus* en la República de Panamá. *Divulgaciones del Ministerio de Desarrollo Agropecuario de Panamá. Marco convenio Cooperación Científica-Técnica México-Panamá*. S.R.E.-IMEXCI 302NP13 y 302PN037-Fase II. 54 p.
- Mazón-Suástegui J.M., M. Robles-Mungaray & M. Osuna-García. 2003b. Informe anual-final de actividades realizadas al amparo de un permiso de acuicultura de fomento, otorgado a la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera “Punta Abreojos”, S.C.L. Permiso PAF/DGOPA-06/2002. Expediente AF/DGOPA-

- 024/2002. Presentado a SAGARPA-CONAPESCA. La Paz, B.C.S. México. 14p.
- Mazón-Suástegui, J.M., M. Osuna-García & M. Robles-Mungaray. 2003c. Cultivo y repoblamiento de mano de león *Nodipecten (Lyropecten) subnodosus* (Sowerby, 1835) en el Estero El Coyote, B.C.S. Primer informe técnico SAGARPA-CONAPESCA de la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera Punta Abrejos, S.C.L. La Paz, B.C.S. México. 16 p.
- Mazón-Suástegui J.M., M. Osuna-García & K. De La Rosa. 2004a. Cultivo y repoblamiento de mano de león *Nodipecten (Lyropecten) subnodosus* (Sowerby, 1835) en la Bahía Tortugas, B.C.S. Segundo informe técnico SAGARPA-CONAPESCA de la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera Bahía Vizcaíno, S.C.L. Ensenada, B.C. México. 11 p.
- Mazón-Suástegui, J.M. & M. Osuna-García. 2004b. Cultivo piloto y repoblamiento de moluscos nativos en la Laguna Guerrero Negro, B.C., con énfasis en la almeja mano de león *Nodipecten (Lyropecten) subnodosus* (Sowerby, 1835). Segundo informe técnico SAGARPA-CONAPESCA de la empresa Acuagron, S. de R.L de C.V. La Paz, B.C.S. México. 12 p.
- Mendoza, Y., L. Freitas, C.J. Lodeiros, J.A. López, J.H. Himmelman. 2003. Evaluation of biological and economical aspect of the culture of the scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* in suspended and bottom culture. *Aquaculture* 221: 207-219.
- Merino, G., Cortés-Merino, J., Abarca, A. y Barraza, J. 2001. Diseño y operación de sistemas de cultivo. En: Maeda Martínez A. N. (Ed.). Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 375-400.
- Merino, G. 1997. Considerations for logline culture systems design: scallop production, In: C.E. Helsley (Ed.). *Open Ocean Aquaculture* 97. Charting the future of ocean farming. Proceedings of an International Conference. Maui, Hawaii: 145-154.
- Minchin, D. & C.B. Duggan. 1989. Biological control of the mussel in shellfish culture. *Aquaculture* 81: 97-100.
- Morgan, D.E., J. Goodsell, C. Matthiessen, J. Garey & P. Jacobson. 1980. Release Hatchery-reared bay scallops (*Argopecten irradians*) onto a shallow coastal bottom in Waterford, Connecticut. Proceedings of the World Mariculture Society 11: 247-261.
- Naidu, K.S. & F.M. Cahill. 1986. Culturing giant scallops in Newfoundland waters. *Can. Man. Rep. Fish. Aquact. Sci.* 1876: 1-23.
- Navarro, J.M. & C.M. González. 1998. Physiological responses of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus* to decreasing salinities. *Aquaculture* 167: 315-327.
- Pacheco-Aguilar, R., V.M. Ocaño-Higuera & A. Maeda-Martínez. 2001. Manejo y procesado de pectínidos. En: Maeda-Martínez A. (Ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Tecnología. Limusa, México, pp. 431-450.
- Palmer, R. 1980. Behavioral and rhythmic aspects of filtration in the Bay scallop, *Argopecten irradians concentricus* (Say), and the oyster, *Crassostrea Virginica* (Gmelin). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 45: 273-295.
- Peña, J.B., J. Canales & C. Bios. 1990. Crecimiento comparativo de *Pecten jacobaeus* (L.) en cuatro sistemas de cultivo suspendido. *Actas III Congr. Nac. Acuic. España:* 300-305.
- Pereira, L. 1985. Reproducción, Captación, Precultivo y Cultivo de *Chlamys (Argopecten) purpurata* (Lamarck, 1819) de ambiente natural en la IV Región. Tesis de pregrado, Ingeniería Ejecución en Acuicultura, IPO. Coquimbo, Chile. 48 p.

- Pereira, L. 1995. Tecnología de cultivos de bivalvos en ambiente natural. En: Illanes J.E. (Ed.). 8° Curso Internacional en cultivo de moluscos, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 135-166.
- Quayle, D.B. & G.F. Newkirk. 1989. Farming Bivalve Mollusc: Methods for study and development. En: P.A. Sandifer (Ed.). Advances in World Aquaculture. The World Aquaculture Society, pp. 294p.
- Racotta, I.S., J.L. Ramirez, A.M. Ibarra, M.C. Rodríguez-Jaramillo, E. Carreño & E. Palacios. 2003. Growth and gametogenesis in the lion-paw scallop *Nodipecten (Lyropecten) nodosus*. Aquaculture 217: 335-349.
- Roldán. 2001. Efecto del flujo sobre el crecimiento, índices de condición y contenido bioquímico en adultos de almeja catarina (*Argopecten ventricosus* Sowerby II, 1842). Tesis de maestría. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., La Paz, B:C:S:, México. 100 p.
- Román, G. & G. González. 1985. Growing of irish and spanish scallop seed on rafts. En: 5th Pectinid Workshop, La Coruña, España, 6-10 May.
- Román, G., M.J. Campos, C.P. Acosta & J. Cano. 1999. Growth of the queen scallop (*Aequipecten opercularis*) in suspended culture: influence of density and depth. Aquaculture 178: 43-62.
- Ross, K. A., J.P. Thorpe & A.R. Brand. 2004. Biological control of fouling in suspended scallop cultivation. Aquaculture 229: 99-116.
- Rupp, G.S. 2007. Cultivo da vierira *Nodipecten nodosus* en Santa Catarina: influencia da profundidade, densidade e frequência de limpeza. Boletim Técnico No.135, 83 p.
- Rupp, G. & G.J. Parsons. 2006. The fisheries and aquaculture of scallops from Brazil. En: Shumway & G.J. Parsons (Eds.). Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture. Elsevier Science Publishing Co. New York (en prensa).
- Rupp, G. & G.J. Parsons. 2004. Effects of salinity and temperature on the survival and byssal attachment of the lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* at its southern distribution limit. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 309: 173-198.
- Rupp, G.S., G.J. Parsons, R.J. Thompson, & M.M. de Bem. 2005. Influence of environmental factors, season and size at deployment on growth and retrieval of postlarval lion's paw scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) from a subtropical environment. Aquaculture 243: 195-216.
- Shafee, M.S. & A. Lucas. 1982. Variations saisonniere du bilan energetique chez les individus d'une population de *Chlamys varia* (L.): Bivalvia, Pectinidae. Oceanol. Acta 5: 331-338.
- Shumway, S.E., J. Barter & J. Stahlnecker. 1988. Seasonal changes in oxygen consumption of the giant scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin). J. Shellfish Res. 7: 77-82.
- Singnoret, G., A.N. Maeda-Martínez, T. Reynoso-Granados, E. Soto-Galera, P. Monsalvo-Spencer & G. Valle-Meza. 1996. Salinity tolerance of the catarina scallop *Argopecten ventricosus-circularis* (Sowerby II, 1842). J. Shellfish Res. 15: 623-626.
- Thompson, R.J. & B.A. MacDonald. 1991. Physiological integrations and energy partitioning. En: Shumway S.E. (Ed.). Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture. Elsevier, Amsterdam, pp. 347-376.
- Tripp, A. 1987. Aspectos técnicos y biológicos para el cultivo de *Argopecten circularis* en Bahía Magdalena. Simposio sobre investigación en Biología y Oceanografía Pesquera en México, La Paz, BCS, abril: 155-160.
- Urban, H. J. 1999. Diagnóstico y evaluación de la factibilidad biológica, técnica y

- económica del cultivo experimental de bivalvos de interés comercial en el Caribe colombiano. Informe técnico final, INVEMAR, Santa Marta, Colombia. 212 p.
- Uriarte, I., G. Rupp & A. Abarca. 2001. Producción de juveniles de pectínidos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: Maeda-Martínez A. (Ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Limusa, México, pp. 147-171.
- Uribe, E., C. Iodeiros, E. Félix-Pico & I. Etchepare. 2001. Epibiontes en pectínidos de Iberoamérica. En: Maeda-Martínez A. (Ed.). Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Tecnología. Limusa, México, pp. 249-266.
- Vahl, O. 1978. Seasonal changes in oxygen consumption of the Iceland Scallop (*Chlamys islandicak* (O.F. Müller)) from 70°N. *Ophelia* 17: 143-154.
- Vahl, O. & J.H. Sundet. 1985. Is sperm really so cheap? En: J.S. Gray & M.E. Christiansen (Eds.). *Marine Biology of Polar Regions and Effects of Stress on marine Organisms*. Wiley and Son, New York, pp. 281-285.
- Velasco, L.A. 1996. Crecimiento y supervivencia de las ostras perlíferas, *Pinctada imbricata* y *Pteria colymbus*, y del hacha, *Pinna carnea*, en cultivo suspendido, (Caribe colombiano). Tesis de pregrado, Facultad de Biología Marina, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Santa Marta, Colombia.
- Velasco, L.A. 2006. Effect of microalgal concentration and water temperature on the physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *J. Shellfish Res.* 25(3): 823-831.
- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. *Aquaculture* 270: 299-212.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2007. Potential of broodstock conditioning of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture* 272: 767-773.
- Velasco, L.A. & J.M. Navarro. 2003. Energetic balance of infaunal (*Mulinia edulis*) and epifaunal (*Mytilus chilensis*) bivalves in response to wide variations in concentration and quality of seston. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 296: 79-92.
- Velasco, L.A. & J.M. Navarro. 2005. Feeding physiology of two bivalves under laboratory and field conditions in response to variable food concentrations. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 291: 115-124.
- Velasco, L.A. , J. Barros & A. Guerrero. Effect of the density on the growth and survival of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* in suspended culture. *Aquaculture Res.* (en prensa).
- Vélez, A., L. Freites, J.H. Himmelman, W. Senior, N. Marín. 1995. Growth of the tropical scallop, *Euvola* (*Pecten*) *ziczac*, in bottom and suspended culture in the Golfo de Cariaco, Venezuela. *Aquaculture* 136: 257-276.
- Ventilla, R. 1982. The scallop industry in Japan. *Adv. Mar. Biol.* 20: 310-383.
- Von Brand-Skopnic, E. & A.M. Ibarra-Humphries. 2001. Genética de pectínidos iberoamericanos. En: Maeda Martínez A.N. (Ed.). *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica, Ciencia y Acuicultura*. Limusa, México, pp. 105-126.
- Wallace, J.C. & T.G. Reinsnes. 1985. The significance of various environmental parameters for growth of the Iceland scallop, *Chlamys islandica* (Pectinidae), in hanging culture. *Aquaculture* 44: 229-242.
- Wang, Y., X. Lan, X. Yang & D. Zhang. 1992. Enlarge the experiment on the proliferation of the scallop by showing the sea bottom with its seeds. *Shadong*

Fish./Qilu YuYe 2: 3-6.

Wildish, D.J., D.D. Kristmanson, R.L. Hoar, A.M. DeCoste, S.D. McCormick & A.W. White. 1987. Giant scallop feeding and growth responses to flow. J. Exp. Biol. Ecol. 113: 207-220.

Winter, M.A. & P.V. Hamilton. 1985. Factors influencing swimming in bay scallops, *Argopecten irradians* (Lamarck, 1819). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 88: 227-242.

Mercado y comercialización de pectínidos

Leandro Sturla¹ y Luz Adriana Velasco²

¹Asociación de Industriales Pesqueros AIP, IV Región. Edificio Andacollo Melgarejo 750, Oficina 703, Coquimbo (Chile), e-mail: leandro_sturla@yahoo.es.

²Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Carrera 2 No. 18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia), e-mail: molmarcol@gmail.com

Introducción

La estadística mundial de producción pectinícola, inequívocamente sugiere que la actividad se incrementa año en año, como respuesta a la creciente demanda de los mercados consumidores de productos marinos de alta calidad (sabor y alto contenido de aminoácidos).

Un proyecto pectinícola debe tener la total claridad del mercado que quiere abordar, las características generales y sus exigencias específicas, ya que se trata de productos pesqueros de gran valor comercial, cuyos costos de producción no son menores, y el mercado globalizado presenta una dinámica donde participan nuevos oferentes que empujan los precios hacia la baja, mientras los productores de mayor tradición y presencia, consiguen precios más ventajosos.

En los próximos años, muy probablemente aparecerán nuevas naciones reportando desembarques de pectínidos, motivados por los atractivos precios que ellos alcanzan en mercados locales o internacionales. En dicho contexto, debe entenderse que un proyecto pectinícola de mediana envergadura, orientado al mercado externo, a desarrollarse por ejemplo en Latinoamérica, será afectado por lo que suceda con la producción asiática, además de las dinámicas propias de los grandes mercados consumidores como Estados Unidos y Francia. Es así que se debe considerar lo que está ocurriendo con los países productores y los países demandantes. Eventos como el Fenómeno del Niño o La Niña, ocurrencias de FAN (Floraciones algales nocivas), contaminación, sobreexplotación de bancos y enfermedades entre otros, habitualmente influyen en la abundancia de la oferta y consecuentemente en los precios.

El capítulo aborda un análisis de 15 años (1990-2005) en lo referente a la producción a escala mundial de pectínidos, también incluye las notas sobre la comercialización occidental de pectínidos, el mercado de los principales compradores de pectínidos, un análisis sobre la oferta y demanda a nivel mundial y finalmente se presenta lo que se conoce sobre el mercado y comercialización de pectínidos en Colombia.

Producción mundial de pectínidos

La producción mundial de pectínidos, prácticamente se ha duplicado entre los años 1990 y 2005, incrementándose desde 906.500 a 1.977.000 t en concha (Figura 8.1). En el período citado, la variación en la producción mundial de pectínidos está dada fundamentalmente por las crecientes cosechas originadas en la pectinicultura, toda vez que el desembarque procedente de las pesquerías se mantiene prácticamente estable entre las 500.000 y 800.000 t, mientras que la producción de pectinicultura despegó de las 341.000 a casi 1.300.000 t en concha. En el año 2005, el desembarque mundial ascendió a 1.977.000 t (Tabla 8.1), de las cuales 711.300 t provienen de pesquerías (36 %), mientras que 1.265.600 t se originan en la pectinicultura (64 %).

Las producciones de China y Japón en conjunto, explican desde el 60 al 85 % de la producción mundial anual de pectínidos entre 1990 y 2005 (Tabla 8.1). Entre los años 1990 y 1992 Japón fue el principal productor mundial de pectínidos, mientras que a partir del año 1993 y hasta la fecha China ha liderado la producción mundial. Para el año 2005, China continuó por trece años consecutivos siendo el principal productor mundial de pectínidos, con desembarques del orden de las 1.036 millones de toneladas en concha (52,4 % de la producción mundial) provenientes exclusivamente en acuicultura. En segundo lugar figura Japón, con producciones de origen mixto (pesquería y pectinicultura) de 490,9 miles de toneladas (24,8 % de la producción mundial). Dentro de las 37 naciones que reportan desembarques de pectínidos, les siguen en orden de importancia: Estados Unidos (10,9 %), Canadá (2,9 %), Argentina (2,0 %), Francia (1,6 %), Perú (1,3 %), Reino Unido (1,1 %), Australia (0,8 %) y Chile (0,7 %).

De acuerdo a la tendencia mostrada de la curva de producción, más la recuperación en las principales pesquerías y la normalización de la pectinicultura en China, sería esperable que en pocos años se supere la producción de 2.000.000 t de producto en concha.

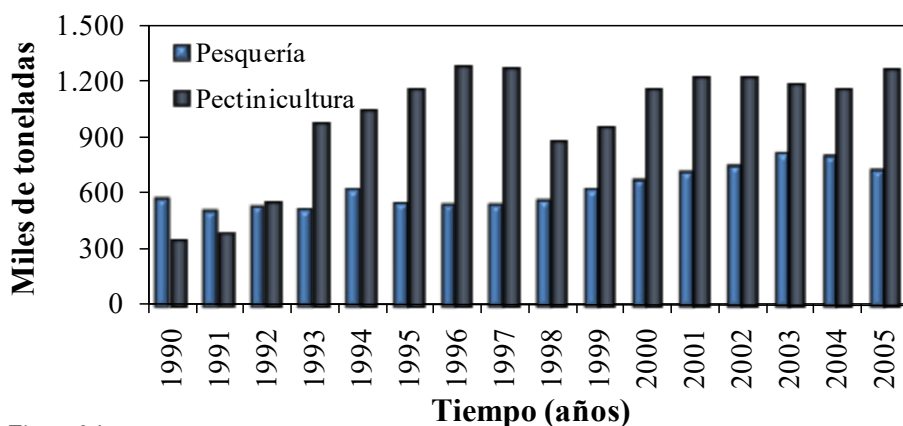


Figura 8.1
Desembarque mundial de pectínidos 1990 - 2005, pesquerías y pectinicultura, en miles de toneladas (tomado de FAO, 1998; 2005).

Tabla 8.1

Desembarque mundial de pectínidos 1990 - 2005 por país, en miles de toneladas (tomado de FAO 1998; 2003; 2005).

