













MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS DE MANEJO PARA EL CULTIVO DE MOLUSCOS BIVALVOS

Autores:

Jorge Cáceres Martínez y Rebeca Vásquez Yeomans



2014

MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS DE MANEJO PARA EL CULTIVO DE MOLUSCOS BIVALVOS

ORGANISMO INTERNACIONAL REGIONAL DE SANIDAD AGROPECUARIA
OIRSA

ORGANIZACIÓN DEL SECTOR PESQUERO Y ACUÍCOLA DEL ISTMO CENTROAMERICANO
OSPESCA
Miembro del Sistema de la Integración Centroamericana (SICA)

Autores:
Jorge Cáceres Martínez
Rebeca Vásquez Yeomans

Comité Editorial:
Olivia Tapia Vázquez
Vielka Morales
Reinaldo Morales R.
Marcos Godoy
Guilherme Sabino Rupp
Alexandra Peralta
Marco Vinicio Soto
Iris Pérez
Eva Bravo
Oscar García Suárez

Esta publicación ha sido posible gracias al apoyo del Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) y el Programa Regional de Apoyo a la Ejecución de la Política de la Pesca y la Acuicultura (PRAEPPESCA), que financia la República de China (Taiwán).

Todos los derechos reservados. Se autoriza la reproducción y difusión de material contenido en este manual para fines educativos u otros fines no comerciales sin previa autorización escrita de los titulares de los derechos de autor. Se prohíbe la reproducción de material contenido en este manual para reventa u otros fines comerciales sin previa autorización escrita de los titulares de los derechos de autor. Las peticiones para obtener tal autorización deberán dirigirse al Coordinador Regional de Salud Animal del OIRSA (oirsa@oirsa.org) y al Coordinador de la Unidad Regional de Pesca y Acuicultura de la Secretaría General del SICA (info.ospesca@sica.int).

Derechos reservados:
© OIRSA – OSPESCA 2014

Primera edición en español -2014
Versión digital en PDF
ISBN: 978-9962-8500-6-9

Esta obra debe citarse de la siguiente manera:
Cáceres Martínez, J., R. Vásquez Yeomans. 2014. Manual de buenas prácticas para el cultivo de moluscos bivalvos. OIRSA-OSPESCA pp. 117

Afiliación de los autores:
Jorge Cáceres Martínez, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE), Carretera Ensenada-Tijuana 3918, Zona Playitas, C.P. 22860, Ensenada, B. C., México.
Rebeca Vásquez Yeomans, Instituto de Sanidad Acuícola, A.C., Calle 15 #265 entre Obregón y Moctezuma, Zona Centro, C.P. 22800, Ensenada, B. C., México.

Afiliación del Comité Editorial

• Olivia Tapia Vázquez	Comité de Sanidad Acuícola e Inocuidad de Baja California, A. C., México.
• Vielka Morales	Coordinadora del Programa Regional de Sanidad Acuícola de la Coordinación Regional de Salud Animal/OIRSA, Panamá.
• Reinaldo Morales R.	Experto Principal de OSPESCA, Sede Regional El Salvador.
• Marcos Godoy	Centro de Investigaciones Biológicas Aplicadas, Puerto Montt, X Región, Chile.
• Guilherme Sabino Rupp	Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina. Centro de Desenvolvimento em Aquicultura e Pesca CEDAP, Florianópolis, Brasil.
• Alexandra Peralta	Granja Ostrícola Punta Cuchillo, Provincia de Punta Arenas, Costa Rica.
• Marco Vinicio Soto Arroyo	Asistente Técnico del Programa Nacional de Sanidad Acuícola. Servicio Nacional de Salud Animal, San José, Costa Rica.
• Iris Pérez	Estación Acuícola de Puerto El Triunfo, Dirección General para el Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura (CENDEPESCA) del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG) de El Salvador.
• Eva Bravo	Coordinación Regional Inocuidad de Alimentos/OIRSA, Panamá.
• Oscar García Suárez	Coordinador Regional Inocuidad de Alimentos/OIRSA, Sede Regional El Salvador.

PRESENTACIÓN

De acuerdo con las estadísticas de la FAO en 2012, para el año 2010 los moluscos representaron el 23.6% de la producción mundial de productos acuícolas, equivalentes a 14.2 millones de toneladas. En las Américas su contribución a la producción se estimó en el 20.4% (525,591 toneladas).

En la región de los países integrantes de OIRSA (Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá y República Dominicana), el cultivo de moluscos está concentrado principalmente en México con una producción que alcanza las 43,000 toneladas (CONAPESCA, 2012). La reproducción de la ostra del pacífico o japonesa (*C. gigas*) y conchas (Anadara tuberculosa) y la ejecución de proyectos piloto en El Salvador, así como cuatro proyectos de cultivo de ostras japonesas en Costa Rica, liderados por mujeres emprendedoras.

Los avances obtenidos a la fecha se deben al desarrollo de tecnologías apropiadas para la reproducción y cultivo de las especies referidas, a la gran demanda de consumo y al fomento para su cultivo por parte de varios gobiernos de la región, a través de programas nacionales y la cooperación internacional.

Al igual que ocurre con otros organismos acuáticos, el cultivo de moluscos está expuesto a riesgos sanitarios por la presencia de patógenos; por ello se requiere tomar medidas del caso para proteger tanto la producción como las inversiones realizadas.

OIRSA, a través de la Coordinación Regional de Salud Animal, ejecuta el Programa Regional de Sanidad Acuícola con el propósito de salvaguardar la salud de los recursos utilizados en la acuicultura, entre los cuales se encuentran los moluscos.

En dicho sentido, con la colaboración de empresas privadas, el sector académico y el estatal, el sub grupo de moluscos del Grupo *Ad hoc* de Sanidad e Inocuidad Acuícola integrado por especialistas en moluscos de diferentes países de Latinoamérica (Brasil, Costa Rica, Chile, El Salvador y México), de OSPESCA y de OIRSA, han elaborado el "Manual de Buenas Prácticas de Manejo para el Cultivo de Moluscos".

Expresamos nuestra convicción que el presente manual se constituirá en un instrumento efectivo y eficiente para el exitoso desarrollo de los cultivos de moluscos de forma responsable, sostenible y amigable con el ambiente y en beneficio de la población de nuestros países.

EDWIN M. ARAGÓN ROJAS
Director Ejecutivo A. I.
OIRSA

MARIO GONZÁLEZ RECINOS
Coordinador Regional
Unidad SICA/OSPESCA

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen por su especial apoyo al Grupo *Ad hoc* de Sanidad e Inocuidad Acuícola orientado por las Coordinaciones Regionales de Salud Animal e Inocuidad de Alimentos del OIRSA quienes hicieron posible la elaboración de este manual.

A los miembros del Comité Editorial, por su invaluable colaboración con la estructuración técnica y revisión del presente manual.

De igual manera agradecen el apoyo del Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) y a su Coordinación Regional de Salud Animal e Inocuidad de Alimentos, a la Organización del Sector Pesquero y Acuícola del Istmo Centroamericano (OSPESCA), al Instituto de Sanidad Acuícola, A.C. (ISA) y al Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE).

PRÓLOGO

El “Manual de Buenas Prácticas de Manejo para el Cultivo de Moluscos Bivalvos”, tiene como finalidad brindar una herramienta de aplicación voluntaria para prevenir, mitigar y compensar los impactos que pueda causar el cultivo de moluscos en el ambiente, de tal manera que las operaciones se desarrollen de una manera responsable y sostenible en sus componentes social, económico, técnico y ambiental.

El texto presenta al lector la integración de los elementos necesarios para el cultivo de los moluscos bivalvos, incluidos los principios ambientales y biológicos a considerar, una amplia referencia a las enfermedades que podrían presentarse, los métodos y técnicas de cultivo más apropiadas y su interrelación con las buenas prácticas operativas y de comercialización.

Se propicia que el uso de este manual sea para los productores y técnicos dedicados a los cultivos de moluscos bivalvos un elemento de permanente consulta, el cual les brindará el sustento tecnológico y sanitario necesario para lograr obtener productos inocuos y de calidad que contribuyan a la seguridad alimentaria, la generación de empleos e ingresos y a la oferta de productos de alto interés en los mercados nacionales e internacionales.

De manera complementaria, se presentan los temas necesarios para formular directrices nacionales y regionales que fomenten el desarrollo de cultivos de moluscos de forma responsable y sostenible.

Contenido

Afiliación del comité editorial i
Presentación ii
Agradecimientos iii
Prólogo iv

1. Introducción 1

2. Principios ambientales y biológicos a considerar para la aplicación de buenas prácticas en el cultivo de moluscos bivalvos 8

2.1. El medio acuático 9
2.1.1. Mareas 10
2.1.2. Surgencias 16
2.1.3. Termoclina 18
2.2. Los moluscos bivalvos 19
2.3. La sucesión ecológica 23
2.4. Epibiosis en el cultivo de moluscos bivalvos 26
2.5. Transfaunación 30

3. Enfermedades de moluscos bivalvos 33

3.1. Enfermedades listadas por la OIE 34
3.1.1. Bonamiosis causada por *Bonamia ostreae* y por *Bonamia exitiosa* 34
3.1.2. Marteiliosis causada por *Marteilia refringens* 34
3.1.3. Perkinsosis causada por *Perkinsus marinus* y *Perkinsus olseni* 35
3.1.4. Micrositosis causada por *Mikrocytos mackini* 36
3.1.5. Herpesvirus de los ostreidos microvariante 1HVOS-1 36
3.2. Enfermedades de importancia nacional y regional 37
3.3. Diagnóstico de las enfermedades de moluscos bivalvos 39

4 Cultivo de moluscos bivalvos 42

4.1. Antecedentes históricos 42
4.2. Selección de especie 43
4.2.1. Especies nativas 44
4.2.2. Especies exóticas 44
4.3. Selección de sitio 46
4.4. Selección del sistema de cultivo 47
4.4.1. Obtención de semilla del medio natural 48
4.4.2. Obtención de semilla en laboratorio 50
4.5. Resumen de puntos y criterios para el cultivo de moluscos bivalvos 53

5. Operación del cultivo de ostra y buenas prácticas 57

5.1. Larvas de laboratorio 57
5.2. Semilla de laboratorio 63
5.3. Semilla del medio natural 67
5.4. Engorda 69
5.5. Cosecha 73
5.6. Transporte 77
5.7. Mercado y Trazabilidad 77

6. Normas oficiales y regulaciones sanitarias 82

7. Muestreo sanitario para moluscos bivalvos 87

7.1. Muestreo sanitario integral 88
7.1.1. Puntos de muestreo 88
7.1.2. Parámetros ambientales 88
7.1.3. Parámetros fisicoquímicos 88
7.1.4. Parámetros biológicos 89
7.1.5. Estado sanitario de la producción 89
7.1.6. Epibiosis 90
7.1.7. Manejo del cultivo 90
7.1.8. Condiciones externas al cultivo 90
7.1.9. Etiquetado de muestras 90
7.2. Muestreo de contingencia sanitaria 90

8. Inocuidad y Seguridad Alimentaria 93

8.1. Clasificación de zonas de cultivo 98
8.2. Depuración 102
8.2.1. Principios generales de la depuración 103
8.2.2. Métodos de esterilización en la depuración 106
8.2.3. Límites de la depuración 108
8.2.4. Biotoxinas y contaminantes químicos 105

9. Capacitación y verificación sanitaria 111

BIBLIOGRAFÍA 113

ANEXOS 123

Anexo 1. Requisitos para envío y recepción de muestras de moluscos bivalvos 123
Anexo 2. Hoja de registro para el análisis de epibiontes en moluscos bivalvos 125
Anexo 3. Preparación de soluciones fijadoras 126
Anexo 4. Protocolo de deshidratación del tejido de moluscos bivalvos 127
Anexo 5. Procesamiento de desparafinación y tinción de laminillas histólogicas 128
Anexo 6. Hoja de registro de análisis patológico en moluscos bivalvos 129

Glosario 130

Abreviaturas 141

Contenido de Figuras y Tablas

Figura 1 3
Figura 2 4
Figura 3 11
Figura 4 12
Figura 5 13
Figura 6 14
Figura 7 14
Figura 8 15
Figura 9 16
Figura 10 17
Figura 11 18
Figura 12 19
Figura 13 21
Figura 14 22
Figura 15 25
Figura 16 27
Figura 17 28
Figura 18 28
Figura 19 30
Figura 20 31
Figura 21 37
Figura 22 38
Figura 23 38
Figura 24 40
Figura 25 43
Figura 26 47
Figura 27 48
Figura 28 49
Figura 29 50
Figura 30 51
Figura 31 55
Figura 32 57
Figura 33 58
Figura 34 59
Figura 35 60
Figura 36 62
Figura 37 63
Figura 38 64
Figura 39 65
Figura 40 66
Figura 41 68
Figura 42 69

Figura 43 70
Figura 44 71
Figura 45 71
Figura 46 74
Figura 47 75
Figura 48 76
Figura 49 76
Figura 50 78
Figura 51 78
Figura 52 79
Figura 53 79
Figura 54 80
Figura 55 80
Figura 56 87
Figura 57 88
Figura 58 102
Figura 59 112
Figura 60 112

Tabla 1 5
Tabla 2 61
Tabla 3 83
Tabla 4 89
Tabla 5 93
Tabla 6 95
Tabla 7 96
Tabla 8 97
Tabla 9 98
Tabla 10 99
Tabla 11 100
Tabla 12 101
Tabla 13 103
Tabla 14 104
Tabla 15 107
Tabla 16 109



1.

Introducción

1. Introducción

De acuerdo con las estadísticas de la FAO (2012a), en 2010 los moluscos representaron el 23.6% de la producción pesquera mundial. La producción de moluscos bivalvos por pesca y acuicultura se ha incrementado en los últimos 50 años de casi 1 millón de toneladas en 1950 a cerca de 13.1 millones de toneladas en 2010. Los principales componentes de la producción de moluscos en 2010 fueron las almejas, las ostras, los mejillones y los pectínidos. Entre los principales productores de moluscos por acuicultura se encuentran China, Japón, Estados Unidos de América, la República de Corea, Tailandia, Francia, España, Chile y México. El cultivo de moluscos bivalvos en América Latina y el Caribe alcanzó unas 128,410 toneladas con un valor estimado en 432 millones de dólares (Lovatelli *et al*., 2008). En esta región Chile es el principal productor, seguido por Brasil, Perú y México, entre las principales especies cultivadas a nivel comercial encontramos al chorito *Mytilus chilensis*, la cholga *Aulacomya ater*, el choro *Choromytilus chorus*, al mejillón del mediterráneo *Mytilus galloprovincialis*, mejillón *Perna perna*, la escalopa *Argopecten purpuratus*, las almejas mano de león *Nodipecten subnodosus* y *Nodipecten nodosus*, la ostra chilena *Ostrea chilensis*, la ostra japonesa *Crassostrea gigas*, la ostra americana *Crassostrea virginica* y la ostra de placer *Crassostrea corteziensis*; además, existen otras especies de importancia económica regional, como las almejas chiludas *Panopea generosa* y *Panopea globosa*, que se cultivan a baja escala o a nivel experimental (Cáceres-Martínez, 1997; Rupp *et al*., 2008; Uriarte, 2008).

En México, Centro América y el Caribe la producción por cultivo y captura de moluscos bivalvos está representada por México con una producción de ostras del género *Crassostrea* que alcanza unas 40,000 toneladas y Cuba con una producción de ostra de mangle *Crassostrea rhizophorae* superior a las 1,000 toneladas (Buesa, 1997; FAO, 2012b; CONAPESCA, 2009). La producción ostrícola Mexicana se basa en tres especies, la ostra americana *C. virginica* que se captura y cultiva a nivel extensivo en el Golfo de México y que representa el 80% de la producción, la ostra japonesa *C. gigas* y la ostra de placer *C. corteziensis*, especies que se cultivan en la región Noroeste del País incluyendo el Océano Pacífico y Mar de Cortez. Mientras que el cultivo de la ostra japonesa, introducida al País a inicios de los años 70´s, depende de la producción de semilla en laboratorio y en su cultivo se utilizan tecnologías modernas, el cultivo de la ostra de placer es a un nivel más artesanal y se depende de la captación de semilla del medio natural y en algunos casos de producción en laboratorio (Islas-Olivares *et al*., 1978; Cáceres-Martínez *et al*., 2010). Adicionalmente hay una baja producción de la ostra kumamoto *Crassostrea sikamea*, introducida a México como una variedad de *C. gigas*, de la ostra de mangle *Saccostrea palmula* y de la ostra de piedra *Ostrea iridiscens* (Fig. 1). Casi la totalidad de la producción ostrícola Mexicana se destina al mercado Nacional; sin embargo,

una pequeña parte de la producción de la ostra japonesa se exporta a Estados Unidos y Japón.

Además del cultivo de ostreidos, en México encontramos una producción anual estable de unas 18 toneladas del mejillón del mediterráneo, *M. galloprovincialis* cultivado en Baja California mediante el sistema de Long-line para consumo regional y de exportación a baja escala (Cáceres-Martínez, 1997). También podemos encontrar cultivos experimentales, semi-comerciales y comerciales con diferentes grados de éxito de la almeja catarina *Argopecten ventricosus*, almeja mano de león *N. subnodosus*, almeja manila *Tapes philippinarum*, el callo de hacha *Atrina maura*, las almejas chiludas *P. generosa* y *P. globosa*; así como de ostras perleras conocidas como madre perla *Pinctada mazatlanica* y concha nácar *Pteria sterna* en el Mar de Cortez y el Pacífico de la Península de Baja California (Cáceres-Martínez y Chávez-Villalba, 1997; Maeda-Martínez, 2008). En Centro América, existen pesquerías regionales de diversos moluscos bivalvos, entre los más importantes están la del curil *Anadara tuberculosa*, la del casco de burro *Anadara grandis* y curililla *Anadara similis* (Figs. 1 y 2, Tabla 1). La presión de extracción sobre los bancos naturales debido a la demanda para consumo, ha impulsado el desarrollo de medidas regulatorias de la pesquería, estudios sobre la biología y el comportamiento reproductivo de especies de importancia comercial, incluyendo evaluaciones biométricas y gonadales, así como el fomento del cultivo por diversos gobiernos de la región a través de programas nacionales y la cooperación internacional.

En El Salvador, El Ministerio de Agricultura y Ganadería con el apoyo de la Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA) desde el 2001 impulsa el proyecto para el "Desarrollo de la Acuicultura de Moluscos", en el cual se ha logrado la reproducción de la ostra del pacífico *C. gigas* y el curil, *A. tuberculosa* aunado a la ejecución de proyectos pilotos; mientras que en Costa Rica se han establecido cuatro proyectos de cultivo de ostra japonesa, cuya semilla proviene del Laboratorio de la Universidad Nacional de Costa Rica (UNA).

En otros países de la región, también se realizan proyectos piloto donde se evalúa la tasa de crecimiento, el efecto de depredadores y las condiciones climáticas con las especies señaladas y otras, como es el caso de la conchuela *A. ventricosus* (= *circularis*) y la ostra de placer *C. corteziensis*, cuyas producciones son vendidas a nivel local y en los centros urbanos. En estos casos, la semilla procede del medio natural o es introducida en el marco de convenios de cooperación (OSPESCA, 2009).



Figura 1. Algunas de las especies de moluscos bivalvos que se cultivan o que sostienen pesquerías locales en México y Centroamérica. **A.** Ostra japonesa, *Crassostrea gigas*. **B.** Ostra de placer, *Crassostrea corteziensis*. **C.** Ostra kumamoto, *Crassostrea sikamea*. **D.** Mejillón del mediterráneo, *Mytilus galloprovincialis*. **E.** Curil o concha, *Anadara tuberculosa*. **F.** Casco de burro, *Anadara grandis*. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



Figura 2. Algunas de las especies de moluscos bivalvos que se cultivan o que sostienen pesquerías locales en México y Centroamérica. **A.** y **B.** Almeja mano de león *Nodipecten subnodosus* cuya distribución abarca desde Baja California, México hasta Perú, además tiene valor ornamental. **C** y **D.** Almeja chiluda, *Panopea globosa*, de una alta demanda comercial por parte del mercado Asiático, es otra de las especies prometedoras en la región. Su cultivo en México aún está en una fase experimental. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

En atención a la importancia del mercado intrarregional de moluscos en Centroamérica y las potencialidades del cultivo para la generación de empleos e ingresos a las comunidades pesqueras, se ha establecido en la Estrategia Regional para el Desarrollo de la Acuicultura (ERDAC) en los países del Sistema de Integración Centroamericana (SICA), las especies de moluscos señaladas como de alta potencialidad para su cultivo, por lo cual se propicia a través de la Organización del Sector Pesquero y Acuícola del Istmo Centroamericano (OSPESCA), la ejecución de un programa regional. Por otro lado, la demanda de moluscos bivalvos por parte del mercado de los Estados Unidos de América (EUA) continúa en crecimiento. En 2005, EUA fue el importador más importante de moluscos bivalvos, representando el 18.9% de la importación total de moluscos en términos de valor, el cual alcanzó los 395 millones de dólares (Lovatelli *et al*., 2008). Centro América y el Caribe, por contar con la existencia de ambientes costeros ideales para el cultivo de moluscos bivalvos y por su ubicación geográfica, poseen una ventaja competitiva para acceder a dicho mercado. La existencia de especies nativas de importancia comercial en México, Centro América y el Caribe, la enorme presión de extracción sobre las poblaciones naturales de estos moluscos y la creciente demanda en los mercados nacionales e internacionales de los mismos, implica que la única alternativa para aprovechar esta oportunidad de desarrollo es el cultivo de moluscos bivalvos.

Tabla 1. Listado de especies cultivadas en latinoamérica y sus respectivas denominaciones locales

Especie	País	Nombre común
Crassostrea gigas	Brasil Costa Rica Panamá	Ostra Ostra japonesa
	Chile	Ostra japonesa
	México	Ostión Ostión japonés Ostión del pacífico
Crassostrea brasiliana	Brasil	Ostra de mangle
Crassotrea virginica	México	Ostión americano Ostión del este
	USA	American oyster Eastern oyster
Crassotrea corteziensis	México	Ostión de placer
Crassotrea sikamea	México	Ostión kumamoto
Nodipecten subnodosus	México	Almeja mano de león
Mytilus galloprovincialis	México	Mejillón del mediterráneo
Mytilus chilensis	Chile	Chorito
Perna perna	Brasil	Mejillón
Argopecten ventricosus	México	Almeja Catarina*
	Panamá	Conchuela*
Nodipecten nodosus	Brasil	Vieira o mano de león del atlántico
Tapes philippinarum	México	Almeja manila
Atrina maura	México	Callo de hacha*
Panopea generosa	México	Almeja generosa* Almeja chiluda*
Panopea globosa	México	Almeja generosa* Almeja chiluda*
Ostrea chilensis	Chile	Ostra chilena
Anadara grandis	Costa Rica	Piangua*
	El Salvador	Casco de burro*
	México	Pata de mula
	Panamá	Casco de burro* Concha prieta
Anadara grandis	Costa Rica	Piangua*
	El Salvador	Curil*
	Nicaragua	Concha negra*
	Panamá	Concha prieta
Pinctada mazatlanica	México	Madre perla
Pteria sterna	México	Concha nácar

* Cultivos experimentales
Fuente: Grupo *Ad hoc* de OIRSA sub grupo de moluscos.

Además, en la región se cuenta con especies introducidas que se han adaptado a las condiciones ambientales de la misma como lo es el mejillón del mediterráneo *M. galloprovincialis* en Baja California, México y la ostra japonesa *C. gigas* en México, Costa Rica, Panamá, El Salvador, Brasil, Chile y otros países. Si se parte de una buena base científica y tecnológica que garantice el desarrollo del cultivo de moluscos bivalvos en México, Centro América y el Caribe bajo un concepto de obtener un producto sano, inocuo para el consumo humano y bajo sistemas de producción sustentables, el acceso a los mercados internacionales y el suministro de alimento de calidad a la población, estará garantizado.

En México se han publicado tres manuales de buenas prácticas para el cultivo de moluscos bivalvos, el manual de buenas prácticas de producción acuícola de moluscos bivalvos para la inocuidad alimentaria (Calvario y Montoya, 2003) encargado por el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA), el Manual de buenas prácticas en granjas ostrícolas de San Quintín, Baja California, México (Tapia-Vázquez *et al.*, 2008) y el manual de buenas prácticas y protocolo sanitario para el cultivo de ostión en el estado de Nayarit (Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina, S/A). En el primer caso se aborda el tema sanitario de los moluscos bivalvos dirigido fundamentalmente a la inocuidad alimentaria y en el segundo y tercer caso, se aborda el tema de buenas prácticas de manejo del cultivo de ostras dirigido a los productores de las localidades de producción más importante de Baja California y Nayarit, dando elementos muy útiles y de aplicación directa para el cultivo en la zona. Otros manuales en la región se destinan a la orientación en la reproducción y cultivo de la ostra del pacífico, curiles y conchuelas (Suástegui, 2002; MAG-CENDEPESCA, 2007).

En el presente manual se aborda el tema de buenas prácticas de cultivo de moluscos bivalvos, dirigidas tanto a los aspectos sanitarios como de inocuidad, tomando como base los principios oceanográficos-costeros, biológicos, ecológicos y tecnológicos del cultivo de moluscos bivalvos en México, Centro América y el Caribe, así como la experiencia que se ha obtenido en el trabajo con los productores a lo largo de los últimos 18 años. Dado que el mayor desarrollo en el cultivo de moluscos bivalvos en la región corresponde a México, se tomarán como base los sistemas de producción de ese País como referencia destacando los desarrollos de otros países Centroamericanos, del Caribe y otros países de Latinoamérica cuando esto sea posible.



2.

Principios ambientales y biológicos a considerar para la aplicación de buenas prácticas en el cultivo de moluscos bivalvos

2. Principios ambientales y biológicos a considerar para la aplicación de buenas prácticas en el cultivo de moluscos bivalvos

Una de las principales barreras a que se enfrenta el establecimiento de buenas prácticas en el cultivo de moluscos bivalvos, es el desconocimiento que se tiene sobre el medio acuático y la creencia de que las buenas prácticas aplicables a cultivos de organismos terrestres o a organismos acuáticos cultivados en estanques, pueden aplicarse directamente al cultivo de moluscos bivalvos. Para el desarrollo de buenas prácticas se debe considerar el sitio en donde viven los moluscos bivalvos, sus características biológicas y su interacción con el ambiente, es decir, su ecología. El enfoque que hasta ahora ha predominado para la aplicación de buenas prácticas en materia de sanidad e inocuidad, es pragmática y derivado de la experiencia del productor en la difícil tarea de implementar y dominar una técnica de cultivo. Este enfoque, no ha considerado la interacción elemental del organismo y su ambiente, con lo cual, en ocasiones, problemas de rendimiento, sobrevivencia, adaptación de especies al sistema de cultivo, introducción y movilización, se han pretendido entender y resolver bajo un punto de vista unidireccional. Actualmente, es prácticamente imposible encontrar en un manual de buenas prácticas para el cultivo de moluscos, referencias a aspectos oceanográficos-costeros, biológicos y ecológicos esenciales que nos ayuden a entender y a mejorar las prácticas de cultivo. Por ejemplo, la dinámica costera, los fenómenos de surgencias, termoclinas y el proceso de sucesión ecológica poco se toman en cuenta para la selección de sitio, la elección de la especie a cultivar, el tipo de sistema de cultivo y el manejo que se debe dar al mismo; así mismo, se considera el marco tecnológico y regulatorio. En este sentido, este manual pretende retomar dichos conceptos y aplicarlos al uso de buenas prácticas.

2.1. El medio acuático

El agua forma entre el 60 y el 90 % del peso de los seres vivos y en ella se llevan a cabo la mayoría de las reacciones dentro de la célula. Por otro lado, se sabe que la superficie de nuestro planeta está constituido en dos terceras partes por los mares, es decir, que tenemos que conocer el medio acuático para poder aprovecharlo de forma responsable.

Los animales que se producen en tierra como las aves o el ganado, son terrestres y aéreos y ese simple hecho, nos permite entender mejor sus comportamientos y necesidades para lograr los máximos rendimientos. Por ejemplo, el establecimiento de un cerco sanitario para animales terrestres implica aislar a la población problema a través de barreras físicas y de manejo, el uso de vados sanitarios, una distancia mínima de amortiguamiento y una estricta vigilancia para evitar la salida de productos o subproductos de la zona problema (OIE, 2013a). El ambiente terrestre-aéreo conforma una barrera para detener la dispersión de las enfermedades infecciosas ya que, los agentes patógenos difícilmente viajan a través del aire grandes distancias, a menos que sea a través de vectores. Contrario a esto, el medio acuático es un medio de transporte natural de agentes patógenos. Un patógeno puede viajar grandes distancias a través de corrientes marinas que resultan imposibles de controlar. En el caso del cultivo de peces o crustáceos en estanques en tierra, aún puede haber éxito en contener la dispersión de enfermedades infecciosas utilizando elementos del control sanitario para animales terrestres y aplicando los propios diseñados para los animales acuáticos, tales como sistemas de filtración y tratamiento de influentes y efluentes, o medidas cuarentenarias en estanques diseñados para tal efecto. Sin embargo, en el caso de los moluscos bivalvos este tipo de controles se aplica únicamente en laboratorios de producción larvaria (hatcheries) en donde es posible el uso de sistemas de filtración y esterilización del agua en los influentes y efluentes. La pre-engorda y la engorda se llevan a cabo directamente dentro de lagunas costeras, bahías y ensenadas, por tal motivo el control sanitario es más complejo.

El agua, en contacto con la tierra y el aire, adquiere una serie de características fisicoquímicas diferentes, igualmente estas características van a cambiar en función de los organismos que viven en ella. De hecho, son los organismos, los que a través de la interacción con su ambiente se han adaptado a vivir en agua con diferentes características fisicoquímicas, tales como, temperatura, salinidad, oxígeno, pH y nutrientes. En este sentido, debemos conocer las características fisicoquímicas básicas del agua en donde pretendemos cultivar a los moluscos bivalvos para que estos puedan sobrevivir y desarrollarse, ya que esta información nos permitirá elegir a la especie idónea a cultivar y diseñar buenas prácticas para su cultivo. También debemos saber que las características fisicoquímicas del agua de mar no son estáticas, estas cambian no solo estacionalmente sino también en función de las mareas, de los aporte de agua dulce, de los aportes de terrígenos, los aportes de contaminantes naturales, la ocurrencia de

eventos oceanográficos y biológicos particulares como son las surgencias, los movimientos de la termoclina, los florecimientos algales o por la acción del hombre. Actualmente, el enorme aumento de emisiones de dióxido de carbono (CO_2) a la atmósfera, resultado de las actividades industriales y de consumo del ser humano, está provocando un desequilibrio en el ciclo del carbono, acidificando a las aguas oceánicas lo cual tendrá consecuencias catastróficas para la vida marina. En particular, los moluscos bivalvos se ven afectados por esta alteración ya que las conchas de algunas especies tienden a adelgazarse al estar aportando carbonatos al mar para sostener el equilibrio de reacciones químicas que sustentan el ciclo del carbono (Talmage y Gobler, 2010). Algunos laboratorios de producción de larvas y semillas de ostra japonesa en la Costa Oeste de EUA han tenido que tomar medidas para controlar la acidificación asociada con las surgencias en la zona y que estaba favoreciendo, no solo el adelgazamiento de las conchas, si no haciendo más vulnerables a las ostras a enfermedades bacterianas (vibriosis) (Elston *et al*., 2008; Barton *et al*., 2012).

2.1.1. Mareas

De acuerdo con Svedrup *et al*. (1942) y Odum (1972), las mareas son el ascenso y descenso periódicos de todas las aguas oceánicas, incluyendo las del mar abierto, los golfos y las bahías, resultado de la atracción gravitatoria de la Luna y del Sol sobre el agua y la propia Tierra. Cuando se observa el máximo ascenso de agua se dice que hay marea alta (pleamar) y cuando se observa el mayor descenso, se dice que hay marea baja (bajamar). Las mareas alta y baja se alternan en un ciclo continuo. Las variaciones producidas de forma natural entre los niveles de marea alta y baja se denominan amplitud de la marea. En la mayoría de las costas del mundo se producen dos mareas altas y dos bajas cada día lunar. También se habla de mareas vivas que son las más amplias y ocurren cuando el Sol y la Luna están en línea recta con la Tierra (sicigias), es decir, en conjunción o en oposición (luna llena o nueva). Las más acusadas corresponden a los equinoccios de primavera y otoño (sicigias equinocciales). Las Mareas muertas son las de menor amplitud y ocurren cuando el Sol y la Luna forman ángulo recto con la Tierra. Las atracciones se contrarrestan al máximo (cuarto menguante o creciente). Las más acusadas son las que corresponden a los solsticios de verano e invierno. Junto al ascenso y descenso vertical de agua, hay varios movimientos horizontales o laterales llamados comúnmente corrientes de marea, muy diferentes de las corrientes oceánicas normales. En zonas cerradas, una corriente de marea fluye durante unas 6 horas aguas arriba, o hacia la costa, en correspondencia con la marea alta; después se invierte y fluye, durante casi el mismo tiempo, en dirección contraria, y se corresponde con la marea baja. Durante el periodo de inversión, el agua se caracteriza por un estado de inmovilidad, o calma, llamado repunte de la

marea. Una corriente que fluye hacia la costa se califica como de avenida; y la que se aleja de la misma, reflujo. Lo que se conoce como zona entre mareas, zona inter-mareal o intertidal, es la franja de sustrato que queda expuesta durante la bajamar y cubierta durante la pleamar. Los cultivos de moluscos bivalvos en la zona costera son afectados de manera directa por las propiedades fisicoquímicas del agua sujeta a las mareas (Fig. 3).

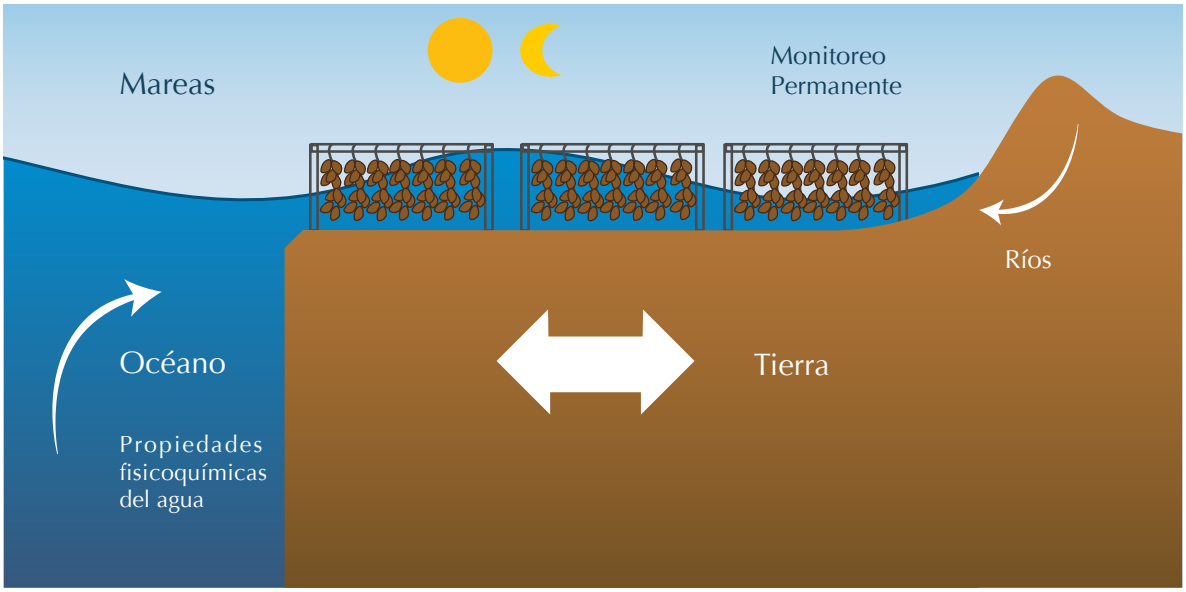


Figura 3. Las mareas son el ascenso y descenso periódicos de las aguas en el mar. Las mareas alta y baja se alternan en un ciclo continuo. Los cultivos de moluscos bivalvos en la zona costera son afectados de manera directa por las propiedades fisicoquímicas del agua sujeta a las mareas, ya que están influenciadas por las condiciones del agua oceánica que arriba a la costa y por los arrastres de terrígenos y aguas de ríos, arroyos y escurrimientos. El monitoreo permanente de dichas condiciones es indispensable. Las condiciones de desecación durante los períodos de bajamar afectan directamente al cultivo. Condiciones extremas de temperatura del aire también tienen un efecto importante.

Es común que algún productor observe episodios de mortalidad después de la ocurrencia de una pleamar o una bajamar y se buscan múltiples explicaciones asociadas, directamente, con enfermedades infecciosas. Sin embargo, no se toma en cuenta que las propiedades fisicoquímicas del agua pueden cambiar radicalmente durante el flujo, reflujo y repunte de las mareas. Por ejemplo, los aportes de agua dulce, terrígenos y contaminantes que provienen de escurrimientos, ríos o aún por lixiviación en la franja costera terrestre, pueden propiciar cambios dramáticos en la salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, pH, nutrientes y composición química del agua de mar. Los cambios también pueden provenir de agua oceánica que fluye con la marea al interior de las zonas de producción, ya que ésta puede

tener propiedades fisicoquímicas inadecuadas para los moluscos en cultivo, tales como alta salinidad y/o temperatura, baja concentración de oxígeno (hipoxia), contaminantes, etc. Estos cambios en el ambiente, pueden afectar de manera directa a los moluscos bivalvos ocasionando mortalidades o pueden predisponer o aumentar su susceptibilidad a agentes infecciosos. Episodios de hipoxia y descubrimiento de zonas anóxicas en el océano son cada vez más frecuentes y el impacto en las comunidades bentónicas a donde pertenecen los moluscos bivalvos son dramáticas (Vaquer-Sunyer y Duarte, 2010). Para evitar o mitigar el posible efecto negativo de las condiciones oceánicas, es indispensable el monitoreo de las propiedades fisicoquímicas del agua en la zona de cultivo y el conocimiento de la dinámica costera. Este, nos permitirá implementar buenas prácticas de cultivo, tales como, selección de sitio, ubicación de las artes de cultivo, diseño de artes de cultivo, rotación o movimiento preventivo de artes de cultivo y programar momentos de siembra o cosecha.

El cultivo de ostras en costales sobre estantes en la zona intermareal es uno de los más exitosos en la Península de Baja California, México. La correcta disposición de las artes de cultivo o el diseño apropiado de las mismas, puede evitar que las ostras dentro de los costales se acumulen o encimen favoreciendo una situación de hacinamiento y desperdiciando superficie del arte de cultivo. Condiciones de hacinamiento provocan estrés en los organismos y en consecuencia menor desarrollo y susceptibilidad a enfermedades infecciosas. Si la disposición de las artes de cultivo respecto de las corrientes de marea no es la adecuada, estas pueden empujar el producto hacia un extremo dentro de los costales de cultivo, favoreciendo condiciones de hacinamiento (Fig. 4).