País/ Año	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
China	147,0	188,7	338,0	728,4	825,6	916,5	999,6	1.001,5	629,4	712,3	919,6	960,3	935,6	898,0	910,4	1036
Japón	421,7	367,9	401,5	465,3	470,3	502,7	536,7	515,3	513,9	515,6	515,0	526,6	578,7	602,5	529,0	490,9
Estados Unidos de América	150,1	137,3	116,1	65,6	141,0	76,0	64,2	48,6	46,9	80,1	115,3	166,1	188,0	201,95	244,8	215,6
Argentina	83,4	79,5	92,1	91	91,7	68,7	60,2	66,1	63,1	58,0	86,7	90,7	95,1	50,7	43,9	39,5
Canadá	0,4	0,0	0,2	0,0	0,0	10,6	37,0	39,8	28,4	42,7	36,5	39,0	51,0	93,6	82,2	57,1
Reino Unido	14,6	15,2	16,6	16,9	17,1	18,6	18,9	24,4	28,4	25,1	24,8	28,3	29,6	26,5	25,9	21,7
Francia	6,5	10,0	15,3	15	16,0	13,5	12,9	15,4	13,8	16,6	17,6	22,9	23,9	23,6	26,7	32,2
Chile	2,1	2,2	3,0	6,0	12,0	9,6	11,4	14,1	20,2	22,4	19,4	18,9	15,6	15,1	20,4	14,6
México	29,5	19,4	5,4	5,9	8,6	1,3	17,3	2,3	2,7	1,9	6,3	3,2	9,9	5,8	5,2	2,5
Federación de Rusia	5,2	2,0	8,5	6,9	10,5	12,9	12,7	20,0	19,5	17,7	18,6	16,0	9,4	7,0	4,6	6,5
Australia	6,2	14,3	29,7	33,7	24,5	13,3	12,3	8,6	9,9	11,6	12,2	9,2	5,7	9,6	9,3	15,4
Perú	12,1	1,8	5,6	3,0	1,3	3,5	2,5	4,3	24,5	31,7	14,1	10,2	5,4	21,4	26	26,3
Islandia	1,0	10,3	12,4	11,5	8,4	8,4	9,0	10,4	10,1	8,9	9,1	6,5	5,2	0,8	0,0	0,0
Nueva Zelanda	4,5	8,3	10,0	8,9	9,2	14,3	5,2	19,0	4,7	6,3	2,9	7,0	4,5	2,6	2,0	2,8
Noruega	7,4	7,4	6,8	10,3	8,1	7,4	0,0	0,1	0,1	0,5	0,6	0,7	0,8	0,5	0,7	0,7
Islas Feroe	8,4	3,3	3,5	3,3	3,9	2,8	3,6	3,6	4,8	6,0	4,0	4,1	0,0	3,7	4,1	4,5
Otros países	6,4	8,0	7,2	7,0	7,5	10,7	8,0	8,6	8,6	6,8	12,8	12,3	10	19,55	13,0	10,7
Total	906,5	875,6	1.071,9	1.478,7	1.655,7	1.690,8	1.811,5	1.802,1	1.429,0	1.564,2	1.815,5	1.922,0	1.968,4	1.982,9	1.948,2	1.977,0

Producción originada en pesquerías

Mayoritariamente, las pesquerías de pectínidos se localizan en aguas marinas costeras, especialmente frías, distribuyéndose la mayoría de las especies sobre los 35° de latitud en ambos hemisferios, en áreas protegidas próximas a la costa de fondos arenosos, y conformando bancos de gran extensión (González, 2001).

Durante el período comprendido entre 1990 y 2005, las capturas mundiales de pectínidos evolucionaron desde 565.700 t a 711.300 t en concha, alcanzando durante el año 2004 la mayor captura histórica de pectínidos (Figura 8.1). A comienzos de la década de los 90, se observan caídas en las capturas, originadas por rendimientos decrecientes y restricciones en las pesquerías de la especie *Placopecten magellanicus* en Estados Unidos y Canadá, cuyas capturas se ven recuperadas hacia fines de la década. Japón lidera las capturas de pectínidos durante todo el periodo con participaciones entre el 35 al 45 % del volumen total capturado (Tabla 8.2). Durante el año 2005 Japón aportó el 40,4 % de la captura mundial y entre las 31 naciones que participan con capturas le siguen en orden de importancia Estados Unidos (30,3 %), Canadá (8,0 %), Argentina (5,5 %) Francia (4,5 %), y Reino Unido (3,0 %).

Aunque en las capturas mundiales de pectínidos participan alrededor de 15 especies, entre *Patinopecten yessoensis* y *P. magellanicus* se concentra el 80 % de la captura mundial (Tabla 8.3). El incremento de las capturas en un 50 % entre 1990 y 2005, en gran medida se sostiene en las pesquerías de estas dos especies. Mientras la captura anual de *P. yessoensis* ha sido constante, entre las 200.000 y 300.000 t, la captura de *P. magellanicus* cayó desde 200.000 t a comienzos del período, a menos de 100.000 t en 1998 y posteriormente se recuperó alcanzando un máximo de 325.100 t, durante el año 2004. En consecuencia, las capturas mundiales están sensiblemente determinadas por los vaivenes que experimenten este par de especies del hemisferio norte.

Hay otros tres grupos de pesquerías que responden a diferentes patrones de capturas. El primero está conformado por especies cuyas capturas anuales se han mantenido constantes entre 1.000 y 25.000 t (*Aequipecten opercularis*, *Argopecten purpuratus*, *Argopecten ventricosus*, *Chlamys islandica* y *Pecten novaezelandiae*). En el segundo grupo están aquellas especies en las que las capturas se han incrementado sensiblemente y durante los años 2001 y 2005 sus capturas han fluctuado entre las 30.000 y 50.000 toneladas (*Pecten maximus* y *Zigochlamys patagonica*). Finalmente, el tercer grupo está formado por aquellas especies cuyas capturas tienden a desaparecer (*Argopecten gibbus* y *Argopecten irradians*).

Las disminuciones ocasionales de las capturas se explicarían por los decrecientes rendimientos que están presentando las poblaciones naturales de estos recursos, situación que en muchos países ha derivado en la aplicación de estrictas medidas regulatorias que norman la actividad extractiva. Algunos países han llegado a establecer vedas indefinidas, que prohíben la extracción de los pectínidos en cualquier época y condición mientras no se demuestre una recuperación de los “stock” sometidos a explotación, y de este modo alejar la amenaza de un colapso del recurso y el menoscabo de la actividad económica asociada a su extracción.

Tabla 8.2

Captura mundial de pectínidos 1990 - 2005, por país, en miles de toneladas (tomado de FAO 1998; 2003; 2005).

Pais/Año	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
Japón	229,7	179,1	193,5	223,8	270,9	274,9	271,1	251,2	287,8	299,6	304,3	291	306,7	344,2	313,8	287,5
Estados Unidos de América	150,1	137,3	116,1	65,6	141,0	76,0	64,2	48,6	46,9	80,1	115,3	166,1	188,0	201,9	244,8	215,6
Canadá	83,3	79,5	92,1	91,0	91,6	68,7	60,0	66,0	63,0	57,9	86,6	90,5	95,0	93,4	82,2	56,9
Argentina	0,4	0,0	0,2	0,0	0,0	10,6	37,0	39,8	28,4	42,7	36,5	39,0	51,0	50,7	43,9	39,5
Francia	6,5	10,0	15,5	15,0	16,0	13,4	12,7	15,2	13,7	16,6	17,5	22,9	23,9	23,6	26,7	32,2
Reino Unido	14,5	15,1	16,5	16,8	17,0	18,5	18,8	24,3	28,3	25,0	24,7	28,2	29,5	26,5	25,9	21,7
México	29,5	19,4	5,3	5,9	8,6	1,3	17,3	2,3	2,7	1,9	6,3	3,1	9,9	5,8	5,2	2,5
Federación de Rusia	5,0	1,9	8,4	6,8	9,5	12,8	12,7	19,4	19,1	17,7	18,4	15,8	9,4	6,7	4,2	6,1
Australia	6,2	14,3	29,6	33,6	24,5	13,3	12,3	8,6	9,9	11,6	12,0	9,2	5,7	9,6	9,3	15,4
Islandia	12,1	10,3	12,4	11,5	8,4	8,4	9,0	10,4	10,1	8,9	9,1	6,5	5,2	0,8	0,0	0,0
Nueva Zelandia	4,5	8,3	10,0	8,9	9,2	14,3	5,2	19,0	4,7	6,3	2,9	7,0	4,5	2,6	2,0	2,8
Isla de Man	3,1	3,4	3,3	3,6	2,4	2,4	2,2	12,6	1,7	2,0	3,2	2,9	2,6	2,5	2,0	2,0
Groenlandia	0,0	0,8	1,9	1,6	2,0	5,3	1,4	1,9	2,2	0,0	1,6	1,6	2,5	2,6	2,4	2,4
Perú	0,9	1,6	5,4	2,7	0,8	3,1	2,1	4,0	23,5	30,1	11,8	6,3	2,0	14,7	15,5	15,2
Irlanda	1,6	0,8	1,1	0,6	0,9	0,4	0,6	0,6	0,7	1,5	1,6	1,4	1,2	1,8	1,8	1,3
Noruega	7,4	7,4	6,8	10,3	8,1	7,4	0,0	0,1	0,1	0,4	0,6	0,7	0,6	0,5	0,7	0,7
Chile	0,9	1,1	0,9	1,3	1,2	1,4	1,6	2,6	3,7	1,7	0,4	0,4	0,4	0,2	0,1	0,3
España	0,3	5,0	0,4	0,2	0,4	0,3	0,8	0,5	0,3	0,2	0,6	0,1	0,3	0,2	0,2	0,1
Islas Feroe	8,4	3,3	3,5	3,3	3,9	2,8	3,6	3,6	4,8	6,0	4,0	4,1	0,0	3,7	4,1	4,5
Otros países	1,2	2,4	0,4	0,8	1,6	2,2	2,7	2,2	3,1	2,4	3,3	6,0	3,3	12,35	6,2	4,6
Total	565,6	501	523,3	503,3	618	537,5	535,3	532,9	554,7	612,6	660,7	702,8	741,7	804,4	791	711,3

Tabla 8.3
 Captura mundial de pectínidos 1990 - 2005, por especie, en miles de toneladas (tomado de FAO 1998; 2003; 2005).

Especies / Año	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
<i>Patinopecten yessoensis</i>	232,0	181,0	197,0	227,0	274,0	279,0	276,0	267,0	294,0	306,0	310,0	293,0	310,0	347,0	317,0	290,0
<i>Pilaeopecten magellanicus</i>	217,0	211,0	193,0	144,0	146,0	121,0	109,0	102,0	99,4	132,0	197,0	254,0	281,0	293,0	325,0	268,0
<i>Zygochlamis patagonica</i>	0,4	0,0	0,2	0,0	0,0	10,6	37,0	39,8	28,4	42,7	37,4	42,6	51,2	54,1	45,7	41,4
<i>Pecten maximus</i>	12,4	15,0	21,2	20,4	25,0	23,5	24,1	26,7	25,2	17,3	18,2	30,6	32,8	33,9	49,3	49,4
<i>Aequipecten opercularis</i>	16,8	14,3	16,0	15,3	10,5	8,0	7,2	11,4	14,5	15,7	14,9	20,5	16,7	16,7	13,1	13,4
<i>Argopecten ventricosus</i>	29,5	19,4	5,3	5,9	8,6	1,3	17,3	2,3	2,7	1,9	6,3	3,1	9,9	5,8	5,2	2,5
<i>Chlamys islandica</i>	12,1	11,1	21,3	16,8	17,2	23,6	22,8	24,7	18,9	12,0	13,5	9,5	8,7	4,3	3,4	5,8
<i>Pecten novaezelandiae</i>	4,5	8,3	10,0	8,9	9,1	14,2	5,1	18,8	4,6	6,2	2,9	6,8	4,4	2,5	1,9	2,8
<i>Argopecten purpuratus</i>	0,9	1,6	5,4	2,7	0,8	3,1	2,1	4,0	23,5	30,1	11,8	6,5	2,1	14,7	15,6	15,2
<i>Patinopecten caurinus</i>	2,4	3,6	6,9	6,2	4,9	2,0	2,4	0,0	3,2	2,6	2,0	1,1	1,3	1,4	1,3	0,8
<i>Pecten jacobaeus</i>	0,0	0,0	0,0	0,2	0,3	0,0	0,1	0,1	0,1	0,1	0,6	0,2	0,5	1,3	1,6	0,3
<i>Argopecten irradians</i>	2,6	2,1	1,6	2,7	0,5	1,6	0,2	0,5	0,7	0,2	0,2	0,0	0,1	0,1	<0,1	0,4
<i>Zygochlamis delicatula</i>	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,2	0,1	0,1	<0,1	<0,1
<i>Argopecten gibbus</i>	11,2	0,0	0,0	0,0	74,3	10,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Otros pectínidos	23,9	33,3	46,0	53,6	46,2	38,8	31,2	35,4	39,2	46,3	45,9	34,3	22,9	29,4	12,0	21,0
Total	566	501	523	503	618	537	535	533	555	613	661	703	742	804	791	711

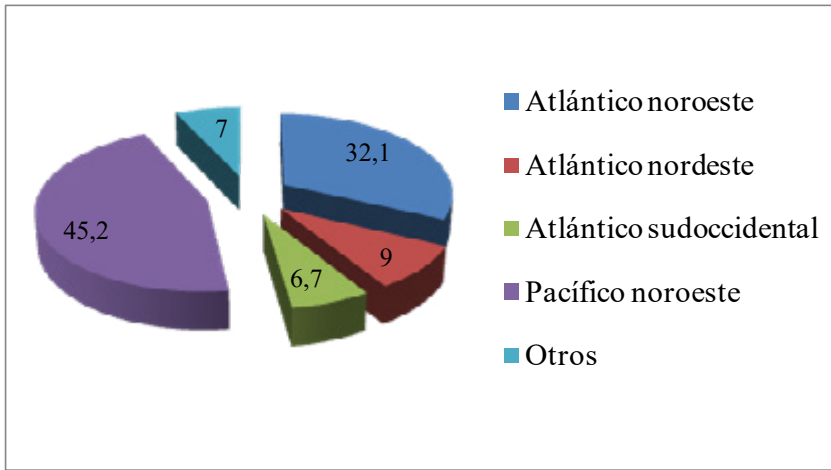


Figura 8.2

Captura de pectínidos por áreas geográficas, entre 1999 y 2005 (adaptado de FAO, 2005).

En el contexto de las pesquerías, las áreas más productivas durante los años 1999 al 2005 fueron: Pacífico noroeste (45 % de las capturas mundiales), Atlántico noroeste (32 % de las capturas mundiales), Atlántico nordeste (9 % de las capturas mundiales) y Atlántico sur occidental (7% de las capturas mundiales) (Figura 8.2). Justamente las primeras dos áreas indicadas con mayores capturas son las que sostienen las pesquerías estadounidense y canadiense de *P. magellanicus* y la japonesa de *P. yessoensis*. La tercera área sostiene a la pesquería de *P. maximus* en Europa con flotas francesas, del Reino Unido, España y Portugal mayoritariamente, y finalmente la cuarta área y única del hemisferio sur corresponde a la pesquería argentina – uruguaya de *Z. patagonica*.

Se espera una estabilidad de las capturas mundiales, asumiendo que inevitablemente entrarán a operar nuevas medidas regulatorias en la extracción de pectínidos desde bancos naturales frente a las costas de cualquier país. En tal dirección, el sentido común sugiere que más temprano que tarde, todos los países ribereños con bancos naturales debieran asumir iniciativas que favorezcan las capturas de pectínidos y que simultáneamente, dicha actividad económica sea sustentable en el tiempo. Junto a lo anterior, también debe señalarse que la acuicultura en países asiáticos ha favorecido la futura actividad extractiva, ya que se basan en sistemas cooperativos, utilizando la siembra en nuevas áreas (introducción) o la siembra en áreas agotadas (re poblamiento), con semillas de pectínidos procedentes de captación natural o hatchery.

Producción originada en pectinicultura

El cultivo de pectínidos o pectinicultura, se inicia por los años 40's en la prefectura Hokaido, Japón, siendo su principal objetivo la recuperación de bancos naturales entonces diezmados. Desde 1992, la pectinicultura supera en producción global a las pesquerías de bancos naturales, y no hay antecedentes que sugieran que dicha tendencia pueda revertirse a futuro. Entre los años 1990 y 2005, la cosecha mundial de pectínidos despegó de las 340.600 t a 1.265.800 t, logrando su máximo el año 1996 con 1.276.200 t en concha (Figura 8.1). China y Japón, explican entre el 90 y 95 % de la cosecha mundial

Tabla 8.4

Cosecha mundial de pectínidos 1990 - 2005, por país, en miles de toneladas (tomado de FAO 1998; 2003; 2005).

País/ Año	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
China	147,0	188,7	338,0	728,4	825,6	916,5	999,6	1001,5	629,4	712,3	919,6	960,3	935,5	898,0	910,4	1036,0
Japón	192,0	188,8	208,1	241,4	199,4	227,8	265,6	254,1	226,1	216,0	210,7	235,6	272,0	258,3	215,2	203,4
Chile	1,2	1,2	2,1	4,7	10,7	8,3	9,8	11,5	16,5	20,7	19,0	18,5	15,1	14,9	20,3	14,3
Perú	0,1	0,1	0,2	0,3	0,5	0,4	0,4	0,3	1,0	1,6	2,3	3,9	3,4	6,7	10,5	11,1
Noruega	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Canadá	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	<0,1	0,2
Irlanda	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,1	<0,1
Reino Unido	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	<0,1	<0,1	<0,1
República de Corea	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	0,1	0,6	0,4	0,4	2,4	0,1	0,1	<0,1	0,2	0,2
Federación de Rusia	0,1	0,2	0,2	0,2	1,0	0,1	0,1	0,6	0,4	0,0	0,2	0,2	<0,1	0,3	0,4	0,5
México	<0,1	<0,1	0,1	0,1	<0,1	<0,1	0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Islas Anglono rmandas	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	0,0	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Brasil	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Australia	0,0	<0,1	<0,1	0,1	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,0
Ecuador	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Marruecos	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0
España	<0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	0,2	0,2	0,2	<0,1	0,1	0,0	<0,1	<0,1	<0,1
Estados Unidos de América	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Francia	0,0	0,0	0,0	0,0	<0,1	<0,1	0,2	0,2	0,2	<0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
Total	340,6	379,2	548,9	975,4	1.037,4	1.153,4	1.276,2	1.269,1	874,4	951,4	1.154,5	1.219,1	1.226,5	1.178,5	1.157,2	1.265,6

durante este período (Tabla 8.4).

De acuerdo a cifras de la FAO (2005), durante el año 2005 el principal productor de pectínidos cultivados en el mundo fue China con el 81,9 % de la producción mundial cultivada, le siguió en orden de importancia: Japón (16,1 %), Chile (1,1 %) y Perú (0,9 %). Participan además 10 países con cosechas inferiores a las 1.000 t anuales año, donde en años anteriores han destacado República de Corea y la Federación Rusa logrando algún año, producciones superiores a las 1.000 t año. Entre los años 1998 y 1999 se observa un retroceso en las cosechas pectinícolas chinas, lo cual se explica por problemas de enfermedades y consecuentes mortalidades en los planteles de cultivo.

Las especies que medularmente sostienen las cosechas de pectinicultura en el mundo no serían más de seis, de acuerdo a la Tabla 8.5. *P. yessoensis* y *A. purpuratus* explican el 98 y 1,5 % de las cosechas mundiales respectivamente. González (2001) sugiere que la producción China de *P. yessoensis* debiese descomponerse en tres especies: *C. farreri*, *P. yessoensis* y *A. irradians*. De acuerdo a dichos autores, la especie que mayor contribución ha tenido en este crecimiento es *Chlamys farreri*, cultivada exclusivamente en China y que alcanzó una producción máxima de 801.181 t el año 1997 para luego caer a 503.498 t en el año 1998. Este descenso en la producción se debió a la superación de la capacidad de carga de las áreas de cultivo, la ocurrencia de altas temperaturas y el deterioro en la calidad del agua, las cuales provocaron mortalidades superiores al 80 %. Por su parte *A. irradians*, especie introducida en China y cultivada exclusivamente en este país, también ha alcanzado importantes volúmenes de producción, llegando a las 200.295 t en 1997, para después caer a 125.875 t en 1998, las causas de este descenso son las mismas que las reportadas con *C. farreri*. Finalmente, las producciones de *A. purpuratus* en Chile y Perú fueron favorecidas por la ocurrencia del Fenómeno del Niño en los años 1982, 1983, 1992, 1993 y 1997. Mientras en Chile se fortaleció la acuicultura de pectínidos con mayores desoves y captaciones, e ingreso de nuevas empresas al sector pectinicultor, en Perú los bancos naturales observaron grandes abundancias.