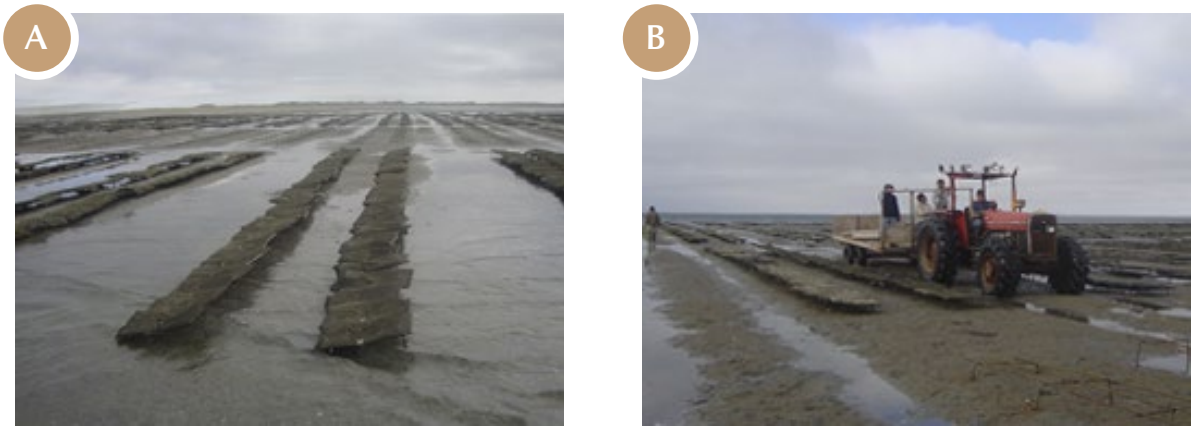


Figura 4. **A.** Cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* en costales en la zona intermareal de la laguna Guerrero Negro, en Baja California Sur, México. **B.** Tractor para realizar las faenas de mantenimiento y transporte durante el período de bajamar. Una orientación adecuada respecto a las corrientes y mareas es fundamental para favorecer la limpieza natural de los fondos y obtener una producción homogénea. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

En el caso de la utilización de estantes fijos, llamados racas en México, de los cuales se cuelgan las cuerdas conocidas como sartas, en donde se colocan los ostiones en la zona intermareal, el efecto de las mareas también es crucial (Fig. 5). Desde el punto de vista de buenas prácticas de cultivo, es importante considerar que las ostras que se desarrollan en la parte superior de la sarta, quedan expuestas a la intemperie más tiempo durante la bajamar, que aquellas colocadas en la parte inferior de las sartas. Se ha visto, que la epibiosis y la mortalidad son mayores en las ostras colocadas en la parte inferior que en la superior (Cáceres-Martínez *et al*., 1998); sin embargo, las ostras que quedan en la parte superior se alimentan durante menos tiempo que aquellas colocadas en el fondo y a su vez tienen mejor vida de anaquel ya que están adaptadas a permanecer fuera del agua durante períodos largos de tiempo. Una forma de compensar estos efectos, es invertir las sartas periódicamente (Fig. 6).



Figura 5. **A.** Cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* en artes fijas llamadas sartas. **B.** Estante o raca en donde se cuelgan las sartas para cultivo. Se pueden colocar de 110 a 120 sartas por raca o estante separados unos 40 cm entre ellas. Fotografías, A. CESAIBC, B. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

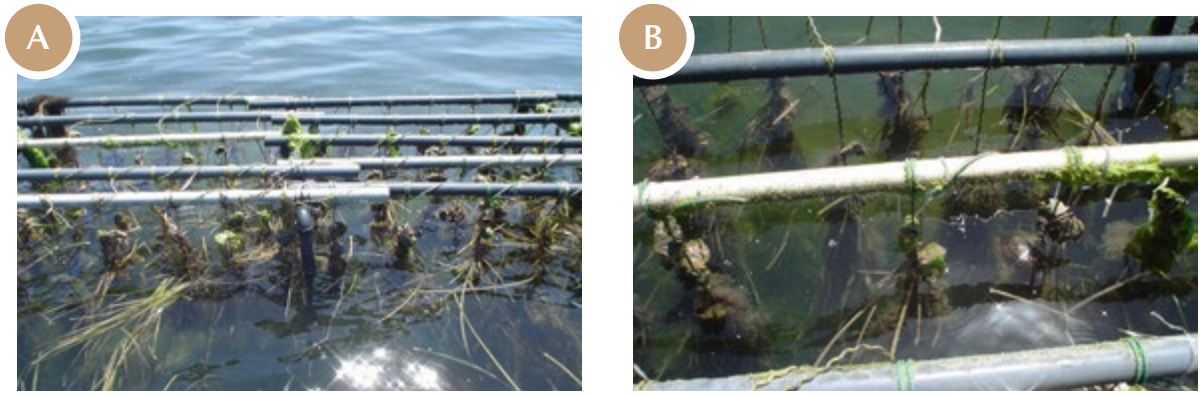


Figura 6. **A.** Sartas para el cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* colgadas en las racas o estantes. En **A** y **B,** se muestran dos planos que ilustran a las ostras colocadas en la parte superior de la sarta expuestas al aire. Este mayor grado de exposición favorece el endurecimiento de la concha y resulta en una menor epibiosis. Sin embargo, estas ostras reciben menos alimento que aquellas colocadas en la parte inferior. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Para el cultivo de la ostra japonesa en Centroamérica se considera a las corrientes (de marea y oceánica) y la profundidad para la selección del sitio y el arte de cultivo, (Long-line o balsa) (Fig. 7).

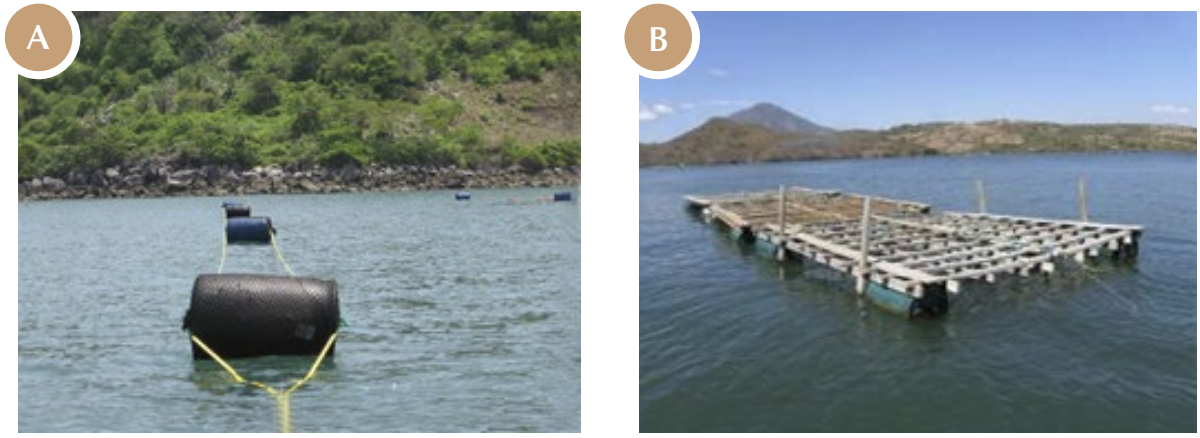


Figura 7. **A.** Sistema long-line utilizado con bolsas llamadas linternas en El Salvador, en este sistema se cultiva la ostra japonesa *Crassostrea gigas*. **B.** Sistema de balsas utilizados en El Salvador para la engorda de ostra japonesa *Crassostrea gigas* y a nivel experimental almejas del género Anadara. El cultivo en long-line es recomendable en aguas con mayores profundidades y corrientes, mientras que el cultivo en balsas se recomienda en áreas protegidas. Fotografías, Iris Pérez.

El conocimiento del ambiente es fundamental para el uso de buenas prácticas. Es posible conocer el régimen de mareas a través del tiempo mediante el uso de Tablas de Predicción de Mareas elaboradas por las autoridades marítimas de cada País. Estas tablas permiten programar actividades de siembra, cosecha, mantenimiento y prever en que época o estación del año los moluscos bivalvos estarán sujetos a mejores o peores condiciones de exposición al ambiente. Hoy en día, se dispone en el mercado de equipos de monitoreo ambiental asequibles y de fácil uso, tales como termógrafos, oxímetros y kits de monitoreo de nutrientes por ejemplo, que bajo el correcto uso ayudan a mejorar la producción (Fig. 8). Otros fenómenos que afectan las condiciones fisicoquímicas del agua, y que pueden tener un efecto crucial en el cultivo de moluscos son las surgencias y el fenómeno de la termoclina.



Figura 8. Equipos de campo utilizados para monitorear la calidad de agua en los sitios de cultivo de moluscos bivalvos: Multiparámetros (oxígeno, temperatura y pH), salinómetro, disco de Secchi y botella para toma de muestras de agua. Estos equipos se encuentran a un costo accesible en el mercado y deben considerarse como una inversión indispensable para tener buenas prácticas de cultivo. Fotografías http://mx.images.search.yahoo.com.

En cultivos experimentales del género Anadara se eligen las zonas de entremarea aledañas al manglar en donde las condiciones ambientales son favorables a la especie. En estas zonas se utiliza un encierro comúnmente llamado vivero para colocar a los individuos en bolsas de cultivo o en parcelas (Ministerio de Cultura y Ganadería de El Salvador [MAGES], 2009) (Fig. 9).



Figura 9. Cultivo de moluscos bivalvos en El Salvador. **A.** Cultivo experimental del curil *Anadara tuberculosa* en bolsas de cultivo. **B.** Cultivo experimental del casco de burro *Anadara grandis*. Fotografías, Iris Pérez.

2.1.2. Surgencias

De acuerdo con Svedrup *et al*. (1942) las surgencias o afloramientos, son un fenómeno marino que consiste en el movimiento vertical de las masas de agua, de niveles profundos hacia la superficie que como consecuencia provocan un movimiento de divergencia horizontal de las aguas superficiales. Estas aguas transportan consigo nutrientes como fosfatos, nitratos, carbonatos, silicatos, entre otros, que se han producido por la descomposición de materia orgánica depositada en el fondo. Esta materia orgánica es utilizada por el fitoplancton generando una gran cantidad de alimento para los moluscos bivalvos. De esta forma, zonas de surgencias son consideradas adecuadas para el cultivo de moluscos, como ejemplo se tiene a la Bahía de San Quintín en Baja California, México (Rodríguez, 2007). Sin embargo, este fenómeno también puede ser perjudicial cuando arrastra a la superficie aguas frías, contaminadas, ácidas y/o pobres en oxígeno, propiciando efectos negativos en la producción y ocurrencia de mortalidades (Fig. 10). Rupp y Parsons (2004) encontraron que postlarvas de *N. nodosus* cultivadas durante la ocurrencia de afloramientos de Aguas de fondo del Atlántico Sur, presentaron menor crecimiento, lo que fue atribuido a la baja temperatura y a la elevada concentración de materia inorgánica particulada en el agua de la surgencia.

El hombre puede provocar resuspensión de sedimentos a una escala menor que también tienen consecuencias negativas. En el 2009, se presentaron mortalidades masivas de la ostra de placer *C. corteziensis* y otros moluscos en el Estado de Sinaloa, México y se plantearon diferentes hipótesis sobre las posibles causas de dichas mortalidades, entre las que destacaba la presencia de agentes infecciosos. Los moluscos afectados mostraban un recogimiento del manto, poco o nulo desarrollo gonadal, tejido conectivo flácido y translúcido y coloración rojiza (Fig. 11). Los estudios histopatológicos confirmaron la flacidez de tejidos, infiltraciones hemocitarias diseminadas en todo el cuerpo y abundantes células cafés. Posteriormente, se

supo que en una de las lagunas afectadas se había realizado un dragado del fondo que se había azolvado a través del tiempo y se requería desazolvarlo para no entorpecer el tránsito de embarcaciones. Un dragado de este tipo, libera al ambiente gran cantidad de materia orgánica y contaminantes acumulados. Uno de los mecanismos de defensa que tienen los moluscos bivalvos es la producción de células cafés que permiten la acumulación de metales pesados, fenoles y otras sustancias tóxicas. En este sentido, la presencia de contaminantes en el ambiente resultado del dragado, la capacidad de filtración de los moluscos bivalvos y la presencia de abundantes células cafés en los tejidos de ostras afectadas, sugieren una posible asociación entre estos eventos con las mortalidades observadas. La planeación, vigilancia del ambiente y la coexistencia de actividades humanas con el cultivo de moluscos bivalvos nos obliga a mantener un monitoreo permanente de las condiciones oceanográficas y las actividades humanas en las zonas costeras. En lo que concierne a buenas prácticas de manejo, el conocimiento de esta información permite sentar las bases para una buena selección de sitio, especie y arte de cultivo.

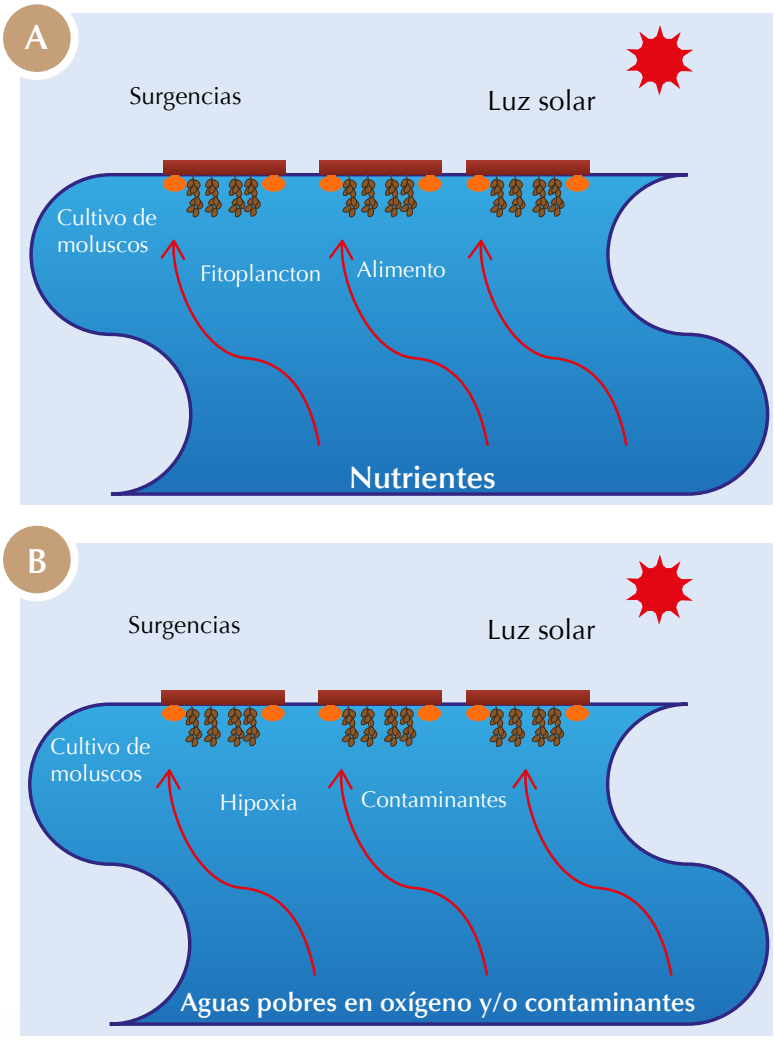


Figura 10. Las surgencias son masas de agua del fondo marino que suben a la superficie, en consecuencia, sus condiciones fisicoquímicas (temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, etc.) y los nutrientes y/o contaminantes que puedan tener, van a impactar las aguas costeras superficiales en donde se cultivan los moluscos bivalvos.

A. El efecto positivo es que llevan nutrientes que favorecen la producción de alimento.

B. El efecto negativo es que el exceso de nutrientes puede favorecer la ocurrencia de florecimiento algales (mareas rojas) y también, pueden alterar las condiciones fisicoquímicas del agua (hipoxia, cambios de temperatura y salinidad) y llevar contaminantes perjudiciales.



Figura 11. **A.** Ostras de placer *Crassostrea corteziensis* presuntamente afectadas por los contaminantes liberados al ambiente después de un dragado de mantenimiento para circulación naviera en una laguna costera de Sinaloa, México. **B.** Ostra con coloración rojiza y manto flácido. El análisis histológico mostró abundantes células cafés asociadas a contaminantes. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

2.1.3. Termoclina

De acuerdo con Robinson y Stommel (1959) la termoclina es un gradiente vertical brusco de temperatura que se produce por la mezcla de aguas frías y calientes. Es aquella zona de la capa superficial del océano en la cual la temperatura del agua del mar tiene una rápida disminución en sentido vertical, con poco aumento de la profundidad. Es una capa delgada de agua colocada entre la parte superficial más cálida y la más fría del fondo. Se caracteriza por el rápido cambio de un grado de temperatura, o más, por metro de profundidad. En ocasiones, el cambio abrupto de temperatura va asociado con un cambio abrupto de salinidad produciéndose una haloclina. Las influencias combinadas de temperatura y de salinidad resultan en un cambio de la densidad abrupto denominado la picnoclina. Adicionalmente, pueden producirse repentinos gradientes de nutrientes (nutriclina) y de oxígeno (oxiclina) y un máximo en la concentración de clorofila, frecuentemente localizada en la base de la capa de mezcla estacional. La profundidad a la que se encuentra la termoclina es variable, depende de la estación del año, la batimetría y la dinámica costera. Este fenómeno es importante en los cultivos de moluscos bivalvos suspendidos en balsas en zonas más o menos expuestas, ya que si ocurre a la profundidad a la que se encuentra el cultivo, los moluscos pueden enfrentar una condición de estrés ambiental a la cual no pueden escapar. También es importante en zonas de captación de semilla del medio natural en donde se suspenden recolectores, ya que la termoclina puede actuar como una barrera en la distribución y supervivencia de estadios larvales y para el asentamiento. Los buzos perciben muy bien la termoclina por la diferencia en temperatura y por el efecto visual distorsionado por el cambio de densidad que ocurre.

Es recomendable implementar estaciones de monitoreo primario de parámetros fisicoquímicos que sean operadas por centros de investigación y/o autoridades acuícola-pesqueras en colaboración con los productores, que permitan elaborar bases de datos y auxilien en la interpretación y por tanto en la implementación de buenas prácticas de producción (Fig. 12).

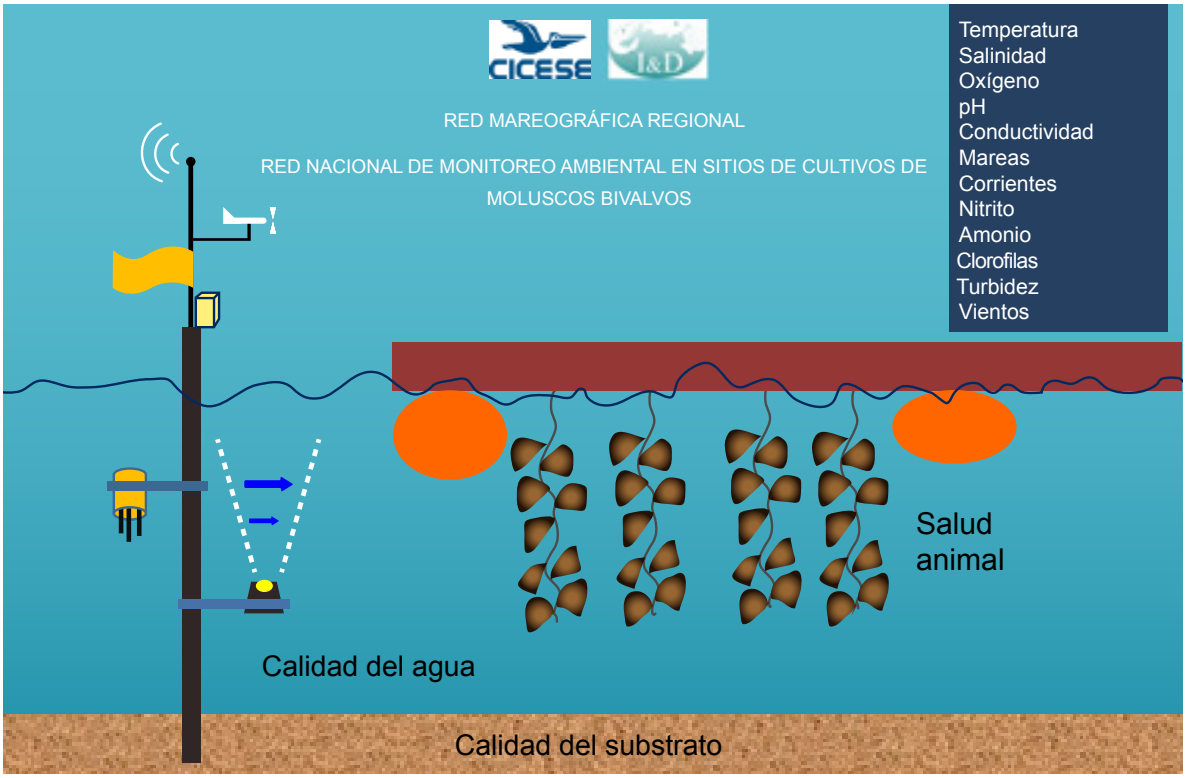


Figura 12. Diagrama de una estación ideal para monitoreo ambiental en un sitio de cultivo de moluscos bivalvos que corresponde a un proyecto regional del Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE) en colaboración con el Instituto de Sanidad Acuícola, A. C. (ISA), que promueve este tipo de monitoreos como parte esencial de buenas prácticas para el cultivo.

2.2. Los moluscos bivalvos

Los moluscos bivalvos pertenecen a la clase Pelecipoda o Bivalvia, presentan una concha compuesta por dos valvas laterales, generalmente simétricas, unidas por una bisagra y ligamentos llamada charnela. Dichas valvas se cierran por acción de uno o dos músculos aductores. Entre las características particulares de este grupo y que tienen que ser tomadas en cuenta desde el punto de vista sanitario, está el que son organismos sésiles que no tienen movilidad o esta es muy limitada, es decir, que a diferencia de los peces y los camarones que pueden migrar a zonas más favorables cuando el ambiente les resulta negativo, los moluscos bivalvos permanecen en su lugar a pesar de que las condiciones ambientales cambien y les resulten desfavorables. Además, son organismos poiquilotermos es decir, que su temperatura corporal depende de la temperatura del ambiente ya que no tienen capacidad de termorregulación, salvo el cerrar sus valvas durante los períodos de bajamar que les confiere cierta estabilidad térmica en esos períodos. Si se da un aumento o disminución de temperatura en el ambiente por arriba o por debajo de los límites de tolerancia de la especie, podría enfermar o morir.

En los moluscos bivalvos encontramos especies dioicas (sexos separados), aunque también podemos encontrar especies hermafroditas simultáneas como las pertenecientes a los pectínidos y hermafroditas secuenciales que pueden ser protándricos, es decir que inicialmente se desarrollan como machos y posteriormente como hembras, como en el caso de algunas ostras (Pauley *et al*., 1988). Por lo general su fecundación se realiza en el exterior, ya que los gametos son expulsados al ambiente en donde se lleva a cabo la fertilización. A partir de esta, surge una larva llamada trocófora que se transforma en una larva véliger cuando comienza a desarrollar su concha; la larva sigue creciendo en el plancton hasta un estadio llamado pedivéliger, que es cuando está lista para vivir en el fondo. La talla del molusco bivalvo en esta etapa es de 200 a 300 micras. A este proceso de adaptación se le conoce como metamorfosis y el molusco sufre cambios anatómicos y funcionales que lo habilitan para vivir en el fondo, ya sea adherido al sustrato como las ostras y mejillones, o enterrado total o parcialmente como las almejas y los pectínidos. En este momento el molusco entra en la fase de post-larva, hasta que pierde totalmente la capacidad de vivir en el plancton (Imai, 1982). Este proceso también se conoce como de asentamiento o fijación y puede ser definitivo, como en el caso de las ostras que solo se pueden fijar una vez o múltiple, como en el caso de los mejillones que pueden fijarse en repetidas ocasiones (Cáceres-Martínez *et al*., 1993).

Una vez asentado de forma definitiva, el molusco bivalvo comienza a desarrollarse hasta alcanzar su etapa de inicio de la producción de gametos, durante esta etapa se le conoce como juvenil y puede ser muy corta en función de la especie. Por ejemplo, mientras que en la ostra japonesa, *C. gigas*, se alcanza su primera madurez aproximadamente a los 4 cm, en la ostra kumamoto, *C. sikamea* se alcanza alrededor de los 3 mm (Cáceres-Martínez *et al*., 2012). Una vez que el molusco tiene ya la capacidad de reproducirse se le conoce como adulto. Estas definiciones de orden biológico, no necesariamente son las mismas consideradas desde el punto de vista práctico. En términos de producción se considera a los moluscos recién asentados sobre el sustrato y hasta una talla de alrededor de 4 cm como "semilla" para cultivo, de entre 5 y 7 cm se les conoce como juveniles y adultos a las tallas mayores, independientemente si han alcanzado la primera madurez (Tapia-Vázquez *et al*., 2008). Esta clasificación también varía de país en país e incluso entre regiones, y está en función del manejo de estos organismos durante las fases iniciales del cultivo. Por ejemplo, en Francia pueden considerar semilla o juveniles a ostras de hasta 6 ó 7 cm de longitud. La estrategia de fijación es un elemento fundamental para determinar la técnica de cultivo a emplear, ya que esta es muy diferente si se depende de la captación de semilla del medio natural o si debe producirse en laboratorio. En el caso de algunas ostras del género *Crassostrea*, este proceso es bien conocido.

Los moluscos bivalvos son filtro-alimentadores, es decir, que filtran del agua circundante las microalgas y otras partículas orgánicas que les sirven como alimento. Las poblaciones naturales

de moluscos bivalvos tienen el papel ecológico de ser los filtradores del medio; por ejemplo, un mejillón puede filtrar entre 0.5 y 0.7 litros de agua en una hora (Durán *et al.*, 1990). Si bien estos organismos en el medio natural son los encargados de una fundamental labor de filtración para el mantenimiento del ecosistema costero, en condiciones de cultivo el efecto puede ser desfavorable si no se llevan a cabo buenas prácticas de cultivo. En España se ha calculado que los mejillones en cultivo consumen entre el 35 y el 40% del fitoplancton y detritos. Cultivos de moluscos en altas densidades pueden generar una gran cantidad de heces y pseudoheces, que si se encuentran en un sitio de baja hidrodinámica y no se aplican prácticas adecuadas de manejo pueden acumularse y producir anoxia en el sedimento y deterioro del ambiente.

Otra característica de esta forma de alimentación es que seleccionan las partículas alimenticias para ingerirlas por la boca y el resto de las partículas las envuelven en mucus que mantienen en la cavidad paleal para ser eliminado posteriormente. Estas partículas de materia orgánica envueltas en mucus se conocen como pseudoheces, y desde luego son una fuente de proliferación bacteriana que puede ser nociva al ambiente, como se ha mencionado, o al consumidor, si no hay un manejo adecuado pos-cosecha (Fig. 13).

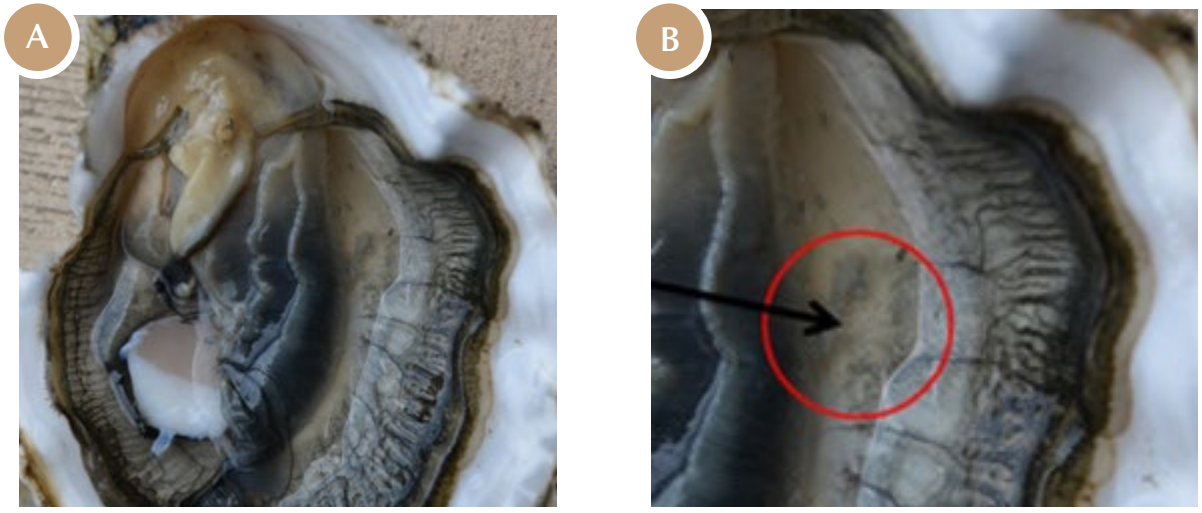


Figura 13. **A.** Ostra japonesa *Crassostrea gigas* cultivada en Bahía San Quintín, B.C., México en donde se señala la materia orgánica envuelta en mucus que se encuentra en la cavidad paleal y que se conoce como pseudoheces. **B.** Detalle de las pseudoheces en la cavidad paleal de la ostra japonesa. Estos desechos orgánicos son sustrato para bacterias y es una de las razones por las cuales las ostras y los moluscos bivalvos deben mantenerse frescos durante la cosecha, transporte y comercialización. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez Yeomans.

Como biofiltradores también acumulan ciertos compuestos que se pueden encontrar en el agua de mar, tales como metales pesados, pesticidas, fenoles o toxinas que, pueden tener efectos en los propios moluscos bivalvos o, peor aún, en el consumidor. Durante un estudio realizado en el mejillón rayado *Ischadium demissum* en el Estero de Punta Banda, Baja California, México se encontró una mayor prevalencia de proliferaciones celulares anómalas, tipo granulomas, en las poblaciones establecidas cerca de la zona agrícola que en aquellas establecidas hacia la boca del estero o la zona más interna. Presumiblemente, estas diferencias podrían estar asociadas con un mayor impacto de la contaminación por pesticidas y fertilizantes en los mejillones establecidos cerca de la zona agrícola que en los otros, ya que dichas proliferaciones celulares anómalas pueden ser el resultado del contacto con sustancias tóxicas o contaminantes (Cáceres-Martínez *et al*., 2004) (Fig. 14).

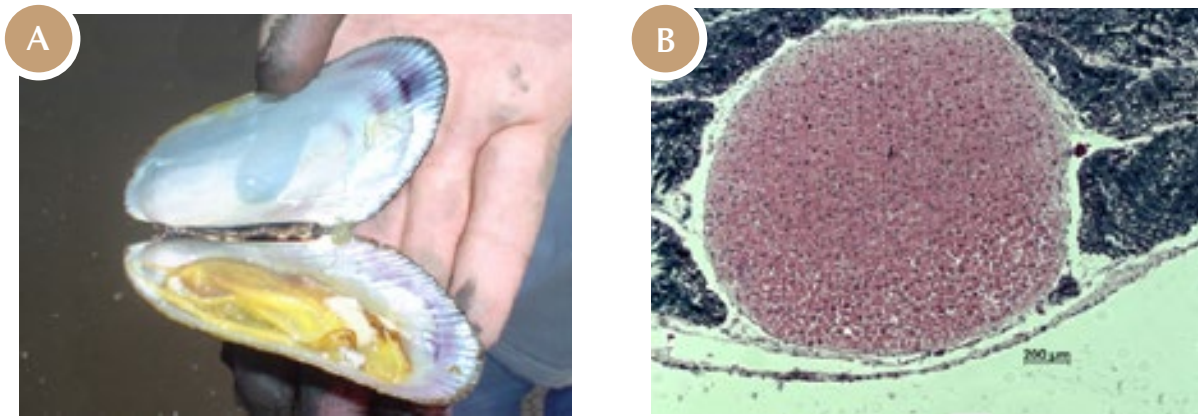


Figura 14. **A.** El mejillón rayado *Ischadium demmissa* del Estero de Punta Banda, Baja California, México. Nótese la flacidez del tejido. **B.** Tejido gonadal del mejillón, invadido por una proliferación celular tipo granuloma. Las poblaciones aledañas a la zona agrícola presentaron mayor prevalencia e intensidad de granulomas que aquellas situadas hacia la boca y fondo del Estero. Esta proliferación anormal de células podría estar asociada con el uso de fertilizantes y pesticidas utilizados en los cultivos agrícolas y que llegan al estero, en donde pueden ser filtrados y bioacumulados por los moluscos. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Esta peculiaridad ha hecho que algunos moluscos bivalvos sean utilizados como centinelas de la contaminación, en particular el mejillón azul *Mytilus edulis* que es utilizado en programas internacionales de monitoreo de la contaminación costera (Farrington *et al*., 1983). Sin embargo, desde el punto de vista de la sanidad e inocuidad alimentaria, el cultivo de moluscos bivalvos debe llevarse a cabo en aguas limpias libres de contaminantes. Otro aspecto fundamental derivado de la forma de alimentación de los moluscos bivalvos, es la acumulación de biotoxinas producidas por microalgas, algunas sólo afectan al molusco pero otras pueden ser nocivas para el ser humano.

2.3. La sucesión ecológica

El fenómeno de sucesión ecológica ha sido estudiado ampliamente en ecología terrestre y marina, este fenómeno, de acuerdo con Margalef (1968) y Odum (1972), se refiere al cambio de especies dominantes a través del tiempo y regulada por la dinámica propia del ecosistema hasta que se llega a un equilibrio relativo. Este fenómeno a una macro-escala en espacio y tiempo culmina con el establecimiento de comunidades muy complejas, uno de los ejemplos más utilizados en ecología es la ocurrencia de fenómenos catastróficos como una erupción volcánica que acaba con la flora y fauna presentes y modifica de manera dramática el ambiente. Una vez que el efecto inicial termina, comienza una gradual recuperación del mismo por la flora y fauna que empieza a encontrar un hábitat disponible sujeto a colonización. A él llegan las primeras especies colonizadoras que, a su vez, contribuyen a la modificación del ambiente preparándolo para el arribo de otras especies; así el proceso continua, hasta que eventualmente se recupera la estabilidad relativa del ecosistema original o se genera uno característico. Sin embargo, a un nivel de meso y micro-escala, la sucesión dentro de un ecosistema ya establecido, es permanente ya que el ambiente no es el mismo a lo largo del tiempo. Por ejemplo, las condiciones oceanográficas y ambientales no son las mismas a través de las estaciones del año y notamos la dominancia de especies diferentes según la estación.
La aplicación práctica de esta información en términos terrestres-aéreos, es que los agricultores saben cuál es la fecha idónea para la siembra, en qué momento del año es más probable la llegada de insectos nocivos, si debemos buscar riego adicional o cuál es el momento más adecuado para la cosecha. En términos de acuicultura, el estar conscientes y conocer éste fenómeno en la zona en donde pretendamos cultivar un molusco bivalvo, es igualmente importante, por ejemplo, nos permitirá conocer cuál es el mejor momento para recolectar semilla del medio natural, o en que época esperamos cambios en la salinidad o en la concentración de nutrientes, más aún si hay riesgo de ocurrencia de un florecimiento algal o si esperamos el repunte de la acción de un patógeno.

En términos de inocuidad, el conocimiento a detalle de este fenómeno, ha contribuido a entender la epidemiología de una de las enfermedades de mayor impacto en la población humana a nivel mundial. Se sabe que el cólera es una enfermedad gastrointestinal causada por una bacteria llamada *Vibrio cholerae* que puede ser letal al ser humano si se trata de las variedades más patógenas. También se sabe que la India es uno de los países más afectados por esta enfermedad. Los estudios realizados por Colwell (1996), cambiaron la forma del estudio de las enfermedades infecciosas. Encontró una asociación directa de la aparición de la enfermedad en los humanos y las condiciones climáticas de la zona, que a su vez propician una sucesión biológica particular.

Cuando inicia la temporada de los monzones, se da un lavado de las tierras altas que arrastra una enorme cantidad de terrígenos y materia orgánica al mar, fertilizándolo. Esta enorme carga de nutrientes abona las aguas costeras para el crecimiento de microalgas que conforman el fitoplancton; este fitoplancton, a su vez, propicia el crecimiento del zooplancton en grandes cantidades y parte de este zooplancton, está conformado por copépodos, pequeños crustáceos parecidos a los camarones. Estos copépodos tienen la particularidad de formar un exoesqueleto que está constituido de quitina, una proteína parecida a la que forma las uñas o el cabello en los humanos. Esta proteína es uno de los sustratos del *Vibrio cholerae* que es una bacteria quitinolítica, es decir, que se adhiere a la quitina en detritos y micro crustáceos como los copépodos (Tarsi y Pruzzo, 1999). La consecuencia de esta sucesión para el hombre es que beber agua sin tratar durante el momento en que hay enormes cantidades de copépodos y otros pequeños crustáceos o estadios larvales de los mismos en el agua, aumenta el riesgo de enfermarse de cólera en esos lugares, pues hay enormes cantidades de *Vibrio cholerae* en el agua. El resultado de esta valiosa información es que se pueden tomar medidas de inocuidad apropiadas para evitar la enfermedad. Estas medidas van, desde luego, de la más adecuada que es tratar el agua, hasta medidas de monitoreo de abundancia de las poblaciones de copépodos en el ambiente que nos permitan predecir el advenimiento de un repunte de poblaciones del *Vibrio cholerae* en el agua y así alertar a la población. Es importante subrayar que de acuerdo con la Organización Panamericana de la Salud (OPS, 1994) en Perú, Ecuador y algunos países de Centroamérica ha aparecido una variante estacional de esta enfermedad que obliga a una vigilancia sanitaria en dichos lugares.

Los moluscos también juegan un papel fundamental en la transmisión de este tipo de enfermedades ya que su capacidad de filtración y acumulación de materia orgánica favorece la presencia de bacterias en su interior. Además, es común encontrar copépodos asociados como simbiontes o parásitos en moluscos bivalvos, tales como *Pseudomyicola spinosus*, *Modiolicola gracilis* o *Mytilicola intestinalis* (Figueras y Figueras, 1981; Olivas-Valdéz y Cáceres-Martínez, 2002). También se ha comprobado la relación entre bacterias del género Vibrio y copépodos parásitos de moluscos bivalvos (Cáceres-Martínez *et al*., 2001), por lo que la vigilancia de estas asociaciones en zonas afectadas por dicha enfermedad también debe ser tomada en cuenta (Fig. 15).

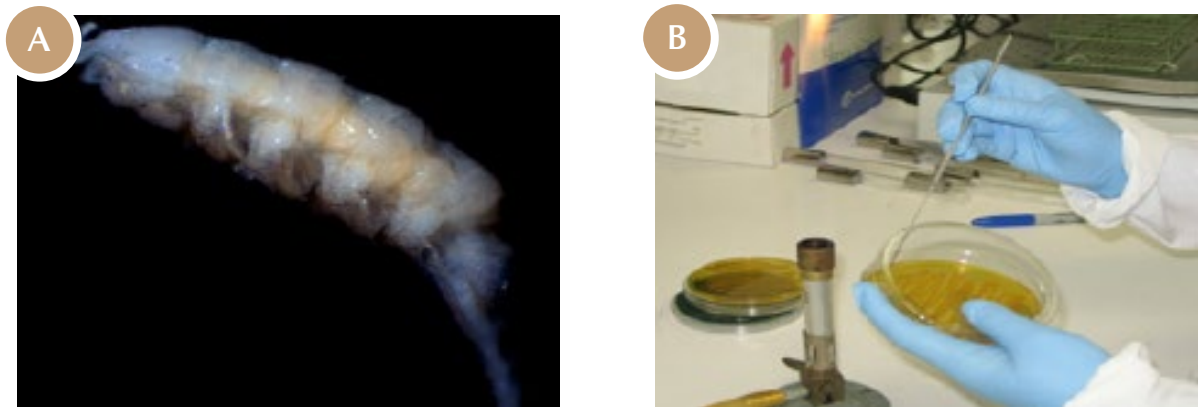


Figura 15. **A.** Copépodo *Pseudomyicola spinosus* parásito de moluscos bivalvos, como almejas, ostras y mejillones. La cubierta quitinolítica y de este tipo de crustáceos es sustrato idóneo para bacterias quitinolíticas, como es el caso de algunos Vibrios. **B.** Siembra de *Vibrio* spp. en placa con medio agar Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS). Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

De la misma manera, es posible que la abundancia estacional de ciertos virus como el virus de la ostra OsHV-1 que afecta a las ostras pero no al hombre, pueda tener relación con el fenómeno de sucesión. En los muestreos de vigilancia sanitaria que se realizan regularmente por parte de los Comités de Sanidad Acuícola en el Noroeste de México, se ha encontrado que la mayor frecuencia de casos se da hacia el verano y otoño, en Baja California y en invierno y primavera en Baja California Sur y Sonora (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013a). En este sentido, es muy importante realizar estudios de virioplancton bajo el enfoque de sucesión y determinar situaciones ambientales y de la comunidad que nos ayuden a predecir y mitigar eventos de proliferación de este tipo de agentes patógenos.

Al cultivar moluscos bivalvos, estamos propiciando directamente este fenómeno ya que, al instalar artes de cultivo como por ejemplo, una serie de costales en la zona intertidal, una balsa flotante, un long-line o estructuras fijas, estas ofrecerán un sustrato nuevo para las especies que se encuentran en el ambiente y comenzarán a ser colonizadas por ellos. Es decir, introducimos al sistema sustratos vírgenes que van a ser colonizados paulatinamente hasta llegar a un equilibrio dinámico a largo plazo; sin embargo, como el hombre retira periódicamente esas artes de cultivo, o les da mantenimiento, renueva la disponibilidad de sustratos para el establecimiento de organismos de manera permanente, de esta forma altera el proceso natural. Es entonces fundamental conocer y entender este tipo de fenómenos para, en consecuencia, aplicar buenas prácticas de cultivo. A continuación se analizarán algunos aspectos biológicos y de la comunidad que complementarán esta información y nos ayudarán al establecimiento de buenas prácticas de cultivo de moluscos bivalvos.

2.4. Epibiosis en el cultivo de moluscos bivalvos

A diferencia de otros animales acuáticos, la concha de los moluscos bivalvos es un excelente sustrato para el establecimiento de un sinnúmero de organismos. De manera natural esta epibiosis se auto regula ya sea por los propios hábitos de los moluscos, como por ejemplo el enterramiento de almejas y pectínidos en la arena, por la ubicación de las poblaciones de moluscos en la zona intermareal en donde las periódicas exposiciones al ambiente aéreo sirven para eliminar o limitar la epibiosis o, por el equilibrio natural entre depredadores y presas. Sin embargo, en condiciones de cultivo, se exponen las conchas de los moluscos a una colonización permanente de epibiontes que puede extenderse hasta las propias artes de cultivo. Entre los epibiontes más comunes de moluscos bivalvos tenemos algas verdes como *Ulva* sp., filamentosas y coralinas, cnidarios como *Tubularia* sp., esponjas del género Cliona, briozoarios como *Bugula* sp., urocordados del género Pyura o Microcosmus, moluscos gasterópodos como *Collisella* sp., incluso almejas perforadoras como *Penitella* sp. o *Lithophaga* sp., helmintos como poliquetos de los géneros Polydora y Broccardia, poliquetos formadores de tubos calcáreos como *Serpula* sp. o *Mercierella* sp., cirripedios del género Balanus o Talamus y anfípodos como *Caprella* sp., entre muchos otros (Morris *et al*., 1980; López *et al*., 2000; Cáceres-Martínez, 2003; Rupp, 2007; Carraro *et al*., 2012) (Fig. 16).

El efecto de una abundante epibiosis es el de la competencia por espacio y alimento, el aumento de desechos en el entorno inmediato, la competencia por el oxígeno, el deterioro de la concha y hasta el impedimento para la apertura de las valvas. De hecho, algunos epibiontes llegan a comportarse como verdaderos parásitos, tal es el caso de los gusanos perforadores de la familia Polydoridae; el ejemplo más conocido es el de las perforaciones en la concha causadas por *Polydora* sp. (Fig. 17). Este poliqueto se asienta sobre las valvas de los moluscos bivalvos en donde comienza a formar una perforación o canal de formas diversas que puede llegar a penetrar hasta la cara interna de las valvas, llegando a tener contacto con el manto o el músculo aductor. Esto desencadena una reacción por parte del hospedero, secretando un material quitinoso para tapar la perforación y proteger los tejidos blandos. La reacción puede ser muy severa formando ampollas aislantes en las que se acumula materia orgánica. Si la infestación por estos gusanos es severa puede favorecer la presencia de bacterias oportunistas causando una infección bacteriana en los tejidos afectados. Puede ser tan grave el efecto que las valvas pueden desprenderse del músculo aductor. Existen reportes alrededor del mundo de mortalidades de ostras asociadas con la acción de este gusano perforador (Owen, 1957; Handley, 1995; Handley y Bergquist, 1997). Aún en casos en los que no se afecte la supervivencia del hospedero por una infestación severa, la concha puede quedar quebradiza lo que provoca problemas de manipulación post-cosecha (Cáceres-Martínez *et al*., 1999; Cáceres-Martínez, 2003).

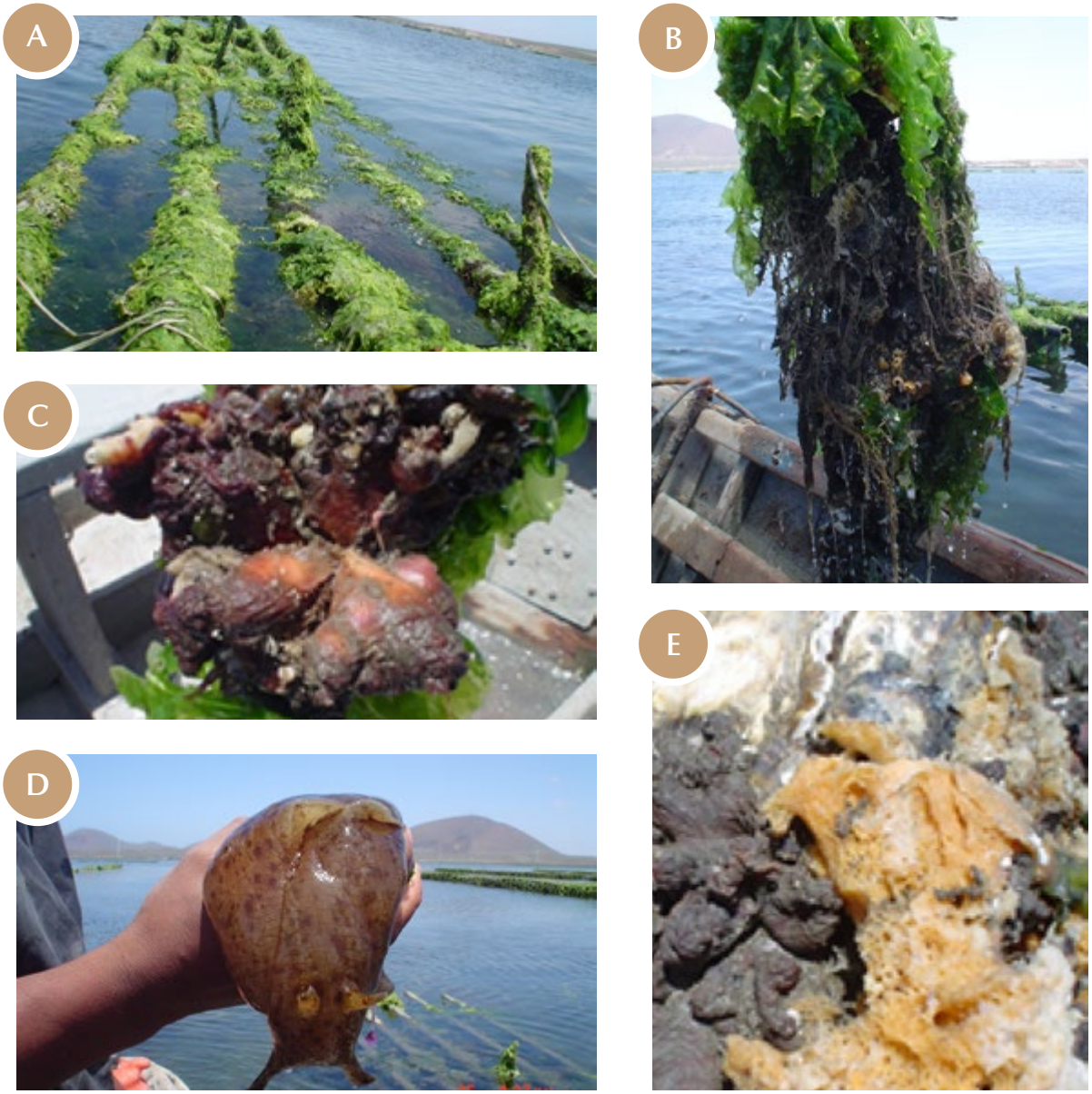


Figura 16. **A.** Estantes o racas de cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* en la Bahía de San Quintín, B.C., México, invadida por el alga *Ulva* sp. **B.** Sarta de ostras cubierta por *Ulva* sp. en la parte superior y abundantes epibiontes por debajo de ella que impiden la observación de las ostras. **C.** Grupo de epibiontes sobre la sarta de cultivo en los que se observa en un primer plano al urocordado *Microcosmus squamifer*. **D.** Nudibranquio o liebre de mar abundante sobre las artes de cultivo. **E.** Esponja y otros epibiontes adheridos a la ostra japonesa. La epibiosis no solamente depende de la disponibilidad de sustratos, sino también del proceso de sucesión y sus resultados pueden ser muy nocivos para el cultivo de moluscos bivalvos. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

En el caso del enlatado de almejas del género Chione infestadas por *Polydora* sp., lo quebradizo de sus conchas resultaba en la presencia de pedacitos de concha en la lata, haciendo inviable su comercialización o incrementando los costos de lavado para retirar los pedazos de conchas (Fig. 18).



Figura 17. **A.** Estadio adulto del gusano perforador *Polydora* sp. extraído de una concha infestada de la ostra japonesa *Crassostrea gigas*. **B.** Gusano fraccionado en tres partes mismas que pueden regenerarse hasta formar un gusano completo. **C.** Fracción media del gusano con tejido cefálico en regeneración después de 28 días. **D.** Cara externa de la concha de la ostra japonesa con las huellas de la infestación por *Polydora* sp. **E.** Detalle de los canales que forma el gusano perforador y que hacen quebradiza a la concha afectando su comercialización. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

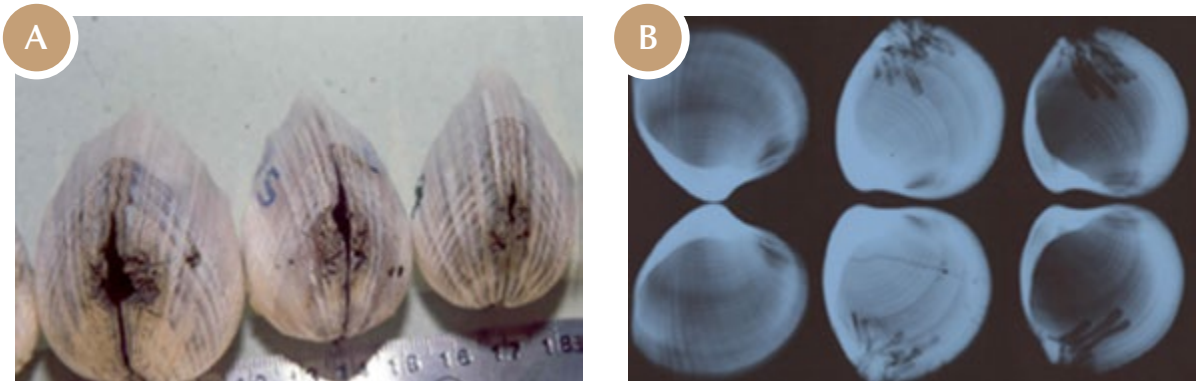


Figura 18. Almeja arrocera *Chione fluctifraga* infestada por el gusano perforador *Polydora* sp. La lesión se centra en la zona de los sifones en donde se asienta el gusano para obtener una ventaja alimenticia. La imagen de rayos X evidencia el daño en la estructura de la concha, haciéndola quebradiza y causando problemas para su enlatado o consumo en su concha. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Otro efecto negativo de bivalvos infectados por estos gusanos es que, al consumir el producto en su concha, puede romperse una de las ampollas producidas para aislar al gusano, despidiendo un olor fétido e impidiendo su consumo.

Adicionalmente, este tipo de gusanos tienen la cualidad de regenerar su cuerpo cuando es fraccionado, lo que implica que al limpiar las conchas de moluscos infestados directamente en el mar o no tratar el agua residual de la limpieza de las conchas, propician la proliferación de este organismo (Tinoco-Orta y Cáceres-Martínez, 2003). Otros epibiontes, como las esponjas, también tienen esta capacidad de regeneración por lo que es indispensable aplicar un buen tratamiento para evitar la proliferación del problema (Guida, 1976; Wesche *et al*., 1997).

La epibiosis no solo es un problema para el molusco bivalvo en sí, también lo es para el manejo de las artes de cultivo ya que, el epibionte lo que requiere es un sustrato para vivir. Como se mencionó en el apartado de sucesión, en la producción de moluscos bivalvos se utilizan diversas artes de cultivo, tales como canastas, costales, cajas, balsas, flotadores o estructuras fijas las cuales constituyen espacios disponibles para epibiontes. Estos colonizan paulatinamente las artes de cultivo resultando en efectos negativos al producto ya que, ocluyen las artes de cultivo impidiendo la circulación del agua, aumenta la competencia por alimento y oxígeno y aumenta la producción de metabolitos. Desde el punto de vista de manejo, el mantenimiento de limpieza de las artes de cultivo se convierte en un tema de relevancia (Sala y Lucchetti, 2008). La inversión de tiempo y recursos para la limpieza de epibiontes en el cultivo de la vieira *Nodipecten nodosus* en Brasil representa uno de los elementos básicos para el éxito del cultivo (Rupp, 2007), un caso similar ocurre con el cultivo de la almeja mano de léon en Baja California Sur, México. Otro caso lo constituye la limpieza de canastas para cultivo de ostra japonesa en Baja California, México que se ven afectadas por el asentamiento de briozoarios del género Bugula y el anfípodo *Caprella* sp., lo que representa una actividad de limpieza adicional para el personal (Fig. 19).



Figura 19. **A.** Canastas para cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* en líneas largas flotantes (long-line) en la Bahía de Todos Santos, Ensenada, B.C., México. **B.** La cobertura por epibiosis no solo afecta a los moluscos en cultivo sino que también se requiere un incremento en la mano de obra para las labores de limpieza. En el caso que se ilustra, la cobertura de las canastas se debe a briozoarios y anfípodos, estos últimos son crustáceos ricos en proteína. **C.** Canastas tipo linterna para cultivo de la almeja mano de león *Nodipecten subnodosus* en labores de limpieza. **D.** Almeja mano de león limpia y seleccionada para continuar su crecimiento en el sistema de cultivo. Se debe valorar el potencial uso de la epibiosis como fuente proteica en piensos para peces u otros animales. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

2.5. Transfaunación

La transfaunación, o movimiento de un lugar a otro de un molusco bivalvo, implica el trasladar junto con él a competidores, depredadores, parásitos y enfermedades que pueden comprometer el desarrollo acuícola y pesquero (Minchin, 1998). La concha de los moluscos bivalvos es un sustrato idóneo para una diversa comunidad de organismos, algunos de ellos causantes de importantes problemas sanitarios. En este sentido la aplicación de buenas prácticas para evitar la dispersión de epibiontes se convierte en un tema central. La dispersión de *Sargassum muticum* un alga invasora en aguas de Inglaterra, Francia y Canadá se ha asociado con la transfaunación de la ostra japonesa *C. gigas* (Critchley *et al.*, 1983).

En el 2005 hubo en la Bahía de San Quintín, Baja California, México una invasión de un urocordado identificado como *Microcosmus squamifer*, conocido localmente como "mión" originario de Australia y que causó problemas de manejo en la Bahía (Rodríguez e Ibarra-Obando, 2008) (Fig. 20). Muy poco se ha explorado la posible utilización de dicha epibiosis como materia orgánica o aún como fuente de proteína, lo cual podría representar un valor agregado en la producción de moluscos bivalvos (Myer *et al*., 1988).

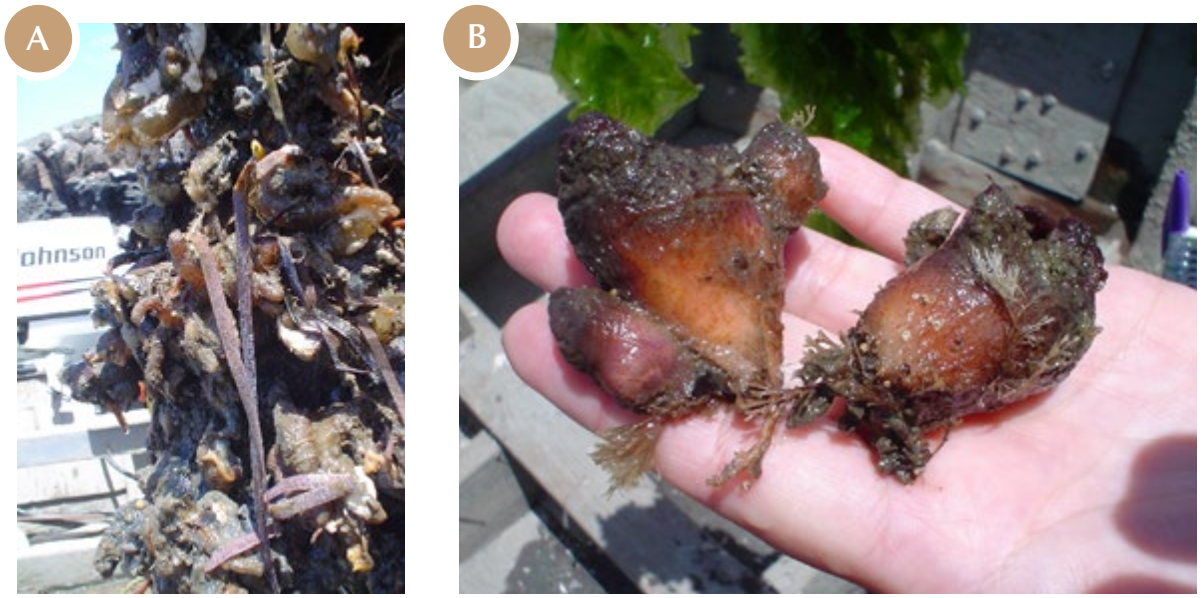


Figura 20. **A.** El urocordado *Microcosmus squamifer* de origen australiano invadiendo una sarta de cultivo de ostra japonesa *Crassostrea gigas* en Bahía de San Quintín, Baja California. **B.** Ejemplares del epibionte separados de la sarta. Este tipo de epibiosis puede provocar efectos negativos para el desarrollo y supervivencia de la ostra y para las actividades de mantenimiento de las artes de cultivo por parte de los productores. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Actualmente, en México, Centro América y el Caribe no hay regulaciones específicas dirigidas a controlar la dispersión de epibiontes por el traslado de moluscos bivalvos con objetivos acuícolas y comerciales. En países como Chile se encuentra el programa de control de plagas que regula el traslado o movimiento de material biológico entre diferentes zonas geográficas. En Canadá y Estados Unidos se pueden encontrar regulaciones asociadas con este tema. Con relación a la transfaunación vía el agua de balastra de embarcaciones se encuentran regulaciones específicas en Estados Unidos, México, Brasil y Chile. Sin embargo, es indispensable llamar la atención de las autoridades sanitarias en este sentido. Por el momento, la aplicación de buenas prácticas en el manejo de las conchas por parte del productor es la alternativa más viable a través de la concientización y capacitación. Otro aspecto fundamental de la transfaunación es la dispersión de parásitos y enfermedades que ha ocurrido y continúa ocurriendo al no aplicar buenas prácticas de cultivo.



3.

Enfermedades de moluscos bivalvos

3. Enfermedades de moluscos bivalvos

Desde el siglo antepasado, en las poblaciones de moluscos bivalvos en cultivo y silvestres se han documentado episodios de mortandad inusuales y recurrentes que han provocado reducciones significativas en la producción de Japón, Europa y Norteamérica. Aunque las mortalidades se dan de manera natural, las prácticas de cultivo incrementan la posibilidad de ocurrencia, ya que se agrupan densas poblaciones en áreas pequeñas; se transfieren lotes libremente sin certificación sanitaria, lo que facilita la introducción de patógenos; se modifican las áreas de producción y se cultiva en zonas costeras aledañas a campos agrícolas y zonas urbanas donde los fertilizantes y contaminantes finalmente llegan al mar. Algunos de los principales episodios de mortalidades de moluscos bivalvos registrados a lo largo de la historia, los han causado agentes infecciosos como virus, bacterias, hongos, protozoos y metazoos; así como condiciones ambientales particularmente adversas (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013a).

Entre estos ejemplos cabe destacar los episodios de mortalidad de la ostra japonesa, *C. gigas*, que han afectado a la producción ostrícola en Francia y otros Estados de la Comunidad Europea en los años 2008, 2009 y 2010, que han puesto en crisis esta importante industria. Las pérdidas se han estimado en más del 90% y se han asociado con el surgimiento de una nueva variedad del Herpesvirus de los ostreidos microvariante l (HVOs-1). También cabe mencionar las recientes mortalidades de la almeja mano de león, *N. subnodosus*, en Baja California Sur, México asociadas con la presencia de *Vibrio splendidus* (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2011)

Además de las enfermedades mencionadas anteriormente, cinco enfermedades relevantes aparecen en la lista del Código de Animales Acuáticos de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE, 2013b). El efecto perjudicial de los patógenos también se considera tanto en la cantidad, como en la calidad de la producción. Desde esta perspectiva, es de suma importancia el establecimiento de programas operativos de sanidad y aviso a las autoridades correspondientes para la prevención de la transferencia de organismos infectados hacia áreas libres de enfermedad. Además, la supervisión rutinaria de los organismos, la mortalidad anormal de los moluscos y las importaciones, deben ser examinadas a fin de determinar la presencia de agentes patógenos.

3.1. Enfermedades listadas por la OIE

Dentro de las enfermedades y patógenos que afectan a los moluscos, la OIE identifica siete patógenos en cinco enfermedades. Estas enfermedades son: Bonamiosis *(Bonamia ostreae* y *Bonamia exitiosa)*; Marteiliosis *(Marteilia refringens)*, Perkinsosis *(Perkinsus marinus* y *Perkinsus olseni)*, Microcitosis *(Mikrocytos mackini)* y Herpesvirus de los ostreidos microvariante 1(HVOs-1).

3.1.1. Bonamiosis causada por *Bonamia ostreae* y por *Bonamia exitiosa*

La Bonamiosis, enfermedad microcelular o enfermedad de hemocitos de las ostras planas, es causada por dos especies de protistas: *Bonamia ostreae* y *Bonamia exitiosa* (Fig. 21).

Bonamia ostreae infecta a *Ostrea edulis* (ostra europea). Otras especies de ostras, como *Ostrea puelchana*, *Ostrea angasi* y *Ostrea chilensis (=Tiostrea chilensis, T. lutaria)* pueden infectarse si son transferidas a áreas enzoóticas. *Bonamia exitiosa* infecta a *Ostrea chilensis* (=*Tiostrea chilensis, T. lutaria*), *O. angasi* y *O. edulis*.

Bonamia ostreae, se distribuye en Europa (Holanda, Francia, España, Italia, Irlanda, Reino Unido y Portugal), Canadá y en Estados Unidos (California, Maine y Washington).

Bonamia exitiosa se distribuye en poblaciones de *O. chilensis*, en el estrecho de Foveaux y otros lugares alrededor de la isla Sur de Nueva Zelanda; en poblaciones de *O. angazi* en Australia y en poblaciones de *O. edulis* en Galicia, Italia, Francia y Reino Unido. Mientras que se ha encontrado en *Ostrea stentina* de Túnez (Hill *et al*., 2010).

Hasta el momento no se tiene ninguna medida de control conocida. Los programas de selección genética han mostrado ser efectivos en la reducción de la susceptibilidad y la mortalidad. También la disminución de la densidad de cultivo y las temperaturas de agua más bajas, parecieran suprimir la manifestación clínica de le enfermedad, sin embargo, no existen hasta la fecha procedimientos de erradicación exitosos. Se recomienda prevenir la transferencia y/o introducción de ostras de aguas infectadas de *Bonamia* sp. a zonas libres de enzootia (Cáceres-Martínez *et al*., 1995; Carnegie y Cochennec-Laureau, 2004; Bower, 2010).

3.1.2. Marteiliosis causada por *Marteilia refringens*

La marteiliosis es causada por un protozoario que pertenece al Phylum Paramyxea, *Marteilia refringens* (Fig. 21). También se le conoce como Enfermedad de Aber (conocida como Enfermedad de la Glándula Digestiva) en las ostras europeas (*O. edulis*).

O. edulis se ve infectada por *Marteilia refringens* además de especies de mejillón como *M.*

edulis y *M. galloprovincialis*. Otras especies susceptibles son *O. chilensis*, *O. angasi*, *O. puelchana* y *O. denselamellosa*.

Infecciones con *M. refringens* fueron reportadas en dos especies de almejas: *Solen marginatus* y *Chamelea gallina*. Además, diferentes estadios, incluyendo de estadios maduros de un parásito tipo *M. refringens*, fueron observados por histología en el berberecho, *Cerastoderma edule*, en las almejas *Ruditapes phillippinarum*, *Tapes rhomboides, Tapes pullastra, Ensis menor* y en la ostra americana *C. virginica*. En todos los casos, la identificación del parásito ha sido dudosa.

Marteilia refringens se encuentra en *Ostrea edulis* en el sur de Inglaterra, Francia, Italia, Portugal, España, Marruecos, Grecia, Croacia y Albania.

La alta salinidad parece suprimir la manifestación clínica de la enfermedad, sin embargo, no ha funcionado ningún mecanismo de erradicación hasta ahora. La restricción en la transferencia o introducción de ostiones infectados de aguas enzoóticas a aguas no infectadas, es altamente recomendable.

En zonas enzoóticas, el control se intenta acortando el tiempo para plantar semilla de ostra durante el período de transmisión de la enfermedad (julio y agosto) y engordando a la ostra en áreas con alta salinidad (35-37 ppm) para limitar el desarrollo de *M. refringens* (Villalba *et al.*, 1993; Cáceres-Martínez, 2006; Bower, 2010).

3.1.3. Perkinsosis causada por *Perkinsus marinus* y *Perkinsus olseni*

La Perkinsosis es causada por dos especies de parásitos protistas que pertenecen al phylum Apicomplexa (aunque recientes investigaciones de ácido nucleico sugieren una asociación con los dinoflagelados). *Perkinsus marinus* (Fig. 21) es el responsable de la enfermedad del "dermo" en la ostra americana *C. virginica* y *Perkinsus olseni* causa perkinsosis en algunas especies de bivalvos de aguas tropicales y subtropicales. *Perkinsus marinus* (anteriormente conocido como *Dermocystidium marinum* y *Labyrinthomyxa marinus*) infecta a *C. virginica, C. corteziensis, C. rizophorae* y *S. palmula*. Es posible la infección experimental en *C. gigas* y *C. arakiensis*, pero no desarrollan la enfermedad.

Perkinsus olseni tiene un amplio rango de especies a las cuales puede infectar. Los hospederos conocidos incluyen a las almejas *Anadara trapezia*, *Austrovenus stutchburyi*, *Tapes decussatus, Tapes philippinarum, Tridacna maxima, Tridacna crocea* y *Pitar rostrata*; ostras como *C. gigas, C. ariakensis* y *C. sikamea*; y ostras perleras *Pinctada margaritifera y P. martensii* y abulones como *Haliotis rubra*, *H. laevigata*, *H. scalaris* y *H. cyclobates*. Otras especies de moluscos bivalvos y gasterópodos pueden ser susceptibles a este parásito si se encuentran en el rango de distribución del mismo.

Perkinsus marinus se distribuye a lo largo de la costa Este de los EUA., desde Massachusetts hasta Florida, y desde el Golfo de México hasta Venezuela, Puerto Rico, Cuba y Brasil. También fue introducido en Pearl Harbour, Hawái y en la costa del Pacífico Mexicano. *Perkinsus olseni*

se encuentra ampliamente dispersa en Australia, Nueva Zelanda, Vietnam, Corea, Japón, China, Portugal, España, Francia, Italia y Uruguay.

No se deben transportar ostras de áreas endémicas de la enfermedad hacia zonas libres. En la costa Este de Estados Unidos, se toman medidas de disminución de la densidad y mover ostras hacia áreas de baja salinidad. Este tipo de medidas aún deben ser valoradas para lagunas tropicales del Golfo y Pacífico Mexicano (Bower, 2010; Burreson *et al*., 1994; Cáceres-Martínez *et al*., 2008; Cáceres-Martínez *et al*., 2012; Villalba *et al*., 2004).

3.1.4. Microcitosis causada por *Mikrocytos mackini*

La microcitocis o enfermedad de la Isla de Denman o enfermedad de las microcélulas de la ostra japonesa, es causada por un protista denominado *Mikrocytos mackini*. Puede infectar a *C. gigas, O. lurida* y *C. sikamea*. Se han hecho infecciones experimentales en *C. virginica* y *O. edulis*.

Se distribuye en el oeste de la costa de Canadá y probablemente es ubicuo por todo el estrecho de Georgia y confinado a otras localidades alrededor de la isla de Vancouver y áreas adyacentes del estado de Washington. También se ha detectado en la Bahía de Humboldt, California, EUA.

Se recomienda no trasladar ostras de zonas infectadas, ya sea en la actualidad o históricamente, hacia áreas libres de la enfermedad. En Columbia Británica el control de la enfermedad se ha intentado trasladando las ostras más viejas a localidades altas en la zona intertidal antes de marzo y no se siembran ostras en los niveles bajos del intermareal antes de junio (Carnegie *et al*., 2003; Bower, 2010).

3.1.5. Herpesvirus de los ostreidos microvariante 1(HVOs-1)

El HVOs-1, pertenece a la familia Malacoherpesviridae, es el agente etiológico que causa la enfermedad conocida como Herpesvirus del ostión.

La especie más susceptible es la ostra japonesa *C. gigas*, aunque también se ha detectado en la ostra plana europea *O. edulis, O. angasi, T. chilensis, R. philippinarum* y *N. subnodosus* y en *Pecten maximus*.

Se distribuye en muchas regiones del mundo. En Estados Unidos (California y la costa Este de Estados Unidos), Francia, Nueva Zelanda, Australia y México (zona Noroeste).

En la ausencia de eficaces agentes anti-virales, se requieren implementar estrictas medidas de bioseguridad. En los laboratorios de producción de larvas y semillas, en caso de presentarse un brote de enfermedad, se recomienda la destrucción del lote de moluscos enfermos y desinfectar el agua y el equipo (Renault y Novoa, 2004; Vásquez-Yeomans *et al*., 2004; Vásquez-Yeomans *et al*., 2010).

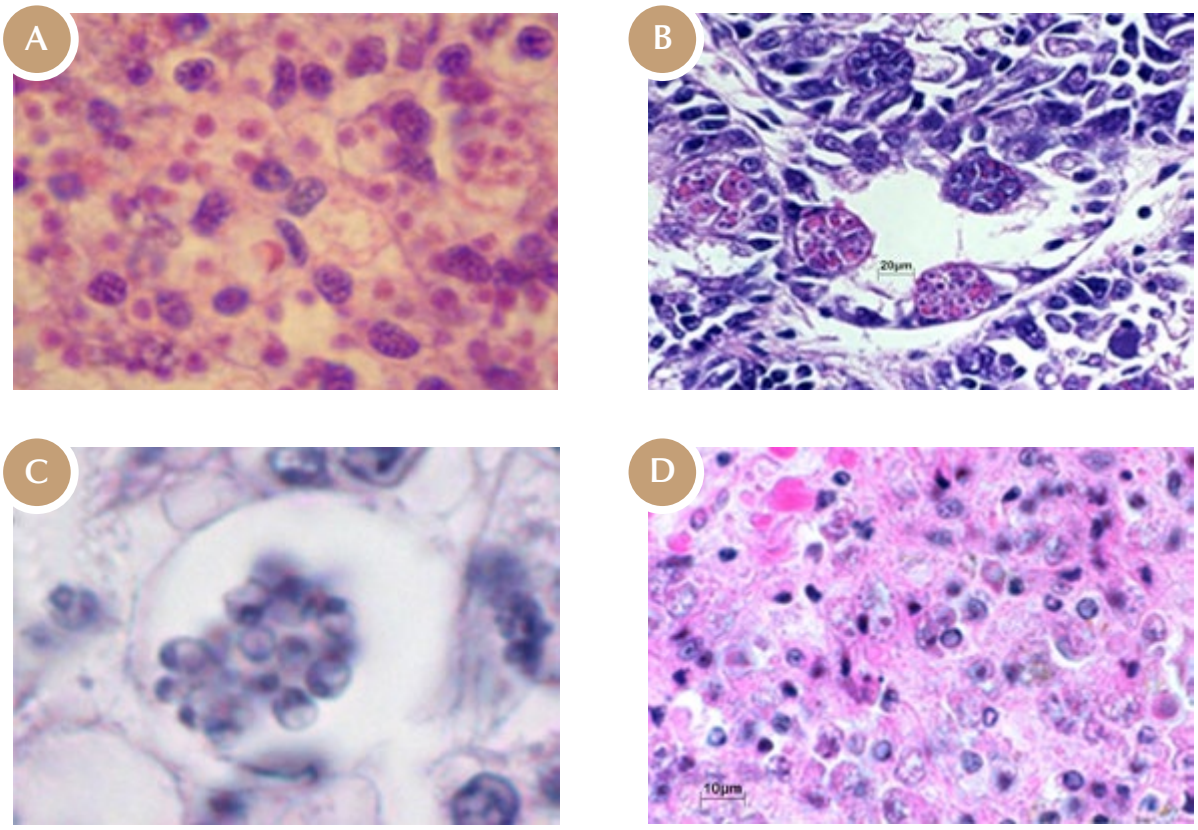


Figura 21. **A.** Hemocitos de la ostra chilena *Ostrea chilensis* infectados con Bonamia exitiosa. **B.** Túbulos digestivos del mejillón *Mytilus galloprovincialis* infectados con *Marteilia refringens*. **C.** Tejido conectivo de la glándula digestiva de *Crassostrea corteziensis* infectado con *Perkinsus marinus*. **D.** Infiltración hemocitaria en tejido conectivo de la almeja mano de león *Nodipecten subnodosus* infectada con el Herpesvirus de la ostra (HVOs-1). Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

3.2. Enfermedades de importancia nacional y regional

Existen enfermedades que ya no están listadas por la OIE o no han sido listadas, pero que son de gran relevancia para el País o la región de Latinoamérica. Entre estas enfermedades encontramos a la Haplosporidosis (Fig. 22), causada por *Haplosporidium nelsoni* en *C. virginica* y otros ostreidos y *Haplosporidium costale*; y algunas vibriosis (Fig. 22) como la causada por *Vibrio tapetis* en la almeja manila *T. philippinarum*, conocida como enfermedad del anillo marrón o la vibriosis del manto y concha de *L. subnodosus* causada por un consorcio de Vibrios entre los que destaca *Vibrio splendidus* (Fig. 23) (Ford y Haskin, 1982; Bower, 2010; Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2011).

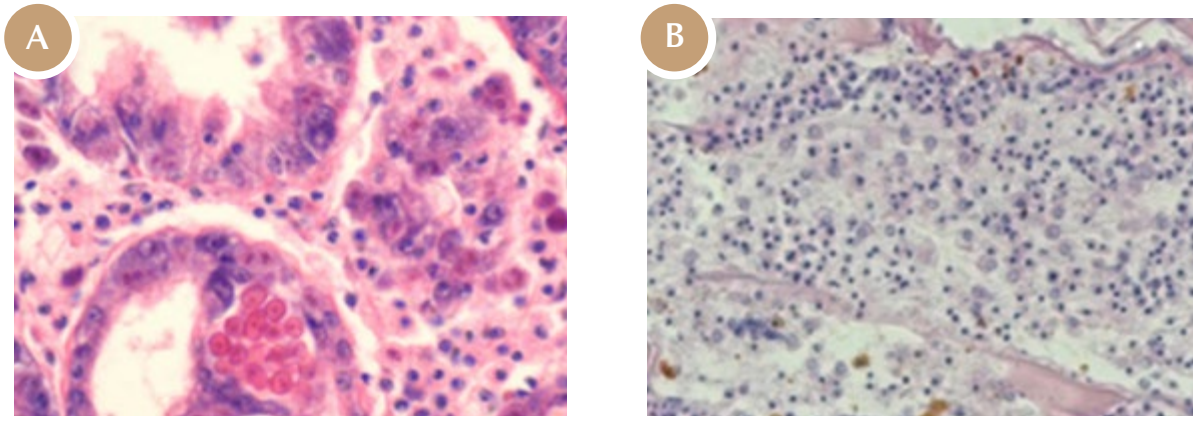


Figura 22. **A.** Glándula digestiva de la ostra americana *Crassostrea virginica* infectada por *Haplosporidium nelsoni*. **B.** Tejido del manto de la almeja mano de león *Nodipecten subnodosus* afectada por vibriosis. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

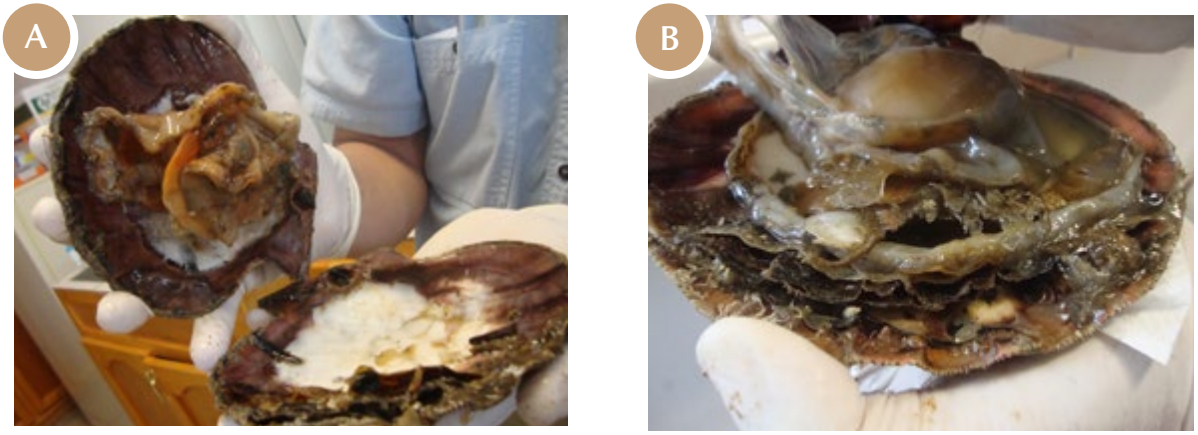


Figura 23. **A.** Almeja mano de león, *Nodipecten subnodosus*, afectada por una vibriosis severa proveniente de un banco natural de Laguna Ojo de Libre, Baja California Sur, México. **B.** Detalle de la infección severa en donde se muestran las capas de conquiolina y detritus en el borde de la concha; adicionalmente se observa el tejido completamente flácido y necrosado. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

3.3. Diagnóstico de las enfermedades de moluscos bivalvos

Un control efectivo de las enfermedades requiere de la supervisión rutinaria de las instalaciones y organismos en cultivo, la implementación de estrategias preventivas y por último, llevar a cabo diagnósticos efectivos y confiables. El diagnóstico de una enfermedad infecciosa es un proceso y no una técnica; el proceso parte del conocimiento de los conceptos básicos de la patología y su aplicación a una situación biológica en particular. Para ello deben utilizarse diferentes técnicas, observaciones y criterios que ayudarán a llegar a la conclusión de si hay una enfermedad infecciosa o no (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013b). Es así, que un diagnóstico nos permitirá conocer la presencia o ausencia de una enfermedad infecciosa. Las principales técnicas que se emplean en el diagnóstico de enfermedades de los moluscos son el análisis en fresco, la bacteriología, la histopatología, cultivos específicos de microorganismos y la biología molecular.

Cuando se sospecha de la presencia de una enfermedad o se desea llevar a cabo un seguimiento sanitario de los organismos en cultivo, es necesario asegurar que las muestras se recolecten en las condiciones adecuadas para su análisis. En el Anexo 1, se mencionan los requisitos para el envío de muestras de moluscos bivalvos.

Para el análisis de los organismos se debe hacer una revisión de la concha e identificar a los epibiontes presentes (Anexo 2). Posteriormente, con la ayuda de un cuchillo se abren las valvas para analizar el cuerpo blando macroscópicamente, principalmente las branquias, para después buscar anormalidades en el cuerpo. Por último, se hace un corte del cuerpo blando (aproximadamente de 5 mm) que servirá de base para el análisis histopatológico (Fig. 24). En los Anexos 3, 4 y 5, se presentan los protocolos de fijación (preparación de reactivos), deshidratación y tinción de las muestras que se analizan para el diagnóstico histopatológico. El Anexo 6 ejemplifica la hoja de registro para el diagnóstico patológico.