Las estadísticas indican que la pectinicultura crece y todo hace pensar que se está esperando que se mantengan las cosechas de los años anteriores. La Figura 8.3 indica una relación de producción y precio en pectínidos procedentes de la pectinicultura entre los años 1996 y 2005.

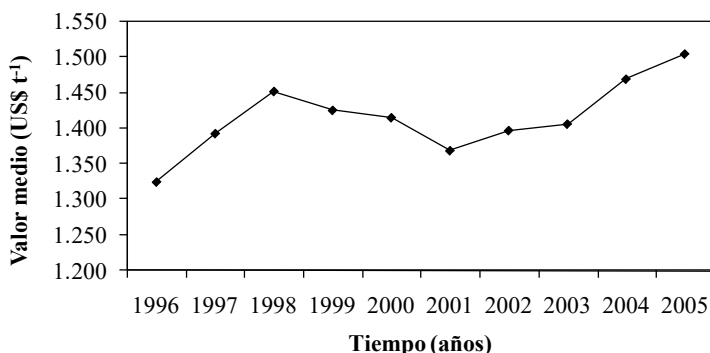


Figura 8.3

Valor medio de una tonelada de ostiones en concha procedentes de pectinicultura 1996 -2005 (tomado de FAO, 1998; 2003; 2005).

Tabla 8.5
Cosecha mundial de pectínidos 1990 - 2005, por especie, en miles de toneladas (tomado de FAO 1998; 2003; 2005).

Especies / Año	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
<i>Patinopecten yessoensis</i>	339,2	377,7	546,2	969,9	1026	1144,5	1265,3	1256,8	856,2	928,7	1132,9	1196,1	1207,7	1156,7	1126,1	1239,8
<i>Argopecten purpuratus</i>	1,3	1,3	2,3	5,0	11,2	8,7	10,2	11,8	17,5	22,3	21,3	22,4	18,5	21,5	30,8	25,3
<i>Pecten maximus</i>	0,1	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,4	0,4	0,4	0,2	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1
<i>Aequipecten opercularis</i>	0,1	0,1	0,1	0,1	<0,1	<0,1	0,1	<0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	<0,1	<0,1	0,1	0,1
<i>Argopecten ventricosus</i>	<0,1	<0,1	0,1	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
<i>Pecten fumatus</i>	<0,1	<0,1	<0,1	0,1	0,0	0,0	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,0	0,0	0,0
Otros pectínidos	0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2	0,2	0,2	0,1	0,3
Total	340,6	379,2	548,9	975,4	1.037,4	1.153,4	1.276,2	1.269,1	874,4	951,4	1.154,5	1.219,1	1.226,5	1.178,5	1.157,2	1.265,6

Comercio mundial de pectínidos

Exportaciones

En el período comprendido entre 1991 y 2001 las exportaciones mundiales de pectínidos frescos, enfriados y congelados, prácticamente se han duplicado desde las 40.292 t a las 74.902 t, ocurriendo los mayores valores en el año 2000 (Tabla 8.6). Los principales países exportadores de pectínidos en orden de importancia durante el año 2001 fueron: China (27,5 %), Canadá (11,6 %), Reino Unido (9 %), Argentina (7 %), Estados Unidos (6,2 %), Italia (5 %), Francia (4,6 %), Dinamarca (4,3 %) y Japón (3,9 %). En total, se identifican por lo menos 23 países exportadores de pectínidos.

Los valores transados en el período, sólo se han incrementado aproximadamente el 50 % desde 315 millones de US\$ en 1991 a 458 millones de US\$ en el año 2001, con un máximo de 555,5 millones de US\$ para el año 1997 (Tabla 8.7). Los precios medios de los pectínidos, han caído aproximadamente el 20 % desde US\$ 7,8 el año 1991 a US\$ 6,1 por kilo el año 2001. Una explicación amplia, que fundamente la citada caída de precios medios se puede entender en el contexto de una oferta duplicada en dicho periodo. Sin embargo, esta información sólo permite concluir una tendencia general, ya que el comercio internacional de pectínidos está conformado por un heterogéneo abanico de productos en cuanto a orígenes, especies, procesos, modalidades y calibres, donde cada producto tiene un mercado específico que pondera su precio.

Tabla 8.6

Exportaciones anuales de pectínidos frescos, enfriados y congelados por país, 1991-2001 (en toneladas) (tomado de FAO, 2003).

País	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001
China	3.943	14.664	18.651	31.917	30.109	29.057	28.443	17.079	25.235	29.231	20.566
Canadá	7.747	8.731	9.992	9.881	7.684	6.930	7.352	6.415	6.538	8.799	8.682
Reino Unido	3.921	3.498	2.852	3.985	3.962	4.814	5.082	5.850	7.771	7.888	6.708
Argentina	41	41	74	12	12.515	1.720	3.821	3.316	4.965	5.275	5.274
Estados Unidos	3.197	1.628	1.882	2.717	2.688	2.807	4.472	3.314	3.168	4.042	4.670
Italia	930	748	1.075	1.250	997	1.812	1.841	1.962	2.676	3.280	3.739
Francia	2.302	2.662	1.128	1.570	1.712	2.156	2.846	2.618	2.339	2.319	3.447
Dinamarca	646	766	1.137	2.220	1.333	2.098	1.771	1.948	1.825	2.573	3.255
Japón	2.832	2.376	3.522	2.724	1.918	3.416	6.784	6.466	3.729	3.477	2.884
Australia	1.533	2.947	5.167	2.945	3.069	2.076	1.376	1.523	1.701	1.769	1.755
Indonesia	1	81	76	59	23	61	101	69	1.465	1.227	1.381
Perú	156	678	0	0	0	0	83	4.849	4.979	3.503	1.358
Otros	13.043	17.779	15.726	11.222	10.949	12.080	12.289	11.267	15.214	13.509	11.183
Total	40.292	56.599	61.282	70.502	76.959	69.027	76.261	66.676	81.605	86.892	74.902

Tabla 8.7

Exportaciones anuales de pectínidos frescos, enfiados y congelados por país, 1991-2001 (en miles US\$) (tomado de FAO, 2003)

País	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001
Canadá	78.642	99.924	131.005	135.446	101.593	93.336	103.110	91.412	88.426	111.540	90.981
Reino Unido	44.470	40.102	29.604	43.267	44.526	53.184	48.338	57.680	63.025	53.261	56.204
China	22.045	49.383	51.242	106.601	134.776	122.295	107.908	67.471	62.423	66.520	47.353
Japón	37.166	29.401	39.358	47.124	39.377	46.503	86.581	80.272	58.720	69.020	44.829
Estados Unidos	24.125	14.818	15.588	20.469	19.243	22.319	37.116	25.054	25.231	36.154	38.218
Argentina	187	73	434	87	4.953	7.607	14.310	17.200	24.954	26.747	28.147
Chile	3.005	3.616	6.342	14.334	14.216	3.766	17.226	26.821	2.374	19.336	26.384
Australia	26.316	33.354	54.564	41.385	52.480	36.261	29.088	20.318	21.625	28.585	19.381
Dinamarca	5.893	4.914	8.079	15.512	10.343	13.956	14.135	19.615	14.639	13.813	15.909
Francia	7.976	10.248	7.053	7.261	8.255	8.144	10.171	9.388	9.024	9.917	12.594
Perú	869	2.622	0	0	0	0	619	35.945	32.946	21.830	11.263
Italia	4.048	3.713	3.753	4.954	3.339	4.654	5.029	5.136	5.689	7.266	9.001
Nueva Zelanda	8.576	10.736	11.235	13.898	9.582	584	5.833	5.105	6.922	4.822	6.130
Islandia	11.285	10.562	13.951	10.579	10.371	8.390	14.241	11.610	12.655	11.541	6.112
Groenlandia	5.384	5.149	3.380	6.625	6.377	3.086	5.109	6.649	6.018	4.601	5.574
Otros	35.725	37.185	33.571	42.242	56.060	68.816	56.728	38.905	71.962	48.807	40.722
Total	315.712	355.800	409.159	509.794	515.491	498.157	555.542	518.581	506.633	533.760	458.802

Las grandes potencias pectiniculoras (China y Japón) destinan sus producciones fundamentalmente a sus respectivos mercados internos, no obstante, la gran producción de China le permite además de satisfacer su demanda interna, exportar un excedente tan importante que la sitúa como principal país exportador en términos de volumen. Una excepción en esta categoría la constituye Chile, el cual destina su producción pectinicola fundamentalmente a los mercados externos (Sturla & Madrigal, 2001).

El comercio internacional principalmente es abastecido por naciones que desarrollan pesquerías (Canadá, Reino Unido y Argentina), siendo en consecuencia más reconocidas al nivel de comercio internacional, las especies provenientes de pesquerías que las de pectinicultura.

Finalmente, es importante señalar que existe cierto grado de inexactitud en las estadísticas citadas en las Tablas 8.6 y 8.7, ya que por ejemplo en países como Chile, que efectivamente registran exportaciones anuales superiores a los US\$ 20 millones, no aparecen sus volúmenes físicos que bordean las 2.000 t anuales.

Importaciones

Aproximadamente 17 países conforman el mercado demandante de pectínidos, el cual durante el año 2001 significó un volumen de 67.859 t y un valor equivalente a los 458 millones de US\$ (Tablas 8.8 y 8.9). De dicho universo, 11 países reportan importaciones con volúmenes superiores a las 1.000 t anuales y montos mayores a los 10 millones de US\$.

Para el año 2001, el comercio internacional de pectínidos retrocedió tanto en volumen

Tabla 8.8

Importaciones anuales de pectínidos frescos, enfriados y congelados por países, 1991-2001 (en toneladas) (tomado de FAO, 2003).

País	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001
Estados Unidos	13.381	17.552	23.572	25.708	21.932	26.611	27.282	23.789	19.994	24.335	18.005
Francia	9.272	9.476	11.165	12.919	13.667	12.224	13.883	15.026	17.056	15.331	17.607
España	1.102	1.083	546	694	754	4.378	4.693	5.443	7.253	7.275	6.219
Italia	491	0	1.494	2.362	1.558	1.346	1.731	2.279	2.702	3.208	3.630
Canadá	2.108	2.163	2.771	2.625	2.734	3.306	4.321	3.098	3.256	3.378	3.422
China, Hong Kong	1.857	2.204	2.687	2.847	2.541	2.144	2.497	1.922	1.672	2.388	2.456
China	0	0	581	820	592	559	1.044	796	2.232	2.116	2.090
Australia	1.281	577	339	1.063	851	1.124	1.196	1.445	1.157	1.692	1.894
Dinamarca	471	441	724	1.619	1.367	1.425	1.218	1.651	1.591	1.462	1.690
Bélgica	1.113	1.191	1.145	2.933	4.009	3.509	4.048	1.937	2.074	1.426	1.436
Alemania	322	0	488	613	651	750	808	828	802	980	1.001
Otros	2.520	3.620	3.214	5.765	8.841	6.383	6.795	5.376	7.019	9.883	8.409
Total	33.918	38.307	48.726	59.968	59.497	63.759	69.516	63.590	66.808	73.474	67.859

Tabla 8.9
 Importaciones anuales de peccinidos frescos, enfiados y congelados por países, 1991-2001 (en miles de US\$) (tomado de FAO, 2003)

País	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001
Estados Unidos	112.671	163.278	223.636	221.858	179.441	203.430	242.757	223.229	196.979	217.282	131.413
Francia	106.835	97.312	95.575	119.959	132.375	108.000	121.298	146.415	136.805	117.160	143.214
Canadá	12.839	16.390	18.413	17.517	17.071	22.074	28.380	21.769	24.053	28.685	25.675
China, Hong Kong	19.352	24.445	26.562	36.560	38.037	31.653	39.396	21.167	20.547	33.382	23.692
España	5.809	5.776	4.122	8.199	9.193	12.296	15.029	15.574	19.727	19.604	20.041
Italia	4.423	4.441	8.811	12.187	9.776	8.680	10.741	12.912	15.191	14.719	16.839
Australia	13.062	5.543	2.716	9.719	8.639	10.057	12.114	13.872	10.173	15.806	14.893
Dinamarca	5.291	5.623	5.724	15.429	14.570	10.770	10.637	17.916	13.826	11.577	14.888
Singapur	0	0	0	0	17.452	19.278	18.394	10.916	13.572	19.240	12.828
Bélgica	10.659	11.627	9.052	21.539	32.516	25.746	28.325	16.942	17.225	10.441	11.999
Otros	19.778	21.437	18.099	26.901	34.294	41.180	35.907	27.086	37.264	45.073	42.836
Total	310.719	355.872	412.710	489.868	493.364	493.164	562.978	527.798	505.362	532.969	458.318

(8 %) como en el valor transado (14 %) (Tablas 8.8 y 8.9). Esta situación se originó por el sobre abastecimiento de algunos países importadores en el año 2000 y la posterior disminución de la demanda histórica para el año 2001, lo que acarrió una caída en los precios.

Prácticamente entre la mitad y dos tercios de la demanda mundial está concentrada en los mercados estadounidense y francés. Aunque Estados Unidos y Francia figuran entre los países que más aportan a los valores mundiales de capturas de pectínidos, éstas no satisfacen totalmente la alta demanda interna, ocasionando que se sitúen como los principales países importadores de pectínidos.

Durante el período comprendido entre 1991 y 2001 el porcentaje de participación de ambos mercados varía desde el 71,3 al 52,5 % en relación a volumen, mientras que va del 77,3 al 59,9 % en valores. Se desprende en consecuencia, que hay una participación de nuevos mercados de destino, donde destacarían entre otros, España, Italia y Hong Kong.

Con relación a los volúmenes, valores y precios medios CIF (Valor en puerto de destino) de los pectínidos importadas durante el periodo 1991 – 2001, se puede establecer que mientras el volumen transado se incrementó sobre el 100 % desde las 33.918 a las 67.859 t, los valores involucrados sólo aumentaron el 47 % desde los 319,7 a los 458,4 millones de US\$, de tal modo que el precio unitario ha descendido el 26 %, desde de 9,2 a 6,8 US\$.

Al igual que el caso de exportaciones, estos valores deben servir solamente como referencia, ya que por incluir a todos los productos, no se distingue lo que ocurre por especie, orígenes, modalidades de procesamiento, ni calibres. En tal contexto es necesario caracterizar el mercado en los países demandantes más importantes.

Mercado de Estados Unidos

Estados Unidos constituye el mercado de pectínidos más grande del mundo, consumiendo anualmente alrededor de 30.000 t de producto final, lo cual se traduce en un comercio de aproximadamente 319 millones de US\$ valor FOB (Valor en puerto de origen).

La modalidad preferente de consumo es la denominada “scallops roe off”, es decir “ostión sin coral o sin gónada” lo cual es equivalente a decir “músculo sólo”. Las razones de dicha opción, podrían entenderse desde la composición química de la gónada, la cual posee una cantidad significativa de lípidos, hasta tradiciones culturales en las cuales las gónadas no resultan apreciadas por sabor, color, ni textura. Datos de fines de la década del noventa sugieren un descenso de la tasa de consumo de vieiras en dicho mercado, la cual bordearía los 0,1 Kg por habitante año.

En general, los pectínidos en el mercado de Estados Unidos tienen bastante popularidad, siendo reconocidos por su sabor, bajo contenidos de grasas y alta calidad nutricional.

Los pectínidos son comercializados principalmente en forma congelada en bloques de 5 y 10 libras o individualmente (IQF) en bolsas de 1 o 5 libras. Los calibres con

más demanda son los de 20-30 y 30-40 unidades libra¹. No obstante, también se comercializan frescos vivos y en menor porcentaje preparados, secos, salados y en salmuera (González-Anativia, 2001).

Tanto la importación como la producción propia, son las fuentes de abastecimiento de pectínidos en Estados Unidos, presentando esta última opción, sensibles grados de variabilidad en la disponibilidad, fundamentalmente de los pectínidos procedentes de pesquerías. La Tabla 8.10 indica la importación de pectínidos entre el período 1992 y 2002, notándose una significativa correspondencia entre las mayores importaciones (> 20.000 t) con la caída de las capturas locales entre 1993 y 1999. Los principales países abastecedores para el período son: Canadá, China y Japón. Mientras la tendencia de las producciones chinas y japonesas, es a aumentar su colocación en el mercado estadounidense en el periodo de menor abastecimiento local, la tendencia del abastecimiento canadiense es inversa a la anterior. En una menor proporción, participan en el mercado estadounidense: México, Islandia y Perú.

Fundamentalmente, en el mercado de Estados Unidos se comercializan tres tipos de pectínidos, los cuales se diferencian básicamente por su origen y tamaño (Gonzalez - Anativia, 2001):

Sea scallops

Corresponden fundamentalmente a los ejemplares de *P. magellanicus*, especie que mide entre 12 y 15 cm y que posee un músculo que supera los 5 cm de diámetro. Se obtiene de las capturas de la flota de los mares del norte, la cual opera en los meses de primavera y verano boreal. Su consumo es mayoritariamente congelado.

La normativa extractiva establece un máximo 30 unidades (solo carne) por libra. El “sea scallops” se caracteriza por su versatilidad en la preparación de comidas (asados, estofados, salteados y otros) y por dar prestigio a los establecimientos gastronómicos que los expenden. Participa también en esta categoría el ostión de procedencia china y japonesa *P. yessoensis*.

Tabla 8.10

Importaciones anuales de pectínidos frescos y congelados por Estados Unidos, 1992-2002 (en miles de toneladas de carne) (tomado de U.S. National Fisheries Statistics, 2004).

País	1992	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002
Canadá	7,7	9,0	8,7	6,6	5,9	6,1	5,5	5,4	7,5	5,9	7,4
Japón	1,5	2,6	1,7	0,9	1,6	4,5	4,7	2,6	2,1	1,3	2,5
Islandia	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	0,2	0,5	0,5	0,1	0,1
Perú	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,9	0,5	0,1	0,2
México	0,9	0,1	0,1	0,1	1,9	0,2	0,4	0,3	0,7	0,3	0,9
Chile	0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,4	0,1	0,0	0,0	0,0
China	5,1	7,3	13,1	10,1	13,5	10,9	8,2	4,9	5,6	5,6	5,9
Otros	2,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	7,4	4,7	4,9
Total	17,5	19,0	23,6	17,7	22,9	22,4	19,9	14,7	24,3	18,0	21,9

Bay scallops

Se asocia a la especie *A. irradians*, que posee un tamaño relativamente pequeño (entre 5 a 7 cm) y un músculo cercano a 1,5 cm de diámetro y en promedio se obtienen entre 70 a 90 músculos por libra. Su periodo de extracción comienza en otoño y continúa hasta comienzos del invierno boreal. Esta especie se obtiene desde bancos naturales, posteriormente a su captura es desconchada y finalmente destinada al mercado de productos en fresco. Se considera el pectínido más apreciado del mercado estadounidense por el sabor de su carne, generando a la vez una alta demanda ha permitido elevar el nivel de precios, favoreciendo a que otras especies de tamaño similar sean comercializadas con la denominación de “scallops bay”.

Calico scallops

Destacan en esta categoría los pectínidos provenientes de Argentina *Z. patagonica*, los “queen scallops” *Aequipecten opercularis* importados de Reino Unido y los “calico scallops” *Argopecten gibbus*, provenientes de las Islas Carolinas de Norteamérica y América Central. Estos generalmente no superan los 6 a 7 cm con un intervalo de 70 a 200 organismos por libra. Su precio es aproximadamente un tercio al de las categorías citadas anteriormente. Las variedades “bay scallops” y “calico scallops” son las más solicitadas para acompañar ensaladas y guisos.

De acuerdo a datos del U.S. National Fisheries Statistics, en la década de los 90s las importaciones de pectínidos frescos enfriados y congelados por parte de Estados Unidos se acercan a la proporción 1:4, en términos de volumen.

De acuerdo a lo expuesto por González-Anatívia (2001) se desprende que el precio de los pectínidos en el mercado estadounidense muestra un comportamiento desigual dependiendo de la línea de elaboración. La línea de congelado, muestra una evolución positiva, incrementando su valor promedio en un poco más de 6 US\$ Kg⁻¹ a casi 9 US\$ Kg⁻¹ (valores FOB).

Por otra parte la línea de fresco enfriado no presentaría una tendencia definida, ya que en 1994 y 1996 experimenta una caída de 13 a 11 US\$ Kg⁻¹ para luego mostrar su valor más alto con 14 US\$ Kg⁻¹ en 1997 y posteriormente volver a caer a menos de 13 US\$ Kg⁻¹ en 1999.

Por su parte, la línea de preparados, aun cuando no representa más del 1 % en valor, ha mostrado una tendencia de precios decreciente, pasando de 14 US\$ Kg⁻¹ en 1995 a solo 9 US\$ Kg⁻¹ en 1999. De lo anterior se desprende que el precio promedio general de las importaciones de pectínidos en Estados Unidos, ha aumentado en el periodo 1994-1999 de 8,4 US\$ Kg⁻¹ a 9,6 US\$ Kg⁻¹, debido al valor creciente de la línea de congelados (Tabla 8.11).

Con relación a las exigencias sanitarias y del comercio estadounidense, los pectínidos no están incorporados a requerimientos específicos de certificación por parte de la FDA (Food and Drug Administration), por comercializarse solamente el músculo abductor, el cual no es sensible a la contaminación microbiológica o de fitotoxinas. Sin embargo,

Tabla 8.11

Evolución de precios de importación de pectínidos (US\$ Kg⁻¹) en Estados Unidos por línea de elaboración, 1994-1998 (U.S. National Fisheries Statistics, 2004).

Línea de elaboración	1994	1995	1996	1997	1998
Congelado	6,6	6,4	6,4	7,5	8,3
Frescos enfriados	13,0	12,5	10,9	14,0	13,0
Preparados	13,8	13,9	12,9	12,5	8,4
Total importaciones	8,4	0,0	7,4	8,7	9,6

un requisito importante para la importación por la FDA es que la humedad incorporada a los productos congelados debe ser inferior al 80 %. En el caso que se desee importar pectínidos con músculo y coral, proceso que actualmente sólo ha aprobado Chile y Canadá, la FDA exige la certificación de las bahías de procedencia de los organismos, medios de transporte marinos y terrestres y de las plantas de proceso.

Mercado de Francia

En el último par de décadas Francia se ha constituido en el principal mercado de consumo, importación y exportación de pectínidos en Europa y también en el segundo mercado importador más grande del mundo después de Estados Unidos. Durante el año 2000 Francia importó aproximadamente 16.000 t, valorizadas en 130 millones de US\$ (FOB). Se estima que el abastecimiento local de pectínidos no supera el 20 % del consumo, siendo en consecuencia un mercado de gran dependencia a las importaciones.

Entre las distintas modalidades de consumo de pectínidos en Francia, destacan el fresco enfriado, el congelado o los platos preparados, donde la vieira con coral “Noix de Saint Jacques avec corail” o “Coquille Saint avec corail”, es el producto más deseado y valorado de dicho mercado. Junto a lo anterior se premia también el tamaño de la nuez (músculo), correspondiendo los precios más altos a los músculos de mayores tamaños. Los pectínidos sin coral se consideran un sustituto de menor categoría y en consecuencia, alcanzan menor valor comercial (ProChile, 1996)

En lo que se refiere a las restricciones específicas del mercado francés para la importación de los pectínidos, la principal es referida a la relación entre la humedad y la proteína (H/P), la cual debe ser inferior a 5.

Estimaciones del consumo de pectínidos en Francia para fines de la década de los 90 sugieren el incremento de la tasa de consumo a 0,45 Kg persona⁻¹ año⁻¹. Razones culturales y religiosas convergen en la periodicidad del consumo de pectínidos, siendo los períodos de mayor consumo los de fiestas de fin de año (Navidad y Año Nuevo), seguido por la Semana Santa.

Las importaciones francesas de pectínidos, entre los años 1996 y el 2000, se clasifican en tres categorías:

Frescos refrigerados

Tal como su nombre lo sugiere, esta categoría registra las importaciones francesas de pectínidos frescas y refrigeradas, de distintas especies y procedencias, predominando significativamente la modalidad “avec corail” o “scallops roe on”. Aproximadamente entre 20 al 28 % de las importaciones entre los años 1996 y el 2000 se ajustan a esta modalidad, donde sobresale el Reino Unido que coloca con mejores condiciones su producción, considerando su expedito acceso en relación con otros competidores más distantes. Las especies que dominan en esta categoría en términos de volumen, son el king scallops *P. maximus* y el queen scallops *A. opercularis*. Durante el año 2000, los mayores valores de esta categoría fueron conseguidos por Canadá seguida por Estados Unidos y Chile respectivamente.

Congelados Pecten

En teoría, esta categoría debiese acoger exclusivamente a especies del género *Pecten* como por ejemplo: *P. maximus*, *Pecten jacobeus* o *Pecten novaezelandiae*, entre otros. Sin embargo en la práctica, acepta importaciones congeladas provenientes de países donde estrictamente no existen especies del género *Pecten*: por ejemplo Chile, Perú o Uruguay. Esta categoría entre los años 1996 y 2000 llega a participar con porcentajes entre el 7 al 22 % del volumen total anual importado por Francia. No obstante, esta modalidad es la que generalmente alcanza los mejores precios de importación superando al “Congelado no *Pecten*” entre el 8 al 55 % en relación a su precio unitario. Durante el año 2000, los principales abastecedores de la categoría Congelados *Pecten* (en términos de volumen) fueron: Chile, Reino Unido, Dinamarca, Islas Feroe, Perú y Groenlandia, respectivamente. Los mayores precios de esta categoría fueron conseguidos por Reino Unido, Nueva Zelanda y Canadá, para el mismo año.

Congelados no Pecten

Esta categoría registra las importaciones francesas de pectínidos congeladas que no pertenecen al género *Pecten*. Bajo esta denominación ingresa la mayor cantidad de pectínidos a Francia, variando su participación en el periodo 1996 y 2000 entre el 58 al 68 %. Tradicionalmente el mayor abastecedor de la categoría congelados no *Pecten* ha sido Reino Unido. Sin embargo el año 2000 el mayor volumen fue aportado por Perú, secundado por Chile, Dinamarca, Argentina y Reino Unido respectivamente. Los mayores precios medios del año 2000 en la categoría citada correspondieron a Canadá, Nueva Zelanda y Chile respectivamente.

La Tabla 8.12 indica la evolución de las importaciones francesas de pectínidos durante el periodo 1996-2000, identificando volúmenes y precios medios. Los volúmenes físicos de las importaciones experimentaron un incremento anual promedio del orden del 6,4 %. Durante el año 2000 el volumen importado descendió debido al sobre abastecimiento del año anterior, dado por la mayor oferta. De otro lado, los precios experimentaron un incremento anual promedio del orden del 4 %. En el año 1999 los precios caen producto de una mayor oferta, situación que se revierte el año 2000.

Al observar el período 1996-2000 debe incluirse en el análisis la permanente devaluación del franco francés (FF) respecto al dólar norteamericano, lo cual se traduce en que el consumo de pectínidos por parte de una familia en Francia no supera un monto prefijado

Tabla 8.12

Evolución de las importaciones francesas de vieiras desde 1996 al 2000 (tomado de Sturla, 2001).

Volumen (t)	1996	1997	1998	1999	2000
Frescos refrigerados	2.631,0	2.744,0	4.143,0	4.231,0	3.627,0
Congelados Pecten	1.885,0	3.083,0	1.608,0	1.300,0	1.895,0
Congelados no Pecten	7.878,0	8.044,0	8.930,0	11.639,0	10.258,0
% Incremento	0,0	11,9	5,8	17,0	8,1
Total	12.394,0	13.871,0	14.681,0	17.170,0	15.780,0
Precio Medio (FF)					
Frescos refrigerados	46,1	67,2	53,0	51,9	50,4
Congelados Pecten	60,4	50,9	62,0	66,4	69,4
Congelados no Pecten	39,0	45,3	57,0	46,3	51,3
% Incremento	0,0	13,3	11,6	13,4	4,3
Promedio ponderado	44,9	50,9	56,8	49,2	53,3

en un presupuesto, y si el precio sube (devaluación) el consumo se restringe o se opta por productos de inferior calidad.

Finalmente, es necesario insistir en que las clasificaciones de las importaciones francesas no son en rigor tan estrictas, aceptando en ocasiones que algunas partidas se clasifiquen con criterios dispares respecto a especies y modalidad de proceso. Sin embargo, existe una tendencia mayoritaria a favorecer los precios de los pectínidos frescos, con coral, hermafroditas y en particular, la especie *P. maximus*.

Análisis de la oferta y demanda

La tendencia de las capturas durante la última década, muestra que éstas se acercan a su máximo rendimiento sostenido, mientras que la producción en cultivo va en incremento. Por esto se espera que las capturas se mantengan estables gracias a la implementación de medidas que regulen la extracción, mientras que las cosechas de pectínidos tenderían a seguir en aumento, gracias a la incursión de nuevos países en esta actividad y a la ampliación de zonas de cultivo en otros.

Si las características de las especies lo permiten (especies hermafroditas), el mercado francés resulta más atractivo para los acuicultores que el estadounidense ya que la demanda de pectínidos va en aumento y aunque los precios medios que los franceses pagan son menores, su preferencia por los músculos con gónada hace que el rendimiento del producto sea mayor en la mercado francés.

De la proyección de las tasas de incremento de precios y volúmenes, se puede inferir que si bien la importación de pectínidos seguirá creciendo, los precios no lo harán en la misma proporción, de tal modo que los márgenes comerciales tenderán a ser menores, esperándose que dicho cambio favorezca a los países productores de menor precio y

desfavorezca a los países que compiten con productos de mayor calidad.

Mercado colombiano

Producción de bivalvos en Colombia

La producción histórica de bivalvos en Colombia ha procedido casi exclusivamente de la pesca, siendo las pesquerías de almejas, chipi-chipi, ostras y pianguas de tipo artesanal mientras que la de pectínidos es de tipo incidental en la pesca industrial del camarón.

Entre 1990 y 2004 la producción de moluscos fue de un 0,7 % de la producción total por pesca marítima (Figura 8.4). La cantidad de bivalvos producidos fue en promedio de 457 t por año lo cual equivalió al 61 % de la producción de moluscos (Figura 8.5) y al 0,4 % de la producción total por pesca marítima (Narváez *et al.*, 2006). Entre el 2004 y 2007 no se tienen estadísticas pesqueras cuantitativas y para el periodo 2006 al 2007 solo se tienen datos cualitativos (Barreto com. pers.). En este último año se verificó un descenso en los aportes de crustáceos y moluscos en el total de las capturas (Figura 8.6) y una disminución en el componente de bivalvos dentro de las capturas de moluscos (Figura 8.7) debido a la disminución de la actividad extractiva industrial verificada en este último periodo causada por la caída del dólar. Estos valores de producción de Colombia la sitúan dentro de los países con más baja producción de bivalvos en América (FAO, 2005).

Las especies más representativas dentro de la producción nacional de bivalvos son: *Amusium spp.*, *Anadara spp.*, *Anomalocardia brasiliana*, *Crassostrea rhizophorae*, *Donax spp.* y *Polymesoda arctata*. La importancia relativa de estas pesquerías ha variado con el tiempo, entre los años 1960 y 1980 la pesquería

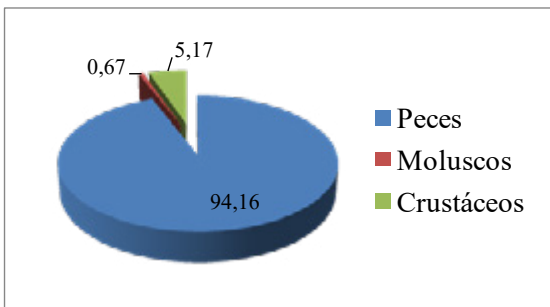


Figura 8.4
Producción total anual por pesca marítima en Colombia entre los años 1990-2004 (tomado de Narvaez *et al.*, 2006).

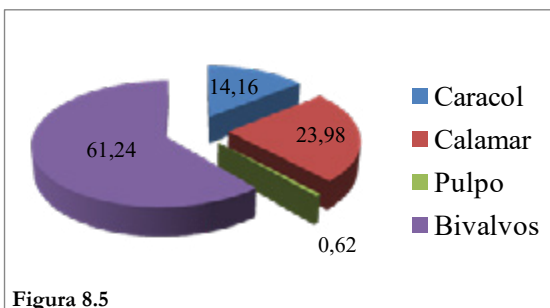


Figura 8.5
Producción anual de moluscos en Colombia entre los años 1990-2004. (tomado de Narvaez *et al.*, 2006).

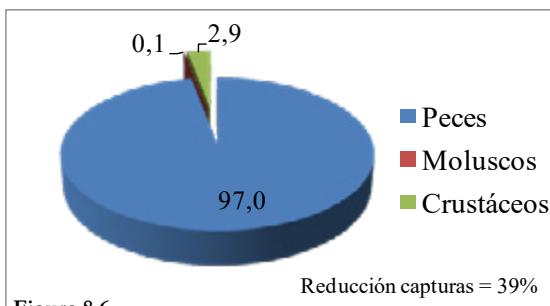


Figura 8.6
Producción anual total en Colombia entre los años 2006-2007 (Barreto com. pers.)

de la ostra *C. rhizophorae* fue la más importante, llegando a producirse mas de 1.000 ton año⁻¹ en 1968 sólo en la Ciénaga Grande de Santa Marta (FAO, 1971). Posteriormente, esta zona sufrió varios problemas ambientales que hicieron que este recurso disminuyera con el tiempo hasta desaparecer en 1996. Entre 1990 y 2004 las pesquerías mas importantes fueron las de pianguas *Anadara* sp. y los pectínidos *Amusium* sp. (Figura 8.8) (Narváz *et al.*, 2006). Entre el 2006 y 2007 la pesquería de pianguas ha pasado a ser la más importante, siendo un 95 % de la producción total bivalvos, no hay registros de pectínidos y hay una disminución del componente almejas y chipi-chipi (Figura 8.9) (INCODER, 2007). La disminución de la actividad extractiva industrial explica la desaparición de los scallops en las estadísticas pesqueras, pero no la de las almejas y chipi-chipi, los cuales se explotan artesanalmente.

Producción de bivalvos por acuicultura

La acuicultura en Colombia ha crecido con el tiempo, de 1.256 toneladas producidas en 1986, en el 2005 se produjeron 63.340 toneladas. No obstante, esta producción por acuicultura está representada esencialmente por peces y crustáceos. La producción de bivalvos cultivados se ha restringido a proyectos I+D+T con diferentes especies. Con ostras del mangle se produjeron entre 6 y 18 ton año⁻¹ entre 1996 y 2002 (Salazar, 1999; Barreto com. pers.) y con ostras perlíferas y pectínidos se produjo alrededor de 80 Kg año⁻¹ entre el 2002 y 2003 (INVEMAR, 2003). La producción de ostras cultivadas llegó a representar el 3% de la oferta total de bivalvos para 1998 (Valero *et al.*, 2000).

Precio

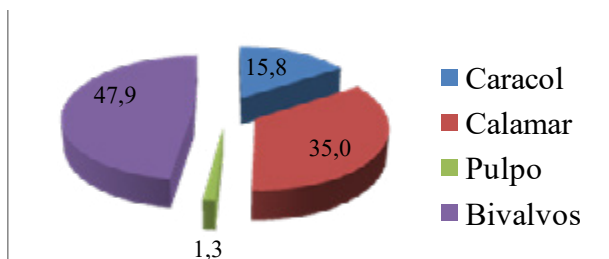


Figura 8.7
Producción anual de moluscos en Colombia entre los años 2006 y 2007 (Barreto com. pers.).

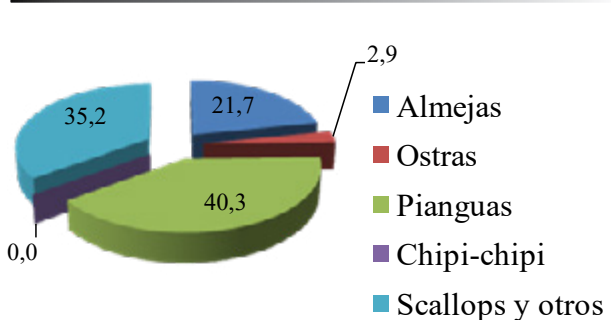


Figura 8.8
Producción anual de bivalvos en Colombia entre los años 1990 y 2004 (Narvaez *et al.*, 2006).

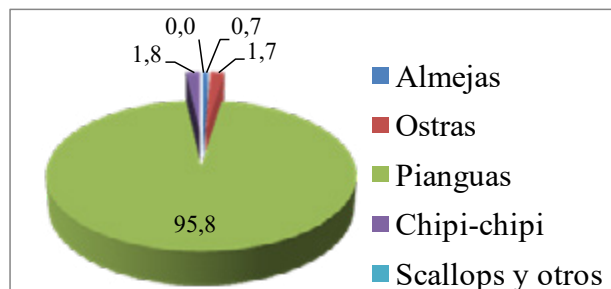


Figura 8.9
Producción de bivalvos en Colombia entre los años 2006 y 2007 (Incoder, 2007).

INVEMAR (2003) sugiere que el precio de los moluscos en los principales mercados de la Costa Atlántica y en las ciudades de la región Andina de Colombia se encuentran influenciados tanto por la abundancia de la oferta, como por la presión ejercida por la demanda y los costos de comercialización. El valor de los pectínidos importados entre los años 2001 y 2002 fue estimado en \$ 42.000 pesos colombianos por Kg ($17.5 \text{ US\$ Kg}^{-1}$) sin concha precocidas, refrigeradas o en conserva, mientras que las pectínidos nacionales se transaron entre \$ 15.000 y \$ 20.000 pesos colombianos Kg^{-1} (6 y 8 US\$ Kg^{-1}) con concha. Para el año 2007, el precio de los músculos de pectínidos congelados importados a nivel de pesquerías osciló entre los \$ 20.000 y \$ 60.000 pesos colombianos Kg^{-1} (10 y los 30 US\$ Kg^{-1}).