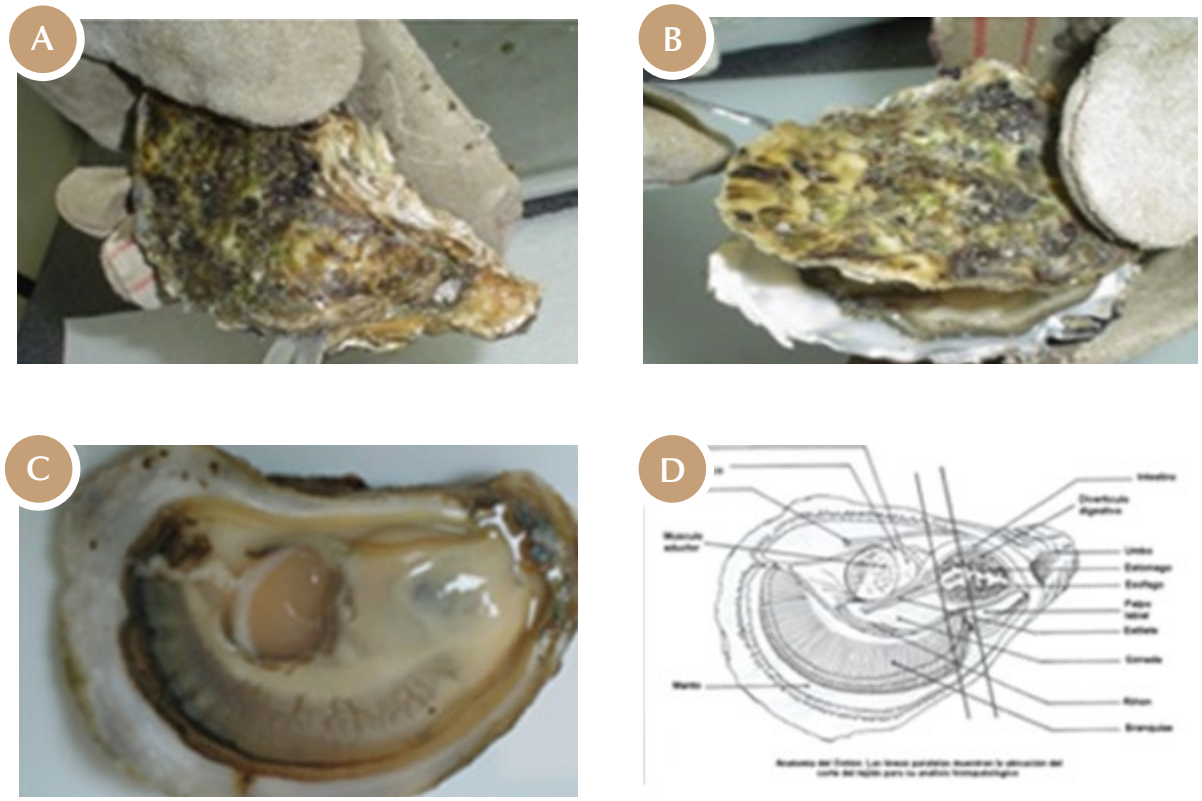


Figura 24. **A.** Inserción del cuchillo en la zona del músculo aductor. **B.** Deslizamiento del cuchillo para el corte del músculo aductor y apertura de la concha sin dañar el cuerpo blando. **C.** Imagen del cuerpo blando de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* y **D.** Esquema en donde se señalan los diferentes órganos para un análisis del cuerpo blando. El esquema fue tomado y modificado de kim *et al*. 2006. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



4.

Cultivo de moluscos bivalvos

4. Cultivo de moluscos bivalvos

4.1. Antecedentes históricos

El cultivo de moluscos bivalvos se remonta hasta el Imperio Romano, hacia el año 140 a.C. Los datos arqueológicos y documentos antiguos registran que el cultivo de la ostra plana *O. edulis* inició en el Lago Lucrino, Italia. Los procedimientos que se siguieron han sido la base de los que se han practicado posteriormente. En diferentes áreas del lago se colocaban montones de piedras con ostiones adheridos para formar una especie de banco artificial, alrededor de cada uno de ellos se colocaban círculos de pilares de madera unidos entre sí por cables, de los que colgaban cuerdas con ramas para recolectar las larvas. En estos recolectores, los ostiones crecían hasta determinado tamaño y llegado el momento, se colocaban en una especie de cestas que se mantenían sumergidas en otras áreas del lago, donde engordaban hasta adquirir el tamaño adecuado para ser enviadas al mercado (Cifuentes-Lemus *et al*., 1997; Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013a).

A principios del Siglo XVII los japoneses ya cultivaban a la ostra japonesa *C. gigas*; para ello utilizaban rocas y ramas que permitían la adherencia de los ostiones y que posteriormente trasladaban a aguas seleccionadas para su engorda. A finales de ese mismo siglo, se desarrolló en Hiroshima, Japón, el cultivo de la ostra utilizando una técnica conocida como "hibitate", que consistió en emplear estacas de bambú ancladas verticalmente en el fondo del mar para la fijación de las larvas; de esta manera se tenía una mayor superficie de adhesión y los ostiones ya fijados se protegían de los depredadores bénticos. Esta técnica se utilizó por más de 300 años, manteniendo una producción estable de ostras (Bardach *et al*., 1986; Imai, 1982). Sin embargo, el desarrollo más importante del cultivo ha ocurrido en los últimos 70 años, a partir de la introducción de la técnica de cultivos suspendidos, que permitieron elevar la producción y mejorar la utilización y manejo de las áreas de engorda (Imai, 1982). Gradualmente, este nuevo sistema de cultivo se empezó a implementar en varias partes de Japón y contribuyó al progreso de esta industria. Por otro lado, la presión en las pesquerías de la ostra olimpia (*Ostrea conchaphila*) en Estados Unidos y de la ostra plana (*O. edulis*) en Europa, facilitaron la introducción de la ostra japonesa, *C. gigas*, a esas regiones del mundo (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013a).

En México, el cultivo de ostras exóticas inicia con la introducción de *C. gigas* en 1973 a la Bahía Falsa, Baja California, México a una escala piloto. Actualmente, en esta bahía se encuentran 22 empresas con una producción anual de 1000 toneladas (Tapia-Vázquez *et al*., 2008). Las técnicas de cultivo incluyen el cultivo en racas o estantes, y balsas así como el cultivo en camas y costales con una tecnología moderna y las empresas van desde el nivel familiar hasta el nivel empresarial con capacidad de exportación (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2007). Adicionalmente, el cultivo se ha extendido al resto del Noroeste de

México. Por su parte, los inicios del cultivo de la especie nativa *C. corteziensis* se realizaron a finales de los años 50´s en Sonora, México (Sevilla, 1959). Actualmente, existen 4 sociedades cooperativas de producción pesquera que cultivan esta especie en Nayarit usando empilotados y balsas flotantes con una producción anual de 1,056 t (Cáceres-Martínez *et al*., 2008; Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina, S/A). En Centroamérica, la introducción de *C. gigas* es reciente y el potencial de cultivo de la ostra nativa *C. corteziensis* debiera ser aprovechado.

4.2. Selección de especie

Este es un tema aparentemente sencillo, pero que puede llevar a la ocurrencia de numerosos fracasos en el cultivo de moluscos, si no se analiza adecuadamente. Es común que un productor interesado en cultivar moluscos, obtenga información sobre lo ventajoso de cultivar especies como la ostra japonesa y la almeja manila, que son dos de las especies de moluscos bivalvos más populares y ampliamente introducidos desde sus regiones de origen a muy diversas partes del mundo (Fig. 25). Sin embargo, esto no significa que se adapten a cualquier situación ambiental y de cultivo. También ocurre el hecho de recomendar el cultivo de especies nativas, ya que al encontrarse de forma natural en la zona, se cree que su cultivo será muy fácil y exitoso. No obstante, es conveniente analizar estos dos criterios a mayor detalle con objeto de tomar una decisión adecuada sobre la especie a elegir.



Figura 25. **A.** Ostra japonesa o del pacífico *Crassostrea gigas*. **B.** Almeja manila *Tapes philippinarum*. Estas dos especies se han introducido a diversas regiones del mundo; sin embargo, se requiere de estudios apropiados que garanticen éxito en el cultivo y protección de la biodiversidad. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

4.2.1. Especies nativas

Una especie nativa es aquella originaria del lugar que habita de manera natural. Son especies que han evolucionado dentro de ese ecosistema en particular, en el cual desempeñan un papel biológico perfectamente definido (Colautti y MacIsaac, 2004). Algunas de estas especies pueden estar tan bien adaptadas a tales condiciones que difícilmente prosperan fuera de él; es decir, que a diferencia de una especie exótica exitosa tienen un bajo potencial biológico o de adaptación a condiciones fuera de sus áreas de distribución natural. Cuando las especies nativas son aptas para el consumo humano, son bien conocidas por las comunidades ribereñas y sostienen pesquerías locales exitosas. Sin embargo, por lo general no se cuenta con estudios sobre su biología básica o tecnología de cultivo. Ante esta falta de información básica, se acude a la abundante información y desarrollo tecnológico de especies exóticas, bien estudiadas, para aplicarlas al cultivo de especies nativas. Este camino generalmente lleva al fracaso de la iniciativa debido a los requerimientos específicos de las especies y que, en esos casos no han sido estudiados.

Lamentablemente, en la mayoría de los países latinoamericanos, se considera un despilfarro la inversión en investigación básica, erróneamente se cree que ese tipo de investigaciones solo deben hacerse en el primer mundo; el resultado, es que cuando se quiere explotar alguna especie nativa no se tiene información sobre su ciclo de vida, o sus requerimientos ambientales o las bases para desarrollar la tecnología que se requiere. Es fundamental subrayar que, para que pueda tenerse éxito en la producción de moluscos bivalvos en Centroamérica, es necesario establecer políticas públicas que apoyen la inversión en ciencia y tecnología, teniendo como base la investigación básica. Países como la India, Corea y Brasil, se han dado cuenta que para tener una industria próspera y productos de exportación, deben invertir en investigación básica, aplicada y desarrollo tecnológico. La investigación básica es la plataforma para la investigación aplicada y el desarrollo tecnológico. Bunge (1997) hace un excelente análisis en este sentido y sugiere que en América Latina se debe invertir en ciencia y tecnología como un motor para su desarrollo. México invierte 0.44% del PIB en Investigación Científica y Tecnológica, Chile el 0.42%; mientras que, Estados Unidos invierte el 2.83%, Corea 3.74% e Israel 4.34% (OECD, 2011).

4.2.2. Especies exóticas

Una especie exótica es aquella que no se encuentra de manera natural en la zona o región en la cual se pretende realizar su cultivo. También se conoce como especie foránea o introducida, es decir, que ha sido introducida en un lugar fuera de su rango de distribución natural, ya sea de manera accidental o intencional por la actividad humana. Aquellas especies que logran establecerse fuera de sus áreas naturales de distribución por lo general tienen una gran capacidad de adaptación o potencial biológico.

El hecho de que la ostra japonesa *C. gigas*, originaria de las costas de Japón, Corea y China, sea tan ampliamente cultivada alrededor del mundo, se debe a que es una especie de alto potencial biológico (Ximing y Standish, 1994). Actualmente se cultiva en Canadá, China, Corea,

Estados Unidos, Tahití, Islas Palau, Australia, Nueva Zelanda, Francia, Inglaterra, Sudáfrica, Brasil, Chile, México, Costa Rica y El Salvador, entre otros países (MacKenzie, 1997). Sin embargo, se puede caer en el error de pensar que su cultivo puede ser un éxito en cualquier parte. Nada más alejado de la realidad. Hay que hacer un estudio previo de la calidad del agua y condiciones ambientales que nos indiquen si las mismas se encuentran dentro de los límites de tolerancia de la especie para su óptimo desarrollo.

En México, la ostra japonesa se introdujo en 1973, en la Bahía de San Quintín, Baja California a una escala piloto. Entre 1972 y 1975 se llevaron a cabo diversos estudios sobre la hidrología de la laguna (Chávez de Nishikawa y Álvarez, 1974), las características fisicoquímicas del agua (Álvarez-Borrego y Álvarez-Borrego, 1982 y Álvarez-Borrego *et al*., 1975), la productividad primaria (Lara-Lara y Álvarez-Borrego, 1975), así como sobre la producción de larvas en laboratorio (Islas-Olivares *et al*., 1978) y sobre la rentabilidad del cultivo mediante la utilización de canastas y balsas (Islas-Olivares y Ferrer, 1980) que permitieron una introducción exitosa de esta especie y consolidar su cultivo. Sin embargo, su cultivo en el estado de Sonora, México no ha sido exitoso pues las elevadas temperaturas y condiciones de eutroficación colocan a la especie en sus límites de tolerancia ambiental (Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans, 2013a). Una situación similar puede ocurrir en condiciones tropicales del sur de México y en Centroamérica ya que lagunas eutróficas de poca circulación, poca profundidad e influencia de agua dulce no son las óptimas para esta especie y su introducción no parece recomendable.

4.2.2.1. Otros aspectos para elegir una especie exótica

Se deben de tomar en cuenta dos argumentos muy poderosos antes de decidirse a introducir una especie exótica de alto potencial biológico en una zona en donde se cuente con las condiciones favorables para su desarrollo.

El primero es que, justamente por su alta capacidad de adaptación, si encuentra un ambiente favorable, puede proliferar naturalmente desplazando a las especies nativas y alterando la biodiversidad. En este sentido, la introducción accidental de *C. gigas* a Nueva Zelanda, desplazó a la pesquería de la ostra de roca *Saccostrea glomerata*, nativa de Nueva Zelanda y Australia (Ruesnik *et al*., 2005). En Tasmania, *C. gigas* fue introducida para establecer una nueva pesquería y de ahí, fue trasladada a Nueva Gales del Sur en donde ha amenazado a la pesquería de la ostra nativa (Ayres, 1991).

El segundo argumento que juega en contra de la introducción de especies exóticas, es la introducción de enfermedades. Como se menciona en el apartado de transfaunación, esta implica no solo el transporte de epibiontes, sino de todos los simbiontes que se encuentran dentro del hospedero. Algunos de estos simbiontes pueden ser agentes causantes de enfermedades y transmitirlas a las especies nativas. En acuicultura existen numerosos ejemplos de dispersión de enfermedades a partir de la introducción de especies exóticas.

Entre los ejemplos de dispersión de enfermedades de moluscos bivalvos tenemos a la Perkinsosis o enfermedad de Dermo. Esta enfermedad se considera endémica de la costa Este de Estados Unidos y Golfo de México, y a partir de su descubrimiento en los años 40's en el Delta del río Mississippi, se ha visto un patrón de ampliación de su rango de distribución asociado con movimientos de su hospedero, la ostra americana *C. virginica*. Su extensión en Delaware Bay, Nueva Jersey, EUA y Cape Cod, EUA se atribuyó a repetidas introducciones del hospedero en la zona por varias vías durante años y al incremento de la temperatura superficial del agua, especialmente en invierno (Ford, 1996; Ford y Chintala, 2006). A finales de 2006 se descubrió la presencia de *P. marinus* en lagunas costeras del Estado de Nayarit en la costa del Océano Pacífico en México (Cáceres-Martínez *et al*., 2008), un análisis de los movimientos de transfaunación en la zona, mostró que hubo introducciones de *C. virginica* de lagunas costeras del Golfo de México hacia el Pacífico Mexicano y se concluyó que *P. marinus* infectó a la ostra nativa *C. corteziensis* (Parra-Laca, 2010). Debido a lo anterior, las movilizaciones de moluscos bivalvos deben ser controladas estrictamente desde el punto de vista sanitario.

4.3. Selección de sitio

La selección de sitio para el cultivo está íntimamente relacionada con la selección de especie y técnica de cultivo, ya que estos tres componentes son interdependientes. Uno de los primeros aspectos a considerar es la existencia de la especie de moluscos en la zona o que sus condiciones sean apropiadas para el desarrollo de especies exóticas. Otro aspecto fundamental es que las artes de cultivo empleadas en su cultivo se instalan en los cuerpos de agua, aprovechando sus condiciones naturales tales como tipo de fondos (planos, rocosos, arenosos, lodosos), canales y zonas de entremareas, regímenes de marea, corrientes costeras, ocurrencia de surgencias, movimientos de la termoclina y todos los principios ambientales y biológicos considerados en el capítulo 2 del presente manual. Adicionalmente, se consideran vías de comunicación y transporte, existencia de servicios (agua potable, luz, drenaje, etc.) e infraestructura, así como el entorno social.

La compatibilidad entre la existencia de zonas costeras con características ambientales y biológicas propicias para el cultivo de moluscos y la existencia de infraestructura y servicios para el personal, no siempre se logra. Los lugares prístinos exentos de contaminación y de bajo impacto humano, generalmente se encuentran alejados de núcleos urbanos, por lo que es difícil el traslado y establecimiento del personal que opera el cultivo. Por otro lado, zonas con servicios urbanos cercanas a los sitios de cultivo, por lo general producen un impacto importante. En este sentido, es deseable buscar un equilibrio entre estas actividades y aplicar buenas prácticas que permitan la coexistencia de las mismas. Entre los impactos de mayor relevancia que provoca el desarrollo humano en zonas costeras aptas para el cultivo de moluscos bivalvos es el vertido de aguas residuales, con lo cual la calidad bacteriológica del agua es un tema prioritario para proteger la salud de la población. Las autoridades sanitarias de cada país, han establecido condiciones bacteriológicas y microbiológicas mínimas para el cultivo de moluscos bivalvos, sobre este tema se profundizará en el capítulo de inocuidad. El vertido de contaminantes y sustancias tóxicas al ambiente es otro factor de relevancia. El

descubrimiento de la perkinsosis, fue asociada en su inicio, con el posible efecto de actividades industriales. Productores ostrícolas del delta del rio Mississippi en los años 40's entablaron una demanda en contra de empresas petroleras y de producción de fertilizantes establecidas en la zona (Ray, 1996). Inicialmente los productores culparon a la contaminación por petróleo y por fertilizantes de la muerte masiva de sus ostras. Los estudios realizados por los científicos de la época demostraron que la mortalidad se debía a *P. marinus* y no al efecto del petróleo y fertilizantes (Mackin, 1961). La demanda fue retirada y se implementó un programa de vigilancia de la Perkinsosis en el área.

Se sabe que si bien el petróleo o los fertilizantes no fueron los agentes causales de la mortalidad masiva de ostras, tal vez fueron factores condicionantes para la proliferación del parásito. Este ejemplo ilustra un conflicto de intereses entre actividades productivas con relación a la salud del molusco. Recientemente, el derrame de petróleo de la plataforma Deep Water Horizon de la empresa British Petroleum en las aguas del Golfo de México frente a las costas de Luisiana, en donde se concentra una buena parte de la producción ostrícola de Estados Unidos, llevó al cierre de las granjas ostrícolas y recolecta de ostras de los bancos naturales por la posible contaminación de las ostras por el petróleo y su efecto para el consumo humano, es decir, este es un claro ejemplo de un problema de inocuidad alimentaria asociado con un conflicto de compatibilidad entre el cultivo de moluscos bivalvos y el establecimiento de industrias en la zona costera (Smith *et al*., 2011). En este sentido es indispensable que para la selección de sitio se consideren los desarrollos industriales actuales y potenciales.

4.4. Selección del sistema de cultivo

Como se mencionó en el capítulo 2.2 la estrategia de fijación es condicionante para definir la técnica de cultivo a emplear. En las figuras 26 y 27, se muestran diagramas de los sistemas de cultivo en función del tipo de obtención de semilla.



Figura 26. Diagrama del cultivo de la ostra de placer *Crassostrea corteziensis* para el cual se depende de captación de semilla del medio natural.

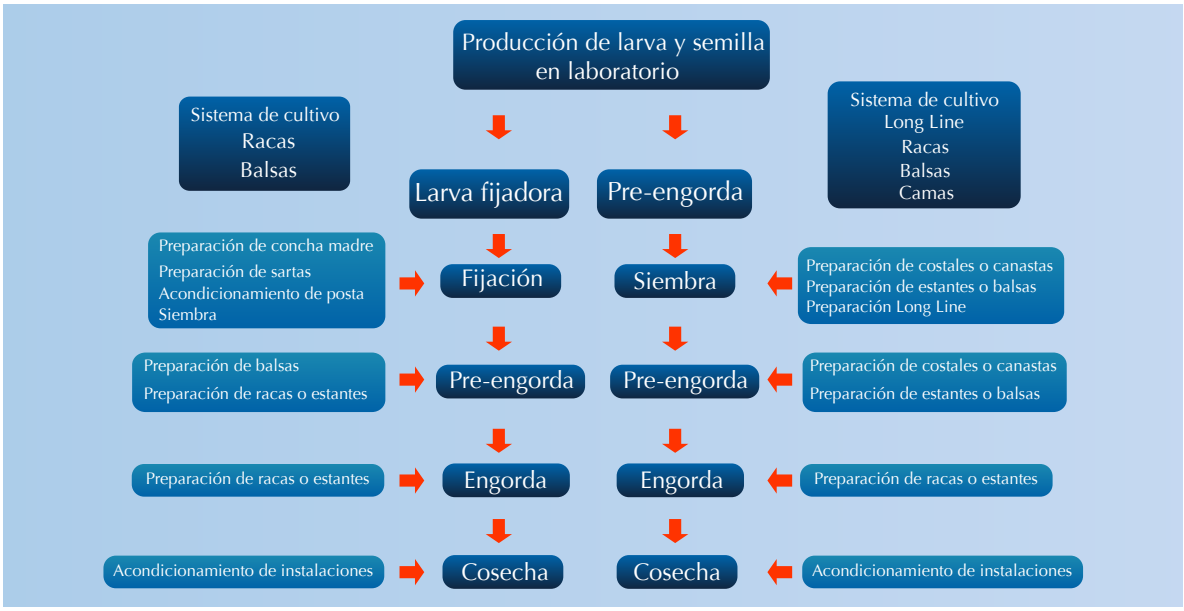


Figura 27. Diagrama de producción de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* con diferentes técnicas de cultivo en función del estadio de desarrollo obtenido en el laboratorio o hatchery.

4.4.1. Obtención de semilla del medio natural

La semilla para cultivo puede obtenerse por captación en el medio natural a través de colectores específicos. Para esto, es necesario conocer el período reproductivo de la especie en el ambiente y las zonas de fijación natural de la misma. Por lo general, los propios pescadores tienen una idea de estos eventos por la observación de su entorno a través del tiempo y la experiencia; sin embargo, en términos técnicos, es necesario conocer el ciclo reproductivo, la duración y características de la vida larvaria y la fijación para tener éxito en la captación de semilla del medio natural.

En el caso del mejillón, los cultivos más importantes a nivel mundial dependen de la captación de semilla del medio natural, como lo es el caso de China, España, Francia, Holanda, México y Chile (Hickman, 1992). La producción acuícola de la ostra americana *C. virginica* y la ostra de placer *C. corteziensis*, también depende del asentamiento natural y el uso de recolectores artificiales (Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina, S/A) (Fig. 28). Es importante saber el tipo de recolector idóneo para cada especie, mientras que para el mejillón los recolectores deben ser filamentosos, para las ostras deben ser sustratos duros como conchas de adultos o tejas. Una práctica común para el cultivo extensivo del ostión americano *C. virginica* en lagunas costeras del Golfo de México, implica la devolución de las conchas a los bancos ostrícolas para que

sirvan como sustrato para el asentamiento de larvas de la especie. Es recomendable que las conchas sean secadas al sol antes de ser devueltas al mar y, en caso de que se haya presentado un episodio de infestación por gusanos perforadores (*Polydora* sp.) o alguna enfermedad de la concha, es recomendable aplicar después del secado, un baño en una solución de hipoclorito de sodio al 10% o salmuera y volver a secar al sol antes de reutilizar dichas conchas (Cáceres-Martínez, 2003). En el caso del cultivo de ostras en sartas, en las cuales también se utilizan las conchas para el asentamiento de larvas, se debe aplicar el mismo criterio (Tapia-Vázquez *et al*., 2008; Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina, S/A).



Figura 28. **A.** Recolectores para captación de semilla de *Crassostrea corteziensis* en Nayarit, México. Cada recolector consta de 7 conchas madre previamente limpiadas con baño de cloro al 3%. **B.** Zona de captación de semilla en donde se observa la cortina de recolectores sumergidos. El emplazamiento de los recolectores debe ser en la época y en las zonas adecuadas. Fotografías, A. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans. B. Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina.

La desventaja de depender de la captación de semilla del medio natural está relacionada con cambios en la estacionalidad, la temporalidad y la localización del fenómeno de fijación, condiciones que están fuera del alcance del productor (Tursi *et al*., 1990). Por otra parte, es necesario proteger a los bancos naturales de reproductores y zonas de asentamiento, del efecto de aguas residuales domésticas o industriales que puedan afectar, tanto la condición reproductiva de los adultos, como el desarrollo y la supervivencia de las larvas. La presencia de contaminantes en el ambiente como la tributilina (TBT), utilizada como biocida para la limpieza de cascos de embarcaciones, afecta el desarrollo de la concha en *C. gigas* (Alzieu *et al*., 1982).

4.4.2. Obtención de semilla en laboratorio

Por otro lado, la producción de semilla de la ostra japonesa *C. gigas*, almejas, como la manila, *T. philippinarum*, y algunos pectínidos como la mano de león *N. subnodosus* o el curil o concha *A. tuberculosa* puede llevarse a cabo en laboratorio. Este sistema de producción requiere de tecnología específica y de un estricto control que va desde la calidad del agua y producción de microalgas para alimentación de las larvas (Fig. 29) hasta el mantenimiento, selección y manipulación de los reproductores. Los aspectos sanitarios a considerar en la producción de semilla en laboratorio, parten del uso de reproductores libres de enfermedades infecciosas como las listadas en los capítulos 3.1 y 3.2, éstos deben ser obtenidos de zonas libres de enfermedades infecciosas y se debe contar con un certificado sanitario que lo garantice, de acuerdo a los procedimientos de diagnóstico indicados en el capítulo 3.3. Los reproductores deben de mantenerse en una zona destinada para tal efecto dentro del laboratorio de producción larvaria o hatchery, en donde las medidas sanitarias deben extremarse (Fig. 30). Adicionalmente, es deseable el contar con un área de cuarentena cuando es necesario vigilar el desempeño de reproductores recién adquiridos. La calidad del agua en la producción larvaria, tanto en el aspecto de sus características fisicoquímicas como microbiológicas debe ser cuidadosamente vigilada, para esto es necesario llevar acabo muestreos rutinarios de la diversidad y cantidad de bacterias en el sistema y el uso de sistemas de filtración apropiados. En el caso de los parámetros fisicoquímicos es necesario vigilar que éstos se mantengan en el rango apropiado de tolerancia de la especie a cultivar.

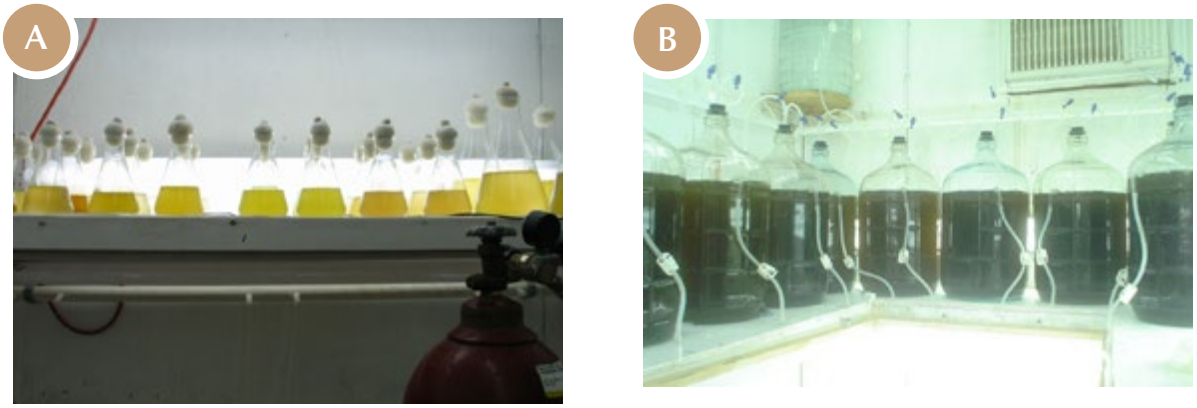


Figura 29. Cultivo de microalgas para producción larvaria de moluscos bivalvos en laboratorio. **A.** Cultivo inicial de microalgas en matraces Erlenmeyer. **B.** Cultivo de microalgas a escala de contenedores de 20 L. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



Figura 30. **A.** Laboratorio de mantenimiento de reproductores de ostra. **B.** Grupo de reproductores en el estanque de mantenimiento. **C.** Sistema de filtración mecánico, biológico y por luz UV empleado en el sistema de recirculación. **D.** Labores de mantenimiento y biometría de los reproductores. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Además, es imprescindible tomar en consideración los criterios de selección de sitio que estará determinada por la calidad y disponibilidad del agua, accesos, presencia de actividades industriales o urbanas aledañas, aspectos de uso y tenencia de la tierra.

Para el abastecimiento y vertido de aguas de los laboratorios de producción de larvas se debe considerar la correcta ubicación del influente y el efluente. La toma de agua no debe colocarse

cerca a fuentes de contaminación orgánica e inorgánica, ni debe quedar expuesta al ambiente durante la bajamar. Se debe considerar su posicionamiento respecto a las corrientes costeras que puedan acarrear contaminantes o sedimentos. Así mismo, en zonas de surgencias y florecimientos algales, es recomendable contar con un sistema de recirculación autónomo que permita continuar con la operación del laboratorio de producción larvaria, durante eventos de este tipo.

Los efluentes deben de colocarse a una distancia apropiada respecto del influente. Además, se debe considerar a las corrientes así como la cercanía de otros laboratorios de producción larvaria. Se deben de colocar sistemas de filtración en el influente y sistemas de esterilización, en el efluente. Es indispensable el monitoreo regular de la calidad del agua en el influente y el efluente de la instalación.

Otro aspecto a tomar en cuenta es la navegación y el excesivo disturbio de sedimentos y objetos flotantes que puedan ser fuentes potenciales de obstrucción o destrucción del influente. En el caso de tomar agua para el lavado del producto se deben de considerar los criterios anteriores y además asegurarse la remoción de sólidos y posibles contaminantes en el agua residual.

En todos los casos, el uso de sistemas de filtración y esterilización del agua de mar es imprescindible, así como contar con un laboratorio de análisis bacteriológicos que permita mantener un monitoreo permanente de la presencia de bacterias en los sistemas. Las bacterias, y en particular las bacterias del género Vibrio, se encuentran entre los principales agentes causantes de mortalidades en los criaderos de moluscos bivalvos (Elston, 1984; Paillard *et al.*, 2004; Berthe, 2005; Elston *et al.*, 2008).

En algunos casos de enfermedades bacterianas y virales, además de tener en cuenta los mecanismos y sistemas para tratamiento del influente y el efluente de agua es importante dimensionar el tamaño y la capacidad de producción del laboratorio. Se han tenido lamentables experiencias en las cuales al depender de unos pocos laboratorios de producción de semilla de moluscos, en el caso del brote de una enfermedad, la distribución de la misma alcanza y afecta extensas zonas. En este sentido, tanto la FAO como productores independientes, han propuesto la operación de laboratorios de producción de semilla modulares que satisfagan la demanda a nivel local y en el caso del brote de alguna enfermedad, esta pueda ser controlada rápida y eficazmente (Sarkis y Lovatelli, 2007).

Los laboratorios de producción larvaria pueden comercializar la larva próxima al asentamiento o "larva fijadora" o larva ya fijada conocida como semilla. En el caso de la obtención de larva fijadora, ésta debe ser llevada a estanques o postas de fijación, en donde se coloca el sustrato adecuado para su fijación y posteriormente llevarla a la etapa de pre-engorda. En el caso de adquirir semilla, ésta se siembra en bolsas y costales, que igualmente se trasladan a la zona de engorda.

4.5. Resumen de puntos y criterios para el cultivo de moluscos bivalvos

Con base en los capítulos anteriores, se enumeran los puntos y criterios a considerar para un cultivo exitoso de moluscos bivalvos:

1. Selección de especie

- Especie nativa
  - Importancia comercial y nutricional
  - Información sobre su biología básica (tasa de crecimiento, ciclo reproductivo, parásitos y enfermedades, distribución, tolerancia a condiciones ambientales, etc.)
  - Información sobre su tecnología de cultivo (artes, técnicas y dominio del proceso del cultivo)

- Especie exótica
  - Importancia comercial y nutricional
  - Información sobre su biología básica (tasa de crecimiento, ciclo reproductivo, parásitos y enfermedades, distribución, etc.)
  - Información sobre su impacto en el ecosistema receptor (desplazamiento de especies nativas, alteración de la biodiversidad, introducción de parásitos, enfermedades y pestes)
  - Información sobre su adaptación al ambiente receptor (tolerancia a condiciones ambientales)
  - Información sobre la dependencia tecnológica del exterior (materiales y suministros, patentes, abasto de reproductores o semilla, asesoría, capacitación, etc.)

2. Selección de sitio

- Regulaciones federales, estatales y municipales, además de los permisos o conseciones requeridas, con base en la reglamentación de cada país, para que la empresa acuícola inicie operaciones legalmente
  - Investigar los posibles usos de la tierra aledaña al sitio de cultivo, para identificar áreas pontenciales de conflicto o posibles problemas con la calidad de agua a futuro
  - Verificar el suministro de los servicios básicos (electricidad, transportación, comunicaciones, agua potable, etc.)
  - Considerar si el sitio de cultivo se encuentra dentro de áreas naturales protegidas sujetas a regulación ambiental
  - Acceso a la línea de playa, al arrendamiento, a la propiedad privada, etc. En algunos casos, estos son aspectos legales, en otros se lleva la política del buen vecino

- Condiciones oceanográficas y costeras
  - Régimen de mareas
  - Frecuencia y ocurrencia de fenómenos de surgencias
  - Frecuencia, ocurrencia y duración de fenómenos de florecimientos algales
  - Condiciones metereológicas que inciden en el sitio de cultivo (tormentas, ciclones, riadas, sequías, anomalías térmicas, etc.)
  - Condiciones ambientales y fisicoquímicas del cuerpo de agua y su fluctuación temporal (salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, pH, nutrientes, turbidez, etc.)
  - Comparación de las condiciones ambientales y fisicoquímicas del cuerpo de agua con los requerimientos de la especie a cultivar
  - Batimetría y condiciones del fondo

- Clasificación sanitaria del sitio de cultivo y condiciones ecológicas
  - Zona certificada (si la calidad bacteriológica y sanitaria del agua en el sitio de cultivo cumple con los requisitos establecidos por las autoridades correspondientes para el consumo humano)
  - Zona no certificada (posible uso de plantas de depuración y/o tratamientos adicionales al producto para su comercialización y consumo humano)
  - Conocimiento sobre el proceso de sucesión ecológica en el sitio que prevenga sobre la ocurrencia de asentamientos masivos de epibiontes (gusanos perforadores, esponjas, urocordados, algas, etc.)

3. Elección del sistema de cultivo

- Disponibilidad de semilla
  - Recolecta del medio natural (cuando es posible y deseable obtener semilla del medio natural, son necesarios los conocimientos del proceso de fijación natural y el uso de recolectores)
  - Producción de semilla en laboratorio (cuando no es posible o no es deseable obtener semilla del medio natural es necesario producirla en laboratorio. Esta producción requiere de conocimientos e instalaciones especializadas)

- Pre-engorda y engorda
  - La pre-engorda y engorda están asociadas con el sistema empleado para la obtención de semilla, si se obtiene del medio natural con colectores éstos se transladan a balsas, racas o long-line en diferentes puntos del sitio de cultivo. Si la semilla se obtiene en el laboratorio, la semilla se lleva a canastas o costales en balsas, racas, estantes o long-line en diferentes puntos del sitio de cultivo

- Cosecha y transporte
  - Contar con vías de comunicación apropiadas
  - Contar con sistemas de transporte y refrigeración apropiados

- Verificar si es necesario el paso de aduanas o fronteras para asegurarse de llevar los permisos y requermientos legales solicitados para el transporte

En la Figura 31, se muestra un esquema del proceso de cultivo de moluscos bivalvos, desde la selección del sitio hasta el consumo humano, señalando la importancia de las buenas prácticas y su interacción con el ambiente y con la presencia de patógenos.

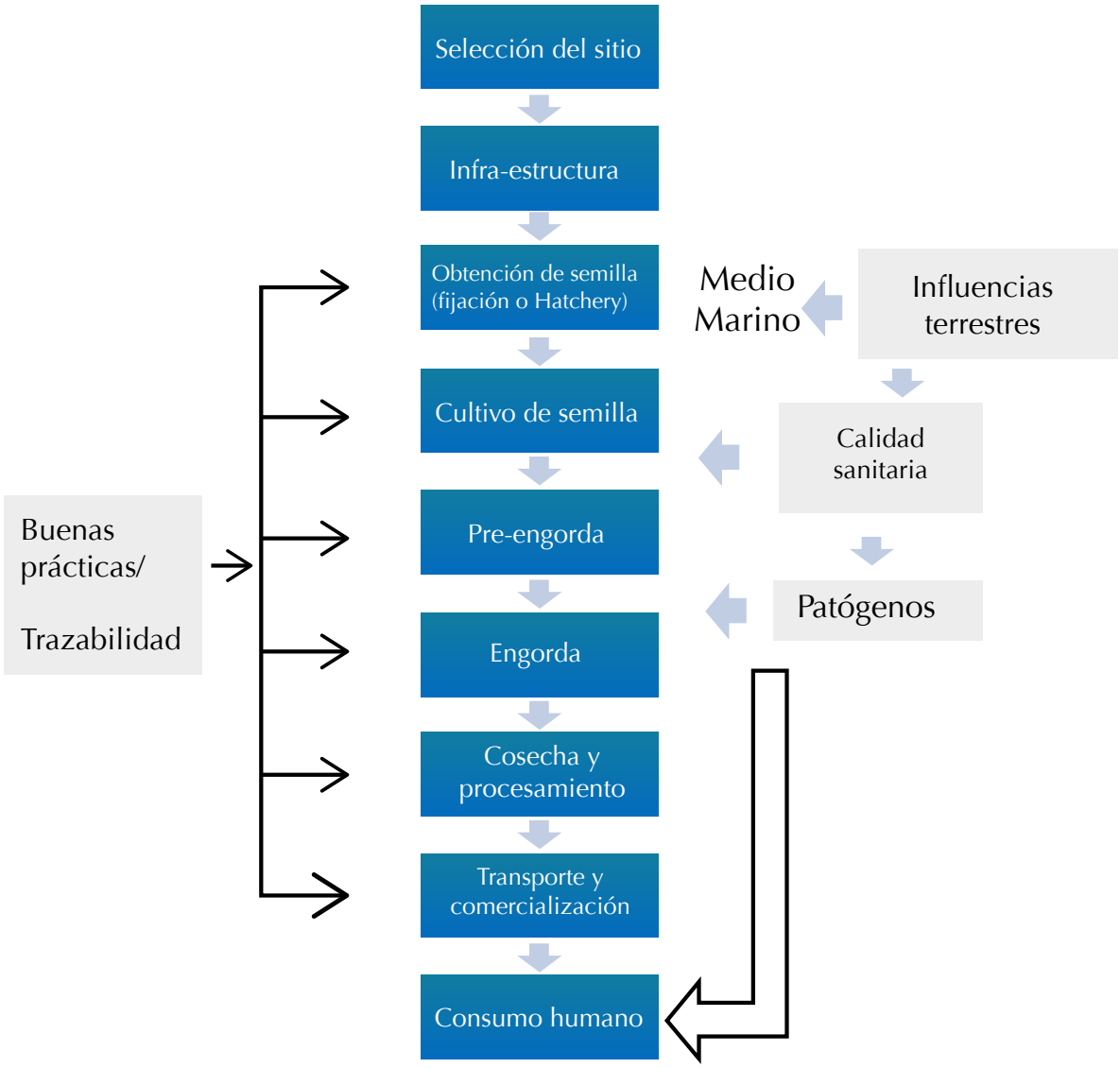


Figura 31. Esquema del proceso de cultivo de moluscos bivalvos.



5.

Operación del cultivo de ostra y buenas prácticas

5. Operación del cultivo de ostra y buenas prácticas

A continuación se presentan descripciones del proceso de cultivo de ostras (*C. gigas, C. sikamea* y *C. corteziensis*) en función de la forma en que el productor adquiere la larva y/o la semilla. En cada caso se hacen las recomendaciones para la aplicación de buenas prácticas.

5.1. Larvas de laboratorio

Las larvas de *C. gigas* se compran en laboratorios de producción o hatcheries de California, Oregon o Washington en la Costa oeste de EUA, o en laboratorios ubicados en la Península de Baja California y en Sonora, México. La larva se adquiere en el estadio de larva próxima a la fijación o larva fijadora y a su arribo debe ser revisada para ver su calidad (Fig. 32).

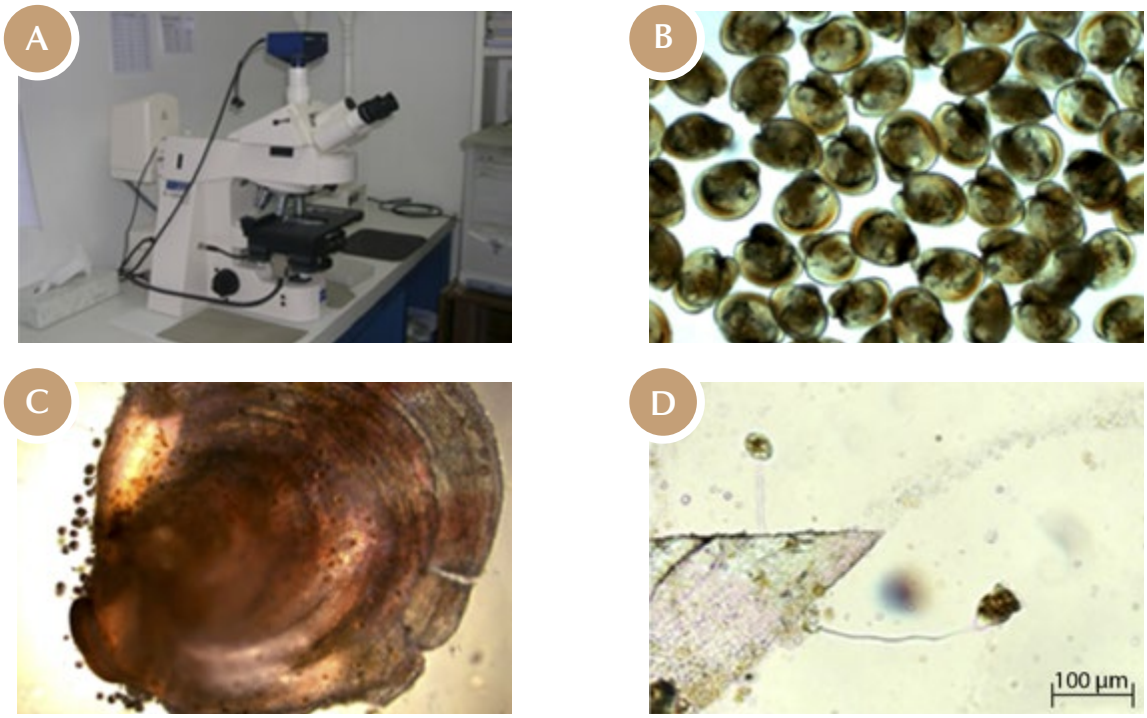


Figura 32. **A.** Es indispensable un control de la calidad de la larva y la semilla que se va a sembrar, este análisis debe ser realizado con ayuda de un microscopio. **B.** grupo de semillas en muy buen estado. **C.** Semilla infestada por protozoos y con la concha rota. **D.** Protozoo pedunculado parecido a *Vorticella* sp., este tipo de invasiones por protozoos van acompañados de infecciones bacterianas y son indicativos de mala calidad del agua y mal manejo en la producción y/o en el transporte. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Una vez que se reciben las larvas, éstas se colocan en los sistemas de fijación localmente conocido en México como “postas de fijación”, que son estanques rectangulares o circulares de fibra de vidrio o construidos con materiales de construcción (cemento) (Fig. 33). En el fondo de estas postas se coloca un sistema de aireación que permite la distribución homogénea de las larvas y el intercambio de oxígeno.

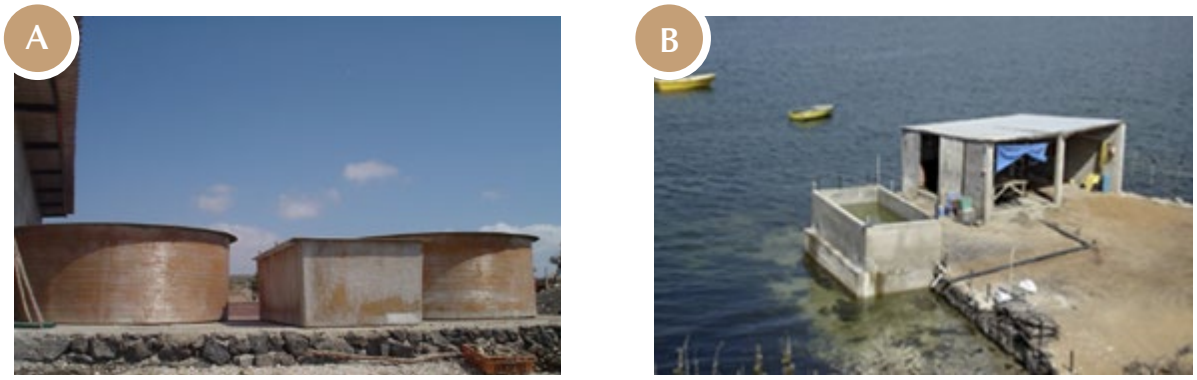


Figura 33. Postas de fijación de larvas. **A.** Estanques de fibra de vidrio utilizados como postas de fijación. **B.** Posta de fijación construida con material y a pie de playa. Fotografías, A. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans. B. CESAIBC.

Dentro de los estanques se colocan arpillas o sartas con concha madre de ostra o algún otro tipo de bivalvo, como almejas (Fig. 34). Estas sartas se preparan previamente secándolas al sol y haciéndoles una perforación para unirlas a la sarta. La concha puede provenir de los propios cultivos o de zonas fuera del cultivo. El proceso de fijación se lleva a cabo durante los meses de marzo a octubre, cuando las temperaturas no son menores a 16°C. La larva se recibe del laboratorio de origen, dentro de una hielera envuelta en lienzos húmedos a temperaturas de 5°C a 8°C. Una muestra de larva fijadora es enviada al laboratorio para determinar su calidad, como se mencionó anteriormente para hacer un análisis patológico.



Figura 34. **A.** Se utilizan cabos de nylon para construir las sartas. Este cabo se pasa por las perforaciones de la concha para hacer una sarta con 7 conchas madre. **B.** Arpilla de sartas que serán colocadas en la posta de fijación para el asentamiento de larva fijadora. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

El productor debe asegurarse de la cantidad de larva recibida para distribuirla adecuadamente en las postas de fijación, para esto el productor toma una muestra y la coloca en un recipiente de volumen conocido. En la figura 35 se ilustra el proceso de recepción, aclimatación y siembra de la larva.

La larva permanecerá en la posta de fijación por períodos que varían de 2 a 7 días. A las primeras 24 horas se hace un recambio de agua. En la descarga de la posta se coloca un tamiz que permite retener las larvas que no se han fijado y cuantificar el éxito de la fijación. Los productores consideran una buena fijación aquella que tiene de 7 a 10 larvas fijadas por concha.



Figura 35. **A.** Toma de agua para abastecimiento de la posta de fijación. **B.** Posta de fijación con la concha madre y aireación lista para recibir a la larva. **C.** Cubeta con agua para el proceso de aclimatación. **D-I.** Recepción de la larva, aclimatación y liberación de la cubeta para siembra. **J.** Distribución de la larva. **K.** Tamiz de recuperación. **L.** Concha madre con ostrillas fijadas listas para ser trasladadas a las balsas de pre-engorda. Fotografías, CESAIBC.

Una vez que se han fijado las sartas con las ostrillas se trasladan a las balsas de pre-engorda. Entre las buenas prácticas para aplicar en esta etapa del cultivo están las siguientes:

1. Solicitar un certificado sanitario que indique si la larva está libre de las enfermedades listadas por la OIE y de enfermedades consideradas importantes por la legislación regional o nacional donde se introducirán para su cultivo

2. Tomar una muestra de larva y revisarla al microscopio estereoscópico que demuestre el estadio de desarrollo, tamaño, movilidad e integridad del organismo (Fig. 32 y Tabla 2)

3. Asegurar que las conchas madre que se utilizarán para la fijación, provengan de zonas libres de enfermedades

4. Limpiar y desinfectar las conchas que se utilizarán para la fijación

5. Limpiar y desinfectar, en su caso, las postas de fijación

6. Llevar un registro de los datos fisicoquímicos del agua utilizada en la posta de fijación, que garantice el control de su calidad

7. Adaptar un sistema de filtración para la posta de fijación, que garantice la calidad del agua

8. Evitar verter el agua utilizada en la posta de fijación, directamente en la zona aledaña al cultivo, sin un tratamiento previo

Tabla 2. Ejemplo de una Hoja de registro de datos para evaluar la calidad de la larva por parte del productor.

Reservas Alimentarias (%)	Motilidad (%)	Movimiento interno del organismo (%)	Rango de Talla (micras)	% de organismos con mancha ocular	Coloración
76-100 Buena ☐ 51-75 Regular ☐ 26-50 Baja ☐ 0-25 Sin reserva ☐	76-100 Normal ☐ 51-75 Regular ☐ 26-50 Mala ☐ 0-25 Nada ☐	76-100 ☐ 51-75 ☐ 26-50 ☐ 0-25 ☐	Talla Máxima: Talla Mínima: Promedio:	76-100 ☐ 51-75 ☐ 26-50 ☐ 0-25 ☐	Buena (Naranja) ☐ Regular (café) ☐ Mala (pálido) ☐
Observaciones:	Observaciones:	Observaciones:	Observaciones:	Observaciones:	Observaciones:

Después de la fijación, la larva sufre metamorfosis y pasa al estadio de semilla. Pasados de 2 a 7 días, la semilla es trasladada a balsas de pre-engorda de tal manera que esté alimentándose continuamente y bajo la protección del agua hasta que alcance la talla adecuada para llevarse a las estructuras de engorda (Fig. 36).

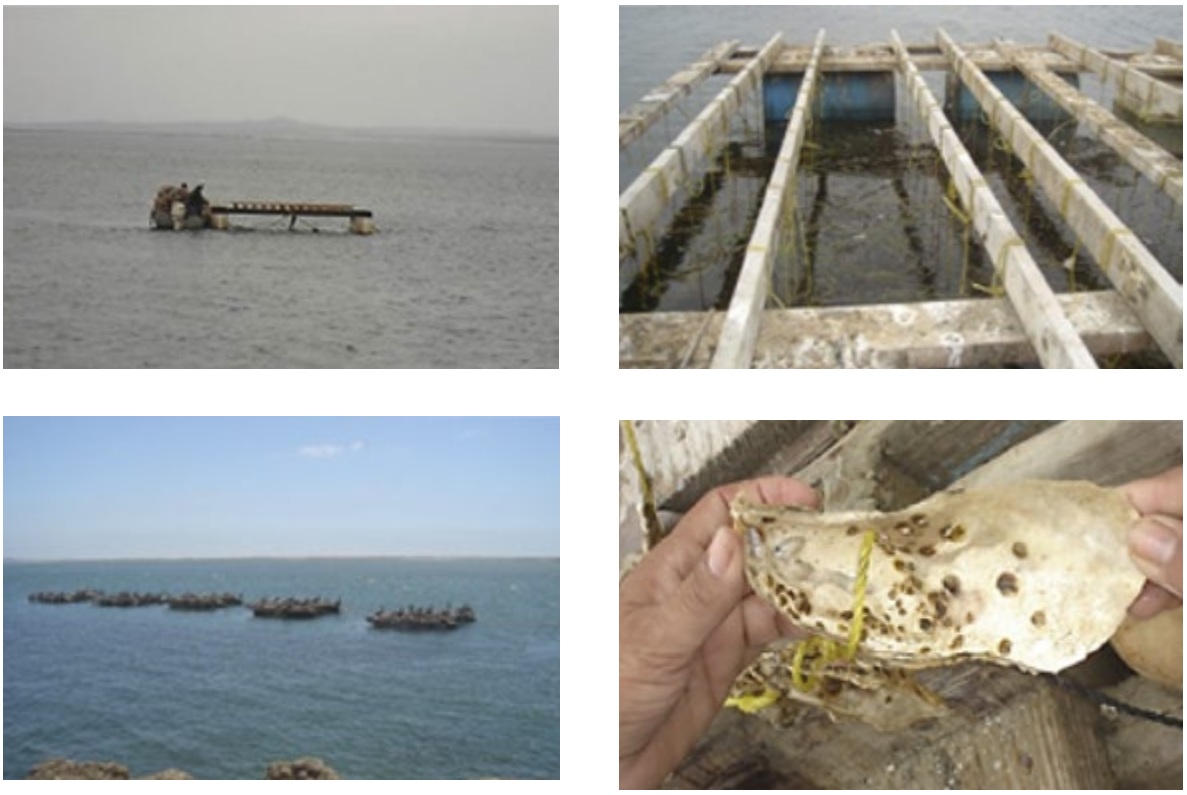


Figura 36. Serie de imágenes que ilustra las balsas de pre-engorda en donde permanece la semilla hasta que alcanza unos 10 mm y es trasladada a la zona de engorda. Fotografías, CESAIBC.

Este período tiene una duración de tres a cuatro semanas, dependiendo del crecimiento de la semilla, la cual habrá alcanzado de 5 a 10 mm. En esta etapa se deben de considerar las siguientes buenas prácticas de manejo:

1. Revisión y limpieza de las balsas previo a la pre-engorda. En el caso de que estén cubiertas por epibiontes o dañadas se deberán limpiar y reparar

2. Registrar los parámetros fisicoquímicos en la zona de pre-engorda (temperatura, salinidad, turbidez, oxígeno y de ser posible productividad primaria). Este registro debe de hacerse semanalmente durante el período de pre-engorda

3. Conocer la ubicación exacta de las balsas (GPS) dentro del cuerpo de agua y que éstas estén correctamente identificadas para cumplir con los requisitos de trazabilidad

4. Evaluar semanalmente el crecimiento y calidad de la semilla. Es decir, se debe de tomar una muestra para la biometría correspondiente y la observación de la morfología y características externas de la concha. En caso de encontrar alguna anomalía, se debe tomar una muestra para su análisis patológico. El tamaño de muestra deberá ser de al menos 30 ejemplares por punto de muestreo, de acuerdo a los requerimientos de representatividad de la muestra (Ossiander y Wedemeyer, 1973)

5. Mantener una vigilancia sobre el régimen de mareas, periodicidad de fenómenos de surgencias y episodios de florecimientos algales que permitan, en su caso, tomar medidas de mitigación tales como la reubicación de las balsas, long-line, etc.

5.2. Semilla de laboratorio

Una técnica más evolucionada consiste en iniciar el cultivo a partir de semilla, es decir larvas que ya se han asentado, esta técnica evita el uso de postas y sartas para la fijación, además de que las semillas no quedan adheridas a la concha madre, si no que están separadas lo cual tiene ventajas para su manipulación. Cuando se reciben ostras en este estadio pueden llevarse a las zonas de pre-engorda directamente. En la figura 37 se ilustra el procedimiento de conteo de semilla y separación de muestra para análisis de calidad y patológico, similar al que se utiliza para la larva.

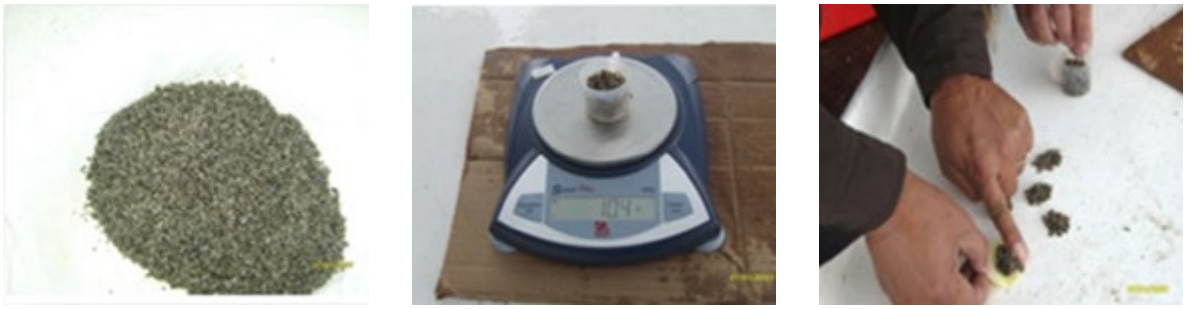


Figura 37. Serie de imágenes que muestra semilla de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* la cual es cuantificada mediante el método volumétrico; se estima la densidad total de semilla considerando 10 gr. de muestra y contando la cantidad total de organismos en la misma. Adicionalmente, se toma una muestra de unas 150 semillas para su análisis patológico. Fotografías, CESAIBC.

En Baja California, México, una vez que se conoce la cantidad de semilla se distribuye en bolsas cuadrangulares que se cierran con grapas y costales que posteriormente se colocan en cajas para ser llevados a la zona de pre-engorda en un sistema tipo long-line o en costales sobre estantes (Fig. 38).

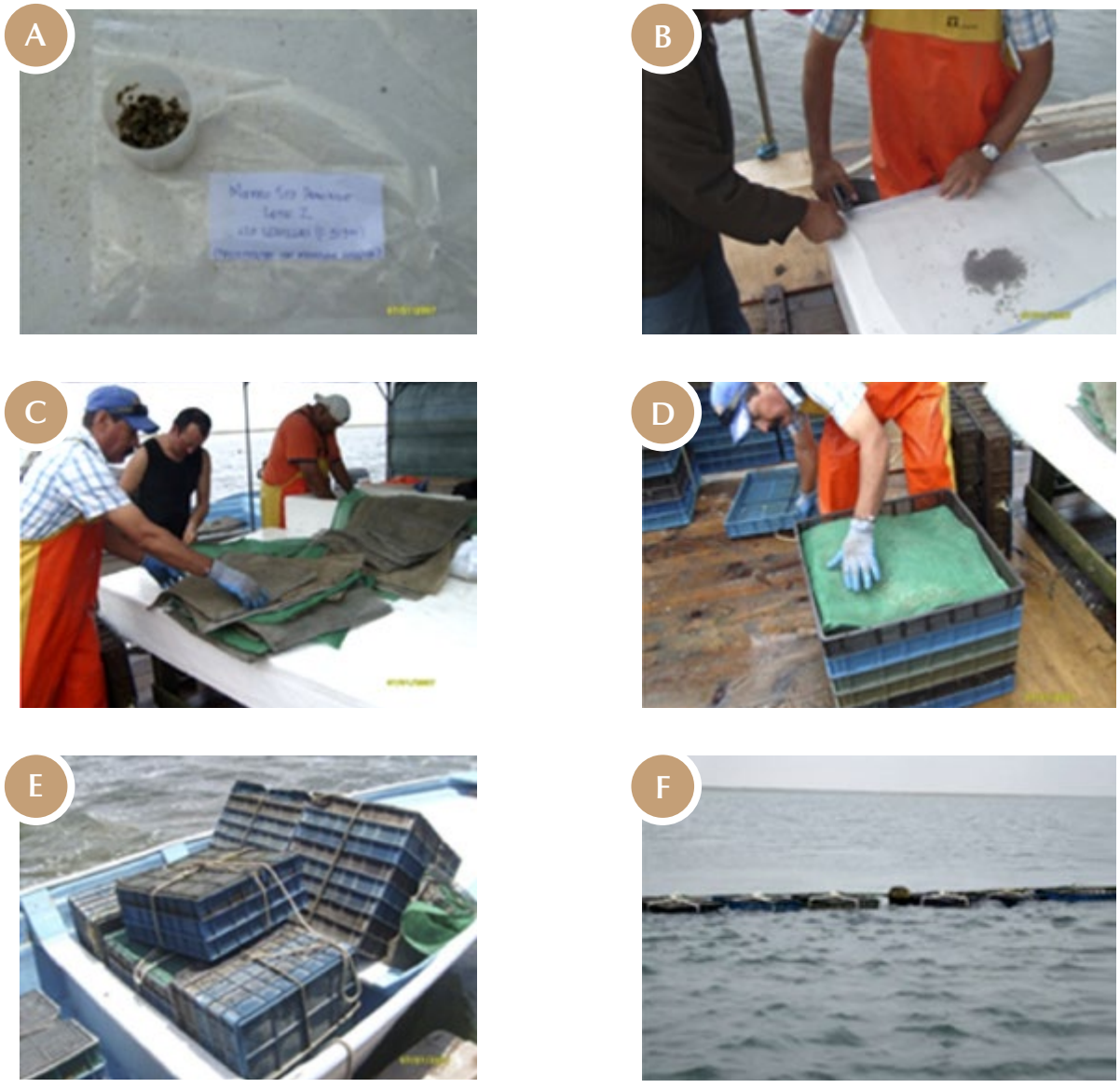


Figura 38. Serie de imágenes que muestra semilla de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* en Baja California, México. **A.** Recepción de semilla del laboratorio. **B.** Colocación de la semilla en bolsas de pre-engorda. **C.** Bolsas de pre-engorda dentro de costales. **D.** Semilla dentro de cajas para pre-engorda. **E.** Traslado de las cajas a la zona de pre-engorda. **F.** Pre-engorda en sistema long-line. Fotografías, CESAIBC.

En Costa Rica, la semilla proveniente de laboratorio se coloca en bolsas ovaladas que se cierran con "velcro" y que evitan la acumulación de semilla en las esquinas. Dichas bolsas, se colocan en canastas tipo linterna que se suspenden de un long-line (Fig. 39).

En el Salvador, la semilla se siembra en unas bolsas localmente denominadas "campanitas", que son trasladadas al long-line (Fig. 40).



Figura 39. Proceso de siembra de semilla de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* en bolsas y redes tipo linterna para su pre-engorda en long-line en Costa Rica. **A.** Recepción de semilla en la zona de cultivo. **B.** Preparación de las bolsas de pre-engorda. **C.** Colocación de las bolsas de pre-engorda en canastas tipo linterna. **D.** Separación de semilla por tallas en el proceso conocido como desdoble para resiembra en el sistema de cultivo. Fotografías, Alexandra Peralta.



Figura 40. Proceso de siembra de semilla de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* en bolsas denominadas localmente "campanitas" para su pre-engorda en long-line en El Salvador. **A.** Recepción de semilla en la zona de cultivo. **B.** Preparación de las bolsas de pre-engorda tipo "campanita". **C.** Traslado de las bolsas tipo "campanita" al long-line. **D.** Flotadores del sistema de pre-engorda en long-line. Fotografías, Iris Pérez.

La manipulación de la semilla debe ser cuidadosa para evitar daños y mortalidades. Cada siembra debe ser registrada adecuadamente en la bitácora correspondiente con objeto de cubrir con los lineamientos de trazabilidad.

Las recomendaciones en esta etapa son similares a las descritas para la pre-engorda en balsas:

1. Revisión de la calidad de la semilla y análisis patológico

2. Preparación de bolsas, costales, cajas, canastas tipo linterna, etc. para la pre-engorda, previamente lavados y en su caso desinfectados

3. Registrar los parámetros fisicoquímicos en la zona de pre-engorda (temperatura, salinidad, turbidez, oxígeno y de ser posible productividad primaria). Este registro debe de hacerse semanalmente durante el período de pre-engorda

4. Conocer la ubicación exacta de las artes de cultivo (GPS) y que éstos estén correctamente identificados para cumplir con los requisitos de trazabilidad

5. Evaluar semanalmente el crecimiento y calidad de la semilla. Es decir, se debe de tomar una muestra para la biometría correspondiente y la observación de la morfología y características externas de la concha. En caso de encontrar alguna anomalía, se debe tomar una muestra para su análisis patológico. El tamaño de muestra deberá ser de al menos 30 ejemplares por punto de muestreo, de acuerdo a los requerimientos de representatividad de la muestra (Ossiander y Wedemeyer, 1973)

6. Mantener una vigilancia sobre el régimen de mareas, periodicidad de fenómenos de surgencias y episodios de florecimientos algales que permitan, en su caso, tomar medidas de mitigación tales como la reubicación de las balsas o artes de cultivo

5.3. Semilla del medio natural

En el caso del cultivo de la ostra nativa *C. corteziensis* en Nayarit, México es posible obtener la semilla del medio natural, sin necesidad de recurrir a sofisticadas técnicas de producción en laboratorio ni de manipulación para la siembra en postas de fijación. Esta posibilidad brinda ventajas respecto a los costos de producción durante esta etapa; sin embargo, presenta mayor incertidumbre ya que las fijaciones naturales pueden tener variaciones en cuanto al período de ocurrencia, su duración, su abundancia y su localización. Adicionalmente se depende de sustratos o concha madre para el asentamiento, lo que impide el uso de costales o canastas para su cultivo. Este solamente es posible mediante la utilización de sartas colocadas en estructuras fijas llamadas empilotados o en estructuras flotantes o balsas.

De acuerdo con Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina (S/A), para la captación de semilla es necesario preparar la concha madre y elaborar las sartas que se hace de manera similar a la metodología descrita para el asentamiento de larvas en postas de fijación. Pero en este caso, se colocan de 25 a 32 conchas madre por sarta y esta se traslada a las zonas de captación de semilla en los meses de julio a septiembre cuando ocurre la fijación natural en dicha zona (Fig. 41).

Los productores suelen colocar sartas indicadoras o “testigo” en diferentes zonas de las lagunas para determinar en qué zonas podrán obtener una mejor fijación. Una vez ocurrida la fijación, las sartas permanecen en el mismo sitio por períodos de 2 a 4 meses, etapa a la cual se le conoce como pre-engorda.

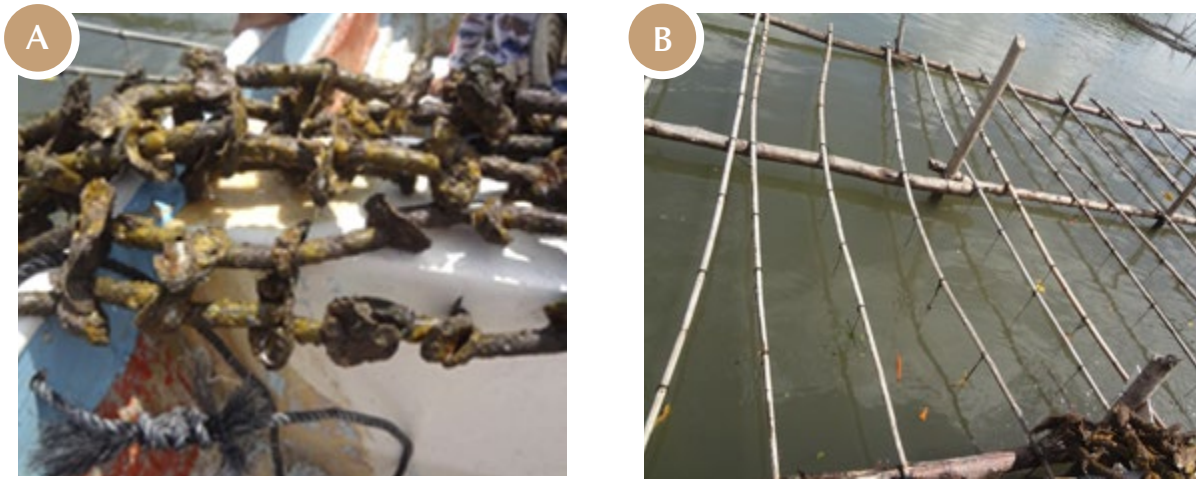


Figura 41. **A.** Sartas para la recolecta de semillas de la ostra de placer *Crassostrea corteziensis* en el medio natural en Nayarit, México. **B.** Sistema de empilotados donde se colocan los recolectores para semilla. Este tipo de empiloptados también pueden ser utilizados para la engorda. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Las recomendaciones sanitarias para estas etapas son:

1. Se recomienda que las conchas madre y los implementos para construir las sartas provengan de zonas donde no se han presentado problemas sanitarios
2. Las conchas madre deben de estar limpias sin rastros de tejido blando para evitar la posible transfaunación de parásitos y proliferación bacteriana. Es recomendable tratar a las conchas madre mediante secado al sol o inmersión en solución de Cloro al 3% o Cal al 5% (Fig. 42)
3. Registrar los parámetros fisicoquímicos en la zona de captación de semilla y pre-engorda (temperatura, salinidad, turbidez, oxígeno y de ser posible productividad primaria). Este registro debe de hacerse periódicamente en la época de fijación y pre-engorda
4. Conocer la ubicación exacta de los recolectores (GPS) y que éstos estén correctamente identificados para cumplir con los requisitos de trazabilidad
5. Evaluar semanalmente el crecimiento y calidad de la semilla. Es decir, se debe de tomar una muestra para la biometría correspondiente y la observación de la morfología y características externas de la concha. En caso de encontrar alguna anomalía, se debe tomar una muestra para su análisis patológico
6. Mantener una vigilancia sobre el régimen de mareas, periodicidad de fenómenos de surgencias y episodios de florecimientos algales que permitan, en su caso, tomar medidas de mitigación tales como la reubicación de los recolectores, siempre y cuando se cumpla con la normativa de cada País y los principios de bioseguridad para proteger la salud humana



Figura 42. Exposición al sol de sartas, previo baño de cal al 5% para combatir en este caso la presencia de esponjas y otros epibiontes en sartas con organismos adultos. Fotografía, Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina.

5.4. Engorda

Independientemente de la modalidad utilizada para la obtención de semilla y la pre-engorda, las ostras se trasladan a las áreas de engorda en donde se utilizan diferentes artes de cultivo, tales como estantes o racas, empilotados, costales colocados en camas a cierta altura determinada del fondo, long-line o balsas flotantes (Figs. 43-45).

La elección del sistema de engorda a utilizar está condicionada, como se ha mencionado antes, a la modalidad de obtención de larvas o semilla y a las condiciones ambientales y biológicas particulares del sitio de cultivo.

Las racas o estantes fijos se colocan en la zona intermareal en donde el tipo de fondo y la dinámica costera o lagunar permiten su anclaje. En este tipo de zonas también suelen colocarse los costales sobre camas o en algunos casos, directamente sobre el fondo, este tipo de cultivo es comúnmente utilizado en Baja California, México. Los empilotados se colocan en zonas de baja profundidad en lagunas costeras protegidas y se usa típicamente en el estado de Nayarit, México.

Las balsas se utilizan en zonas donde la profundidad permite que durante la bajamar los moluscos en cultivo no toquen el fondo, además se colocan en aguas tranquilas y protegidas, este tipo de sistemas se encuentran en Baja California y Nayarit, México. El sistema de cultivo en long-line es comúnmente utilizado en sitios donde la corriente y el oleaje suelen ser más fuertes y es el sistema empleado en México, Costa Rica y El Salvador.



Figura 43. **A.** Engorda de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* en racas o estantes en la Bahía de San Quintín, Baja California, México. **B.** Engorda de las ostras j*aponesa C. gigas* y kumamoto *Crassostrea sikamea* en la Laguna de Guerrero Negro, Baja California Sur, México, utilizando costales sobre camas en la zona intermareal. **C.** Engorda del ostión de placer *Crassostrea corteziensis* en balsas flotantes en Boca de Camichín, Nayarit, México. **D.** Ostras listas para la cosecha cultivadas en balsas flotantes en Nayarit, México, donde las condiciones de cultivo son ideales para la especie nativa *C. corteziensis*. Fotografías, A y B. CESAIBC. C y D. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



Figura 44. La técnica empleada en Costa Rica para la engorda de la ostra japonesa *Crassostrea gigas* es en long-line o líneas largas flotantes. **A.** Serie de flotadores que sostienen las cuerdas en donde se cuelgan las canastas conocidas como linterna japonesa. **B.** Cosecha del producto para lo cual se descuelgan las linternas y se transportan en lanchas a la zona de recepción en tierra. **C.** Linterna utilizada para la engorda. **D.** Lavado de ostras después de su cosecha. Fotografías, Alexandra Peralta.

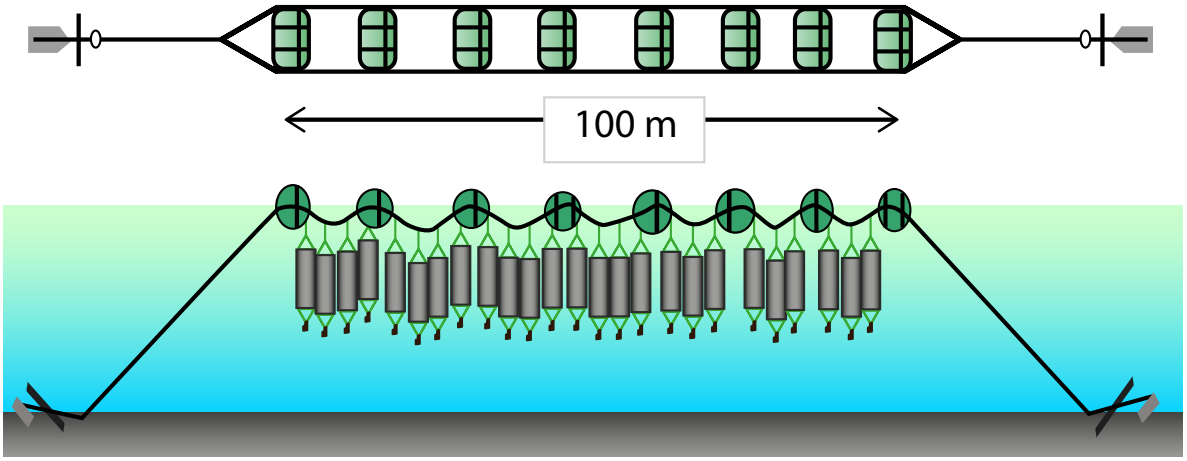


Figura 45. Esquema general del sistema de cultivo tipo long-line utilizado en El Salvador. Tomado de Chikami *et al.*, 2009.

Las recomendaciones sanitarias para esta etapa son:

1. Las artes de cultivo deben ubicarse orientadas a favor de la corriente, de tal manera que se favorezca la limpieza natural de fondos en la zona de cultivo

2. El número de artes de cultivo y de ostras por arte de cultivo debe de ser acorde a la capacidad de carga del sitio de cultivo y al ordenamiento acuícola. Esta capacidad de carga se refiere al número de ostras que puede soportar el ambiente sin sobrepasar su capacidad de alimentación y metabolismo de desechos

3. Se recomienda hacer los desdobles (reducción de densidad) correspondientes durante esta fase para mantener a la producción en condiciones óptimas

4. LLevar a cabo rotación de las artes de cultivo, por lo menos cada dos años, para evitar la acumulación de la materia orgánica en los fondos (bio-depósitos). Esta medida tiene que ser valorada en cada sitio de cultivo

5. Retirar del sitio de cultivo artes abandonadas, restos de la mismas o basura acumulada durante el período de cultivo

6. Conocer la ubicación exacta de las artes de cultivo (GPS) dentro del cuerpo de agua, así como contar con la señalización pertinente para cumplir con los requisitos de trazabilidad

7. Revisar las artes de cultivo, por lo menos 2 veces al mes, para eliminar a los organismos asociados (epibiontes). La eliminación de los epibiontes deberá hacerse en tierra, sin arrojarlos de nuevo al mar. Esta medida tiene que ser valorada en cada sitio de cultivo

8. Registrar mensualmente los parámetros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, turbidez, oxígeno y productividad primaria) en la zona para vigilar las condiciones de calidad de agua

9. Tomar una muestra mensual de ostras, en al menos tres puntos del sitio de cultivo, para registrar su crecimiento y supervivencia. Si se detectan anomalías en el crecimiento esperado o aumentos en la tasa de mortalidad, se deberá tomar una muestra para análisis patológico. El tamaño de muestra deberá ser de al menos 30 ejemplares por punto de muestreo, de acuerdo a los requerimientos de representatividad de la muestra (Ossiander y Wedemeyer, 1973)

10. Mantener una vigilancia sobre el régimen de mareas, periodicidad de fenómenos de surgencias y episodios de florecimientos algales que permitan, en su caso, tomar medidas de mitigación tales como la reubicación de artes de cultivo, siempre y cuando se cumpla con la normativa de cada País y con las medidas de bioseguridad pertinentes para proteger la salud humana

5.5. Cosecha

La cosecha se realiza de acuerdo a la talla comercial requerida por el mercado. El tiempo para alcanzar esta talla puede variar de 8 a 18 meses. Esta se lleva a cabo durante la bajamar en las artes de cultivo que quedan expuestas y si el fondo lo permite, mediante el uso de lanchas de fibra de vidrio o de madera, o por buceo autónomo en pleamar.

Las sartas, costales y/o linternas se transportan en lancha hacia la planta o bien, al área de recepción del producto (Fig. 46). Una vez en la planta, las ostras son separadas por tallas y se eliminan a los epibiontes manualmente y/o lavando el producto con agua de mar, en ocasiones a presión. Posteriormente son colocados en cajas de madera, cajas de plástico, costales o hieleras.

Independientemente del arte de cultivo empleado, en general el producto se traslada a la zona de recepción, se selecciona de acuerdo a la talla comercial, aquellos ejemplares que no la hayan alcanzado son retornados al sitio de cultivo. Si el producto proviene de lagunas o sitios certificados, después de su limpieza pueden ser comercializados. En otros casos es necesario, además de la limpieza un proceso de depuración para posteriormente llevarlos al mercado.



Figura 46. **A-B.** Proceso de traslado de cosecha de "sartas" de *Crassostrea gigas* al área de labor en Bahía San Quintín, B.C., México. **C-D.** Es importante no hacer lavados del producto directamente en el cuerpo de agua para evitar dispersión de epibiontes. **E-F.** Proceso de cosecha de organismos de las "sartas" de *Crassostrea corteziensis* de balsas flotantes al área de labor. Se recomienda realizar estas labores a la sombra y con equipamiento personal como se muestra en la figura. **G-H.** Proceso de lavado con agua a presión del producto cosechado en costales en la Bahía de San Quintín, B. C., México. Fotografías, A-D. CESAIBC. E-F. Padilla-Lardizábal y Aguilar-Medina. G-H. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Para la cosecha es muy importante observar las siguientes buenas prácticas:

1. Cerciorarse, en el caso del uso de lanchas, que no haya residuos de combustible, aceite ni desechos orgánicos en la misma. Así mismo es necesario verificar que el motor de la lancha esté afinado y no tenga fugas de combustible o aceite, ni emisiones de gases contaminantes

2. El traslado a la planta debe hacerse lo antes posible para evitar la exposición directa al sol del producto por largos períodos de tiempo

3. La recepción en planta debe ser en un área específica y limpia, que permita el lavado adecuado del producto (Fig. 47)



Figura 47. **A.** Recipientes para el lavado de las redes linterna con la cosecha. **B.** Lavado del producto en una pila con el equipo adecuado, tal como se lleva a cabo en Costa Rica. Fotografías, Alexandra Peralta.

4. Lavar y desinfectar el material y las superficies que estarán en contacto con el producto

5. Es conveniente que los desechos, epibiontes y ejemplares muertos, que resultan de la separación y el lavado del producto no sean devueltos al mar; éstos deben ser tratados con agua clorada o secados al sol y desechados en un lugar apropiado. En el caso de usar agua clorada se debe procurar la aireación del agua residual o uso de Tiosulfato de sodio para eliminar cualquier resto de cloro. Es recomendable valorar el posible uso de esta materia orgánica en ensilados

6. El agua residual del proceso de lavado preferencialmente debe ser filtrada antes de ser vertida al mar

7. No dejar el producto cosechado bajo el sol o en condiciones inapropiadas

8. El producto lavado, debe ser almacenado en recipientes, contenedores o empaques limpios y apropiados a la naturaleza del producto

9. Impedir que animales domésticos o mascotas ingresen a las plantas de elaboración de alimentos y/o contaminen el producto cosechado (Fig. 48)

10. Proporcionar al personal indumentaria de trabajo adecuada para la manipulación del producto (botas, delantal, guantes, cubrebocas, etc.) y con las herramientas necesarias para dicha actividad

11. El personal de proceso debe lavarse las manos con jabón y agua limpia y desinfectarse, antes y después de manipular el producto y después de ir al baño

12. El personal debe contar con servicios sanitarios apropiados (Fig. 49)



Figura 48. No debe permitirse que las mascotas y animales de granja estén en las inmediaciones de la zona de manejo del producto. Fotografías, CESAIBC.