La demanda de productos de mar de calidad, que también son perecederos y de alto valor comercial, presenta por lo general un comportamiento inelástico respecto a los niveles de precios. Es decir que los cambios en los precios, no generan cambios apreciables en las cantidades consumidas. Este hecho podría incidir en la disminución del ingreso de los productores si se vende a precios bajos.

Oferta

Valero *et al.* (2000) indican que la oferta de pectínidos en el mercado colombiano procede de dos fuentes: pesquerías e importaciones. Las pesquerías que están centradas en las especies *Nodipecten nodosus.*, *Euvola ziczaz*, y *Amusium spp.*, las cuales hacen parte de capturas incidentales de la flota arrastrera industrial especialmente en las épocas de mayo y entre agosto y octubre. Para el año 1996, las capturas totales de pectínidos representaron 2,41 t con un valor total de 16.557 US\$ y un valor medio de 6,87 US\$ Kg^{-1} .

INVEMAR (2003) afirma que los pectínidos son ofrecidos en el mercado doméstico por empresas importadoras, como productos con alto valor agregado, en presentaciones congeladas, precocidas y con una buena imagen sanitaria. En las importaciones no se discrimina con especies, cantidades ni valores, sólo a modo de referencia en el año 1996, entre mejillones, almejas y pectínidos se importaron 10,95 t valoradas en 92.418 US\$ (Valero *et al.*, 2000).

El destino de la producción está constituido por diferentes empresas pesqueras que elaboran el producto y empresas comercializadoras que almacenan y distribuyen productos ya procesados. Posteriormente el producto éstos son surtidos a supermercados, hoteles, restaurantes y cevicherías, hasta llegar al consumidor final. Dicho mercado, en su mayoría es selecto y está localizado en las principales ciudades del país como Bogotá, Cali, Medellín, Bucaramanga, Cartagena y Barranquilla (Valero *et al.*, 2000).

Demanda

Considerando la limitada cobertura gastronómica de los moluscos bivalvos en Colombia, el canal de comercialización es sencillo. El comercio a nivel de empresas pesqueras opera con base a la relación calidad y precios del producto, siendo habitualmente el precio quien determina su comercialización.

La demanda de pectínidos en la costa Atlántica se estimó en 1.110 Kg mensuales (Valero *et al.*, 2000). La importante participación en la oferta de pectínidos importadas en el mercado nacional (30 %), evidencia la existencia de una demanda insatisfecha por este producto.

Empresarios de establecimientos distribuidores de productos pesqueros, estiman que en Colombia el consumo de pectínidos podría alcanzar un consumo de 4 t mes⁻¹, si se contara con un abastecimiento estable (INVEMAR, 2003).

Además, de acuerdo al estudio antes citado, en gran parte de restaurantes, cevicherías e incluso hoteles de alta categoría, no ofrecen a sus clientes bivalvos distintos a las almejas y las ostras, fundamentalmente por considerar que la demanda de los otros bivalvos es exclusiva de un selecto y reducido grupo de consumidores. Sin embargo, dichos establecimientos están dispuestos a promocionar y comercializar pectínidos, siempre y cuando los precios sean atractivos, permitiendo marginar ganancias.

Considerando lo anterior, si en Colombia se desarrolla la pectinicultura de especies nativas, es posible colocar el producto en el mercado nacional, pequeño pero accesible, y adicionalmente en un mercado internacional que es grande, pero de acceso bastante regulado. La estrategia que se adopte, dependerá principalmente del volumen y costos de producción, calidad final del producto y de la fluctuación mundial de la oferta.

Agradecimientos

Se agradece muy especialmente la evaluación del Dr. Andrés Araya, cuyos comentarios permitieron mejorar este documento.

Bibliografía

- De Franssu, L. 1990. The world market for bivalves – oyster-mussel- clam-scallop.
- FAO. 1971. Marine fisheries development Colombia: Oyster of the Ciénaga Grande de Santa Marta. SF/COL 22, Technical Report 1. Bogotá.
- FAO. 1998. Estadísticas de pesca. Capturas y producción de acuicultura.
- FAO. 2002. Estadísticas de pesca. Capturas y producción de acuicultura.
- FAO. 2003. Globefish. Bivalves, Roma 44 p.
- FAO. 2005. Estadísticas de pesca. Capturas y producción de acuicultura.
- González-Anatívia, C. 2001. Mercados y comercialización de pectínidos. En: A.N Maeda - Martínez (Ed.). Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Editorial Limusa, México, pp. 451-468.
- INCODER. 2007. Sistema de información sectorial pesquero. Boletín mensual 13.
- INVEMAR. 2003. Validación y desarrollo de un cultivo piloto de bivalvos en la región de Santa Marta, Caribe colombiano. Informe final: técnico y financiero. INVEMAR, Santa Marta, Colombia. 24 p.
- Narváez, J.C., J. Blanco, M. Rueda & E. Vitoria. 2006. Estado de los recursos sometidos a explotación. En: Informe del estado actual de los ambientes marinos y costeros en

- Colombia: año 2005. Serie de publicaciones periódicas, INVEMAR, pp.255-314.
- ProChile. 1996. Perfil del mercado francés de los ostiones. Estudio de Mercado. Informe interno. Ministerio de Relaciones Exteriores de Chile. 16 p.
- Sturla, L. 2001. Informe importaciones y exportaciones francesas de ostiones durante el año 2000. Publicación interna de Exportadores de Ostiones Ltda. Chile. 18 p.
- Sturla, L. & M. Madrigal. 2001. Analysis and evolution of exportations north chilean scallops *Argopecten purpurata* to France during 1996-1999. 13^a Scallops Workshop, Chile. 3 p.
- United States National Fisheries Statistics. 2004. <http://www.st.nmfs.gov/econ/index.html>
- Valero, A.P., S. Sánchez, C. García, A.J. Córdoba, J.P. De La Roche, J. Gómez, C. Castellanos, C. Torres, M.E. Rueda, K.L. Hernández, R. Bautista, J.P. Assmus & Y. Caballero. 2000. Cultivo de bivalvos marinos del Caribe colombiano. Colombia: Ciencia y Tecnología 18(13): 10-16.

Análisis financiero de la producción de semilla y adultos de los pectínidos de interés comercial en Colombia

Luz Adriana Velasco¹, José González² y Judith Barros¹

¹Laboratorio de Moluscos y Microalgas, Universidad del Magdalena, Cra. 2 No. 18-27, Taganga, Santa Marta (Colombia), e-mail: molmarcol@gmail.com

²Instituto de Investigaciones Tropicales (INTROPIC), Universidad del Magdalena, Cra. 32 No. 22-08, Santa Marta (Colombia), e-mail: jgonzalezporto@gmail.com

Introducción

Uno de los aspectos más importantes para emprender un proyecto productivo de cultivo de pectínidos es la evaluación financiera del mismo. Esta evaluación permite estimar la viabilidad financiera del proyecto bajo las dimensiones y condiciones propuestas, para lo cual se analizan las inversiones, costos de operación y los ingresos, dentro de un flujo de fondos en el que se incurrirá. Las inversiones corresponden a desembolsos sobre activos que tendrán una vida de servicio relativamente extensa y que generalmente se efectúan al inicio del proyecto. Los costos de operación son desembolsos consumidos durante el período corriente del proyecto y los ingresos corresponden a las entradas de capital, por ventas de productos en cada cosecha. Los flujos de fondos son balances entre las entradas y salidas de capital, sobre los que se aplican diferentes índices que finalmente permiten realizar la evaluación financiera. De la obtención de resultados positivos en una evaluación depende la aprobación de un crédito para la ejecución del proyecto o la financiación del mismo por parte de un inversionista. El éxito en la ejecución del mismo dependerá en buena parte de una alta precisión de los estimativos de costos e ingresos y de haber previsto el funcionamiento del proyecto aún frente a un eventual escenario pesimista.

El cultivo de pectínidos a nivel comercial en Colombia depende de la producción de semilla en laboratorio, ya que la semilla colectada en el medio natural a través de colectores artificiales es muy escasa y poco predecible. Es por esto que resulta conveniente analizar tanto su producción en laboratorio, como el cultivo en el mar, como dos negocios separados pero interdependientes. Con el ánimo de dar a conocer a los empresarios e inversionistas los requerimientos y la factibilidad financiera de estos dos negocios, en este capítulo se describen las inversiones, costos e ingresos mínimos necesarios para proyectar flujos de fondo reales en la producción de los pectínidos nativos *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* en Colombia.

Tabla 9.1

Datos técnicos de la producción de semilla de los pectínidos *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Acondicionamiento reproductivo y desove	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Meses en que se logra el acondicionamiento reproductivo (# año ⁻¹)	12	5
Duración del acondicionamiento (días)	16	77
Sistema	Estático	Estático
Densidad (% de cobertura del fondo)	30	30
Tipo de alimento	<i>Isochrysis galbana</i>	<i>Isochrysis galbana</i>
Concentración de alimento en tanque alimentador (cel mL ⁻¹)	40.000	40.000
Tasa de aclaramiento (L h ⁻¹ animal ⁻¹)	5,85	5,45
Cantidad de microalgas requeridas (cel animal ⁻¹ día ⁻¹)	5.616.000.000	5.232.000.000
Temperatura (°C)	25	25
Salinidad (ups)	36	36
Recambio mínimo de agua diario (%)	80	80
Duración (días)	16	77
Organismos que maduran completamente en acondicionamiento (%)	100	40
Proporción de organismos inducidos que desovan (%)	50	50
Tiempo de estimulación para producir espermiación (h)	1,8	1
Tiempo de estimulación para producir desove (h)	3	1,5
Número de espermatozoides (10 ⁹ espermatozoides animal ⁻¹)	7,7	5,3
Fecundidad promedio (ovocitos animal ⁻¹)	1.763.500	2.362.000
Fertilización (%)	72	60,5
Edad de formación de larvas D (h)	19	22
Larvas D producidas con respecto a los embriones (%)	65	50,5

Larvicultura	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Duración de larvicultura (días)	15	15
Sistema	Estático	Estático
Densidad (larvas mL ⁻¹)	1	1
Tipo de alimento	<i>I. galbana</i> + <i>Chaetoceros calcitrans</i>	<i>I. galbana</i>
Ración diaria de alimento (cel mL ⁻¹)	20.000	20.000
Temperatura (°C)	24-26	24-26
Salinidad (ups)	32-37	32-37
Recambio de agua	100% cada 24- 48 h	100% cada 24 h
Duración (días)	15	15
Mortalidad (%)	64	89
Supervivencia larvas pediveliger con respecto a los embriones (%)	26	7

Tabla 9.1 (continuación)

 Datos técnicos de la producción de semilla de los pectínidos *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Asentamiento	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Duración fijación (días)	15	15
Sistema	Estático	Estático
Densidad (larvas mL ⁻¹)	1,1	0,9
Tipo de alimento	<i>I. galbana</i>	<i>I. galbana</i>
Ración diaria de alimento (cel mL ⁻¹)	60.000	60.000
Temperatura (°C)	24-26	24-26
Salinidad (ups)	32-37	32-37
Recambio mínimo de agua diario (%)	100	100
Duración (días)	15	15
Supervivencia postlarvas en relación a larvas pediveliger (%)	9,1	4,8

Cultivo postlarvario en el mar	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Duración cultivo postlarvario (días)	60	60
Sistema	Adheridas a colectores en el mar	
Profundidad (m)	5-15	5-15
Temperatura (°C)	26-30	26-30
Salinidad (ups)	32-37	32-37
Seston total (mg L ⁻¹)	1,5-4,5	1,5-4,5
Seston orgánico (%)	17-44	17-44
Duración (días)	60	60
Semilla de 10 mm recuperada de los colectores (%)	2,1	1,0

Producción de semilla de pectínidos en laboratorio

Datos técnicos de la producción de semilla

En la tabla 9.1 se presenta la información biológica y técnica más relevante de los pectínidos *A. nucleus* y *N. nodosus* y de las diferentes fases que involucra la producción de su semilla en laboratorio: acondicionamiento reproductivo y desove; cultivo larvario; asentamiento; cultivo postlarvario en el mar; y producción de microalgas. Esta información fue obtenida a nivel experimental en el Laboratorio de Moluscos y Microalgas de la Universidad del Magdalena ubicado en Taganga, Santa Marta, Colombia (Velasco 2006; 2007; Velasco *et al.*, 2007; Velasco & Barros, 2007; Velasco & Barros, 2008ab; Velasco *et al.*, en prensa).

Aunque la especie *N. nodosus* tiene mayores valores de tamaño, peso, rendimiento de los callos (músculos aductores), fecundidad y precio potencial en comparación con *A. nucleus* (Tabla 9.2), también es cierto que su semilla es más complicada de producir ya que su

Tabla 9.2

Características y rendimiento de los pectínidos *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Características y rendimiento	<i>Argopecten nucleus</i>	<i>Nodipecten nodosus</i>
Longitud animales de talla comercial (mm)	45	80
Peso vivo total animales de talla comercial (g animal ⁻¹)	23	87
Peso de partes blandas (g animal ⁻¹)	8	25
Peso del músculo (g músculo ⁻¹)	3,0	12
Rendimiento de callos (# Kg ⁻¹)	333	83
Edad a la cual alcanzan la talla comercial (meses)	15	15
Duración de cada ciclo de producción de semilla (meses)	3,5	5,6
Precio potencial de venta de callos (\$ Kg ⁻¹)	25.000	30.000

ciclo reproductivo es una vez al año, el éxito de su acondicionamiento reproductivo es más bajo y la mortalidad de las larvas y postlarvas es mayor (Tabla 9.1). Debido a esto, se ha proyectado un laboratorio que maneje la estrategia de cultivar las dos especies para que en el caso de no obtener la maduración completa de *N. nodosus* en épocas diferentes a aquellas en las cuales ocurre de forma natural, se cuente con la producción de semilla de *A. nucleus* y sea posible mantener la actividad de cultivo aun cuando sea a costa de un menor margen de rendimiento.

Descripción de un laboratorio de producción de de semilla

Asumiendo los datos técnicos presentados y un precio de la semilla que viabilice el funcionamiento de la mínima unidad de cultivo en el mar, el laboratorio de producción de semilla de la menor dimensión posible, debe planearse para producir no menos de cinco millones de semillas anuales. Considerando que cada ciclo de producción de semilla tiene una duración de 3,5 meses en *A. nucleus* y de 5,6 meses en *N. nodosus* (Tabla 9.2), es posible proyectar un cronograma anual de actividades como el que se presenta en la tabla 9.3, el cual consta de seis ciclos de *A. nucleus* (enero a noviembre), cuatro ciclos de *N. nodosus* (entre agosto y enero) y un mes de secado aséptico del laboratorio (julio). En cada ciclo de producción se requiere obtener por lo menos 322 millones de ovocitos de *A. nucleus* o 451 millones de ovocitos de *N. nodosus* (Tabla 9.4). Con el propósito de obtener esta cantidad de ovocitos en cada ciclo se debe acondicionar 365 ejemplares de *A. nucleus* y 954 ejemplares de *N. nodosus*. Como los costos del mantenimiento de tantos animales de *N. nodosus* en laboratorio es muy alto, se ha tomado la estrategia de acondicionar 382 en laboratorio y el resto en el medio natural (en linternas suspendidas) bajo un frecuente monitoreo de su desarrollo gonadal, lo cual permite alcanzar un éxito similar al obtenido en laboratorio (Velasco & Barros, 2007), con la ventaja de disminuir los costos de alimentación. De acuerdo con la información presentada en los capítulos 3, 5 y 6, los reproductores pueden ser mantenidos en ocho tanques rectangulares de 300 L, mientras que los embriones, larvas y postlarvas pueden ubicarse en seis tanques cilindrocónicos de 5.000 L. Para el asentamiento se deben suspender un total de 840 bolsas cebolleras en cada tanque. Transcurridos 15 días, las bolsas cebolleras con las postlarvas adheridas se colocarán dentro de bolsas de malla de angeo (tres bolsas cebolleras en cada bolsa de angeo). Las bolsas de angeo se amarran en pares a lo largo de líneas

Tabla 9.3
Cronograma anual de actividades del laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Especie	Ciclos	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct
<i>Nodipecten nodosus</i>	1	f	p	p	p						a	a	a
	2	a	l	f	p	p						a	a
	3	a	a	l	f	p	p						a
	4	a	a	a	l	f	p	p					
<i>Argopecten nucleus</i>	1				a	l	f	p	p				
	2					a	l	f	p	p			
	3						a	l	f	p	p		
	4							a	l	f	p	p	
	5								a	l	f	p	p
	6	p									a	l	f

a	Acondicionamiento reproductivo
l	Cultivo larvario
f	Fijación o asentamiento
p	Cultivo postlarvario en el mar
	Secado aséptico del laboratorio y mantenimiento equipos

Tabla 9.4

Descripción de requerimientos de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Acondicionamiento	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Larvas pediveliger (# animal desovado ⁻¹)	457.099	157.191
Mínimo número de ovocitos requeridos (millones de ovocitos ciclo ⁻¹)	322	451
Mínimo número de organismos desovados requeridos (organismos ciclo ⁻¹)	182	191
Reproductores que se deben acondicionar e inducir al desove en cada ciclo (#)	365	382
Volumen tanques de acondicionamiento (L)	300	300
Número de reproductores por tanque (# tanque ⁻¹)	250	55
Número de tanques requerido para el acondicionamiento por ciclo	1	7
Recambio de agua diaria (%)	300	300
Caudal de agua requerido (m ³ d ⁻¹)	0,9	6,3
Volumen mínimo diario de microalgas que se debe producir (L)	1.024	999
Caudal de aire requerido en cada tanque (cfm)	1	1
Caudal total de aire requerido (cfm)	1	7

Larvicultura	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Densidad larvas inicial (Larvas mL ⁻¹)	3	9
Densidad larvas final (Larvas mL ⁻¹)	1	1
Volumen tanques larvicultura (L)	5.000	5.000
Cantidad de tanques (#)	6	6
Capacidad de carga de larvas D (# larvas ciclo ⁻¹)	83.333.333	272.727.273
Volumen mínimo de microalgas que se requieren (L día ⁻¹)	300	300

Fijación	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Larvas fijadoras o competentes (larvas ciclo ⁻¹)	30.000.000	30.000.000
Volumen tanques para fijación (L)	5.000	5.000
Número de bolsas cebolleras (bolsas tanque ⁻¹)	840	840
Número de bolsas cebolleras por ciclo (bolsas ciclo ⁻¹)	5.040	5.040
Número de bolsas cebolleras requeridas (bolsas)	15.120	15.120
Número de bolsas de angeo requeridas (bolsas)	5.040	5.040
Cantidad de tanques requeridos para fijación (#)	6	6
Caudal de agua fijación (m ³ d ⁻¹)	30	30
Volumen mínimo de microalgas que se debe producir (L día ⁻¹)	900	900
Caudal de aire requerido en cada tanque (cfm)	1	1
Caudal total de aire requerido larvas y fijación (cfm)	6	6

Tabla 9.4 (continuación)

 Descripción de requerimientos de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Cultivo postlarvario en el mar	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>	Total
No. de colectores por línea	40	40	-
No. de reinales con colectores (líneas ciclo ⁻¹)	42	42	-
Número de semillas (juveniles ciclo ⁻¹)	630.000	300.000	-
Número de hectáreas para producción	-	-	0,7
Número total de líneas ocupadas	-	-	2,0

Microalgas	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>	Total
Volumen total de microalgas alta calidad que se requiere producir (L día ⁻¹)	900	900	900
Volumen total de microalgas baja calidad que se requiere producir (L día ⁻¹)	1.024	999	2.022
Concentración de microalgas en cilindros de 300L (cel mL ⁻¹)	2.000.000	2.000.000	-
Concentración de microalgas en tanques de 500L (cel mL ⁻¹)	2.000.000	2.000.000	-
Cantidad de tanques de 500L a cosechar diariamente (tanque día ⁻¹)	2,0	2	16
Cantidad de cilindros de 300 L a cosechar diariamente (cilindro día ⁻¹)	5	5	18
Cantidad de garrafón de 16 L a cosechar diariamente (garrafón día ⁻¹)	17	17	101
Cantidad de frascos de 3L a cosechar diariamente (frascos día ⁻¹)	17	17	101
Cantidad de matraces de 300 mL a cosechar diariamente (matraz día ⁻¹)	17	17	101
Cantidad de matraces de 100 mL a cosechar diariamente (matraz día ⁻¹)	17	17	101
Cantidad de tubos de 10 mL a cosechar diariamente (tubo día ⁻¹)	34	34	201
Caudal de agua requerido (m ³ d ⁻¹)	2,7	2,7	15,5
Caudal de aire requerido (cfm)	232	230	336

Requerimientos generales del laboratorio	Total
Caudal máximo de agua requerido (m ³ d ⁻¹)	53
Caudal total de aire requerido para microalgas exterior y acondicionamiento (m ³ min ⁻¹)	1
Caudal total de aire requerido para larvas, postlarvas y microalgas interior (m ³ min ⁻¹)	14

de 10 a 20 m y se cuelgan de una long line en el mar a una profundidad mayor a 5 m. El volumen de microalgas con una concentración de al menos 2×10^6 células mL⁻¹ a producir diariamente debe ser de al menos 2.022 L para los reproductores y de 900 L para las larvas y postlarvas. Considerando la alta cantidad de alimento requerida por los reproductores, y su baja susceptibilidad a agentes microbianos patógenos, a estos se le suministrarán microalgas producidas en el exterior las cuales se consideran de baja calidad. Las microalgas suministradas a las larvas y postlarvas necesariamente serán producidas dentro del laboratorio por lo que se consideran de alta calidad.