Figura 49. **A.** Baño ecológico construido en la zona ostrícola de la Bahía de San Quintín, B.C., México. **B.** Baño ecológico en la zona ostrícola de Pozo Chino en Nayarit, México. Fotografías, A. CESAIBC. B. Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

5.6. Transporte

Una vez empacado el producto, éste es recogido por el comercializador, o el mismo productor lo transporta a los sitios de venta.

En esta etapa se deben seguir las siguientes buenas prácticas de manejo, que están orientadas principalmente hacia mantener la inocuidad del producto:

1. Evitar la exposición directa de los organismos al sol durante el transporte y procurar que lleguen al mercado en un período menor a 24 horas

2. Mantener un control de la temperatura del producto, ya sea en un transporte con refrigeración o mediante el uso de hielo (fabricado con agua potable). En este caso es conveniente que el hielo no esté en contacto directo con el producto

3. En caso de utilizar vehículos donde el producto estará a la intemperie, el producto deberá estar cubierto por una lona

4. El producto que se transporta debe estar previamente etiquetado por el proveedor inmediato (cosechador, acopio, etc.), indicando fecha de salida y el nombre de la empresa y/o granja

5.7. Mercado y Trazabilidad

Una vez que el producto llega al mercado es importante, no solamente que llegue en óptimas condiciones para su comercialización, sino que es indispensable el conocer su trazabilidad, que es el conjunto de acciones, medidas y procedimientos técnicos que permiten identificar y registrar cada producto desde su origen hasta el final de la cadena de comercialización. La trazabilidad permite rastrear la cadena de producción y otorga a los productores la posibilidad de colocar sus productos en mercados específicos más rentables, que exigen la certeza del origen y de las distintas etapas del proceso productivo (Fig. 50).







Figura 50. La identificación del producto, desde la siembra hasta su consumo, es un requisito indispensable para lograr una buena trazabilidad y acceder a mercados internacionales. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

Por lo anterior, será necesario que las granjas de cultivo lleven sus registros de todo el proceso de cultivo, desde el origen de la larva o semilla para siembra, como la localización de los sitios de pre-engorda y engorda, detallando todo lo realizado en cada una de las etapas en la bitácora correspondiente (Fig. 51).





Figura 51. Es indispensable el uso de bitácoras de producción que permitan un control de la misma. Las bitácoras deben incluir información sobre rendimientos, mortalidades y observaciones ambientales, que nos permitan detectar y prevenir problemas sanitarios. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

También es importante comentar que un punto crítico a considerar son las medidas de higiene (limpieza y desinfección) en los puntos de venta, comercialización y presentación del producto (Figs. 52-54).





Figura 52. En la región, es común el consumo de ostras en la vía pública lo que implica que, a pesar de que las ostras se produzcan bajo un control sanitario hay cierto riesgo de contaminación al llegar al consumidor, por lo que las buenas prácticas se deben extender hasta estos puntos de mercado. En estas imágenes se muestra que los comerciantes procuran extender estas prácticas con medidas de higiene acordes al tipo de mercado. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.





Figura 53. Venta y consumo de los moluscos bivalvos que debe realizarse en instalaciones limpias y que sigan los procedimientos que la legislación de cada País exige para la venta de este tipo de alimentos. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



Figura 54. Un punto de comercialización limpio y atractivo es un elemento que atrae al consumidor, además de que una presentación adecuada, higiénica y con información sobre sus características y propiedades nutritivas da un valor agregado a la producción. Fotografías, Alexandra Peralta.

Como resultado de la comercialización de las ostras en fresco las conchas se regresan al productor para construcción de sartas que serán utilizadas para la captación de semilla del medio natural o para la fijación de larva en postas de fijación. Esta reutilización requiere de la limpieza, secado al sol y tratamiento con baños de cloro al 3%. En el caso de usar agua clorada se debe procurar la aireación del agua residual o uso de Tiosulfato de sodio para eliminar cualquier resto de cloro. Por otra parte, los métodos de cultivo de ostras en costales intermareales, canastas o cajas fijas o suspendidos en balsas flotantes o long-line, no implica el reúso de las conchas con lo cual estas pueden ser utilizadas para la compactación de caminos (Fig. 55), incluso para la obtención de carbonato de calcio que puede ser materia prima de piensos para la industria alimentaria avícola o para artesanía.



Figura 55. **A.** Restos de conchas desecadas al sol para ser transportadas a un basurero. **B.** Camino rural en donde se utilizaron restos de conchas para compactarlo. Un uso alterno es fuente de carbonato de calcio en piensos para animales una vez que hayan sido tratadas y pulverizadas. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



6.

Normas oficiales y regulaciones sanitarias

6. Normas oficiales y regulaciones sanitarias

En el ámbito internacional, la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE), es la agencia regulatoria en sanidad acuícola. El cumplimiento de sus normas es obligatorio para todos los países miembros, por lo que las Autoridades Competentes de cada país están autorizados para comprobar que se cumplan. Hay otras instancias internacionales que se han enfocado a regular aspectos de la acuicultura como la FAO, en el seno del Subcomité de Acuicultura, donde se trabaja en las directrices técnicas sobre la certificación en la acuicultura.

El *Codex Alimentarius* contribuye, a través de sus normas, directrices y códigos de prácticas alimentarias internacionales, a la inocuidad, la calidad y la equidad en el comercio internacional de alimentos. Los consumidores pueden confiar en que los productos alimentarios que compran son inocuos y de calidad y los importadores en que los alimentos que han encargado se ajustan a sus especificaciones.

En el Código de prácticas para el pescado y los productos pesqueros (CAC/RCP 52-2003 [OMS & FAO, 2009]) se describe un programa de requisitos previos que comprende directrices tecnológicas y las condiciones esenciales de higiene para la producción de pescado y productos pesqueros (entre ellos los moluscos bivalvos) que resulten inocuos para el consumo humano y que cumplan con las restantes condiciones indicadas en las normas del *Codex Alimentarius* para los productos correspondientes. En cada establecimiento donde se elaboran productos de la acuicultura, moluscos bivalvos y pescado se garantizará la observancia de las disposiciones de las normas del *Codex* correspondientes.

Por otro lado, en cada País existen normas, acuerdos y procedimientos que ya se aplican a diversos aspectos de la acuicultura y su cadena de valor. En este sentido, es necesario que la Autoridad Competente vigile el cumplimiento de su reglamentación para garantizar la sanidad e inocuidad de sus productos. La legislación sobre la acuicultura en la mayoría de los países se contempla en las leyes generales de pesca destinadas al ordenamiento de la actividad pesquera y acuícola y en algunos casos se norma la extracción y el desarrollo de la acuicultura para los moluscos.

En los aspectos ambientales, el establecimiento de los cultivos está condicionado a la aprobación de estudios de impacto ambiental de acuerdo a cada una de las normativas nacionales que se disponen sobre la materia.

En el área de la sanidad e inocuidad de los productos provenientes de la extracción o el cultivo como son los moluscos bivalvos, pocos países presentan normativas específicas como Brasil, Chile, México. En la tabla siguiente, se presenta un listado de las normativas vigentes en países latinoamericanos en especial los miembros del OIRSA, relativas a la extracción y cultivo de moluscos.

Tabla 3. Normativas vigentes en materia de sanidad e inocuidad acuícola-pesquera en Latinoamérica.

País	Número y tipo de normativa	Título
Brasil	Instrucción Normativa Interministerial No- 7, de 8 de mayo de 2012 del Ministerio de la Pesca y Acuicultura.	Instituye el Programa Nacional de Control Higiénico-Sanitario de Moluscos Bivalvos (PNCMB) y establece los procedimientos para el monitoreo, control, fiscalización de micro-organismos contaminantes y biotoxinas marinas en moluscos bivalvos provenientes de la pesca y acuicultura.
	Resolución de la Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria (ANVISA) - RDC Nº 12, de 2 de janeiro de 2001.	Establece los Patrones Microbiológicos Sanitarios para Alimentos destinados al consumo humano, incluyendo peces, crustáceos y moluscos.
	Instrucción Normativa Interministerial No- 3, DE 13 de abril de 2012 del Ministerio de la Pesca y Acuicultura.	Instituye la Red Nacional de Laboratorios del Ministerio de Pesca y Acuicultura - RENAQUA, responsable por la realización de diagnósticos y análisis de enfermedades de organismos acuáticos.
	Resolución del Consejo Nacional del Medio Ambiente (CONAMA) No 357, de 17 de marzo de 2005.	Establece la clasificación y directrices ambientales para el encuadramiento de los cuerpos de agua superficiales, y las condiciones y patrones de lanzamiento de efluentes.
	Resolución del Consejo Nacional del Medio Ambiente (CONAMA) No 413, de 26 de junio de 2009.	Establece el permiso o licencia ambiental para la acuicultura, pago de derechos, impacto ambiental de los emprendimientos acuícolas y de otras medidas.
Chile	No.1806 de 18 de diciembre de 2003.	Aprueba el Programa Sanitario de Manejo de Enfermedades de Moluscos (PEM).
	PVE/NT5/Noviembre 2004.	Norma Técnica Sección 5. Programa Sanitario Específico de Vigilancia Activa para Enfermedades de Alto Riesgo (EAR) en Moluscos (PVM).
	PVE/NT6/Diciembre 2004.	Norma Técnica Sección 6. Programas Sanitarios Generales para Moluscos.
	No. 1803 de 18 de Diciembre de 2003.	Aprueba el Programa Sanitario General de Limpieza y Desinfección aplicable a la Producción de Moluscos (PLDM).
	No.1804 de 18 de diciembre de 2003.	Aprueba el Programa Sanitario General de Procedimientos de Cosecha para Moluscos (PCM).
	No.1805 de 18 de diciembre de 2003.	Aprueba el Programa Sanitario General de Manejo de Desechos de Moluscos (PDM).

Tabla 3. Normativas vigentes en materia de sanidad e inocuidad acuícola-pesquera en Latinoamérica. (Continuación)

País	Número y tipo de normativa	Título
Chile	Ley 8436 de 2005.	Ley de Pesca y Acuicultura.
Costa Rica	Decreto 29744-MINAE.	Reglamento para el Desarrollo de Proyectos de Producción de Moluscos y Ecoturismo en el Pacífico Central y Norte.
El Salvador	Resolución de 17 de julio de 2002.	Medidas de ordenación para la extracción de recursos hidrobiológicos en la bahía de La Unión y el Golfo de Fonseca.
	Decreto Legislativo 637 de 19 de diciembre de 2001.	Ley General de Ordenación y Promoción de la Pesca y Acuicultura.
	Resolución de 29 de agosto de 2001.	Medidas de ordenación y conservación para el uso sostenible de los recursos de la Bahía de Jiquilisco.
	Reglamento.	Ordenación para la extracción de ostras en la zona costera de El Salvador.
	Resolución de 17 de julio de 2002.	Medidas de ordenación para la extracción de recursos hidrobiológicos en la bahía de La Unión y el Golfo de Fonseca.
Guatemala	Decreto No 80 de 2002 del Congreso.	Ley General de Pesca y Acuicultura.
Honduras		Ley de Pesca.
		Reglamento General de Pesca (acuicultura comercial y extracción de moluscos).
México	DAO-24 de julio de 2007.	Ley General de Pesca y Acuacultura Sustentable.
	DAO-7 de febrero de 1984.	Ley General de Salud.
	NOM-010-PESC-1993.	Norma que establece los requisitos sanitarios para la importación de organismos acuáticos vivos en cualesquiera de sus fases de desarrollo, destinados a la acuacultura u ornato, en el territorio nacional.
	NOM-011-PESC-1993.	Norma que regula la aplicación de cuarentenas a efecto de evitar la introducción de enfermedades certificables y notificables en la importación de organismos acuáticos.
	NOM-031-SSA-1993.	Bienes y Servicios. Productos de la pesca. Moluscos bivalvos frescos-refrigerados y congelados. Especificaciones sanitarias.

Tabla 3. Normativas vigentes en materia de sanidad e inocuidad acuícola-pesquera en Latinoamérica. (Continuación)

País	Número y tipo de normativa	Título
México	NOM-032-SSA-1993.	Bienes y Servicios. Productos de la pesca. Moluscos bivalvos en conserva. Especificaciones sanitarias.
	NOM-242-SSA1-2009.	Productos y servicios. Productos de la pesca frescos, refrigerados, congelados y procesados. Especificaciones sanitarias y métodos de prueba.
	NOM-128-SSA1-1994.	Bienes y Servicios. Que establece la aplicación de un sistema de análisis de riesgos e identificación y control de puntos críticos en la planta industrial procesadora de productos de la pesca.
	PMSMB (Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos).	Establece los lineamientos para el adecuado cumplimiento de los requisitos del PMSMB, utilizados para la clasificación de áreas de cosecha, la certificación de los cosechadores y procesadores, control y vigilancia sanitaria de sus actividades, así como los requisitos para la comercialización de estos productos en los mercados de exportación.
	Acuerdo, 28 de agosto de 2000.	Carta Nacional Pesquera.
Nicaragua	Acuerdo 359 de 2004.	Acuerdo que regula el acopio y recolección de ostras y concesiones en acuicultura.
		Norma técnica para regular la extracción y aprovechamiento sostenible de la concha negra en el Pacífico.
Panamá	Decreto Ley 11 de 1959.	Ley General de Pesca.
	Ley 44 de 23 de noviembre de 2006.	Ley por la cual se crea la Autoridad de los Recursos Acuáticos de Panamá.
	Decreto Ejecutivo No. 209 de 5 de septiembre de 2006.	Decreto por el cual se regula la presentación de estudios de impacto ambiental.
República Dominicana	Ley 5914 de 2 de abril de 1962.	Regular la pesca y fomentar la crianza de peces.
	Decreto 1111.	Regula la comercialización.
	Ley de pesca 307-04.	Crea el Consejo Dominicano de la Pesca y la Acuicultura.

Fuente: Información de los países a través de sus Direcciones de Pesca y Acuicultura.



7.

Muestreo sanitario para moluscos bivalvos

7. Muestreo sanitario para moluscos bivalvos

A lo largo de los capítulos anteriores se han expuesto bases biológicas y ambientales, así como enfermedades que afectan a los moluscos bivalvos y diferentes prácticas de cultivo, incluyendo recomendaciones sanitarias. Se ha hecho hincapié de la importancia del muestreo de tales factores de manera integral. Si solamente se dirige el muestreo hacia la presencia o ausencia de un parásito o enfermedad en particular, sin tomar en cuenta las condiciones ambientales y de manejo, la información será incompleta.

Para este muestreo es indispensable tomar como marco de referencia la triada epidemiológica o triada de la enfermedad, que incluye a los tres actores principales para la manifestación de una enfermedad, es decir, el equilibrio entre el hospedero, el patógeno y el ambiente (Fig. 56). También se debe considerar la tétrada de la enfermedad que suma a esta interacción al factor humano o de manejo (Fig. 57). A continuación se enlistan los elementos de un muestreo sanitario integral para moluscos bivalvos.

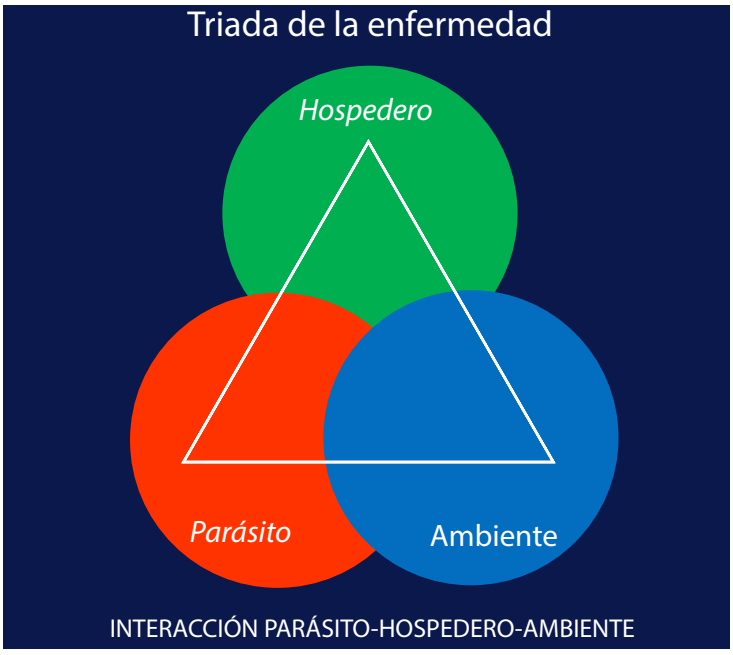


Figura 56. La triada de la enfermedad es la representación esquemática de un principio epidemiológico básico y se refiere a la interacción entre el hospedero, el parásito y el ambiente, cuyo desequilibrio de cualquiera de los tres elementos puede conducir a la manifestación de una enfermedad. Si el ambiente cambia, puede hacer más susceptible al hospedero a un parásito determinado y manifestarse una enfermedad. Por otro lado, aunque el ambiente esté estable, pero si el hospedero muestra alguna debilidad fisiológica (estrés post-reproductivo) es más susceptible al parásito y desarrollará una enfermedad. Finalmente, aunque el ambiente y el hospedero puedan estar en óptimas condiciones, un aumento en la virulencia intrínseca del parásito conducirá a una enfermedad.

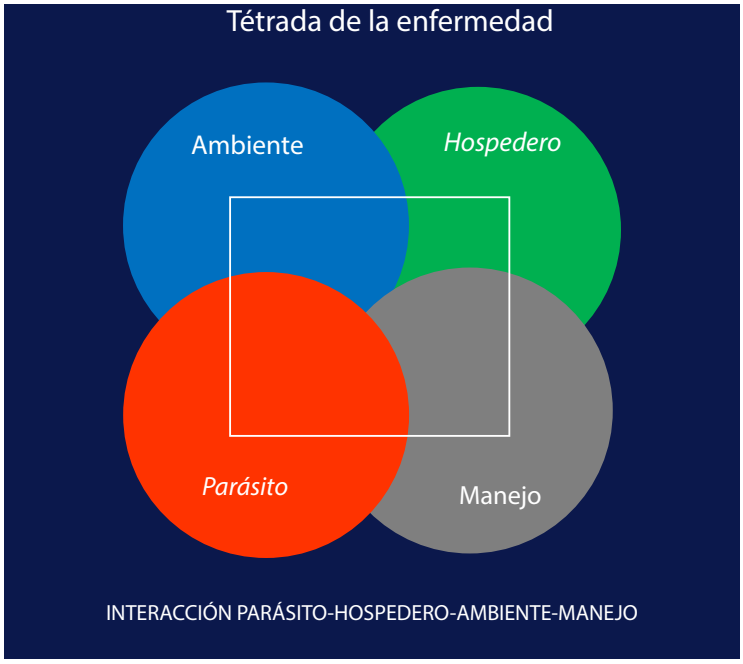


Figura 57. La tétrada de la enfermedad se refiere a la integración del manejo por parte del hombre al modelo de la triada de la enfermedad. Es decir, que su intervención puede alterar el equilibrio y conducir a una enfermedad. En este sentido, las malas prácticas de producción como por ejemplo, altas densidades, poca higiene, manipulación inadecuada de organismos y artes de cultivo, son disparadores de enfermedades.

7.1. Muestreo sanitario integral

7.1.1. Puntos de muestreo

El número de puntos de muestreo estará en función del tamaño, condiciones del sitio y distribución de las artes de cultivo. Por ejemplo, en una laguna costera es conveniente tomar muestras de la zona cercana a la boca, zona media y zona interior y/o en artes de cultivo colocadas respecto a la línea de costa, condición del terreno, posición en la laguna, etc. La ubicación de los puntos de muestreo debe de ser preferencialmente por GPS. La definición final de los puntos de muestreo debe realizarse de acuerdo a la prospección del sitio de cultivo, número de unidades productivas, distribución de las mismas, tipo de manejo del cultivo, etc.

7.1.2. Parámetros ambientales

Se debe de contar con los datos climatológicos del sitio de muestreo, anomalías térmicas, ocurrencia de tormentas, riadas y ciclones. Es necesario contar con la tabla de mareas y los datos de circulación costera así como de registros de surgencias. Esta consulta debe ser permanente.

7.1.3. Parámetros fisicoquímicos

En cada punto de muestreo se deben de registrar los datos de temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, turbidez, nutrientes, etc. Es conveniente registrar estos datos a la misma hora del día y con los mismos equipos de medición, que deben estar calibrados. También es conveniente que

la muestra sea tomada por la misma persona y bajo el mismo protocolo. Se debe contar con la bitácora de campo para registro de datos. Es deseable que estos datos se tomen diariamente.

7.1.4. Parámetros biológicos

En cada punto de muestreo es necesario tomar muestras para análisis bacteriológicos de agua y análisis de fitoplancton, para vigilar un posible advenimiento de florecimientos algales. En algunos casos es deseable tomar muestras de sedimento. También es conveniente que la muestra sea tomada por la misma persona y bajo el mismo protocolo. Se debe contar con la bitácora de campo para registro de datos. Es deseable que estos datos se tomen frecuentemente en función de las normativas de cada País.

7.1.5. Estado sanitario de la producción

Se deben tomar muestras de ejemplares en cada punto de muestreo. El tamaño de la muestra deberá ser considerado de acuerdo con su representatividad estadística, para lo cual se toman los criterios establecidos por Ossiander y Wedemeyer (1973) (Tabla 4). Para mayores detalles del muestreo para moluscos consultar el Capítulo 1.4 del Código Sanitario para los Animales Acuáticos (OIE, 2013c). También es conveniente que la muestra sea tomada por la misma persona y bajo el mismo protocolo. Se debe contar con la bitácora de campo para registro de datos. Es deseable que estos datos se tomen mensualmente.

Tabla 4. Tamaño de muestra aleatoria según la prevalencia supuesta del patógeno en el lote y suponiendo una técnica con el 100% de especificidad y sensibilidad.

Tamaño del lote	Tamaño de la muestra, a 2% prevalencia	Tamaño de la muestra, a 5% prevalencia	Tamaño de la muestra, a 10% prevalencia
50	50	35	20
100	75	45	23
250	110	50	25
1.000	140	55	26
1.500	140	55	27
2.000	145	55	27
4.000	145	60	27
10.000	145	60	27
100.000 o más	150	60	30

Fuente: OIE, 2006.

7.1.6. Epibiosis

Se debe observar la sucesión de epibiontes sobre los moluscos y en las artes de cultivo que permita conocer el advenimiento de posibles plagas y programar la limpieza de moluscos y artes de cultivo. Así mismo, este conocimiento ayudará a decidir sobre épocas de siembra y/o cosecha. Es deseable que esta información se registre mensualmente.

7.1.7. Manejo del cultivo

El manejo del cultivo debe realizarse de acuerdo con el protocolo establecido y registrar desviaciones del mismo. Por ejemplo, arribo temprano o tardío de larva o semilla, dificultades durante el proceso de pre-engorda o engorda, registro de alteraciones y/o modificaciones a las artes de cultivo, cambios o alteraciones en el manejo del producto durante el cultivo o la cosecha y transporte.

7.1.8. Condiciones externas al cultivo

Registrar alteraciones externas tales como vertido inusual de contaminantes y/o basura, introducción de flora y fauna externa al sitio de cultivo, dragados, establecimiento de operaciones ajenas al cultivo (lavado de autos, embarcaciones, instalaciones), etc.

7.1.9. Etiquetado de muestras

Las muestras deben ser correctamente etiquetadas, manipuladas y enviadas a los laboratorios autorizados correspondientes en tiempo y forma. La recopilación y registro de datos permitirá generar bases de datos que al analizarlas den elementos para el manejo del cultivo y la toma de decisiones productivas.

7.2. Muestreo de contingencia sanitaria

Cuando se presentan una gran cantidad de conchas vacías, deformaciones y alteraciones en la concha (bordes deformes, depósitos de conquiolina, etc.) y/o mortalidades inusuales, es necesario establecer un muestreo intensivo de los factores ambientales, fisicoquímicos, biológicos y de manejo. En estos casos es necesario ampliar el muestreo y tomar muestras adicionales sobre la población afectada incluyendo todo el rango de tallas-edad. Es decir, se establece un muestreo dirigido. Si bien un muestreo dirigido a animales con signos de bajo rendimiento o cualquier tipo de alteración externa aumenta las posibilidades de detección de algún parásito o enfermedad, el muestreo aleatorio de vigilancia, aunque complejo es una herramienta indispensable de vigilancia.

En estos casos se recomienda llevar a cabo las siguientes buenas prácticas de manejo:

1. Conocer las enfermedades que prevalecen en el área de cultivo con relación a sus signos y ciclos estacionales

2. Capacitación a los productores y personal operativo de las granjas para que se actualicen sobre las enfermedades que les pueden afectar a sus cultivos

3. Una detección temprana de alguna enfermedad es la mejor herramienta para su control. Por lo tanto, es necesario establecer como hábito, el generar bitácoras con los datos anteriormente mencionados, que permitan realizar el seguimiento y establecer diagnósticos

4. Notificación inmediata a la Autoridad Competente en caso de que se sospeche la presencia de alguna enfermedad

5. Muchas enfermedades son denso-dependientes, por lo tanto este es un factor clave para el desarrollo de un cuadro patológico. Siempre que sea posible, hay que mantener densidades de siembra o de cultivo óptimas para el crecimiento de los organismos. La tasa de crecimiento es un indicador de la salud de los moluscos

6. Si alguna enfermedad está presente en el área de cultivo, hay que llevar a cabo registros de mortalidad y eliminar, en la medida de lo posible, a cualquier organismo que esté enfermo, e inclusive siempre y cuando sea necesario, a todo el lote de organismos. El riesgo de contagio de una enfermedad dependerá del nivel de exposición al agente patógeno; por lo tanto, la eliminación de los organismos enfermos reduce el nivel de exposición

7. No tirar a los organismos enfermos en la misma zona de cultivo o en la lancha donde se llevan a cabo las operaciones rutinarias de seguimiento del cultivo. Los organismos se deben desechar en zonas apropiadas donde se evite la reintroducción del patógeno, por ejemplo, enterramiento y tratamiento con cal, incineración o algún tratamiento químico, si es pertinente

8. En caso de sospecha de alguna enfermedad será necesario recolectar muestras para su diagnóstico sanitario. En este sentido, se debe de asegurar que las muestras se recolecten debidamente y que lleguen en las condiciones adecuadas para su análisis en los laboratorios autorizados o de reconocida competencia técnica, considerando la legislación o normatividad de cada País



8.

Inocuidad y seguridad alimentaria

8. Inocuidad y Seguridad Alimentaria

En la producción de moluscos bivalvos, el principal peligro conocido es la contaminación biológica de las aguas en donde se cultivan, principalmente cuando éstos son destinados a consumirse en crudo (Tabla 5). Puesto que los moluscos son filtradores, en ellos los contaminantes se concentran en niveles mucho más altos que los de las aguas marinas circundantes. Por consiguiente, la contaminación por bacterias y virus, en la zona de cultivo, es de crucial importancia en la especificación del producto a consumirse y su presencia está relacionada con la contaminación del agua por heces fecales humanas, provocando gastroenteritis, hepatitis infecciosa o fiebre tifoidea. Sin embargo, también puede haber contaminación en la zona de cultivo por aguas negras o agrícolas a través de los escurrimientos en los períodos de lluvia. Por otro lado, hay patógenos bacterianos presentes naturalmente en el medio marino (*Vibrio* spp.) que pueden provocar gastroenteritis bajo ciertas condiciones, como el incremento de materia orgánica y aumentos de temperatura.

Tabla 5. Peligros asociados con el consumo en crudo de moluscos bivalvos.

Tipo de peligro		Contaminante
Infecciones	Bacterias	Salmonella spp., *Shigella* spp., *Vibrio parahaemolyticus*, *Vibrio vulnificus*, *Vibrio cholerae*, *Campylobacter* spp., *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*.
	Virus	Norovirus, Virus de la hepatitis A.
Intoxicaciones	Químicas	Metales pesados: Mercurio (Hg), Cadmio (Cd), Plomo (Pb). Orgánicos: Dioxinas, fenoles policlorados (PCB), Hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAH), plaguicidas.
	Biotoxinas	Toxina paralizante de los moluscos (PSP), toxina diarreica de los moluscos (DSP), toxina amnésica de los moluscos (ASP), neurotoxina de los moluscos (NSP).

Fuente: Lee *et al.*, 2010.

Otro peligro es el que se deriva de las biotoxinas. Las biotoxinas producidas por algunas microalgas y que se acumulan en los moluscos bivalvos, pueden causar diversas formas de grave intoxicación, como la intoxicación diarreica (DSP), la parálisis tóxica (PSP), la intoxicación neurotóxica (NSP), la intoxicación amnésica (ASP) o la intoxicación por azaspirácido (AZP) (Tabla 6). En determinadas zonas también pueden constituir un peligro sustancias químicas como metales pesados, plaguicidas, compuestos organoclorados, sustancias petroquímicas, etc.

Por lo tanto, el mejor planteamiento para una producción segura de moluscos es que se cultiven y se recolecten en zonas libres de contaminantes fecales. En este sentido, los países que se dedican al cultivo y exportación de moluscos bivalvos necesitan controles sanitarios particulares, con el fin de salvaguardar la salud pública, de esta manera se han implementado Programas Sanitarios, en los cuales se clasifican a las áreas de cultivo de moluscos, así como los procedimientos a seguir para la vigilancia de las mismas.

Con estos programas se identifican áreas idóneas para el crecimiento y cultivo de moluscos, iniciando el mismo con un estudio sanitario, que consiste en un informe escrito derivado de la evaluación de todos los factores ambientales, incluyendo fuentes de contaminación puntuales y no puntuales, los cuales tienen influencia en la calidad del agua y producto en áreas de cosecha.

Tabla 6. Biotoxinas presentes en los moluscos bivalvos.

Intoxicación	Especies de microalga	Cuadro clínico
Toxina Paralizante de los moluscos (PSP) **(Saxitoxina)**	*Alexandrium tamarensis, A. minutum (syn. A. excavata), A. catenella, A. fraterculus, A. fundyense* y *A. cohorticula.* *Pyrodinium bahamense. Gymnodinium catenatum.*	Dolor de cabeza, mareos, náuseas, vómitos y diarrea. Debilidad motriz y dificultades respiratorias.
Toxina diarreica de los moluscos (DSP) **(Ácido ocadaico, pectenotoxina, yesotoxina)**	*Dinophysis forti, D. acuta , D. acuminata, D. norvegica, D. mitra, D. rotundata, D. tripos, D. caudata, D. hastata* y *D. sacculus* y los dinoflagelados bentónicos, *Prorocentrum lima, P. concavum (o P. maculosum)* y *P. redfieldi.*	Diarrea, náuseas, vómitos, dolor abdominal y escalofríos.
Toxina amnésica de los moluscos (ASP) **(Ácido domoico)**	*Pseudonitzschia pungens f. multiseries, P. pseudodelicatissima.*	Trastornos gastrointestinales, pérdida de memoria.
Neurotoxina de los moluscos (NSP) **(Brevetoxinas)**	*Gymnodinium breve* (también llamado *Ptychodiscus brev* y desde 2000 llamado *Karenia brevis).* *Chatonella marina, Ch. antiqua.* *Fibrocapsa japonica.* *Heterosigma akashiwo.*	Trastornos gastrointestinales y vértigo.

Fuente: Lee *et al.*, 2010.

La FDA en la Guía de Peligros y Controles de pescados y de productos pesqueros indica la detección de biotoxinas naturales, como se observa en la siguiente tabla 7.

Tabla 7. Límite Máximo de Residuos (LMR) de Biotoxinas naturales en moluscos bivalvos para Estados Unidos.

Biotoxina	LMR (mg/Kg)	Toxina	Producto
PSP	0.8	Saxitoxina	Todos los peces y mariscos.
NSP	0.8 (20 unidades de ratón/100 g)	Brevetoxina-2	Almejas duras y de conchas suaves, mejillones, ostras y ostiones con huevas, enteras, frescas, congeladas o enlatadas.
DSP	0.2	Ácido ocadaico más 35-metil ácido ocadaico (DTX-1)	Almejas duras y de conchas suaves, mejillones, ostras y ostiones con huevas, enteras, frescas, congeladas o enlatadas.
ASP	20 (moluscos)	Ácido domoico	Moluscos.

Fuente: FDA, 2011.

La Comunidad Europea cuenta con el Reglamento (CE) no. 853/2004, donde se establecen las normas específicas de higiene de los alimentos de origen animal, incluyendo la detección de biotoxinas marinas en moluscos bivalvos (Tabla 8).

Tabla 8. Límite Máximo de Residuos (LMR) de Biotoxinas naturales en moluscos bivalvos para la Unión Europea.

Biotoxina	LMR (moluscos)	Toxina
PSP	800 µg/kg	Saxitoxina
ASP	20 mg/kg	Ácido domoico
Lipofílicas	160 µg/kg	Ácido ocadaico, dinofisistoxinas y pectenotoxinas
Lipofílicas	1 mg/kg	Yesotoxina
Lipofílicas	160 µg/kg	Azaspirácidos

Fuente: DOUE, 2004.

El estudio sanitario debe incluir datos y resultados de:

1. Vigilancia de la línea de costa, incluyendo la delimitación de las áreas y las líneas de cierre
2. La calidad bacteriológica del agua y de cada especie de molusco bivalvo cosechado en el cuerpo de agua (almejas, ostras y/o mejillones)
3. La evaluación de cualquier efecto meteorológico o hidrodinámico; así como las características geográficas sobre el área de cosecha
4. La determinación adecuada de la clasificación del área de cultivo y cosecha

El estudio sanitario debe ser actualizado periódicamente, para asegurar que los datos referentes a las condiciones ambientales sean actuales, tomando en cuenta que existe la posibilidad de cambios en los mismos. Además, se debe mantener un archivo con la información obtenida, tanto del estudio sanitario inicial como de las revisiones. Este tipo de estudios sanitarios deben estar armonizados entre los países latinoamericanos y considerar los requerimientos de la FDA, regulaciones de la Comunidad Económica Europea o del País al que se pretenda destinar la producción. En el caso de la vigilancia de la línea de costa, la Autoridad Sanitaria deberá identificar y evaluar todas las fuentes actuales y potenciales de contaminación que pudieran afectar al área de cosecha, así como la distancia de las fuentes de contaminación y su impacto. También será necesario evaluar la calidad y efectividad de los sistemas de tratamiento de aguas negras (en caso de que sean necesarios), determinar si existen sustancias tóxicas o nocivas y considerar la presencia de animales domésticos o silvestres, incluyendo a las poblaciones de aves residentes y/o migrantes, que pudieran afectar adversamente al área de cosecha.

8.1. Clasificación de zonas de cultivo

El Programa sanitario permite que las áreas sean clasificadas con base en los parámetros de coliformes totales o fecales, considerando además lo relacionado a biotoxinas marinas (florecimientos algales nocivos) en diferentes cuerpos de agua dentro de un País. Las Tablas 9 y 10 muestran los ejemplos de los Programas Sanitarios vigentes en la Unión Europea y los Estados Unidos, mismos que el resto de los países deben cumplir cuando se exporta el producto a esos mercados.

Tabla 9. Criterios para la clasificación de zonas de producción de moluscos en la Unión Europea.

Clasificación de las zonas de producción	Estándar microbiológico por cada 100 g de carne de moluscos bivalvos y de líquido intervalvar[1]	Tratamiento necesario
A	≤ 230 NMP *E. coli*/100 g de carne y líquido intervalvar[2].	Ninguno.
B	Los moluscos bivalvos vivos de estas zonas no deben superar los límites de una prueba de cinco tubos, tres diluciones, NMP de 4600 *E. coli*/100 g de carne y líquido intervalvar en más del 10% de las muestras[3].	Depuración, reinstalación en una zona de clase A o cocinado según un método autorizado.
C	Los moluscos bivalvos vivos de estas zonas no deben superar los límites de una prueba de cinco tubos, tres diluciones, NMP de 46.000 *E. coli*/100 g de carne y líquido intervalvar.	Reinstalación durante un período largo o cocinado según un método autorizado.
Prohibida	> 46.000 *E. coli*/100 g de carne y líquido intervalvar[4].	No se permite la cosecha.

Fuente: Lee *et al.*, 2010.

[1] El método de referencia en la reglamentación se refiere a la ISO TS 16649-3.

[2] Por referencia cruzada al Reglamento (CE) Nº 854/2004, vía Reglamento (CE) Nº 853/2004, con el Reglamento de la Comisión (CE) Nº 2073/2005 sobre criterios microbiológicos para alimentos.

[3] La tolerancia del 10% se permite para un período de transición según el Reglamento (CE) Nº 1666/2006.

[4] No se hace mención específica a este nivel en la Reglamentación pero no cumple con las clases A, B o C. La Autoridad Competente tiene la potestad de prohibir cualquier producción o recolección de moluscos bivalvos en zonas consideradas inadecuadas por razones de salud.

Tabla 10. Criterios de clasificación de zonas de producción y recolección de moluscos del Programa Sanitario Nacional de los Estados Unidos.

	Total coliformes (100 ml agua)		Coliformes fecales (100 ml agua)		
Clasificación	Media geométrica	Cumplimiento al 90%[1]	Media geométrica	Cumplimiento al 90%[1]	Tratamiento necesario.
Zona autorizada	≤ 70	≤ 230	≤ 14	≤ 43	Ninguno.
Zona restringida	≤ 700	≤ 2300	≤ 88	≤ 260	Depuración o reinstalación en una zona autorizada.
Zona prohibida	Sin estudio sanitario o incumplimiento de las condiciones para zonas autorizadas o restringidas[2].				Recolección prohibida.

Fuente: Lee *et al*., 2010.
[1] Valores para la prueba de dilución decimal de 5 tubos – se dan distintos valores de cumplimiento al 90 por ciento para el NMP de 3 tubos y la prueba de filtración por membrana mTEC.
[2] Se pueden utilizar aspectos alternativos a la concentración de contaminantes para declarar una zona prohibida.

Para México y basándose en el Programa de Sanidad de Moluscos de Estados Unidos, se cuenta con el Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos (PMSMB), en el cual las áreas de cultivo se clasifican de acuerdo con la tabla 11.

Tabla 11. Criterios para la clasificación de las áreas de producción de moluscos en México.

Clasificación de las áreas de producción	Microorganismo	Límite máximo
Área aprobada	Bacterias coliformes fecales.	La mediana o el promedio geométrico del NMP del agua, no excede de 14 NMP/100 ml y no más del 10% de las muestras excede de 43 NMP/100 ml para la prueba de dilución decimal de 5 tubos. El promedio geométrico deberá realizarse mediante un muestreo anual de 30 muestras de cada uno de los puntos de monitoreo.
Área aprobada condicionalmente	Las áreas de producción que están sujetas a contaminación microbiológica intermitente, son las que se pueden clasificar como aprobadas condicionalmente, esta alternativa se puede utilizar cuando existe interés sobre un área que esté afectada por eventos de contaminación predecibles en tiempo y la cosecha de moluscos bivalvos sea destinada a venta directa en determinadas épocas del año. Así también, la calidad sanitaria del área puede estar afectada por poblaciones estacionales, fuentes de contaminación no puntuales o por el uso esporádico de muelles o de puertos.	
Área Restringida	Bacterias coliformes fecales.	La mediana o el promedio geométrico del NMP del agua, no excede de 88 NMP/100 ml y no más del 10% de las muestras excede de 260 NMP/100 ml para la prueba de dilución decimal de 5 tubos. El promedio geométrico deberá realizarse mediante un muestreo anual de 30 muestras de cada uno de los puntos de monitoreo.
Área Prohibida	Aquella en la cual la calidad del agua rebasa los límites máximos establecidos para el Área restringida y en los siguientes casos: que estén contaminadas con aguas residuales, domésticas, municipales, industriales, agrícolas, de embarcaciones, plataformas u otras instalaciones lacustres o marinas; que estén afectadas por derrames de materiales que contengan sustancias tóxicas como consecuencia de contingencias, por residuos de material radiactivo, por marea roja o biotoxinas naturales, diferentes a las presentes en marea roja que estén sujetas a veda sanitaria; que no cuenten con un estudio sanitario.	

Fuente: COFEPRIS, 2009.