El acondicionamiento reproductivo de *N. nodosus* se realizará a todo lo largo del año con el fin de tratar de obtener ejemplares maduros en otras épocas diferentes a las programadas. De lograrlo, se reemplazará el mayor número posible de ciclos de producción de *A. nucleus* por ciclos de producción de *N. nodosus*, los que tienen un mayor margen de rentabilidad.



Figura 9.1
Distribución de zonas en un laboratorio de producción de semilla de pectínidos.

Considerando los tamaños de los tanques y recipientes utilizados en cada fase, este laboratorio debería manejar un caudal de agua diario de al menos 53 m^3 y un caudal de aire comprimido de $15 \text{ m}^3 \text{ min}^{-1}$ (Tabla 9.4). El laboratorio puede tener por un área de 227 m^2 repartida en las zonas que se ilustran en la figura 9.1 a modo de ejemplo. Las zonas de cultivo de microalgas en interior, cultivo de larvas y postlarvas, acondicionamiento y desove, oficina y laboratorio deben contar con equipos acondicionadores de aire para lo cual se requieren alrededor de ocho toneladas de refrigeración.

Inversiones y reinversiones

Teniendo en cuenta las dimensiones y características del laboratorio de producción de semilla de *A. nucleus* y *N. nodosus* descritas en el apartado anterior, las inversiones en infraestructura, equipos, materiales y obtención de las concesiones de mar y playa, necesarias se presentan en la tabla 9.5. Las mayores inversiones corresponden a los rubros de equipos (40 %) e infraestructura (38 %). La descripción detallada de las inversiones se hace en la tabla 9.6. Las reinversiones deben comenzarse a los cinco años de iniciado el proyecto, éstas se describen en la tabla 9.7.

Tabla 9.5

Inversiones globales necesarias para el montaje de un laboratorio de producción de semillas de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Descripción	Costos (\$)	Costos (US\$)	Costos (%)
Concesión marítima (estudios y trámites)	10.000.000	5.000	2,9
Equipos	134.930.000	67.465	39,5
Infraestructura	128.600.000	64.300	37,7
Materiales	66.383.149	33.192	19,4
Reactivos	1.494.600	747	0,4
Total	341.407.749	170.704	100,0

Tabla 9.6

Detalle de las inversiones necesarias para el montaje de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Equipos	Cantidad	Costo Unitario (\$)	Costo Total (\$)
Aire acondicionado central 4 TR	2	5.200.000	10.400.000
Autoclave 75 L	2	7.000.000	14.000.000
Balanza (precisión 0,01 g)	1	1.560.000	1.560.000
Blower 4 HP (x 2)	1	9.000.000	9.000.000
Blower 3 HP	1	5.600.000	5.600.000
Bombas centrífugas 1,5 HP	2	2.000.000	4.000.000
Bombas sumergibles 1 HP	1	1.500.000	1.500.000
Calculadora	1	40.000	40.000
Soporte filtros de aire 0,5 micras	2	250.000	500.000
Soporte filtros de bolsa	4	1.800.000	7.200.000
Chiller 5 ton intercambiador de titanio	1	20.000.000	20.000.000
Computador	1	1.000.000	1.000.000
Contador manual	2	200.000	400.000
Destilador	1	1.500.000	1.500.000
Estufa esterilizadora 40 L	2	3.000.000	6.000.000
Filtro de arena	1	4.000.000	4.000.000
Filtro UV	1	2.100.000	2.100.000
Lámpara fluorescentes (2x48w)	38	54.000	2.052.000
Lámpara fluorescentes (2x96w)	132	74.000	9.768.000
Microscopio	1	1.500.000	1.500.000
Nevera para muestras y reactivos	1	1.200.000	1.200.000
Planta eléctrica de 30 KVA	1	30.000.000	30.000.000
Refractómetro	1	610.000	610.000
Termostatos	2	500.000	1.000.000
Total			134.930.000

Tabla 9.6

Detalle de las inversiones necesarias para el montaje de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Materiales	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Cajas de Petri	100	4.000	400.000
Calibradores plásticos	2	10.000	20.000
Calzado impermeable (Botas)	8	50.000	400.000
Cámaras Neubauer	3	90.000	270.000
Canastas de malla para reproductores	18	10.000	180.000
Segueta	1	20.000	20.000
Cepillos	20	2.000	40.000
Cortador	2	5.000	10.000
Cuchillos en acero inoxidable	3	5.000	15.000
Delantales de plástico	8	15.000	120.000
Erlenmeyer 4000 mL	10	100.000	1.000.000
Escaleras plásticas	3	30.000	90.000
Estantes (1 x 1,8 x 0,3 m)	6	100.000	600.000
Frascos de 100 ml	121	100	12.086
Frascos de 300 ml	121	300	36.258
Garrafones de agua de 20 L	101	7.000	705.013
Gradillas plásticas	10	40.000	400.000
Guantes de cuero suave	10	3.500	35.000
Lastre para reinales (0,5 Kg)	126	300	37.800
Manguera de 1/2" (m)	40	1.600	64.000
Manguera de 3/4" (m)	40	2.500	100.000
Mangueras de 1/4" (m)	70	800	56.000
Mangueras de 1/8" (m)	250	350	87.500
Manila 1" (m)	600	4.106	2.463.600
Manila 1/2" (m)	320	1.140	364.800
Manila 6 mm (m)	120	300	36.000
Mecheros	3	50.000	150.000
Muertos para anclaje 500 Kg	8	106.000	848.000
Pinzas	2	23.000	46.000
Pipetas 1, 2, 5, 10 y 20 mL	30	5.000	150.000
Pistola de silicona caliente	3	6.500	19.500
Pistola de silicona fría	1	10.000	10.000
Poncheras plásticas 50L	5	30.000	150.000
Soportes tanques	2	90.000	180.000
Taladro	1	80.000	80.000
Tamices 40, 80, 150, 200, 250, 300 µm	12	50.000	600.000

Tabla 9.6 (continuación)

 Detalle de las inversiones necesarias para el montaje de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Materiales	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Asas	10	2.000	20.000
Archivador	1	250.000	250.000
Baldes plásticos	30	6.000	180.000
Balones aforados 200, 500 ml y 1000 mL	6	50.000	300.000
Batas de laboratorio	8	15.000	120.000
Beakers 1000 mL	6	20.000	120.000
Bolsas cebolleras	18.144	400	7.257.600
Bolsas de angeo	6.048	2.000	12.096.000
Frascos de 3 L	121	600	72.516
Tanques cilíndricos semitransparentes en FV de 300 L	18	1.000.000	18.000.000
Tanques cilíndricos transparentes de 500 L	16	150.000	2.426.853
Tanques cónicos 5000 L	7	1.500.000	10.500.000
Tanques rectangulares de 300 L	7	300.000	2.100.000
Termómetro de máximos y mínimos	2	70.000	140.000
Termómetros de vidrio	3	30.000	90.000
Tijeras	2	10.000	20.000
Tubo PVC 1" (unidades de 6 m)	10	12.000	120.000
Tubo PVC 1/2" (unidades de 6 m)	18	5.000	90.000
Tubo PVC 3/4" (unidades de 6 m)	15	8.000	120.000
Tubos de ensayo	272	2.000	543.624
		Total	66.383.149

Infraestructura	Áreas (m ²)	Costo total (\$)
Cultivo larvario y postlarvario	66	33.000.000
Limpieza y esterilización de materiales	24	12.000.000
Acondicionamiento y desove	8	4.000.000
Patio exterior (microalgas, labores varias, tratamiento de agua)	33	9.900.000
Microalgas interior	36	18.000.000
Oficina y pasillo	17	5.700.000
Reservorio	25	10.000.000
Laboratorio seco (óptica, preparación y almacenaje reactivos)	12	6.000.000
Succión de agua de mar	6	30.000.000
Total	227	128.600.000

Tabla 9.6 (continuación)

Detalle de las inversiones necesarias para el montaje de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Reactivos	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Acetato de cobalto (x 250 g)	1	550.000	550.000
Agar agar (x Kg)	1	628.400	628.400
Molibdato de sodio (x 100g)	1	157.250	157.250
Sulfato de cobre (x Kg)	1	85.850	85.850
Sulfato de zinc (xKg)	1	73.100	73.100
Total			1.494.600

Tabla 9.7

Reinversiones necesarias para el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Reinversión a los cinco años	Cantidad	Costo Unitario (\$)	Costo total (\$)
Asas	10	2.000	20.000
Baldes plásticos	30	6.000	180.000
Batas de laboratorio	6	15.000	90.000
Balones aforados 200, 500 y 1000 mL	6	50.000	300.000
Beakers 1000 mL	6	20.000	120.000
Bolsas cebolleras	18.144	400	7.257.600
Bolsas de angeo	6.048	2.000	12.096.000
Bomboneros 3 L	121	600	72.516
Cajas de petri	100	4.000	400.000
Calibradores plásticos	2	10.000	20.000
Calzado impermeable (Botas)	8	50.000	400.000
Cámaras Neubauer	3	90.000	270.000
Canastas de malla para reproductores	18	10.000	180.000
Segueta	1	20.000	20.000
Delantales de plástico	8	15.000	120.000
Frascos de 100 mL	121	100	12.086
Frascos de 300 mL	121	300	36.258
Garrafrones de agua de 20 L	101	7.000	705.013
Manguera de 1/2"	40	1.600	64.000
Manguera de 3/4"	40	2.500	100.000
Mangueras de 1/4"	70	800	56.000
Mangueras de 1/8"	250	350	87.500
Pinzas	2	4.106	8.212
Pipetas	30	5.000	150.000
Pistola de silicona caliente	3	6.500	19.500

Tabla 9.7 (continuación)

Reinversiones necesarias para el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Reinversión a los cinco años	Cantidad	Costo Unitario (\$)	Costo total (\$)
Pistola de silicona fría	1	10.000	10.000
Poncheras plásticas 50L	5	30.000	150.000
Taladro	1	80.000	80.000
Tamices 40, 80, 150, 200, 250, 300 µm	12	50.000	600.000
Termómetros de vidrio	3	30.000	90.000
Tijeras	2	10.000	20.000
Tubos de ensayo	272	2.000	543.624
		Total	24.278.308

Costos de operación

El funcionamiento del laboratorio o hatchery descrito implica unos costos de operación variables y fijos (Tabla 9.8). Dentro de los costos variables están aquellos que dependen directamente del nivel de producción del laboratorio como son: personal, reactivos, materiales y suministro de servicios públicos (Tabla 9.9). Los costos fijos corresponden a aquellos que son independientes del nivel de producción del laboratorio; como la depreciación de los componentes mencionados en la inversión fija. Tambbién forma parte de este rubro el costo laboral correspondiente al personal de vigilancia (Tabla 9.10). Dentro de la estructura de los costos de operación, las mayores proporciones corresponden al pago de la mano de obra (41 %) y al suministro de servicios públicos (19 %). Los costos fijos representan un 23 % (\$ 35,21 millones de pesos colombianos) de los costos de operación, mientras que los variables corresponden a un 77 % (\$ 118,28 millones de pesos colombianos).

Tabla 9.8

Costos de operación generados durante el funcionamiento del laboratorio de producción de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Costos variables	Costo (\$)	Costo (US\$)	Costo (%)
Personal variable	54.000.000	27.000	35,2
Reactivos	26.663.045	13.332	17,4
Materiales	6.420.733	3.210	4,2
Servicios públicos	31.200.000	15.600	20,3
Total Costos Variables	118.283.778	59.142	77,1

Costos fijos	Costo (\$)	Costo (US\$)	Costo (%)
Personal fijo	12.000.000	6.000	7,8
Depreciación	23.218.754	11.609	15,1
Total Costos Fijos	35.218.754	17.609	22,9

Tabla 9.9

Detalle de los costos de operación variables generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Materiales	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Arena para filtro (x 25 Kg)	3	100.000	300.000
Cepillos pequeños	2	4.000	8.000
Churruscos lavadores	4	5.000	20.000
Guantes de caucho	12	4.000	48.000
Cuchillos	1	5.000	5.000
Escobas	2	5.000	10.000
Escobillones para lavar tanques	4	8.000	32.000
Esponjillas	24	2.000	48.000
Plomos	349	100	34.933
Toallas pequeñas	12	3.000	36.000
Pitillos plásticos	500	100	50.000
Repuestos de filtros de bolsa de 25, 10, 5, 1 y 0,5 µm	8	45.000	360.000
Repuestos de filtros de cartucho 0,5 µm	2	70.000	140.000
Repuestos de lámparas (2x48w)	26,6	3.500	93.100
Repuestos de lámparas (2x96w)	92	6.000	554.400
Cinta de enmascarar	18	5.000	90.000
Cinta parafinada	2	92.000	184.000
Marcadores	9	3.000	27.000
Papel absorbente	30	4.000	120.000
Papel aluminio	30	20.000	600.000
Silicona caliente (barras)	12096	300	3.628.800
Silicona fría (tubos de 500 g)	2	7.000	14.000
Pegante instantáneo (50 g)	5	3.500	17.500
Total			6.420.733
Servicios Públicos		Costo mensual (\$)	Costo total (\$)
Electricidad		2.000.000	24.000.000
Teléfono		100.000	1.200.000
Agua		200.000	2.400.000
Mantenimiento equipos		300.000	3.600.000
Total			31.200.000

Personal variable	Cantidad	Sueldo mensual (\$)	Meses	Total (\$)
Responsable laboratorio microalgas	1	1.200.000	12	14.400.000
Responsable laboratorio moluscos	1	1.200.000	12	14.400.000
Auxiliares	2	600.000	12	14.400.000
Jornaleros para desgrane de colectores	10	40.000	12	4.800.000
Aseadora	1	500.000	12	6.000.000
Total				54.000.000

Tabla 9.9 (continuación)

Detalle de los costos de operación variables generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Reactivos (x unidad de venta)	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Acido Muriático (x 1 L)	108	3.500	378.000
ACPM generador de energía (x 1 galón)	360	4.000	1.440.000
Cianocobalamina (x 5 mL)	106	5.000	531.913
Cloruro de manganeso (x 100 g)	1	62.050	62.050
Cloruro férrico (x 1 Kg)	2	191.400	382.800
CO2 (x 50 Lb)	2	200.000	400.000
EDTA disódico (x 1 Kg)	2	155.000	310.000
Etanol industrial (x 1 galón)	5	27.000	135.000
Formol (x 1 L)	2	10.000	20.000
Fosfato de sodio (x 1 Kg)	4	70.000	280.000
Hipoclorito de calcio (granulado) (x 1 Kg)	12	9.000	108.000
Nitrato de sodio (x 1 Kg)	80	250.000	19.946.737
Oxitetraciclina (x 1 Kg)	9	84.000	725.760
Silicato de sodio (x 1 Galón)	6	165.920	995.520
Tiamina (x 10 mL)	53	4.000	212.765
Tiosulfato industrial (x 1 Kg)	6	80.750	484.500
Yodo en solución (x 1 galón)	5	50.000	250.000
Total			26.663.045

Tabla 9.10

Detalle de los costos de operación fijos generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Depreciación	Valor inicial (\$)	Depreciación anual (%)	Total anual (\$)
Acetato de cobalto (x 250 g)	550.000	5	27.500
Agar agar (x 1 Kg)	628.400	5	31.420
Molibdato de sodio (x 100g)	157.250	5	7.863
Sulfato de cobre (x 1 Kg)	85.850	5	4.293
Sulfato de zinc (x 1 Kg)	73.100	5	3.655
Aire acondicionado central 4 TR	10.400.000	8	832.000
Autoclave de 75 L	14.000.000	8	1.120.000
Balanza (Precisión 0,01 g)	1.560.000	8	124.800
Blower 4 HP (x 2)	9.000.000	8	720.000
Blower 3 HP	5.600.000	8	448.000
Bombas centrífugas 1,5 HP	4.000.000	8	320.000
Bombas sumergibles 1 HP	1.500.000	8	120.000
Mecheros	150.000	20	30.000
Estantes (1 x 1,8 x 0,3 m)	600.000	8	48.000
Calculadora	40.000	8	3.200

Tabla 9.10 (continuación)

Detalle de los costos de operación fijos generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Depreciación	Valor inicial (\$)	Depreciación anual (%)	Total anual (\$)
Soporte filtros de aire 0,5 µm	500.000	8	40.000
Soporte filtros de bolsa	7.200.000	8	576.000
Chiller 5 ton intercambiador de titanio	20.000.000	8	1.600.000
Computador	1.000.000	8	80.000
Contador manual	400.000	8	32.000
Destilador	1.500.000	8	120.000
Estufa esterilizadora (40 L)	6.000.000	8	480.000
Filtros de arena	4.000.000	8	320.000
Filtros UV	2.100.000	8	168.000
Lámpara fluorescentes (2x48w)	2.052.000	8	164.160
Lámpara fluorescentes (2x96w)	9.768.000	8	781.440
Microscopio	1.500.000	8	120.000
Nevera para muestras y reactivos	1.200.000	8	96.000
Planta eléctrica de 30 KVA	30.000.000	8	2.400.000
Refractómetro	610.000	8	48.800
Termostatos	1.000.000	8	80.000
Infraestructura física	128.500.000	2	2.570.000
Asas	20.000	20	4.000
Baldes plásticos	180.000	20	36.000
Balones aforados 200, 500 mL y 1000 mL	300.000	20	60.000
Batas de laboratorio	120.000	20	24.000
Beakers 1000 mL	40.000	20	8.000
Bolsas cebolleras	7.257.600	20	1.451.520
Bolsas de anejo	12.096.000	20	2.419.200
Frascos de 3 L	73.269	20	14.654
Cajas de petri	400.000	20	80.000
Calibradores plásticos	20.000	20	4.000
Calzado impermeable (Botas)	400.000	20	80.000
Cámaras Neubauer	270.000	20	54.000
Canastas de malla para reproductores	180.000	20	36.000
Segueta	20.000	20	4.000
Cortador	10.000	20	2.000
Delantales de plástico	120.000	20	24.000
Erlenmeyers 4000 mL	1.000.000	20	200.000
Frascos de 100 mL	12.211	20	2.442
Garrafones de agua de 20 L	712.336	20	142.467
Gradillas plásticas	400.000	20	80.000
Frascos de 300 mL	36.634	20	7.327

Tabla 9.10 (continuación)

Detalle de los costos de operación fijos generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Depreciación	Valor inicial (\$)	Depreciación anual (%)	Total anual (\$)
Manguera de 1/2"	64.000	20	12.800
Manguera de 3/4"	100.000	20	20.000
Mangueras de 1/4"	56.000	20	11.200
Mangueras de 1/8"	87.500	20	17.500
Mecheros	150.000	20	30.000
Estantes (1 x 1,8 x 0,3 m)	600.000	8	48.000
Soportes tanques	180.000	8	14.400
Archivador	250.000	8	20.000
Escalerillas	90.000	8	7.200
Butacas	420.000	8	33.600
Pinzas	46.000	20	9.200
Pipetas 1, 2, 5, 10 y 20 mL	150.000	20	30.000
Pistola de silicona caliente	19.500	20	3.900
Pistola de silicona fría	10.000	20	2.000
Poncheras plásticas 50L	150.000	20	30.000
Taladro	80.000	20	16.000
Tamices 40, 80, 150, 200, 250, 300	600.000	20	120.000
Tanques cilíndricos semitransparentes de 300 L	18.000.000	10	1.800.000
Tanques cilíndricos transparentes de 500 L	2.466.087	10	246.609
Tanques cónicos 5000 L	10.500.000	10	1.050.000
Tanques rectangulares de 300 L	2.939.398	10	293.940
Termómetros de vidrio	90.000	20	18.000
Tijeras	20.000	20	4.000
Tubo PVC 1"	120.000	20	24.000
Tubo PVC 1/2"	90.000	20	18.000
Tubo PVC 3/4"	120.000	20	24.000
Tubos de ensayo	531.025	20	106.205
Boyas de flote 30 cm Ø	1.200.000	20	240.000
Boyas señalización 36 cm Ø	400.000	20	80.000
Cepillos	40.000	20	8.000
Guantes de cuero suave	35.000	20	7.000
Lastre para reinales (0,5 Kg)	37.800	10	3.780
Manila 1"	2.463.600	20	492.720
Manila 1/2"	364.800	20	72.960
Manila 6 mm	36.000	20	7.200
Muertos para anclaje 500 Kg	848.000	10	84.800

Tabla 9.10 (continuación)

Detalle de los costos de operación fijos generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Depreciación	Valor inicial (\$)	Depreciación anual (%)	Total anual (\$)
Calibradores plásticos	20.000	20	4.000
Cuchillos en acero inoxidable	15.000	20	3.000
Tijeras	20.000	20	4.000
Termómetro de máximos y mínimos	140.000	20	28.000
Total			23.218.754

Personal Fijo	Cantidad	Salario (\$ mes ⁻¹)	Meses	Total anual (\$)
Vigilantes laboratorio	2	500.000	12	12.000.000

Ingresos

De acuerdo a los datos presentados, los ingresos anuales proyectados para la producción de semilla de 10 mm son de 370 millones de pesos colombianos (Tabla 9.11). A la semilla de *A. nucleus* se le ha asignado un menor precio que a la de *N. nodosus*, considerando sus menores valores de tamaño, peso y rendimiento de los callos. Pese a esto, como la producción de *A. nucleus* es tres veces superior a la de *N. nodosus*, su aporte a los ingresos anuales es también mayor (61 %).

Punto de equilibrio

El punto de equilibrio corresponde a la producción mínima de semilla anual que se debe tener para no incurrir en pérdidas. Éste se calcula a partir de la realización de proyecciones de los ingresos, costos de operación fijos y variables. En la Figura 9.2 se ilustran las proyecciones de costos e ingresos anuales para cada una de las especies, el punto de equilibrio corresponde al volumen de producción donde ocurre la intersección entre las curvas del costo total con la del ingreso total. La producción mínima para no incurrir en pérdidas debe ser de 630.000 semillas de *A. nucleus* y de 200.000 semillas de *N. nodosus*, lo que representa un 17 % de la producción anual esperada.

Tabla 9.11

Ingresos generados durante el funcionamiento de un laboratorio de producción de semilla de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Producción de semilla	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>	Total
Producción de semilla de 10 mm (# año ⁻¹)	3.780.000	1.200.000	4.980.000
Precio semilla por unidad (\$)	60	120	-
Ingresos anuales (\$)	226.800.000	144.000.000	370.800.000
Contribución de cada especie a los ingresos (%)	61	39	100

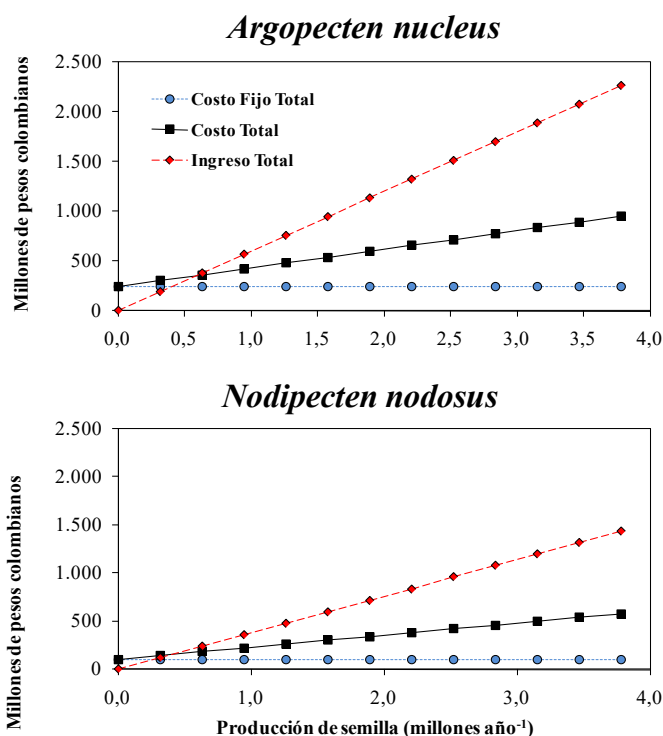


Figura 9.2
Argopecten nucleus y *Nodipecten nodosus*. Proyección de costos anuales y punto de equilibrio en un laboratorio de producción de semilla de pectínidos.

Evaluación financiera

Para evaluar financieramente el proyecto se organizaron los datos de inversiones, costos e ingresos en flujos de fondos proyectados, teniendo en cuenta el momento en que se causarían estas entradas y salidas de dinero. La evaluación financiera contempla dos escenarios, el primero es bajo situaciones de productividad y mercado deseadas (Tabla 9.12) y el segundo contempla una disminución de un 20 % de los ingresos lo que podría darse por factores naturales adversos que disminuyan la productividad o incrementos en la oferta internacional y disminución en los precios del mercado. En los dos escenarios se obtienen beneficios netos (ingresos menos egresos) positivos. Estos beneficios son medibles mediante el valor neto actual (VNA) estimado en 178,7 y 25,4 millones de pesos colombianos para los respectivos escenarios. En tanto que la tasa interna de retorno (TIR) estimada entre 45 y 27 % permite determinar que bajo las condiciones estudiadas, el proyecto es rentable, ya que los ingresos que se generarían por la venta de semilla, podrían cubrir los costos de inversión, así como los de operación y una tasa de descuento del 24 % anual.

Tabla 9.12

Evaluación financiera de la producción de semillas de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* en laboratorio (A) Bajo situaciones de productividad y mercado deseadas y (B) con una disminución de un 20 % de los ingresos.

A.						
ITEM	INICIO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5
1, (+) Ingresos	-	370.800.000	370.800.000	370.800.000	370.800.000	370.800.000
Venta <i>A. nucleus</i>		226.800.000	226.800.000	226.800.000	226.800.000	226.800.000
Venta <i>N. nodosus</i>		144.000.000	144.000.000	144.000.000	144.000.000	144.000.000
2, (-) Costos deducibles	-	153.502.532	153.502.532	153.502.532	153.502.532	153.502.532
Costo de operación		130.283.778	130.283.778	130.283.778	130.283.778	130.283.778
Depreciación		23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754
3, (=) Ingreso gravable	-	217.297.468	217.297.468	217.297.468	217.297.468	217.297.468
(-) Impuestos a la renta		76.054.114	76.054.114	76.054.114	76.054.114	76.054.114
(+) Depreciación		23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754
(-) Costo de inversión	341.327.749					24.278.308
(+) Valor de salvamento						225.313.981
4, (=) Flujo neto	-341.327.749	164.462.108	164.462.108	164.462.108	164.462.108	365.497.781

TIR 45% **VNA (\$)** 178.678.784 **VNA (US\$)** 89.339

B						
ITEM	INICIO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5
1, (+) Ingresos	-	296.640.000	296.640.000	296.640.000	296.640.000	296.640.000
Venta <i>A. nucleus</i>		226.800.000	226.800.000	226.800.000	226.800.000	226.800.000
Venta <i>N. nodosus</i>		144.000.000	144.000.000	144.000.000	144.000.000	144.000.000
2, (-) Costos deducibles	-	153.502.532	153.502.532	153.502.532	153.502.532	153.502.532
Costo de operación		130.283.778	130.283.778	130.283.778	130.283.778	130.283.778
Depreciación		23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754
3, (=) Ingreso gravable	-	143.137.468	143.137.468	143.137.468	143.137.468	143.137.468
(-) Impuestos a la renta		76.054.114	50.098.114	50.098.114	50.098.114	50.098.114
(+) Depreciación		23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754	23.218.754
(-) Costo de inversión	341.327.749	-				24.278.308
(+) Valor de salvamento		-				225.313.981
4, (=) Flujo neto	-341.327.749	90.302.108	116.258.108	116.258.108	116.258.108	317.293.781

TIR 27% **VNA (\$)** 24.408.016 **VNA (US\$)** 12.704

Cultivo de pectínidos en el mar

Datos técnicos del cultivo en el mar

En la tabla 9.13 se presenta la información técnica más relevante de las diferentes fases

Tabla 9.13

Datos técnicos del cultivo de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* en el mar.

Cultivo intermedio	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Duración del precultivo (meses)	4	4
Sistema de crecimiento	Linternas de 6 mm	Linternas de 6 mm
Profundidad (m)	5-15	5-15
Temperatura (°C)	26-30	26-30
Salinidad (ups)	32-37	32-37
Seston total (mg L ⁻¹)	1,2-8,0	1,2-8,0
Seston orgánico (%)	15-44	15-44
Densidad en linternas (% de cobertura del fondo de la red)	30	30
Frecuencia de desdobles (# mes ⁻¹)	1	1
Duración (meses)	4	4
Mortalidad (%)	15	20
Cultivo final	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Duración del cultivo final (días)	8	8
Sistema de crecimiento	Linterna 15 mm	Linterna 15-22 mm
Profundidad (m)	5-15	5-15
Temperatura (°C)	26-30	26-30
Salinidad (ups)	32-37	32-37
Seston total (mg L ⁻¹)	1,2-8,0	1,2-8,0
Seston orgánico (%)	15-44	15-44
Densidad en linternas (% de cobertura del fondo)	30	30
Frecuencia de desdobles (# año ⁻¹)	8	8
Duración (meses)	8	8
Mortalidad (%)	20	20
Supervivencia de adultos en relación a semilla (%)	68	64
Ciclos (# año ⁻¹)	6	4
Requerimientos generales	Cantidad	
Duración de cada ciclo de producción (meses)	12	
Long lines requeridas (#)	21	
Área de espejo de agua requerida (Ha)	7	
Linternas que se deben desdoblar diariamente (# día ⁻¹)	41	
Linternas que desdobra un operario (# día ⁻¹ operario ⁻¹)	11	
Operarios requeridos (#)	4	

Tabla 9.14
Cronograma de actividades de una estación de cultivo en el mar de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Especie	Ciclos	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct
<i>Nodipecten nodosus</i>	1	D	C	S	D	D	D	S		D	S	D	
	2	D	D	C	S	D	D	D	S		D	S	
	3					C	S	D	D	S		D	S
	4	S	D	D	D	C	S	D	D	D	S		D
<i>Argopecten nucleus</i>	1		D	D		D	C	S	D	D	D	S	D
	2		D	D	D	D	D	C	S	D	D	D	S
	3	S	D	D	D	D	D	D	C	S	D	D	
	4	D	S	D	D	D	D	D	D	C	S	D	
	5	D	D	S	D	D	D	D	D	D	C	S	D
	6	C	S	D	D	S	D	D	D	D	D	D	
Cultivo intermedio en linternas 1 de 6 mm													
Cultivo final en linternas 2 de 15 mm													
Cultivo final en linternas 3 de 22 mm													

S: Siembra

D: Desdoble

C: Cosecha

que involucra la producción de los pectínidos *A. nucleus* y *N. nodosus* en el mar: cultivo intermedio y final. Esta información fue obtenida por el INVEMAR en Bahía Neguanje (Urban, 1999; INVEMAR, 2003) y por la Universidad del Magdalena en Bahía Taganga, Santa Marta, Colombia (Velasco *et al.*, en prensa). Las dos especies muestran parámetros similares de supervivencia y tiempo requerido para alcanzar la talla comercial.

Descripción de la estación de cultivo en el mar

Teniendo en cuenta el esquema de producción de semilla de *A. nucleus* y *N. nodosus* descrito anteriormente en laboratorio y la duración de las fases de cultivo intermedio y final se estableció el cronograma de la estación de cultivo que se muestra en la tabla 9.14. Para mantener a los animales en el mar se emplearán redes tipo linterna de diez pisos y con un diámetro de 50 cm, suspendidas en líneas largas flotantes o long lines subsuperficiales, como se describe en el capítulo 7. La semilla de 10 mm será colocada en linternas tipo 1 que tienen un ojo de malla de 6 mm. Cuando *A. nucleus* alcance 30 mm de longitud y *N. nodosus* llegue a los 40 mm de longitud, se colocarán en linternas tipo 2 con ojos de malla de 15 mm. Finalmente, cuando *N. nodosus* alcance los 50 mm se colocarán en linternas tipo 3 con un ojo de malla de 22 mm. La cantidad de linternas requeridas para cada ciclo de producción se presenta en la tabla 9.15. De acuerdo con estos datos, se estimó un requerimiento mínimo total de 828 linternas de 6 mm, 2.358 linternas 2 de 15 mm y 1.956 linternas 3 de 22 mm.

Considerando que en cada línea larga flotante de 100 m cabe un total de 200 linternas

Tabla 9.15

Cantidad de linternas requeridas para el cultivo de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* en el mar.

Cultivo intermedio	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Semilla a cultivar (# ciclo ⁻¹)	630.000	300.000
Área de linternas (mm ² piso ⁻¹)	196.350	196.350
Densidad en linternas (% de cobertura del fondo)	40	40
Densidad de animales de 10 mm en linternas 1 (# linterna ⁻¹)	7.854	7.854
Número de linternas 1 de 6 mm para animales de 10 mm (# ciclo ⁻¹)	80	38
Densidad de animales de 20 mm en linternas 1 (# linterna ⁻¹)	1.964	1.964
Número de linternas 1 de 6 mm para animales de 20 mm (# ciclo ⁻¹)	273	122

Cultivo final	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>
Densidad de animales de 30 mm en <i>A. nucleus</i> y 40 mm en <i>N. nodosus</i> en linternas 2 de 15 mm (animales linterna ⁻¹)	1.091	614
Número de linternas 2 de 15 mm (linternas mes ⁻¹)	393	352
Densidad de animales de 50 mm en <i>N. nodosus</i> en linternas 3 de 22 mm (animales piso ⁻¹)	-	393

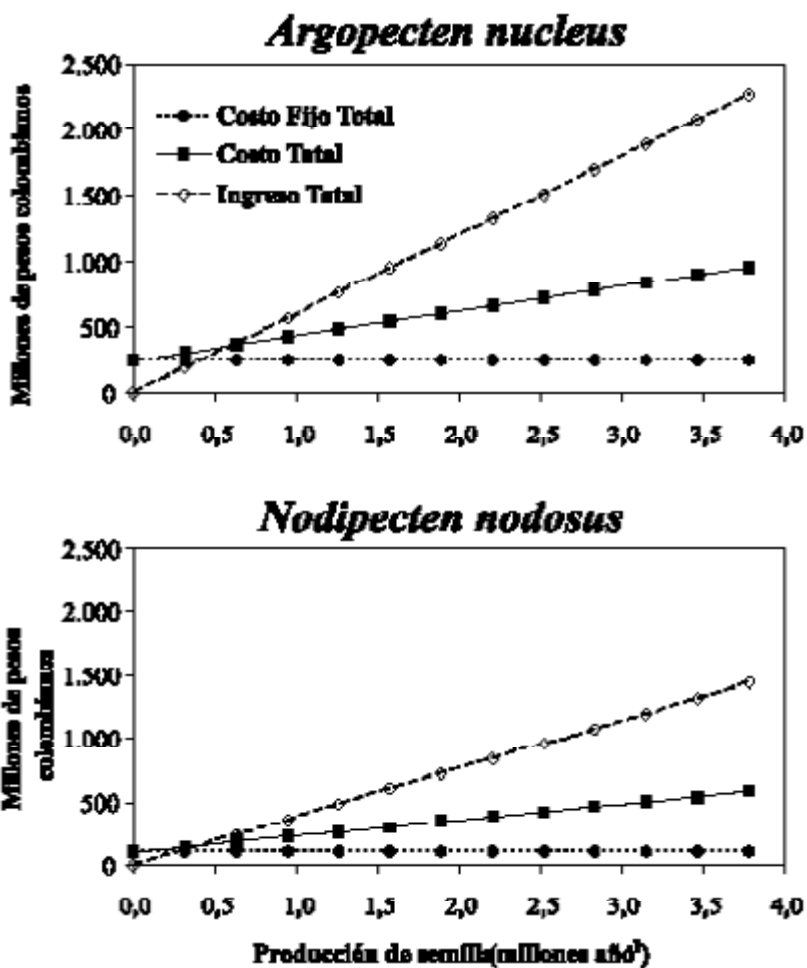


Figura 9.3 Distribución de long lines en una estación de cultivo de pectínidos en el mar.