- El área es Aprobada, cuando no hay presencia de coliformes fecales, coliformes totales y biotoxinas marinas
- El área es Aprobada Condicionalmente cuando se presentan fuentes intermitentes de contaminación predecibles, con una evaluación de cada fuente de contaminación. En este caso se deberá contar con un plan de medidas correctivas

- El área es Restringida cuando el estudio sanitario indica un grado limitado de contaminación; y los niveles de contaminación fecal, patógenos humanos, sustancias tóxicas o dañinas, se encuentran en cantidades tales, que los moluscos bivalvos pueden ser seguros para el consumo humano, si se realizan actividades de confinamiento o depuración
- El área es Prohibida cuando no se cuenta con un estudio sanitario actualizado o cuando el estudio indique que existen concentraciones excesivas de materia fecal, microorganismos patógenos, sustancias tóxicas o biotoxinas marinas

En Estados Unidos se considera el grado de contaminación química como parte de su clasificación de las aguas para el cultivo. La Agencia de Protección (EPA por sus siglas en inglés) y la FDA en la Tabla 12 muestran la tolerancia de contaminantes químicos ambientales y plaguicidas para moluscos (incluye ostras, mejillones, almejas, conchuela o vieiras). En muchos casos son estos niveles, en los cuales las agencias se basan para tomar las medidas legales para retirar productos del mercado

Tabla 12. Tolerancia y nivel de acción de contaminantes químicos ambientales y plaguicidas.

Producto	Sustancia nociva	LMR (ppm)*
Moluscos	Diquat	20
Moluscos	Glifosfato	3.0
Moluscos	2,4-D	1.0
Todos los peces**	Bifenilos Policlorinados (PCBs)	2.0
Todos los peces	Aldrin/Dieldrin	0.3
Ostras	Carbaril	0.25
Todos los peces	Chlordano	0.3
Todos los peces	Chlordecone	0.3
Todos los peces	DDT, TDE, DDE	5.0
Todos los peces (Ostras)	Endotall y sus monometilester	0.1
Todos los peces	Heptaclor y heptaclor epóxido	0.3
Todos los peces	Metilmercurio	1.0
Todos los peces	Mirex	0.1

Fuente: FDA, 2011.
* Límite Máximo de Residuos.
** El Término "pescado" se refiere a los pescados en agua dulce o salada, crustáceos, otras formas de vida acuática que no sean aves o mamíferos y todos los moluscos, cuando dicha vida animal está destinada al consumo humano. 21 CFR 123.3 (d). http://www.fda.gov/downloads/food/guidanceregulation/ucm251970.pdf.

8.2. Depuración

Como ya se mencionó, el hecho de que los moluscos son filtradores y tienen gran capacidad de concentración a un nivel muy superior de su entorno, pueden ser peligrosos focos de infección por microorganismos patógenos (virus y bacterias). Por lo tanto, hay casos en que se debe hacer un proceso de limpieza de los organismos para tratar de eliminar o disminuir a niveles aceptables tales patógenos.

En este sentido, se realiza un proceso de depuración, el cual es una técnica aplicada para eliminar contaminantes microbianos (patógenos y toxinas) en los moluscos bivalvos. Estos son inmersos en tanques en agua de mar limpia esterilizada para que lleven a cabo su actividad normal de filtración y expulsar los contaminantes de sus branquias y aparato digestivo durante un período de tiempo determinado (Fig. 58). Por lo general, la depuración se efectúa por solicitud de la normativa oficial internacional, nacional o local, pero también se aplica porque la industria quiere asegurar la inocuidad al consumidor, o para satisfacer requisitos legales en los países o las regiones a donde se vaya a exportar.

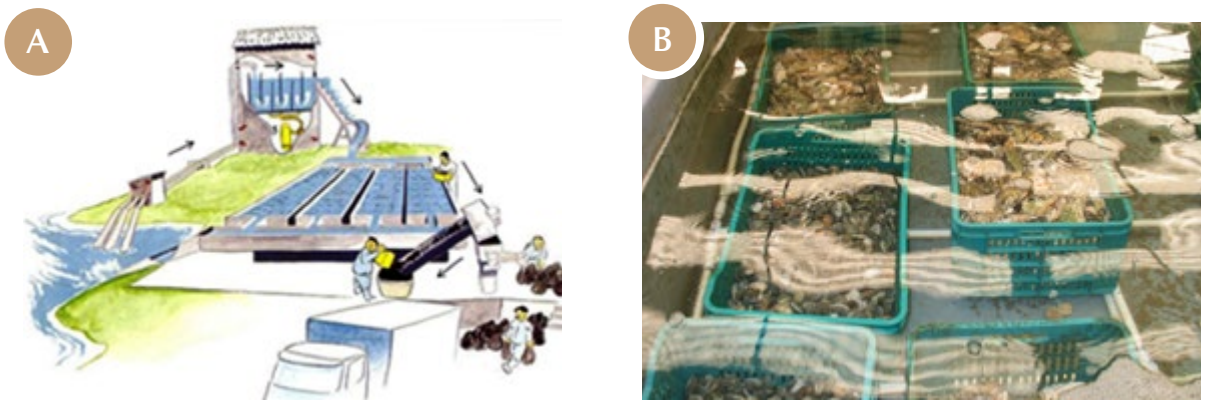


Figura 58. **A.** Esquema de una planta de depuración de moluscos bivalvos. **B.** Tanque de depuración con diferentes especies de moluscos bivalvos. A. Tomado de Durán *et al*., 1990. B. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

La efectividad de la depuración dependerá del diseño del sistema, la calidad del agua y las condiciones fisiológicas en las cuales se mantendrán a los organismos. Con la depuración sólo se eliminarán niveles bajos o moderados de contaminantes microbianos y no es recomendable cuando se tienen moluscos muy contaminados. También se tienen limitaciones con referencia a los tipos de contaminantes que se pueden eliminar satisfactoriamente en el proceso.

8.2.1. Principios generales de la depuración

Los principios generales para llevar a cabo la depuración son:

1. Reanudar la actividad de filtración para que se eliminen los contaminantes.

Será necesario evitar el estrés innecesario en los organismos antes de la depuración, por lo tanto se deberán mantener, hasta donde sea posible, las condiciones fisiológicas de los organismos en las etapas de recolección y de manejo posterior. En este sentido, se sugiere emplear una salinidad que no varíe más de 20% respecto al lugar de recolección (Tabla 13). Para el oxígeno disuelto se manejan valores del 50 al 60%, aunque la cantidad absoluta de oxígeno disuelto en el agua varía con la temperatura (se alcanza una concentración más baja con temperaturas más elevadas, mientras que las necesidades de oxígeno de los moluscos bivalvos aumentan con la temperatura). En general, y con un ejemplo en mejillón, los sistemas de depuración mantienen concentraciones de oxígeno de al menos 5 mg/L, que puede variar para otras especies. Hay que cuidar que el método de aireación sea el adecuado, para no comprometer la sedimentación de las heces y pseudo-heces expulsadas.

Para el caso de la temperatura, existen límites superiores e inferiores, fuera de los cuales los moluscos no realizan adecuadamente sus funciones. En la Tabla 14 se muestran valores ilustrativos.

Tabla 13. límites mínimos de salinidad recomendados para la depuración

Nombre científico	Nombre común	Salinidad mínima (ppt)
Crassostrea gigas	Ostra japonesa	20.51 (Reino Unido)
Ostrea edulis	Ostra europea	25.01 (Reino Unido)
Mytilus edulis	Mejillón	19.01 (Reino Unido)
Cerastoderma edule	Berberecho común	20.01 (Reino Unido)
Mercenaria mercenaria	Chirla mercenaria	20.51 (Reino Unido)
Tapes decussatus	Almeja fina	20.5[1] (Reino Unido)
Tapes philippinarum	Almeja manila	20.5[1] (Reino Unido)
Ensis spp.	Navaja	30[1] (Reino Unido)
Crassostrea iredalei	Ostra rayada	17.5[2] (Filipinas)
—	Ostra	20[3] (Japón)

Fuente Lee *et al.*, 2010.
[1] Especificaciones del Reino Unido, por CEFAS.
[2] Palpal-Latoc *et al., 1986.*
[3] Reglamentos de la Prefectura de Hiroshima.

Tabla 14. Límites de temperatura recomendados para la depuración.

Nombre científico	Nombre común	Temperatura (° C)	
		Inferior	superior
Crassostrea gigas	Ostra japonesa	8[1]	18[2]
Ostrea edulis	Ostra europea	5[1]	15[2]
Mytilus edulis	Mejillón	5[1]	15[2]
Cerastoderma edule	Berberecho común	7[1]	16[2]
Mercenaria mercenaria	Chirla mercenaria	12[1]	20[2]
Tapes decussatus	Almeja fina	12[1]	20[2]
Tapes philippinarum	Almeja manila	5[1]	20[2]
Ensis spp.	Navaja	10[1]	
Mya arenaria	Almeja babosa	2[3]	20[3]
Mercenaria mercenaria	Chirla mercenaria	10[3]	20[3]

Fuente: Lee *et al.*, 2010.
[1] Especificación del Reino Unido por CEFAS en nombre de la agencia británica Food Standards Agency.
[2] Recomendación de Seafish Industry Authority.
[3] NSSP de los Estados Unidos – valores recomendados salvo que se muestre lo contrario con estudios de verificación de procesos.

2. Eliminar contaminantes

La eliminación de contaminantes microbianos se consigue principalmente cuando se proporcionan las condiciones fisiológicas adecuadas para que el organismo tenga actividad filtradora y se mantiene un flujo de agua ininterrumpido que pueda extraer del molusco el contaminante. Sin embargo, la eliminación de los virus, no necesariamente puede ser efectiva.

3. Prevenir re-contaminación

Para evitar la re-contaminación durante el proceso de depuración se requiere trabajar bajo un sistema de lotes por tandas completas (todo dentro/todo fuera), donde no se añaden más organismos al sistema cuando se inicia el ciclo de depuración. De esta manera se evita que los moluscos que están parcialmente depurados se re-contaminen con el material excretado por los moluscos recién introducidos o que el material fecal depositado se resuspenda por esta introducción.

Hay que recordar que en la planta de depuración se deben de tomar las medidas de bioseguridad que incluyen el lavado de los utensilios, equipamiento, la desinfección y el secado, en caso de que aplique.

En los países con climas templados, son necesarias temperaturas muy por encima del mínimo al que se produce la filtración para poder eliminar a los virus. Por otro lado, existe preocupación de que al aumentar la temperatura proliferen los vibrios marinos dentro del sistema de depuración.

4. Mantener viabilidad

La viabilidad y la calidad se mantienen de la siguiente manera:

- Manejando y almacenando apropiadamente los moluscos antes y después de la depuración
- Proporcionando el flujo de agua y el oxígeno disuelto adecuados durante el proceso de depuración
- Evitando temperaturas muy altas o muy bajas
- Manteniendo al mínimo la acumulación de productos finales, como el amoníaco

Los organismos recién desovados no deben ser depurados ya que se encuentran muy debilitados. Cuando éstos desovan en los tanques de depuración, deben ser retirados y ser devueltos a la zona de recolección.

8.2.2. Métodos de esterilización en la depuración

Para esterilizar el agua que se utiliza en la depuración, el primer paso es obtener agua filtrada del ambiente y garantizar que cuente con el nivel apropiado de sólidos suspendidos para poder ingresar al sistema. Se usan tres sistemas de depuración: de cloro, luz ultravioleta y ozono. En la Tabla 15, se muestra la comparación entre estos procedimientos.

1. En el caso de utilización de cloro, éste se mezcla con el agua. El cloro mata a todo organismo vivo, incluyendo organismos patógenos y se utiliza una concentración de 2 a 3 mg/L en un tiempo de una hora

   La cantidad de cloro a utilizar se determina de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$VA\ (L) = \frac{CFR\ (mg/L) \times VT}{CSM\ (mg/L)}$$

   Donde:

   VA = Volumen a añadir
   CFR = Concentración final requerida
   VT= Volumen del tanque
   CSM = Concentración de la solución madre

   Antes de suministrar el agua en los tanques de depuración, se extrae el cloro o se disminuyen sus valores hasta menos de 0.1 mg/L. Esta reducción se consigue agregando Tiosulfato de sodio, con aireación o conduciendo el agua clorada por cascadas en las cuales se desprende el cloro en forma gaseosa.

2. En el caso de la depuración con luz ultravioleta, con frecuencia se utilizan lámparas de baja presión. La unidad de lámpara UV está compuesta por un tubo en el que la lámpara está contenida en una funda de cuarzo y el agua de mar pasa por el espacio entre la funda y el tubo. La eficacia de producción de UV se reduce con el uso; en este sentido, el fabricante suele especificar su vida útil y hay que reemplazarlas una vez que se alcanza esa vida media. Es necesario que se lleve un registro, ya sea manual o automático, de los cambios de lámpara, con el objeto de garantizar que se aplica la dosis correcta al proceso de depuración. Por otro lado, la efectividad de la esterilización dependerá de la calidad del agua a utilizar, en este caso, de la turbidez, presencia de sales inorgánicas o material orgánico. La cantidad de luz UV que se aplique al agua de mar dependerá de la limpieza de la funda de cuarzo que contiene a la lámpara, por lo que será necesario tener un calendario de limpieza, con productos aprobados para ese proceso. Para corroborar la eficiencia del sistema se recomiendan cultivos bacteriológicos del agua antes y después del proceso

3. El ozono es efectivo para inactivar a bacterias y a virus, aunque es un proceso de desinfección con costos muy elevados. Se puede comprar en forma gaseosa, en cilindros, o se puede producir en el sitio, mediante luz UV (longitud de onda máxima a 185 nm). El ozono se introduce en el agua de mar a través de un difusor para su mezcla. Para el ozono, se deben seguir normas estrictas de seguridad ya que el gas es muy tóxico. Por lo general, se utiliza una concentración ≤ 0.5 mg/L para el tratamiento de agua de mar por períodos de 10 minutos. Antes de utilizar el agua de mar para la depuración, el ozono residual se extrae con aireación. Hay dos peligros relacionados con la utilización del ozono, uno de ellos es la producción de bromatos, considerados compuestos potencialmente cancerígenos, que se forman cuando el ozono está en contacto con el agua de mar; y el segundo es que los niveles residuales de ozono podrían hacer que los moluscos redujeran o cesaran su filtración, disminuyendo la efectividad del proceso

Tabla 15. Comparación de tres sistemas de desinfección del agua de mar

Operación / Condición	Luz Ultravioleta	Cloro/ Compuesto clorado	Ozono
Costos de capital	Bajos	Medios	Elevados
Costos operativos	Los más bajos	Bajos	Elevados
Instalación	Simple	Compleja	Compleja
Facilidad de mantenimiento	Fácil	Moderada	Difícil
Costos de mantenimiento	Bajos	Medios	Elevados
Funcionamiento	Excelente	Posible crecimiento	No fiable
Efecto virucida	Bueno	Malo	Bueno
Claridad del agua	Elevada	Baja	Media
Riesgo para el personal	Medio (ojos, piel)	Elevado	Medio (oxidante)
Toxicidad química	No	Si	Si
Efecto sobre el agua	Ninguno	Trialometanos	Subproductos tóxicos
Tiempo de contacto (mm)	1 – 5 seg.	30 – 60 mm	10 – 20 mm
Efecto en los moluscos	Ninguno	Irritante	Oxidante

Fuente: Lee *et al.*, 2010.

8.2.3. Límites de la depuración

Originalmente, el objetivo de la depuración es eliminar contaminantes bacterianos, principalmente *S. typhi*. En general, las bacterias como *E. coli* y la *Salmonella* sp., de origen fecal se eliminan con bastante facilidad en un sistema de depuración con el funcionamiento y diseño apropiados. Sin embargo, la depuración no es efectiva para reducir la carga de algunas especies de vibrios patógenos para el hombre y, como se mencionó anteriormente, puede darse un aumento de la concentración de vibrios durante el ciclo de depuración, cuando la temperatura es suficientemente alta (superior a los 20°C) y la salinidad está en el rango adecuado (10 a 30 ppm).

En el Norte de Europa, investigaciones en la ostra japonesa, *Crassostrea gigas*, han mostrado que durante la depuración, los virus se eliminan más lentamente que la *E. coli*, incluso en sistemas correctamente diseñados. Por lo tanto, aunque hasta cierto punto se reducen contaminantes con la depuración, existe el riesgo de enfermedades, por lo que es necesario optimizar el diseño y funcionamiento de los sistemas para la eliminación de patógenos y no dirigirlos simplemente a la eliminación de indicadores bacterianos como la *E. coli*.

8.2.4. Biotoxinas y contaminantes químicos

Actualmente la depuración no se considera un proceso seguro para reducir las biotoxinas a niveles aceptables. La tasa de depuración varía según la toxina y la especie de bivalvo de la que se trate y puede llevar desde días hasta varios meses. Al igual que en la eliminación de otros contaminantes, ésta se ve afectada por la temperatura y la salinidad. La eliminación en el medio natural puede ser más rápida que en los tanques debido a la disponibilidad de alimento natural.

Con relación a los contaminantes químicos, en este caso los metales pesados y compuestos orgánicos, la depuración tampoco es un método práctico. Como ejemplo tenemos a la almeja *Mya arenaria* la cual necesita varias semanas para reducir, hasta niveles aceptables, los hidrocarburos aromáticos polinucleares (PAH, por sus siglas en inglés).

En Estados Unidos se considera el grado de contaminación química como parte de su clasificación de las aguas para el cultivo. La Agencia de Protección (EPA por sus siglas en inglés) y la FDA en la tabla 16 muestran la tolerancia de contaminantes químicos ambientales y plaguicidas para moluscos que incluye a las ostras, mejillones, almejas y conchuela o vieiras.

En muchos casos son estos niveles en los cuales las agencias se basan para tomar las medidas legales para retirar productos del mercado.

Tabla 16. Tolerancia y nivel de acción de contaminantes ambientales y plaguicidas

Producto	Sustancia nociva	LMR (ppm)*
Todos los peces **		
Moluscos	Diquat	20
Moluscos	Glifosato	3.0
Moluscos	2,4-D|	1.0
Todos los peces	Bifenilos Policlorinados (PCBs)	2.0
Todos los peces	Aldrin/Dieldrin	0.3
Ostras	Carbaril	0.25
Todos los peces	Chlordano	0.3
Todos los peces	Chlordecone	0.3
Todos los peces	DDT, TDE, DDE	5.0
Todos los peces (ostras)	Endotall y sus monometilester	0.1
Todos los peces	Heptador y heptaclor epóxido	0.3
Todos los peces	Metilmercurio	1.0
Todos los peces	Mirex	0.1

Fuente: Fish and Fishery Products Hazards and Controls Guidance, Fourth Edition – April 2011.
* Límite Máximo de Residuos.
** El término "pescado" se refiere a los pescados en agua dulce o salada, crustáceos, otras formas de vida acuática que no sean aves o mamíferos, y todos los moluscos, cuando dicha vida animal está destinado al consumo humano. 21 CFR 123.3 (d).



9.

Capacitación y verificación sanitaria

9. Capacitación y verificación sanitaria

Uno de los factores más importantes para la realización exitosa de cualquier producción animal, incluyendo a la acuicultura de moluscos bivalvos, es la capacitación en materia sanitaria. Como consumidores de productos cultivados o criados, estamos acostumbrados a la existencia de controles y supervisión sanitaria. Nadie cuestiona la aplicación obligatoria de buenas prácticas para la producción, sacrificio y comercialización de cualquier producto de origen animal o vegetal destinados al consumo humano; lo mismo aplica a los productos obtenidos por la acuicultura. La base de esto, es la capacitación de todos los actores involucrados, desde los propios productores hasta los consumidores pasando por los comercializadores y autoridades gubernamentales involucradas en esta cadena productiva.

La capacitación es un proceso constante que debe ser considerado como parte integral de las buenas prácticas de cultivo. Los conocimientos se van enriqueciendo conforme aumenta la experiencia y la investigación científica aplicada en el sector. En este sentido es indispensable la continua actualización de conocimientos de los actores involucrados en esta cadena productiva como se ha mencionado antes. La capacitación debe estar a cargo de personal calificado y, en los casos que corresponda, por personal certificado por la Autoridad Competente para tal efecto. No se puede escatimar en el valor del conocimiento y este debe llevarse a los rincones de producción en donde se asientan las propias empresas dedicadas al cultivo de moluscos bivalvos. Es necesario reconocer que en México, Centroamérica y el Caribe el sector pesquero-acuícola está conformado en gran parte, por un perfil académico básico que requiere de diseñar una estrategia de capacitación específica para atender a este grupo productivo.

Se debe aspirar, como región, a generar una industria no de subsistencia, como tradicionalmente se ha etiquetado a la acuicultura en América Latina, sino una industria competitiva utilizando las mejores tecnologías y los mejores procesos administrativos y de comercialización que compita a nivel internacional. La capacitación debe ser integral. La vinculación de la investigación científica con las necesidades de producción es indispensable como una vía para la optimización del proceso tecnológico, pero también para participar activamente en la capacitación y formación de recursos humanos de alto nivel (Figs. 59 y 60).



Figura 59. La capacitación en buenas prácticas de cultivo debe ser tanto a nivel del personal administrativo como de productores y autoridades involucradas en el proceso productivo. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.



Figura 60. La capacitación y difusión de medidas sanitarias para la producción de moluscos bivalvos debe desarrollarse directamente en las comunidades acuícolas y pesqueras. Fotografías, Cáceres-Martínez y Vásquez-Yeomans.

De la mano de la capacitación en materia sanitaria, está la verificación de que el proceso se lleve a cabo de la forma correcta y acorde con las necesidades de la producción y el mercado. En la era moderna y en un entorno de globalización, la verificación es una materia obligada para cumplir las necesidades del consumo moderno de productos acuícolas incluyendo a los moluscos bivalvos. El concepto de trazabilidad se ha implantado en la industria productora de alimentos de una forma permanente y en beneficio de la inocuidad alimentaria. Un molusco bivalvo producido por acuicultura en la región, debe poder ser rastreado desde su siembra hasta la mesa del consumidor. La tecnología y organización administrativa actual consideran este aspecto de trazabilidad como un valor agregado y obligado para satisfacer, adecuadamente, las necesidades del mercado.

Bibliografía

- Álvarez-Borrego, S. & J. Álvarez-Borrego. 1982. Temporal and spatial variability of temperature in two coastal lagoons. CalCOFI Reports, 23: 188-197.

- Álvarez-Borrego, S., G. Ballesteros-Grijalva & y A. Chee-Barragán. 1975. Estudio de algunas variables fisicoquímicas superficiales en Bahía San Quintín, en verano, otoño e invierno. Ciencias Marinas, 2 (2): 1-9.

- Alzieu, C., M. Heral, Y. Thibaud, M. Dardignac & M. Feuillet. 1982. Influence des peintures antisalissures a base d'organostanniques sur le calcification de la coquille de l'huitre *Crassostrea gigas*. Revue des Travaux de l´Institut des Péches Maritime, 45: 101-116.

- Ayres, P. 1991. Introduced Pacific oysters in Australia. En: Sutherland, J. & R. Osman (eds). The ecology of *Crassostrea gigas* in Australia, New Zealand, France and Washington State. Maryland Sea Grant College, College Park, pp. 3–7.

- Bardach, J. E., J. H. Ryther y W. O. Mclarney. 1986. Acuacultura: crianza y cultivo de organismos marinos y de agua dulce. Editorial AGT Editor, S. A. 739 pp.

- Barton, A., B. Hales, G. G. Waldbusser, C. Langdon & R. A. Feely. 2012. The pacific oyster, *Crassostrea gigas* shows negative correlation to naturally elevated carbon dioxide levels: implications for near-term ocean acidification effects. Limnology and Oceanography, 57 (3): 698-710.

- Berthe, F. C. J. 2005. Diseases in mollusk: hatcheries and their paradox in health management. En: P. Walker, R. Lester & M. G. Bondad-Rentaso (eds.), Diseases in Asian Aquaculture V, pp. 239-248. Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila.

- Bower, S. M. 2010. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish. http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especes/shellfish-coquillages/diseases-maladies/index-eng.htm

- Buesa, R. J. 1997. The Mangrove oyster, *Crassostrea rhizophorae*, and Queen conch, *Strombus gigas*, Fisheries of Cuba. En: C. L. MacKenzie, Jr., V. G. Burrel, Jr., A. Rosenfield, & W. L. Hobart (eds.), The history, present condition, and future of the molluscan fisheries of North and Central America and Europe, pp. 211-222. NOAA Technical Report NMFS 129.

- Cáceres-Martínez, C. & J. Chávez-Villalba. 1997. Pearl oyster culture in Baja California Sur, Mexico. J. World Aquaculture Society. Soc., 33-38 pp.

- Cáceres-Martínez, J. 1997. Mussel fishery and culture in Baja California, México: history, present status, and future. En: C. L. MacKenzie, Jr., V. G. Burrel, Jr., A. Rosenfield, & W. L. Hobart (eds.), The history, present condition, and future of the molluscan fisheries of North and Central America and Europe, pp. 165-190. NOAA Technical Report NMFS 129.

- Cáceres-Martínez, J. 2003. Gusanos perforadores de los géneros Polydora y Broccardia y su impacto en el cultivo de moluscos. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico, 4 (24): 1-6.

- Cáceres-Martínez, J. y R. Vásquez-Yeomans. 2011. Informes de resultados sanitarios en almeja Mano de león *Nodipecten subnodosus* en la Laguna Ojo de Liebre (Reserva del Vizcaíno, B.C.S.). Documento interno. Instituto de Sanidad Acuícola, A. C.

- Cáceres-Martínez, J. y R. Vásquez-Yeomans. 2013a. Enfermedades, parásitos y episodios de mortalidad de ostiones de importancia comercial en México y sus implicaciones para la producción. Ciencia Pesquera, 21: 5-48.

- Cáceres-Martínez, J. y R. Vásquez-Yeomans. 2013b. Uso de la técnica de PCR en el proceso de diagnóstico de enfermedades infecciosas en organismos acuáticos, su validación y su interpretación. Ciencia Pesquera, 21 (1): 57-65.

- Cáceres-Martínez, J., J. A. F. Robledo & A. Figueras. 1993. Settlement of mussels (*Mytilus galloprovincialis*) on exposed rocky shore in Ría de Vigo, N. W. Spain. Marine Ecology Progress Series, 93: 195-198.

- Cáceres-Martínez, J., Robledo, J. A. F. & A. Figueras. 1995. Presence of *Bonamia* and its relation to age, growth rates and gonadal development of the flat oyster, *Ostrea edulis*, in the Ría de Vigo, Galicia (NW Spain). Aquaculture, 130: 15-23.

- Cáceres-Martínez, J., P. Macías & R. Vásquez-Yeomans. 1998. *Polydora* sp. infestation and health in the Pacific Oyster *Crassostrea gigas* cultured in Baja California, NW Mexico. Journal of Shellfish Research, 17 (1): 259-264.

- Cáceres-Martínez, J., P. A. Macías Montes de Oca y Y. Guerrero-Rentería. 2001. Relación entre bacterias del género Vibrio y copépodos parásitos del mejillón *Mytilus galloprovincialis*. Anales del Instituto de Biología, Serie Zoología, 72 (2): 285-289.

- Cáceres-Martínez, J., J. S. Ibarra-Rivera & Y. Guerrero-Rentería. 2004. Parasitological and histopathological analysis of the ribbed mussel *Geukensia* (=*Ischadium*) *demissa*, from estero de Punta Banda, Baja California, México. En 37th Annual Meeting of Western Society of Malacologists. Del 24 al 28 de junio. Ensenada, Baja California, México. pp. 92-92.

- Cáceres-Martínez, J. A., R. Vásquez-Yeomans & G. Padilla-Lardizábal. 2010. Parasites of the pleasure oyster *Crassostrea corteziensis* cultured in Nayarit, México. Journal of Aquatic Animal Health, 22 (3): 141-151.

- Cáceres-Martínez, J., R. Vásquez-Yeomans & Y. Guerrero-Rentería. 2012. Early gametogenesis in the Kumamoto oyster (*Crassostrea sikamea*). Hidrobiológica, 22 (2): 181-184.

- Cáceres-Martínez, J., I. Méndez Gomez-Humarán, G. D. Tinoco-Orta & M. L. Unzueta-Bustamante. 1999. Relationship between the burrowing worm *Polydora* sp. and the black clam *Chione fluctifraga* Showerby. Journal of Shellfish Research, 18 (1): 85-89.

- Cáceres-Martínez, J., R. Vásquez-Yeomans, G. Padilla-Lardizábal, & M. A. del Río-Portilla. 2008. *Perkinsus marinus* in Pleasure Oyster *Crassostrea corteziensis* from Nayarit, Pacific Coast of México. Journal of Invertebrate Pathology, 99 (1): 66-73.

- Cáceres-Martínez, J., M. García-Ortega, R. Vásquez-Yeomans, T. J. Pineda-García N. A. Stokes & y R. B. Carnegie. 2012. Natural and cultured populations of the mangrove oyster *Saccostrea palmula* from Sinaloa, México, infected by *Perkinsus marinus*. Journal of Invertebrate Pathology, 110 (3): 321-325.

- Calvario, M. O. y R. L. Montoya. 2003. Manual de buenas prácticas de producción acuícola de moluscos bivalvos para la inocuidad alimentaria. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental y el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. SAGARPA. 83 pp.

- Carnegie, R. B. & N. Cochennec-Laureau. 2004. Microcell parasites of oysters: Recent insights and future trends. Aquatic Living Resources, 17: 519–528.

- Carnegie, R. B., G. R. Meyer, J. Blackbourn, N. Cochennec-Laureau, F. C. J. Berthe & S. M. Bower. 2003. Molecular detection of the oyster parasite *Mikrocytos mackini* and a preliminary phylogenetic analysis. Diseases of Aquatic Organisms, 54: 219–227.

- Carraro, J. L., G. S. Rupp, B. Mothes, C. Lerner & N. L. Würdig. 2012. Caracterización de la comunidad de macroinvertebrados incrustantes sobre la Vieira *Nodipecten nodosus* (Mollusca, Pectinidae), cultivada en Santa Catarina, Brasil. Ciencias Marinas, 38 (3): 577-588.

- Chávez de Nishikawa, A. G. y S. Álvarez-Borrego. 1974. Hidrología de la Bahía de San Quintín, Baja California en invierno y primavera. Ciencias Marinas, 1 (2): 31-62.

- Chikami, S., H. E. Vásquez, S. P. Pacheco, I. M. Pérez, N. E. Cornejo, M. F. Córdova y K. Kani. 2009. Guías para los modelos de mejoramiento de la calidad de vida para los pescadores artesanales. Centro de Desarrollo de la Pesca y Acuacultura (CENDEPESCA) del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG), El Salvador, República de El Salvador y la Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA). 55 pp.

- Cifuentes-Lemus, J., M. P. Torres-García y M. M. Frías. 1997. El Océano y sus recursos. X. Pesquerías. Ed. Fondo de Cultura Económica. México. 160 pp.

- *Codex Alimentarius*. http://www.codexalimentarius.org

- COFEPRIS. 2009. Guía técnica del Programa Mexicano de Moluscos Bivalvos. Secretaría de Salud. México, D.F. 144 pp.

- Colautti, R. I. & H. J. MacIsaac. 2004. A neutral terminology to define "invasive" species. Journal of Conservation Biology, 10 (2): 135-141.

- Colwell, R. 1996. Global climate and infectious disease: the cholera paradigm. Science, 274: 2025-31.

- CONAPESCA. 2009. Anuario Estadístico de Acuacultura y Pesca 2009. Mazatlán, Sinaloa, México. 311 pp.

- CONAPESCA. 2012. Anuario Estadístico de Acuacultura y Pesca 2011. Mazatlán, Sinaloa, México. 305 pp.

- Critchley, A. T., W. F. Farnham & S. L. Morrell. 1983. A chronology of new European sites of attachment for the invasive brown alga, *Sargassum muticum*, 1973-1981. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom, 63 (4): 799-811.

- DOUE (Diario Oficial de la Unión Europea). 2004. Reglamento (CE) N0 853/2004 del Parlamento Europeo y del Consejo de 29 de abril de 2004, por el que se establecen normas específicas de higiene de los alimentos de origen animal. 115 pp.

- Durán, N. C., C. R. Acuña y C. J. Santiago. 1990. El mejillón, biología, cultivo y comercialización. Fundación Caixa Galicia. La Coruña, España. 183 pp.

- Elston, R. A. 1984. Prevention and management of infectious diseases in intensive mollusc husbandry. Journal of the World Aquaculture Society, 15 (1-4): 284-300.

- Elston, R. A., H. Hasegawa, K. L. Humphrey, I. K. Polyaki & C. C. Häse. 2008. Re-emergence of *Vibrio tubiashii* in bivalve shellfish aquaculture: severity, environmental drivers, geographic extent and management. Diseases of Aquatic Organisms, 82: 119-134.

- FAO. 2012a. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2012. Departamento de Pesca y Acuicultura de la Organización Mundial para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia. 231 pp.

- FAO. 2012b. Global Aquaculture Production. [online]. Rome http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/query/en.

- Farrington, J. W., E. D. Goldberg, R. W. Risebrough, J. H. Martin & V. T. Bowen. 1983. U.S. "Mussel Watch" 1976-1978: an overview of the trace-metal, DDE, PCB, hydrocarbon and artificial radionuclide data. Environmental Science & Technology, 17 (8): 490-496.

- FDA. 2011. Guía de peligros y controles de pescados y productos pesqueros. FDA. Cuarta Edición. http://www.fda.gov/Food/GuidanceRegulation/GuidanceDocumentsRegulatoryInformation/SeaFood/ucm2018426.htm

- Figueras, A. y A. Figueras Jr. 1981. *Mytilicola intestinalis* Steuer en el mejillón de la Ría de Vigo (NO de España). Investigación Pesquera, Barcelona. V., 45 (2): 263-278.

- Ford, S. E. 1996. Range extension by the oyster parasite *Perkinsus marinus* into the northeastern United States: response to climate change? Journal of Shellfish Research, 15: 45-56.

- Ford, S. E. & H. H. Haskin. 1982. History and epizootiology of *Haplosporidium nelsoni* (MSX), an oyster pathogen in Delaware Bay 1957-1980. Journal of Invertebrate Pathology, 40: 118-141

- Ford, S. E. & M. M. Chintala. 2006. Northward expansion of a marine parasite: Testing the role of temperature adaptation. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 339: 226–235.

- Guida, V. G. 1976. Sponge predation in the oyster reef community as demonstrated with *Cliona celata* Grant. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 25 (2): 109-122.

- Handley, S. J. 1995. Spionid polychaetes in Pacific oysters, *Crassostrea gigas* (Thunberg) from Admiralty Bay, Marlborough Sounds, New Zealand. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 29: 305-309.

- Handley, S. J. & P. R. Bergquist. 1997. Spionid polychaete infestations of intertidal Pacific oysters *Crassostrea gigas* (Thunberg), Mahurangi Harbour, northern New Zealand. Aquaculture, 153: 191-205.

- Hickam, R. W. 1992. Mussel cultivation. In: E. Gosling (Ed). The mussel Mytilus: ecology, physiology, genetics and culture. Elsevier Science Publishers, B. V., Amsterdam, pp. 465-510.

- Hill, K. M., R. B. Carnegie, N. Aloui-Bejaoui, R. El Gharsalli, D. M. White, N. A. Stokes & G. M. Burreson. 2010. observation of a *Bonamia* sp. infecting the oyster *Ostrea stentina* in tunisia, and a consideration of its phylogenetic affinities. Journal Invertebrate Pathology, 103: 179–185.

- Imai, T. 1982. Aquaculture in shallow seas. Editorial A. A. Balkema/Rotterdam. 615 pp.

- Islas-Olivares, R., V. Gendrop-Fuentes y M. Miranda-Aguilar. 1978. Infraestructura básica para la obtención de larvas (semilla) de ostión Japonés (*Crassostrea gigas*) y ostión Europeo (*Ostrea edulis*) en Baja California. Ciencias Marinas, 5 (2): 73-86.

- Islas-Olivares, R. y S. Ferrer. 1980. Rentabilidad del cultivo en suspensión de ostión Japonés en las costas de Baja California. Revista Desarrollo Pesquero, 4: 19-22.

- Kim, Y., K. A. Ashton-Alcox & E. N. Powell. 2006. Histological Techniques for Marine Bivalve Molluscs: Update. Silver Spring, MD. NOAA Technical Memorandum NOS NCCOS 27. 76 pp.

- Lara-Lara, J. R. y S. Álvarez-Borrego. 1975. Ciclo anual de clorofilas y producción orgánica primaria en Bahía San Quintín, Baja California. Ciencias Marinas, 2 (1): 71-77.

- Lee, R., A. Lovatelli y L. Ababouch. 2010. Depuración de bivalvos : aspectos fundamentales y prácticos. FAO Documento Técnico de Pesca. No. 511. Roma, FAO. 2010. 153 pp.

- López, D. A., V. A. Riquelme & M. L. González. 2000. The effects of epibionts and predators on the growth and mortality rates of *Argopecten purpuratus* cultures in southern Chile. Aquaculture International, 8 (5): 431-442.

- Lovatelli, A., S. Vannuccini & D. McLeod. 2008. Current status of world bivalve aquaculture and trade. En: A. Lovatelli, A. Farias & I. Uriarte (eds.), Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20-24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. 45-59 pp.

- Mackin, J. G. 1961. Oyster disease caused by *Dermocystidium marinum* and other microorganisms in Louisiana. Publications of the Institute of Marine Science of the University of Texas, 7: 132-229.

- MacKenzie, Jr., V. G. Burrell, Jr., A. Rosenfield & W. L. Hobart (eds.). 1997. The history, present condition, and future of the molluscan fisheries of North and Central America and Europe. U. S. Dep. Commer., NOAA Tech. Rep. 129, 240 pp.

- Maeda-Martínez, A. N. 2008. Estado actual del cultivo de bivalvos en México. En: A. Lovatelli, A. Farias e I. Uriarte (eds.), Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20-24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. 91-100 pp.

- MAG-CENDEPESCA. 2007. Guía para los Pescadores sobre el cultivo de moluscos del género Anadara. Centro de Desarrollo de la Pesca y Acuicultura (CENDEPESCA). Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG), San Salvador, República de El Salvador Centro América y la Agencia de Cooperación Internacional del Japón (JICA). 13 pp.

- Margalef, R. 1968. Perspectives in ecological theory. Univ. Chicago Press, Chicago. 111 pp.

- Minchin, D. 1998. Management of the introduction and transfer of marine molluscs. Aquatic

Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems, 6 (4): 229-244.

- Ministerio de Agricultura y Ganadería del Salvador (MAGES). 2009. Informe Técnico Producción artificial de semilla y cultivo de engorde de moluscos bivalvos. Centro de Desarrollo de la Pesca y Acuacultura (CENDEPESCA)-Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA) a través del Proyecto para el Desarrollo de la Acuicultura de Moluscos en El Salvador. 75 pp.

- Morris, H, R., D. P. Abbott & E. C. Haderlie. 1980. Intertidal invertebrates of California. Stanford University Press, Stanford, California. 690 pp.

- Myer, R. O., D. D. Johnson, W. S. Otwell, W. R. Walker & G. E. Combs. 1988. Potential utilization of scallop viscera silage for solid waste management and as a feedstuff for swine. Nutrition reports international, 37 (3): 499-514.

- Odum, E. 1972. Ecología. Editorial Interamericana. México. 639 pp.

- OECD (Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico). 2011. OECD Science, Technology and Industry Scoreboard 2011. OECD Publishing. DOI: 10.1787/sti_scoreboard-2011-en

- OIE. 2006. Manual de pruebas de diagnóstico para los animales acuáticos. OIE, 5ª Edición.

- OIE. 2013a. Código sanitario para los animales terrestres. OIE, 22ª Edición.

- OIE. 2013b. Manual of diagnostic tests for aquatic animals. http://www.oie.int/eng/normes/fmanual/Asummry.htm

- OIE. 2013c. Código sanitario para los animales terrestres. OIE, 16ª Edición.

- Olivas-Valdéz, J. A. & J. Cáceres-Martínez. 2002. Infestation of the blue Mussel *Mytilus galloprovincialis* by the copepod *Pseudomyicola spinosus* and its relation to size, density, and condition index of the host. Journal of Invertebrate Pathology, 79: 65-71.