Tabla 9.16

Inversiones globales requeridas para el montaje de una estación de cultivo en el mar de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Descripción	Costo (\$)	Costo (US\$)	Costo (%)
Concesión marítima (Estudios y trámites)	10.000.000	5.000	3
Equipos	83.400.000	41.700	24
Infraestructura (galpón de labores)	17.500.000	8.750	5
Materiales	241.587.441	120.794	71
Total	342.487.441	171.244	100

(Figura 9.3), se requiere un mínimo de 21 unidades para levantar y engordar los 5 millones de semillas de *A. nucleus* y *N. nodosus* producidas en laboratorio. Esto significa que la estación de cultivo en el mar debe tener un área de espejo de agua de al menos siete hectáreas como se ilustra en la figura 9.3. La producción anual de esta estación se estima en 16 toneladas de callos.

Inversiones y reinversiones

Tabla 9.17

Inversiones detalladas requeridas para el montaje de una estación de cultivo en el mar de *Argopecten nucleus* y *Nodidipeten nodosus*.

Equipos	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Bote con winche, pluma y roletes	1	35.000.000	35.000.000
Equipo de buceo autónomo	2	1.200.000	2.400.000
Motobombas	2	3.000.000	6.000.000
Plantas eléctricas	2	5.000.000	10.000.000
Tamizadora	1	30.000.000	30.000.000
		Total	83.400.000

Materiales	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (%)
Boyas de reflote 30 cm Ø	1.050	13.000	13.653.250
Boyas señalización 36 cm Ø	168	25.000	4.201.000
Boyas demarcatorias	4	100.000	400.000
Cepillos	20	2.000	40.000
Calibradores plásticos	2	10.000	20.000
Cuchillos en acero inoxidable	3	5.000	15.000
Disco Secchi	1	40.000	40.000
Guantes de cuero suave	10	3.500	35.000
Lastre para linternas 6 mm (1 Kg)	455	200	91.000
Lastre para linternas 15 mm (2 Kg)	1.297	400	518.760
Lastre para linternas 22 mm (3 Kg)	538	500	268.950
Linternas 1 de 6 mm	911	45.000	40.986.000
Linternas 2 de 15 mm	2.594	38.000	98.564.400
Linternas 3 de 22 mm	1.076	37.000	39.804.600
Luces para boyas demarcatorias	8	100.000	800.000
Manila 1" (m)	6.302	4.106	25.873.959
Manila 1/2" (m)	3.361	1.140	3.831.312
Manila 6 mm (m)	1.260	300	378.090
Mesas de 600L	6	500.000	3.000.000
Muertos para anclaje 500 Kg	84	106.000	8.906.120
Tijeras	2	10.000	20.000
Termómetro de máximos y mínimos	2	70.000	140.000
		Total	241.587.441

Teniendo en consideración las dimensiones de la estación de cultivo descrita en el apartado anterior, se calcularon las inversiones en infraestructura, equipos, materiales y obtención de la concesión marina, necesarios para su montaje (Tabla 9.16). La descripción detallada de las inversiones se hace en la tabla 9.17. Las mayores inversiones corresponden a los rubros de materiales (70 %) y equipos (25 %). A los cinco años del proyecto se debe realizar una reinversión en los sistemas de flotación y otros materiales que alcanza los 49,1 millones de pesos colombianos (Tabla 9.18).

Tabla 9.18

Reinversiones requeridas para el funcionamiento de una estación de cultivo de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Reinversión a los cinco años	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo total (\$)
Boyas de flote 30 cm Ø	1.050	13.000	13.653.250
Boyas Señalización 36 cm Ø	168	25000	4.201.000
Calibradores plásticos	2	10.000	20.000
Cepillos	20	2.000	40.000
Cuchillos en acero inoxidable	3	5.000	15.000
Disco Secchi	1	40000	40.000
Guantes de cuero suave	10	3.500	35.000
Luces para boyas de señalización	8	100.000	800000
Manila 1" (m)	6.302	4.106	25.873.959
Manila 1/2" (m)	3.361	1.140	3.831.312
Manila 6 mm (m)	1.260	300	378.090
Termómetro de máximos y mínimos	2	70.000	140.000
Tijeras	2	10.000	20.000
Total			49.047.611

Tabla 9.19

Costos de operación requeridos para el funcionamiento de una estación de cultivo de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Costos variables	Costo (\$)	Costo (US\$)	Costo (%)
Combustibles y lubricantes	1.440.000	720	0,6
Personal variable	43.200.000	21.600	16,9
Semilla	108.000.000	54.000	42,1
Transporte y procesamiento	55.859.760	27.930	21,8
Total Costos Variables	208.499.760	104.250	81,4
Costos Fijos	Costo (\$)	Costo (US\$)	Costo (%)
Personal fijo	6.000.000	3.000	2,3
Depreciación	41.841.474	20.921	16,3
Total Costos Fijos	47.841.474	23.921	18,6

Tabla 9.20

Detalle de los costos de operación variables generados durante el funcionamiento de una estación de cultivo de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Combustibles y lubricantes	Cantidad	Costo unitario (\$)	Meses	Total anual (\$)
Combustible (x galón)	120	5.000	12	7.200.000
Lubricantes (x galón)	3	40.000	12	1.440.000
			Total	1.440.000

Personal variable	Cantidad	Salario (\$ mes ⁻¹)	Meses	Total anual (\$)
Auxiliares de cultivo	4	600.000	12	28.800.000
Director de cultivo	1	1.200.000	12	14.400.000
			Total	43.200.000

Semilla	Producción (# año ⁻¹)	Costo unitario (\$)	Total anual (\$)
<i>Argopecten nucleus</i>	1.200.000	60	72.000.000
<i>Nodipecten nodosus</i>	300.000	120	36.000.000
		Total	108.000.000

Servicios	Cantidad (Kg)	Costo unitario (\$)	Total anual (\$)
Transporte de semilla, materiales y cosecha	16.927	1.800	30.468.960
Procesamiento cosecha	16.927	1.500	25.390.800
		Total	55.859.760

Costos de operación

El funcionamiento de la estación de cultivo implica la generación de unos costos de operación variables y fijos (Tabla 9.19). Dentro de los costos variables están el personal de producción, material fungible, semilla, servicios de transporte y procesamiento (Tabla 9.20). Los costos fijos corresponden a la depreciación de los componentes mencionados en la inversión así como los costos del personal de vigilancia (Tabla 9.21). Los mayores costos de operación de la estación de cultivo corresponden a la semilla (38 %), transporte y procesamiento (30 %) y personal (17 %). Los costos fijos representan un 18,6 % (\$47,84 millones de pesos colombianos) de los costos de operación, mientras que los variables corresponden a un 81,4% (\$208,50 millones de pesos colombianos).

Ingresos

Para ingresar con éxito en el mercado nacional los precios de venta de los callos de *A. nucleus* y *N. nodosus* deben ser menores a los de los pectínidos importados de acuerdo

Tabla 9.21

Costos de operación fijos generados durante el funcionamiento de la estación de cultivo

Personal Fijo	Cantidad	Salario (\$ mes ⁻¹)	Meses	Total anual
Vigilante	1	500.000	12	6.000.000
			Total	6.000.000

Depreciación	Valor inicial (\$)	Depreciación anual (%)	Total anual (\$)
Bote con winche, pluma y roletes	35.000.000	8	2.800.000
Boyas de reflote 30 cm Ø	13.653.250	20	3.108.300
Boyas señalización 36 cm	4.201.000	20	956.400
Boyas demarcatorias	400.000	10	40.000
Calibradores plásticos	20.000	20	4.000
Cepillos	40.000	20	8.000
Cuchillos en acero inoxidable	15.000	20	3.000
Equipo de buceo autónomo	2.400.000	8	192.000
Galpón de labores	17.500.000	2	350.000
Guantes de cuero suave	35.000	20	7.000
Lastré para linternas 15 mm (2 Kg)	518.760	10	53.460
Lastré para linternas 21 mm (3 Kg)	268.950	10	29.590
Lastré para linternas 6 mm (1 Kg)	91.000	10	9.640
Linternas 2 de 15 mm	98.564.400	10	10.157.400
Linternas 3 de 21 mm	39.804.600	10	4.379.320
Linternas 1 de 6 mm	40.986.000	20	7.708.800
Luces para boyas demarcatorias	800.000	20	160.000
Manila 1" (m)	25.873.959	20	5.890.468
Manila 1/2" (m)	3.831.312	20	872.237
Manila 6 mm (m)	378.090	20	86.076
Tanques tipo mesa de 600L	3.000.000	10	300.000
Motobombas	6.000.000	8	480.000
Muertos para anclaje 500 Kg	8.906.120	10	1.013.784
Plantas eléctricas	10.000.000	8	800.000
Tamizadora	30.000.000	8	2.400.000
Termómetro de máximos y mínimos	140.000	20	28.000
Tijeras	20.000	20	4.000

con el rendimiento de los callos. Teniendo en cuenta estos aspectos, se le ha asignado un menor precio a los callos de *A. nucleus* que a los de *N. nodosus* (Tabla 9.22), lo que provoca menores ingresos derivados de la producción de callos de *A. nucleus* (41 % de los ingresos totales).

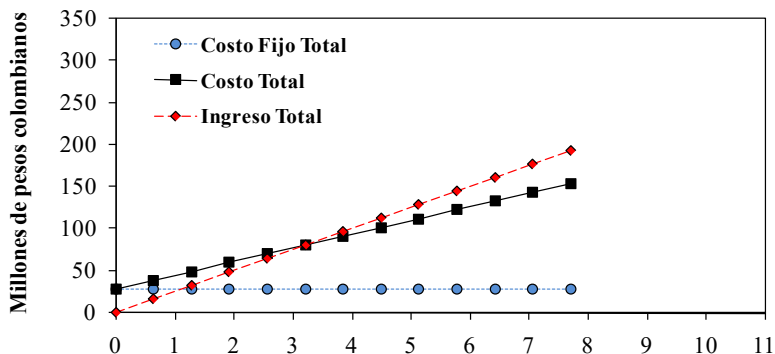
Punto de equilibrio

Tabla 9.22

Ingresos generados por la producción de callos de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus*.

Producción de adultos	<i>A. nucleus</i>	<i>N. nodosus</i>	Total
Ciclos de producción	6	4	10
Total pectínidos producidos (# año ⁻¹)	2.570.400	768.000	3.338.400
Producción de callos (Kg año ⁻¹)	7.711	9.216	16.927
Peso promedio de callos importados (\$ Kg ⁻¹)	20.000-60.000	20.000-60.000	-
Precio promedio de venta de callos (\$ Kg ⁻¹)	25.000	30.000	-
Precio de venta unitario (\$ animal ⁻¹)	75	360	-
Ingresos anuales (\$ año ⁻¹)	192.780.000	276.480.000	469.260.000
Proporción de aporte de cada especie a los ingresos (%)	0,41	0,59	1,00

Argopecten nucleus



Nodipecten nodosus

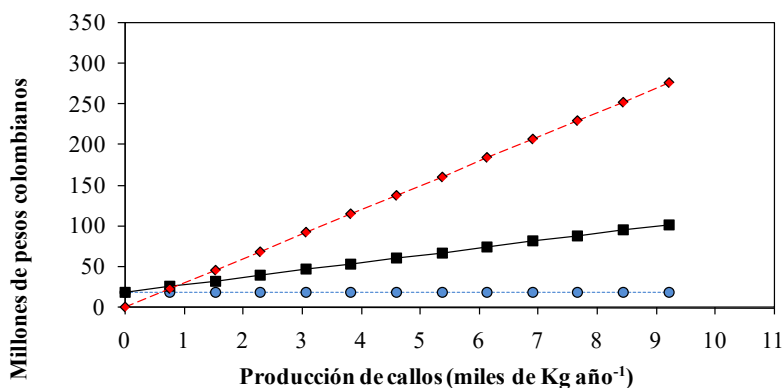


Figura 9.4

Argopecten nucleus y *Nodipecten nodosus*. Proyección de costos anuales y punto de equilibrio en una estación de cultivo de pectínidos en el mar.

En la figura 9.4 se ilustran las proyecciones de costos y beneficios anuales para cada una de las especies, el punto de equilibrio corresponde a 4.498 Kg de *A. nucleus* y 1.536 Kg de *N. nodosus*. Este representa un 17 % de la producción anual que se espera tener.

Evaluación financiera

La evaluación financiera del cultivo de pectínidos en el mar contempla dos escenarios, el primero es bajo situaciones de productividad y mercado deseadas (Tabla 9.23A) y en el otro se contempla una disminución de un 20 % de los ingresos lo cual podría darse por factores naturales adversos que disminuyan la productividad o incrementos en la oferta internacional y disminución en los precios del mercado (Tabla 9.23B). En los dos escenarios se tienen beneficios netos positivos. Teniendo en cuenta que las posibilidades de funcionamiento enfrentan costos financieros cercanos al 24 % anual, esta tasa de descuento se encuentra 23 puntos porcentuales de la TIR proyectada (47% anual), lo que significa que el rendimiento del dinero invertido en el cultivo es superior al exigido por la tasa de descuento. Por ello, al evaluar el proyecto durante cinco años de operaciones, se estima un VNA de 181 millones de pesos. Lo anterior indica que los ingresos que generaría el proyecto serían suficientes para cubrir las inversiones, el costo de operación y la tasa de descuento, quedando un excedente por el valor antes mencionado.

Tabla 9.23

Evaluación financiera del cultivo y producción de callos de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* (A) bajo situaciones de productividad y mercado deseadas y (B) frente a una disminución de un 20% de los ingresos esperados.

A.						
ITEM	INICIO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5
1, (+) Ingresos	-	469.260.000	69.260.000	69.260.000	469.260.000	469.260.000
Venta <i>A. nucleus</i>		192.780.000	192.780.000	192.780.000	192.780.000	192.780.000
Venta <i>N. nodosus</i>		276.480.000	276.480.000	276.480.000	276.480.000	276.480.000
2, (-) Costos deducibles	-	256.341.234	256.341.234	256.341.234	256.341.234	256.341.234
Costo de operación		214.499.760	214.499.760	214.499.760	214.499.760	214.499.760
Depreciación		41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474
3, (=) Ingreso gravable	-	212.918.766	212.918.766	212.918.766	212.918.766	212.918.766
(-) Impuestos a la renta		74.521.568	74.521.568	74.521.568	74.521.568	74.521.568
(+) Depreciación		41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474
(-) Costo de inversión	342.487.441					49.047.611
(+) Valor de salvamento						133.280.069
4, (=) Flujo neto	-342.487.441	180.238.672	180.238.672	180.238.672	180.238.672	264.471.130
TIR	47%	VNA (\$)	181.069.344	VNA (US\$)	90.535	

Tabla 9.23 (continuación)

Evaluación financiera del cultivo y producción de callos de *Argopecten nucleus* y *Nodipecten nodosus* (A) bajo situaciones de productividad y mercado deseadas y (B) frente a una disminución de un 20% de los ingresos esperados.

B.						
ITEM	INICIO	AÑO 1	AÑO 2	AÑO 3	AÑO 4	AÑO 5
1, (+) Ingresos	-	375.408.000	375.408.000	375.408.000	375.408.000	375.408.000
Venta <i>A. nucleus</i>		92.780.000	92.780.000	92.780.000	92.780.000	92.780.000
Venta <i>N. nodosus</i>		76.480.000	276.480.000	276.480.000	276.480.000	276.480.000
2, (-) Costos deducibles	-	256.341.234	256.341.234	256.341.234	256.341.234	256.341.234
Costo de operación		214.499.760	214.499.760	214.499.760	214.499.760	214.499.760
Depreciación		41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474
3, (=) Ingreso gravable	-	119.066.766	119.066.766	119.066.766	119.066.766	119.066.766
(-) Impuestos a la renta		41.673.368	41.673.368	41.673.368	41.673.368	41.673.368
(+) Depreciación		41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474	41.841.474
(-) Costo de inversión	342.487.441	-				49.047.611
(+) Valor de salvamento						133.280.069
4, (=) Flujo neto	-342.487.441	119.234.872	119.234.872	119.234.872	119.234.872	203.467.330
TIR	26%	VNA (\$)	13.590.462	VNA (US\$)	6.795	

Conclusiones

Aunque actualmente existe un importante nivel de conocimiento sobre la biología y las técnicas de cultivo de algunos de los pectínidos nativos de Colombia, su producción no ha pasado del nivel experimental. Los análisis financieros sugieren que el cultivo de pectínidos en Colombia a nivel comercial puede constituirse en una opción de desarrollo sostenible para las comunidades y de creación de nuevas empresas e incluso de una nueva cadena productiva. Esta cadena productiva puede ser una fuente importante de trabajo en diferentes niveles de calificación y en actividades tan diversas como: suministro de insumos; mantenimiento de estaciones de cultivo y laboratorios; elaboración y reparación de sistemas de cultivo; transporte, almacenamiento, comercialización y transformación del producto; investigación para la optimización de los procesos y productos, entre otros. Para que esto sea una realidad se requiere del apoyo decidido por parte del estado colombiano, de la participación del sector empresarial y de las comunidades de pescadores, de un apropiado manejo sanitario de los productos y de una agresiva publicidad que incentive el consumo nacional de productos marinos.

Agradecimientos

Los autores agradecen la participación directa o indirecta en la elaboración de éste manuscrito a: Socorro Sánchez, Carlos Trujillo, Joel Barraza, Gustavo Villavicencio y René Divin. Muy especialmente agradecemos a Luz Helena Díaz (MSc) la evaluación

realizada a este capítulo.

Bibliografía

- INVEMAR. 2003. Validación y desarrollo de un cultivo piloto de bivalvos en la región de Santa Marta, Caribe colombiano. Informe final: técnico y financiero. INVEMAR, Santa Marta, Colombia. 24p.
- Urban, H.J. 1999. Diagnóstico y evaluación de la factibilidad biológica, técnica y económica del cultivo experimental de bivalvos de interés comercial en el Caribe colombiano. Informe técnico final, INVEMAR, Santa Marta. 212p + anexos.
- Velasco, L.A. 2006. Effect of microalgal concentration and water temperature on the physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. J. Shellfish Res. 25(3):823-831.
- Velasco, L.A. 2007. Energetic physiology of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* fed with different microalgal diets. Aquaculture 270: 299-212.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2007. Potential of broodstock conditioning of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture 272: 763-773.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008a. Experimental larval culture of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture Res. 39: 603-618.
- Velasco, L.A. & J. Barros. 2008b. Survival and growth of hatchery-produced postlarvae and spat of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture Res. 10.1111/j.1365-2109.2008.02103.x.
- Velasco, L.A., J. Barros & E. Acosta. 2007. Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. Aquaculture 266: 153-165.
- Velasco, L.A. , J. Barros & A. Guerrero. Effect of the density on the growth and survival of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus* in suspended culture. Aquaculture Res. (en prensa).