- OMS y FAO. 2009. Código de prácticas para el pescado y los productos pesqueros. CAC/RCP 52-2003. Organización Mundial de Salud Animal, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma. 161 pp.

- OPS (Organización Panamericana de la Salud). 1994. La situación del cólera en las Américas. Boletín Epidemiológico, 15 (1): 13-16.

- OSPESCA. 2009. Indicadores macroeconómicos del sector pesquero y acuícola del istmo centroamericano. Período 2000-2007. Proyectos PAPCA (OSPESCA/AECID/XUNTA DE GALICIA) y FIINPESCA. (OSPESCA/FAO/SUECIA-GCP/RLA/150/SWE).

- Ossiander, F. J. & G. Wedemeyer. 1973. Computer program for sample sizes required to

determine disease incidence in fish populations. Journal of the Fisheries Research Board Canada, 30: 1383-1384.

- Owen, H. M. 1957. Etiological studies on oyster mortality. II. *Polydora websteri* Hartmann – (Polychatea – Spionidae). Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean, 7 (1): 35-46.

- Padilla-Lardizábal, G. y V. Aguilar-Medina. S/A. Manual de buenas prácticas y protocolo sanitario para el cultivo de ostión en el estado de Nayarit. Comité Estatal de Sanidad Acuícola del Estado de Nayarit, A. C. 38 pp.

- Paillard, C., F. Le Roux & J. J. Borrego. 2004. Bacterial disease in marine bivalves, a review of recent studies: Trends and evolution. Aquatic Living Resources, 17: 477-498.

- Palpal-Latoc, E. Q., S. J. S. Caoile & A. M. Cariaga. 1986. Bacterial depuration of oyster (*Crassostrea iredalei* Faustino) in the Philippines, pp. 293-295. En: Maclean, J.L., Dizon, L.B. y L.V. Hosillos (eds.), The First Asian Fisheries Forum. Asian Fisheries Society, Manila, Filipinas.

- Parra-Laca, R. 2010. Caracterización de los parásitos *Urastoma* spp. y *Perkinsus marinus* en los ostiones de importancia comercial *Crassostrea virginica* y *Crassostrea cortezienzis*, un enfoque coevolutivo. Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. Ensenada, B. C., México. 82 pp.

- Pauley, G. B., B. van Der Raay, & D. Troutt. 1988. Species profiles: life histories and environmental requirements of coastal fishes and invertebrates (Pacific Northwest)—Pacific oyster. U. S. Fish Wildl. Serv. Biol. Rep., 82(11.85). U. S. Army Corps of Engineers, TR EL-82.4. 28 pp.

- Ray, S. M. 1996. Historical perspective on *Perkinsus marinus* disease of oyster in the Gulf of México. Journal of Shellfish Research, 15 (1): 9-11.

- Renault, T. & B. Novoa. 2004. Viruses infecting bivalve molluscs. Aquatic Living Resources, 17: 397-409.

- Robinson, A. & H. Stommel 1959. The oceanic thermocline and the associated thermohaline circulation. Tellus, 11 (3): 295-308.

- Rodríguez C. L. 2007. Valoración económica de las surgencias en Bahía San Quintín, Baja California. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Marinas. Universidad Autónoma de Baja California. Ensenada B. C., México. 74 pp.

- Rodríguez, F. L. & S. E. Ibarra-Obando. 2008. Cover and colonization of commercial oyster (*Crassostrea gigas*) shells by fouling organisms in San Quintin Bay, Mexico. Journal of Shellfish Research, 27 (2): 337-343.

- Ruesnik, J. L., H. S. Lenihan, A. C. Trimble, K. W. Heiman, F. Micheli, J. E. Byers & M. C. Kay. 2005. Introduction of non-native oysters: ecosystem effects and restoration implications. Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics, 36: 643-689.
- Rupp, G. S. 2007. Cultivo da vieira *Nodipecten nodosus* em Santa Catarina: influencia da profundidade, densidade e frequencia de limpeza. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensae Rural de Santa Catarina S. A. Florianópolis. Boletim Técnico No. 135, 83 pp.

- Rupp, G. S. & G. Y. Parsons. 2004. Effects of the salinity and temperature and byssal attachment of the lion's paw scallop *Nodipecten subnodosus* at its southern distribution limit. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 309: 173-198.

- Rupp, G. S., S. M. de Oliveira Neto y J. Guzenski. 2008. Estado actual del cultivo de moluscos bivalvos en la región sudeste-sur de Brasil. En: A. Lovatelli, A. Farias & I. Uriarte (eds), Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20-24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. 77-89 pp.

- Sala, A. & A. Lucchetti. 2008. Low-cost tool to reduce biofouling in oyster longline culture. Aquaculture Engineering, 39 (1): 53-58.

- Sarkis, S. & A. Lovatelli. 2007. Installation and operation of a modular bivalve hatchery. FAO Fisheries Technical Paper, 492. Rome, FAO 173 pp.

- Sevilla, L. M. 1959. Datos Biológicos para el Cultivo del Ostión de Guaymas, Son. Secretaría de Industria y Comercio. Dirección General de Pesca e Industrias Conexas 1959, 87 pp.

- Smith, L. C. Jr., L. M. Smith & P. A. Ashcroft. 2011. Analysis of environmental and economic damages from British Petroleum's Depwater Horizon oil spill. Albany Law Review, 74 (1): 563.

- Suástegui, J. M. M. 2002. Bases tecnológicas para el cultivo de la conchuela *Argopecten ventricosus* en la República de Panamá. Editado por el Ministerio de Desarrollo Agropecuario, 54 pp.

- Svedrup, H. U., M. W. Johnson & R. H. Fleming. 1942. The oceans. Their Physics, Chemistry and General Biology. Englewood Cliffs, N.J., Prentice-Hall. 1061pp.

- Talmage, S. C. & C. J. Gobler. 2010. Effects of past, present, and future ocean carbon dioxide concentrations on the growth and survival of larval shellfish. Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America, 107 (40): 17246-17251.

- Tapia-Vázquez, O., H. M. González-Alcalá, L. M. Sáenz-Gaxiola y R. García-Hirales. 2008. Manual de buenas prácticas en granjas ostrícolas de San Quintín, Baja California,

México. Comité Estatal de Sanidad Acuícola e Inocuidad de Baja California A. C. SAGARPA-CONAPESCA. 40 pp.

- Tarsi, R. & C. Pruzzo. 1999. Role of surface proteins in *Vibrio cholerae* attachment to chitin. Applied and Environmental Microbiology, 65 (3): 1348-1351.

- Tinoco-Orta, G. D. & J. A. Cáceres-Martínez. 2003. Infestation of the clam *Chione fluctifraga* by the burrowing worm *Polydora* sp. nov. in laboratory conditions. Journal of Invertebrate Pathology, 83: 196-205.

- Tursi, A., A. Matarrese, G. Constantino, R. Pollicoro, E. Cecere & C. Caroppo. 1990. Settlement periods of mussel larvae on artificial substrata, dipped in te "Mar Piccolo" and the "Mar Grande" of Taranto (Southern Italy). Oebalia, 26: 87-97.

- Uriarte, I. 2008. Estado actual del cultivo de moluscos bivalvos en Chile. En: A. Lovatelli, A. Farias & I. Uriarte (eds). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20-24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. pp. 61-75.

- Vaquer-Sunyer, R. & C. M. Duarte. 2010. Temperature effects on oxygen thresholds for hipoxia in marine benthic organisms. Global Change Biology, 17 (5): 1788-1797.

- Vásquez-Yeomans, R., J. Cáceres-Martínez & A. Figueras. 2004. Herpes-like virus associated with eroded gills of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* adults in Mexico. Journal of Shellfish Research, 23 (2): 417-419.

- Vásquez-Yeomans, R., M. A. García-Ortega & J. Cáceres-Martínez. 2010. Gill erosion and herpesvirus in *Crassostrea gigas* cultured in Baja California, México. Diseases of Aquatic Organisms, 89: 137-144.

- Villalba, A., S. G. Mourelle, M. C. Lopez, M. J. Carballal & C. Azevedo. 1993. Marteiliasis affecting cultured mussels *Mytilus galloprovincialis* of Galicia (NW. Spain). I. Etiology, phases of the infection, and temporal and spatial variability in prevalence. Diseases of Aquatic Organisms, 16: 61-72.

- Villalba, A., K. S. Reece, M. C. Ordas, S. M. Casas y A. Figueras. 2004. Perkinsosis in molluscs: a review. Aquatic Living Resources, 17: 411-432.

- Wesche, S. J., R. D. Adlard & J. N. A. Hooper. 1997. The first incidence of clionid sponges (Porifera) from the Sydney rock oyster *Saccostrea commercialis* (Iredale and Roughley, 1933). Aquaculture, 157 (1-2): 173-180.

- Ximing, G. & A. K. Standish Jr. 1994. Reproductive potential and genetics of triploid Pacific oysters, *Crassostrea gigas* (Thunberg). The Biological Bulletin, 187: 309-318.

Anexos

Anexo 1: Requisitos para envío y recepción de muestras de moluscos bivalvos

a) Moluscos bivalvos vivos

La toma de muestra a examinar, deberá ser enviada al laboratorio lo más rápido posible para evitar su descomposición. Para esto, se utilizarán hieleras de poliestireno que en el fondo contengan paquetes de gel sintético congelable, (Blue Ice u otro nombre comercial). Sobre el gel, se coloca un separador de poliestireno (de esta manera se evita que el molusco esté en contacto directo con la bolsa). Cada organismo se coloca en una bolsa de plástico individual, preferentemente del tipo autosellable (marca Ziploc u otra comercial), y el conjunto dentro de otra bolsa de plástico autosellable (grande y gruesa).

Dentro de la hielera se debe de colocar un formato de información con al menos los siguientes datos: Nombre del técnico responsable, fecha de recolecta, localidad (GPS si es posible), especie, número o clave del muestreo, número de ejemplares, características de las mismas, observaciones de las condiciones ambientales, tales como temperatura, salinidad, marea y otros eventos particulares, tales como ocurrencia de lluvias, descargas, etc. Así mismo, este formato deberá ser colocado dentro de una bolsa de plástico autosellable para su protección.

Es conveniente notificar al transportista que se trata de organismos vivos y que la muestra debe ser transportada con cuidado y prontitud. En este sentido, es recomendable que no pase más de 24 horas de la recolecta al arribo al laboratorio de destino.

b) Moluscos bivalvos fijados

En este caso es necesario que se abra al molusco y con cuidado, tratando de no dañar al tejido blando (cuerpo del ostión), éste se coloque en un recipiente de plástico apropiado con solución fijadora Davison (anexo 3) en una relación de volumen de 1:3. La fijación del molusco debe ser individual. La concha debe ser guardada aparte en una bolsa, etiquetada de acuerdo al recipiente en donde se fijará el tejido blando correspondiente. Lo importante es evitar que queden restos de concha o arena en el tejido a fijar. Los recipientes deben ser colocados dentro de una hielera de poliestireno, cerrado y sellado con cinta adhesiva. Es necesario, que como en el caso anterior, se etiquete y envíe al laboratorio de análisis con los antecedentes para el servicio de diagnóstico.

Antecedentes para el servicio de diagnóstico

Por lo general, la información solicitada es la siguiente:

1. Nombre de la Granja, Laboratorio o Empresa
2. Nombre del técnico responsable
3. Localidad
4. Fecha
5. Descripción del evento sanitario (en caso de que aplique)
6. Condiciones de cultivo: Sistema de cultivo, parámetros fisicoquímicos (salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, nutrientes o cualquier dato referente al ambiente de cultivo en particular)
7. Características de los organismos: Edad, estadio de desarrollo, talla, peso, coloración, etc. (es recomendable la inclusión de fotografías, si se cuenta con cámara fotográfica para tal efecto)

Anexo 2: Hoja de registro para el análisis de epibiontes en moluscos bivalvos

Fecha:						Clave:					Responsable:	
Hora recolecta		Localidad		TºC agua	TºC amb.	Salinidad ppm	O_2 mg/L	Arte de Cultivo			Especie	Observaciones
Clave	Poly	Serp.	Spiro	Esponjas	pirami.	Algas Calc	Brio	Uro.	Amp.	Hongos	Otros	
1												
2												
3												
4												
5												
6												
7												
8												
9												
10												
11												
12												
13												
14												
15												
16												
17												
18												
19												
20												
21												
22												
23												
24												

Abreviaturas:

Poly. = *Polydora* sp.
Se hace el conteo de organismos o el porcentaje de cobertura de la concha.

Serp. = Serpúlidos
Se hace la revisión con el microscopio estereoscópico.

Spiro. = Spirobris

Pirami. = Piramidélidos

Algas calc. = Algas calcáreas

Brio. = Brizoarios

Uro. = Urocordados

Amp. = Ampollas

TºC Amb. = Temperatura ambiente

Anexo 3: Preparación de soluciones fijadoras

Solución fijadora de Davidson
(para preparar 1 litro)

Glicerina	100 ml
Formaldehído 37%	200 ml
Etanol 96%	300 ml
Agua de mar filtrada	300 ml
Ácido Acético	100 ml

- Es importante añadir por orden cada una de las diferentes sustancias
- Agitar antes de usarse
- El tiempo de fijación es de 24 a 48 horas (en una relación de 1:3)

Después de transcurrido ese tiempo, y en caso de que no se continúe inmediatamente con la deshidratación, la muestra deberá colocarse en la solución Davidson conservante (solución que no contiene ácido acético) hasta su procesamiento.

Formol 10%
(para preparar 1 litro)

Formaldehído 37%	100 ml
Agua destilada	900 ml
Fosfato disódico	6 g
Fosfato monosódico	4 g

Anexo 4: Protocolo de deshidratación del tejido de moluscos bivalvos

Técnica de Inclusión en Parafina

Etanol 70%	1 hora
Etanol 96% - I	2 horas
Etanol 96% - II	2 horas
Etanol 100% - I	2 horas
Etanol 100% - II	2 horas
Etanol 100% - Benceno	3 horas
Benceno I	2 horas
Benceno II	2 horas
Benceno – Parafina	3 horas
Parafina I	2 horas
Parafina II	2 horas
Total 23 horas	
Incluir en Parafina.	

Anexo 5: Procesamiento de desparafinación y tinción de laminillas histológicas

Técnica de Tinción de Hematoxilina-Eosina

La técnica de tinción de Hematoxilina-Eosina es probablemente la tinción histológica más utilizada. Esta técnica permite demostrar claramente un enorme número de diferentes estructuras tisulares.

Esencialmente la hematoxilina tiñe al núcleo de la célula de un color azul a negro, con un buen detalle intranuclear; por otro lado, la eosina tiñe al citoplasma celular y a la mayoría de las fibras del tejido conectivo en variadas intensidades de rosa, naranja y rojo.

Desparafinación e Hidratación.

Xileno I	15 min *
Xileno II	15 min *
Xileno III	15 min *
Etanol 100% - I	5 min
Etanol 100% - II	5 min
Etanol 96%	5 min
Etanol 10%	5 min
Agua destilada	

* El Xileno se debe de mantener a una temperatura entre 30ºC a 35ºC.

Tinción Hematoxilina-Eosina.

Desparafinar las muestras hasta hidratar en agua.

Hematoxilina	15 min
Etanol ácido	5 seg
Agua Amoniacal	5 seg
Agua corriente	7 min
Agua destilada	3 min
Etanol 96%	3 min
Eosina	8 min
Etanol 96% - I	25 seg
Etanol 96% - II	3 min
Etanol 100% - I	1½ min
Etanol 100% - II	3 min
Etanol 100% - Xileno	5 min
Xileno I	5 min
Xileno II	5 min

Los tiempos pueden variar dependiendo de la especie.

Montar en resina sintética.

Anexo 6: Hoja de registro de análisis patológico en moluscos bivalvos

LABORATORIO PARASITOLOGÍA Análisis del cuerpo blando							
Localidad			Fecha		Especie		Responsable
N	Talla	Olor/Color	Branquia	P. Total (g)	P. Carne (g)	P. Concha (g)	Observaciones
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							
21							
22							
23							
24							

N = Número consecutivo.
Talla = Longitud total en centímetros o milímetros.
Branquia = Grado de erosión. L, ligero; M, medio; S, severa.
P. Total = Peso total húmedo, incluye cuerpo blando y concha en gramos.
P. Carne = Peso del cuerpo blando (músculo + masa visceral) expresado en gramos.
P. Concha = Peso de la concha, expresado en gramos.
Observaciones = Anotar cualquier daño o presencia de simbiontes.

Glosario

Acuicultura	Conjunto de conocimientos, actividades y técnicas para el cultivo de especies acuáticas vegetales y animales.
Agente patógeno	Todo agente biológico (incluyendo virus, viroides, priones) que puede producir enfermedad o daño a un huésped, sea este, animal o vegetal. La palabra patógeno proviene del griego *pathos*, enfermedad y *genein*, engendrar.
Algas	Protistas eucarióticas, fotótrofas, que pueden ser unicelulares o multicelulares y casi siempre viven en un medio acuático.
Anoxia	Falta de oxígeno.
Aurícula	Proyección auriculada o alada en la charnela de la vieira (escalopa o pectínido).
Autoridad Competente	Es la entidad gubernamental (oficial) de un país encargada de la regulación, ordenación y control de las actividades relacionadas con todos los aspectos que involucra la sanidad e inocuidad acuícolas.
Azolvado	Depósito de arena, lodo, detritos y otros materiales en el fondo de un cuerpo de agua, disminuyendo su profundidad.
Axénico	Condición de esterilidad.
Bajamar	Nivel más bajo que alcanza el agua del mar durante el ciclo de mareas, la marea baja.
Balsas o estructuras flotantes	Sistema de cultivo elaborado con tambos de plástico o lámina de 200 litros, sobre los cuales se fijan tablones de madera o postes horizontales, en donde se fijan las sartas, que serán colgadas y sumergidas en la zona de cultivo (lagunas o esteros).
Batimetría	Es el estudio del fondo de los cuerpos de agua marinos o lacustres, la medida de la profundidad oceánica o lacustre.
Biocida	Sustancia química sintética o de origen natural o microorganismos que están destinados a destruir, contrarrestar, neutralizar, impedir la acción o ejercer un control de otro tipo sobre cualquier organismo considerado nocivo por el hombre.

Biofiltradores	Organismos que se alimentan de plancton, mediante la filtración.
Bioseguridad	Medidas para prevenir la introducción y la propagación de una enfermedad. Las medidas de bioseguridad deben ser implementadas para minimizar los riesgos del ingreso de enfermedades a las unidades de producción individual (bioexclusión), así como para evitar los riesgos de transmisión hacia afuera (biocontención) y hacia adelante a través de la cadena del mercado.
Biotoxinas marinas	Sustancias tóxicas producidas por algas microscópicas (fitoplancton). Estas biotoxinas pueden acumularse en moluscos y en los peces pudiendo ser nocivas para la salud de las personas por el consumo de estos alimentos.
Biso	Conjunto de filamentos que los mitílidos (mejillones y otros bivalvos) utilizan para adherirse a un sustrato.
Bivalvo	Molusco pelecípodo con concha de dos valvas unidas por una charnela.
Branquia	Apéndice en forma de hoja plegada que sirve para la respiración y filtración de alimentos en el agua (también llamado ctenidio).
Brote	Aparición repentina de una enfermedad debida a una infección en un lugar específico. El brote es sinónimo de epidemia.
Buenas prácticas	Procedimientos rutinarios aplicados en producción acuícola cuyo objetivo es alcanzar una producción saludable y aceptable en términos de inocuidad, precio y calidad, sin comprometer negativamente el ambiente.
Calidad del agua	Se refiere a la composición fisicoquímica del agua que permita el desarrollo adecuado de la flora y fauna. Respecto al consumo por el ser humano, se refiere a los límites tolerables de las diversas sustancias contenidas en el agua son normadas por la Organización Mundial de la Salud (OMS), la Organización Panamericana de la Salud (OPS) y por los gobiernos nacionales y que permiten mantener la salud humana.
Capacidad de carga	Se refiere a la cantidad máxima de organismos (biomasa) de una especie dada que puede soportar el ambiente, en un periodo determinado de tiempo.
Cerco sanitario	Aislamiento de una población que presenta problemas sanitarios.
Cigoto	Célula resultante de la unión de los gametos masculino y femenino.

Cilios	Filamentos cuyo movimiento rítmico produce una corriente de agua en los bivalvos.
Concha	Cubierta de carbonato cálcico que cubre el cuerpo de los moluscos, formada por dos piezas, en los moluscos bivalvos (almejas, ostras, mejillones).
Contaminación	La acción y el efecto de introducir materias, o formas de energía, o inducir condiciones en el agua que, de modo directo o indirecto, impliquen una alteración perjudicial de su calidad en relación con los usos posteriores o con su función ecológica.
Contaminación cruzada	Presencia de entidades físicas, químicas o biológicas indeseables procedentes de otros procesos de producción.
Copépodos	Son una subclase de crustáceos maxilópodos de tamaño muy pequeño, muchas veces microscópicos, que se encuentran abundantemente, tanto en agua dulce como marina.
Costilla	Relieve alargado de la concha de los moluscos bivalvos y gasterópodos. Pueden ser concéntricas, radiales o en espiral, y estar juntas o separadas.
Cuarentena	Consiste en la restricción temporal absoluta de la movilización de animales o productos, durante un periodo no menor al triple del promedio del periodo de incubación de la enfermedad, el cual debe comenzar a contar a partir de la aparición del último caso clínico. Esto con el objetivo de evitar o limitar el riesgo de que se extienda una delimitada enfermedad contagiosa.
Cuerpo de agua	Un cuerpo de agua es una masa o extensión de agua como una laguna, embalse, lago, mar u océano que cubre parte de la tierra.
Cultivo extensivo	Sistemas de cultivo de organismos acuáticos en los que hay un limitado control del ambiente en donde se aprovechan las condiciones favorables naturales o de baja intensidad y requiere de poca tecnificación.
Cultivo intesivo	Cultivo de organismos acuáticos en los cuales hay un control del ambiente y es altamente tecnificado.
Crustáceos	Crustácea del latín *crusta* “costra”, son un extenso subfilo de artrópodos (langostas, camarones, cangrejos, langostinos, percebes) que habitan tanto el medio marino, salobre como dulceacuícola.
Charnela	Zona dorsal de la concha de los bivalvos donde se unen las dos valvas o conchas.

Depredador	Tipo de interacción biológica en la que un individuo de una especie (el predador o depredador), caza y mata a otro individuo (la presa) para subsistir.
Depuración	Proceso mediante el cual se coloca a un molusco bivalvo en un sistema de circulación de agua filtrada y sin alimento, que permite que el molusco elimine sus heces y pseudoheces, bajando la carga bacteriana.
Desazolvado	Eliminar el lodo, sedimentos o basura que se acumulan en el fondo de un cuerpo de agua o que obstruyen un conducto de agua.
Desinfección	Procedimientos para destruir a los agentes infecciosos (microorganismos) o parásitos responsables de enfermedades, mediante agentes físicos y/o químicos.
Detrito	Residuos sólidos, que provienen de la descomposición de fuentes orgánicas y minerales.
Diagnóstico	Proceso mediante el cual se aplican una serie de conocimientos, criterios y técnicas para determinar el estado de salud de un organismo.
Diatomea	Alga unicelular bacilariofícea; las células están encerradas en un caparazón silíceo o frústula y pueden formar cadenas.
Dinoflagelados	Grupo de protistas flagelados que son microorganismos unicelulares que forman parte del fitoplancton marino y de agua dulce.
Dioico	Organismos en el que los sexos están separados, es decir, los gametos masculinos y femeninos se producen o son portados por diferentes individuos.
Diploide	Número normal de cromosomas (2n) en una célula.
Dragado	Operación de limpieza o eliminación de los sedimentos en cuerpos de agua, lagos, bahías.
Efluentes	Término general que designa todo fluido que discurre hacia fuera del sistema de cultivo o tratamiento.
Empilotado	Sistema de cultivo de ostras que consiste en enterrar verticalmente estacones de madera sobre los cuales se amarran varas formando un entramado fijo sobre el cual se colocan recolectores o líneas (sartas) para fijación o engorda.

Endémico	Especie animal o vegetal propia y exclusiva de una determinada zona geográfica.
Enfermedad	Es un proceso y fase que atraviesan los seres vivos cuando padecen una afección que atenta contra su bienestar al modificar su condición de salud. Situación que puede desencadenarse por múltiples razones, ya sean de carácter intrínseco o extrínseco.
Ensilado	Fermentación láctica de residuos de pescado. Aunque en el ensilaje de pescado se produce cierta hidrólisis de las proteínas para formar péptidos y aminoácidos, el valor nutritivo de la materia prima se mantiene y se puede utilizar para sustituir fuentes tradicionales de proteínas en la alimentación de animales domésticos o como fertilizante.
Engorde	Período de tiempo en que los moluscos bivalvos se mantienen en cultivo hasta alcanzar la talla comercial.
Enzoóticas	Enfermedad que afecta a una o más especies animales en un determinado territorio, por causa o influencia local.
Epibionte	Organismo que vive por lo menos una fase de su ciclo sobre otro de mayor tamaño, al cual generalmente no le causa ningún problema.
Epibiosis	Conjunto de organismos que viven sobre la superficie de otro.
Epidemia	Del griego *epi*, por sobre y *demos*, pueblo. Es una enfermedad contagiosa que afecta a un número de individuos superior al esperado en una población durante un tiempo determinado.
Epizootia	Es una enfermedad contagiosa que ataca a un número inusual de animales al mismo tiempo y lugar y se propaga con rapidez. Su término equivalente en medicina es epidemia.
Especie exótica	Aquella que no se encuentra de manera natural en la zona o región en la cual se pretende realizar su cultivo.
Erradicación	Eliminación completa de una enfermedad. Comprende la aplicación de técnicas higiénicas y sanitarias con el fin de eliminar o lograr la desaparición de una determinada enfermedad de una determinada área o país en un tiempo determinado.
Especies nativas	Son aquellas originarias de la zona en que habitan, especie indígena o autóctona.
Esterilización	Destrucción de todas las formas de vida microscópicas, incluidos virus y esporas mediante procesos fisicoquímicos apropiados.

Estanque	Estructuras de concreto, fibra de vidrio u otros materiales para contener agua y a los organismos que se cultiven.
Eutroficación	Enriquecimiento en nutrientes de un ecosistema. El uso más extendido se refiere específicamente al aporte más o menos masivo de nutrientes inorgánicos en un ecosistema acuático. Incremento de sustancias nutritivas en aguas dulces de lagos y embalses.
Fecundación	También llamada fertilización o singamia, es el proceso por el cual dos gametos (masculino y femenino) se fusionan para crear un nuevo individuo con un genoma derivado de ambos progenitores.
Fenoles	Compuestos orgánicos derivados del benceno (C_6H_6) en que uno, dos o tres hidrógenos del núcleo bencénico están sustituidos por radicales –OH (Hidroxilo). Los fenoles tienen aplicaciones en la industria química y como pesticidas y son tóxicos.
Fijación	Comportamiento de las larvas competentes de moluscos bivalvos que consiste en asentarse sobre un sustrato adecuado.
Fijación natural	Conjunto de larvas asentadas sobre un sustrato en el medio natural.
Filtroalimentadores	Organismos que se alimentan de plancton, mediante la filtración, sinónimo de biofiltradores.
Fitoplancton	Conjunto de microalgas u organismos fotosintéticos que viven dispersos en el agua.
Florecimiento algal	Proliferación masiva de fitoplancton que produce un cambio de color en la columna de agua generalmente visible a simple vista y conocida como marea roja.
Gametos	Célula masculina (espermatozoide) y femenina (ovocitos) que se conservan o transportan por separado antes de la fecundación.
Granuloma	Lesiones nodulares inflamatorias, de pequeño tamaño que aparecen cuando el sistema inmune, aísla elementos nocivos como bacterias, virus y hongos, formando cápsulas de tejido conectivo con infiltración de hemocitos.
Hacinamiento	Aglomeración en un mismo lugar de un número de organismos, considerado como excesivo.
Haloclina	Es una capa de la columna de agua en la que la salinidad del agua cambia rápidamente con la profundidad.

Hemocito	Células de la hemolinfa de los invertebrados.
Hermafrodita	Cuando un mismo organismo tiene las gónadas sexuales masculinas y femeninas, con capacidad de producir gametos masculinos y femeninos a lo largo de su vida.
Hipotermia	Descenso involuntario de la temperatura corporal de los organismos.
Histopatológico	Análisis de los tejidos de los moluscos bivalvos en busca de agentes patógenos y/o alteraciones asociados con ellos o con el ambiente.
Hipoxia	Baja concentración de oxígeno.
Infección	Invasión y establecimiento de microorganismos causantes de enfermedades en los tejidos del cuerpo y que pueden producir daño en los mismos.
Infestación	Invasión y establecimiento de simbiontes en otro organismo vivo (hospedero). Estos simbiontes pueden ser parásitos verdaderos.
Influentes	Fluido que discurre hacia dentro de un sistema de cultivo o tratamiento.
Inocuidad	Ausencia de riesgos asociados con la enfermedad o muerte causada por el consumo de alimentos contaminados con microrganismos, compuestos químicos o tóxicos.
Lixiviación	Proceso en el que un líquido pasa a través de un sólido pulverizado para que se produzca la disolución de uno o más de los componentes solubles del sólido. Proceso mediante el cual se lava una sustancia pulverizada con el objetivo de extraer de ella las partes que resulten solubles.
Long-line	Cabo de polipropileno (usualmente de 24 mm de diámetro y de 100 a 150 m de longitud) suspendido con boyas, del cual se suspenden diferentes tipos de materiales para cultivo, tales como canastas, bolsas, conteniendo semilla, juveniles o adultos. También se le conoce como línea madre.
Marea alta o pleamar	Momento en que el agua del mar alcanza su máxima altura dentro del ciclo de las mareas.
Marea baja o bajamar	Momento en que el agua del mar alcanza la menor altura dentro del ciclo de mareas.
Mareas muertas	Son las mareas que se producen durante las fases de cuarto creciente y cuarto menguante, cuando las posiciones de la Tierra, el Sol y la Luna forman un ángulo aparente de 90°.

Mareas vivas	Alta o sicigia son las mareas que se producen con la luna llena y la luna nueva, cuando el Sol, la Luna y la Tierra se encuentran alineados.
Metabolitos	Es cualquier molécula utilizada o producida durante el metabolismo.
Metales pesados	Metales de elevada densidad, tales como el cadmio, plomo, cobre, mercurio y cromo.
Monitoreo	Registro de datos biológicos y ambientales (parámetros físico-químicos) que permitan vigilar el desarrollo de un cultivo.
Monzón	Viento que sopla en el sureste de Asia. En invierno sopla de la tierra al mar y es seco y frío, mientras que en verano sopla desde el océano a la tierra, es cálido y húmedo y trae abundantes lluvias.
Mortalidad	Indicador estadístico que señala el número de muertes de una población durante un período determinado de tiempo.
Necrosis	Muerte de un conjunto de células o de cualquier tejido del organismo, provocada por un agente nocivo que causa una lesión tan grave que no se puede reparar o curar.
Nutriclina	Capa del océano donde los nutrientes, principalmente nitrato, disminuyen bruscamente con la profundidad.
Oxiclina	Capa del océano donde el oxígeno disminuye bruscamente con la profundidad.
Parásito	Agente biológico o virus que se beneficia de un organismo llamado hospedero causándole cierto daño.
Pectínidos	Familia de moluscos bivalvos, también conocidos como vieiras o escalopas, emparentados de cerca con las almejas y las ostras.
Pesticidas	Producto químico destinado a eliminar plantas y animales (generalmente insectos) considerados como dañinos para los cultivos.
Picnoclina	Capa de agua en la que se evidencia un cambio súbito en su densidad vinculado con la profundidad.
Plancton	Generalmente microorganismos que flotan en el agua y están a merced de las corrientes. Se dividen en plancton animal, o zooplancton, y plancton vegetal, o fitoplancton (algas microscópicas).

Pleamar	Momento en que el agua del mar alcanza su máxima altura dentro del ciclo de las mareas (marea alta).
Poiquilotermo	Organismo en el que su temperatura corporal varía según la del medio ambiente, no posee un sistema interno de regulación térmica.
Polimorfismo	Describe múltiples y posibles estados de una única propiedad.
Protandria	Maduración más temprana del sexo masculino.
Protistas	Mayoritariamente organismos unicelulares eucariotas microscópicos que incluye a los protozoarios.
Racas o estantes	Estructuras fijas o flotantes construidas con diferentes tipos de materiales (estacas o estacones, varillas, tubos de PVC, emparrillados de madera, etc.), para ser utilizados en pre-engorda, engorda hasta la cosecha, según productor.
Recolector	Que recoge, estructuras para la captación de las larvas y/o semilla de moluscos bivalvos.
Sanidad acuícola	Se refiere a la prevención, tratamiento y control de enfermedades, mediante la aplicación de buenas prácticas de manejo.
Sarta	Cabo delgado de polipropileno u otros materiales al cual se unen cada 10 cm conchas que serán usadas como sustrato para el asentamiento de semilla de ostras. Por lo general, cada sarta está compuesta por 6 ó 7 conchas.
Sicigias	Cuando la posición de los tres astros, sol, luna, tierra se encuentran sobre una misma línea, se suman las fuerzas de atracción de la luna y el sol, por lo que se producen las pleamares más altas.
Simbiosis	La palabra simbiosis proviene del griego syn, “con“ y biosis, “vivir“. Se aplica a la interacción biológica, a la relación estrecha y persistente entre organismos de distintas especies. Los organismos involucrados en la simbiosis son denominados simbiontes.
Solsticio	Son los momentos del año, en los que el Sol alcanza su mayor o menor altura aparente en el cielo, y la duración del día o de la noche son las máximas del año, respectivamente.
Sustentable	Actividad de explotación de recursos naturales mediante actividades equilibradas que permitan que dichos recursos puedan seguir siendo utilizados por las generaciones futuras.

Surgencia	Fenómeno oceanográfico que consiste en el movimiento vertical de las masas de agua, de niveles profundos hacia la superficie, que como consecuencia provocan un movimiento de divergencia horizontal de las aguas superficiales. También se le conoce como afloramiento.
Termoclina	Es aquella zona de la capa superficial del océano en la cual la temperatura del agua del mar tiene una rápida disminución en sentido vertical, con poco aumento de la profundidad. Se caracteriza por el rápido cambio de un grado de temperatura o más por metro de profundidad.
Termorregulación	Es la capacidad que tiene el organismo para regular su temperatura corporal, dentro de ciertos límites, incluso cuando la temperatura circundante es muy diferente.
Terrígenos	Partículas de sedimento provenientes de la erosión de rocas y suelo que son transportados por el viento y el agua.
Transfaunación	Es la transferencia o movilidad de organismos y de la carga simbiótica que contienen, ésta puede incluir patógenos y por tanto promover la dispersión de enfermedades.
Trazabilidad	Conjunto de procedimientos preestablecidos y autosuficientes que permiten conocer el origen, la ubicación y la trayectoria de un producto o lote de productos a lo largo de la cadena de suministros en un momento dado.
Tributilina (TBT)	La tributilina es un químico tóxico que se usa para limpieza y pintura de barcos. Puede provocar pseudohermafroditismo y esterilidad en moluscos.
Tóxico	Es la capacidad de cualquier sustancia química de producir efectos perjudiciales sobre un ser vivo al entrar en contacto con él.
Vibriosis	Enfermedad bacteriana de moluscos, peces y crustáceos, que puede provocar altas mortalidades.
Vida de anaquel	Tiempo durante el cual un producto es útil para el consumidor sin causar ningún prejuicio a su salud y/o sin perder su funcionalidad.
Virioplancton	Son virus que se encuentran como parte del plancton.
Zonas de Amortiguamiento	Áreas adyacentes que conforman espacios de transición entre las zonas de cultivo y el entorno. Su establecimiento intenta impedir la dispersión de enfermedades y minimizar sus repercusiones.

Zona de cultivo	Zonas de aguas marinas o salobres aprobadas para la producción o la recolección de moluscos bivalvos destinados al consumo humano, ya sea por desarrollo natural o por acuicultura.
Zona intertidal	El área entre la tierra y el mar que está expuesta regularmente al aire por el movimiento de mareas del mar.
Zoonosis	Enfermedad de los animales que pueden transmitirse al hombre.

Abreviaturas

Acrónimo	Nombre original	Nombre traducido
ANVISA	Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria.	
CESAIBC	Comité Estatal de Sanidad Acuícola e Inocuidad de Baja California, A. C.	
CEFAS	Centre for Enviroment, Fisheries and Aquaculture Science.	Centro de Ciencias para Ambiente, Pesquerías y Acuicultura.
CFR	Code of Federal Regulations.	Código de Regulaciones Federales.
CICESE	Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada.	
CONAMA	Consejo Nacional del Medio Ambiente.	
CONAPESCA	Comisión Nacional de Acualcultura y pesca.	
COFEPRIS	Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios.	
DDE	Dicloro Difenildicloro Etileno.	
DDT	Dicloro Tricloroetano.	
EAR	Enfermedades de Alto Riesgo.	
ERDAC	Estrategia Regional para el Desarrollo de la Acuicultura.	
EUA	Estados Unidos de América.	
FAO	Food and Agriculture Organization of the United Nations.	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
FDA	Food and Drug Administration.	Agencia de Drogas y Alimentos.
GPS	Sistema de posicionamiento global o NAVSTAR-GPS, sistema global de navegación por satélite.	
ISA	Instituto de Sanidad Acuícola, A. C.	
JICA	Agencia Internacional de Cooperación del Japón.	
MAGES	Ministerio de Agricultura y Ganadería de El Salvador.	
MINAE	Ministerio de Ambiente, Energía y Mares de Costa Rica.	

Acrónimo	Nombre Original	Nombre traducido
NSSP	Programa Sanitario Nacional de Moluscos Bivalvos de los Estados Unidos de América.	
NCCOS	National Centers for Coastal Ocean Science.	Centros Nacionales para la Ciencia Costera y Oceánica.
NMFS	National Marine Fisheries Service.	Servicio Nacional para la Pesquerías Marinas.
NOAA	National Ocean Atmospheric Administration.	Administración Nacional para el Océano y la Atmósfera.
NOS	National Ocean Service.	Servicio Nacional para el Océano.
OECD	Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico.	
OIE	Organización Mundial de Sanidad Animal.	
OIRSA	Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria.	
OPS	Organización Panamericana de la Salud.	
OSPESCA	Organización del Sector Pesquero y Acuícola del Istmo Centroamericano.	
PCM	Procedimientos de Cosecha para Moluscos.	
PDM	Programa Sanitario General de Manejo de Desechos de Productos.	
PEM	Programa Sanitario de Manejo de Enfermedades de Moluscos.	
PLDM	Programa Sanitario General de Limpieza y Desinfección aplicable a la Producción de Moluscos.	
PMSMB	Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos.	
PNCMB	Programa Nacional de Control Higiénico-Sanitario de Moluscos Bivalvos.	
PVM	Programa de Vigilancia en Moluscos.	
RENAQUA	Rede Nacional de Laboratórios do Ministério da Pesca e Aquicultura.	Red Nacional de Laboratorios del Ministerio de Pesca y Acuicultura.
SENASICA	Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria.	
SICA	Sistema de la Integración Centroamericana.	

Acrónimo	Nombre Original	Nombre traducido
TDE	Tetracloro Difenil Etano.	
TBT	Tributilina.	
TCBS	Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa.	
UNA	Universidad Nacional de Costa Rica.	

CONVENIO ENTRE
EL ORGANISMO INTERNACIONAL REGIONAL DE SANIDAD AGROPECUARIA
(OIRSA)

Y

LA ORGANIZACIÓN DEL SECTOR PESQUERO Y ACUÍCOLA DEL ISTMO CENTROAMERICANO
(OSPESCA)

Oficina en SICA
Final Blvd. Cancillería, Distrito El Espino
No.154, Ciudad Merliot, La Libertad, El
Salvador, Centroamérica.

Tel. (503) 2248-8841

Correo electrónico info.ospesca@sica.int
Sitio web: www.sica.int/ospesca

Oficina en OIRSA
Calle Ramón Belloso, final pasaje Isolde,
Col. Escalón, San Salvador, El Salvador,
Centroamérica.

Tel. (503) 2209-9200
Fax. (503) 2263-1128
Correo electrónico: oirsa@oirsa.org
Sitio web: www.oirsa.org

