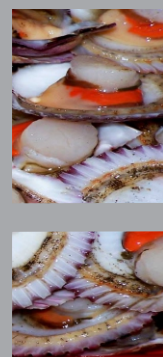
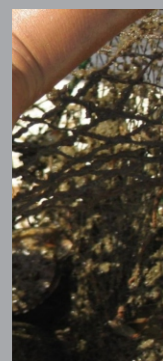




# Manual de Concha de Abanico



Concha de Abanico



# Manual de Concha de Abanico

**BRUNO GIUFFRA MONTEVERDE**  
Ministro de la Producción

**HÉCTOR EUGENIO D. SOLDI SOLDI**  
Viceministro de Pesca y Acuicultura

**MARÍA ISABEL CASTRO SILVESTRE**  
Jefe del FONDEPES

**OSCAR DEL VALLE AYALA**  
Director General de Capacitación y Desarrollo Técnico en Acuicultura

Prohibida su reproducción total o parcial, sin permiso del  
Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero - FONDEPES

Primera Edición

Hecho en el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2016-17137

Editado por:

Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero – FONDEPES  
Av. Petit Thouars N° 115 – 119, Lima – Perú





# MANUAL DE CULTIVO SUSPENDIDO DE CONCHA DE ABANICO

Dirección General de Capacitación y Desarrollo  
Técnico en Acuicultura  
2016

INDICE	2-7
PRESENTACION	8
INTRODUCCION	9
<b>I. GENERALIDADES</b>	<b>10</b>
1.1. El cultivo de concha de abanico en el Perú	11
1.1.1. Tipos de sistemas de cultivo de concha de abanico en el Perú	11
1.1.1.1. Cultivo de Fondo	12
1.1.1.2. Cultivo Suspendido	12
1.1.2. Abastecimiento de semilla	13
1.1.2.1. Captación Natural de Post Larvas	13
1.1.2.2. Obtención en Hatchery	14
<b>II. SISTEMA DE CULTIVO SUSPENDIDO</b>	<b>15</b>
2.1. Especie de cultivo	16
2.1.1. Descripción taxonómica.	16
2.1.2. Características generales	17
2.1.3. Características biológicas	17
2.1.4. Hábitat	18
2.1.5. Alimentación	18
2.1.6. Ventajas de la especie como cultivo	18
2.2. Condiciones de La zona de cultivo	19
2.2.1. Factores oceanográficos	19
2.2.1.1. Tipos de fondo	20
2.2.1.2. Batimetría de la zona de cultivo	20
2.2.1.3. Corrientes marinas	21
2.2.1.4. Mareas	21
2.2.1.5. Olas	22
2.2.1.6. Vientos	22
2.2.2. Parámetros de cultivo	23
2.2.2.1. Temperatura de agua de mar	23
2.2.2.2. Oxígeno disuelto	23
2.2.2.3. Fitoplancton	24
2.2.2.4. Transparencia	24
2.2.2.5. Color de agua de mar	24
2.2.3. Áreas e Instalaciones de un centro de cultivo	25
2.2.3.1. zona de cultivo de larvas	25
2.2.3.2. zona de cultivo de microalgas	25
2.2.3.3. zona de cultivo de semilla	26
2.2.3.4. otros ambientes	27
2.2.4. Servicios complementarios	27
2.2.4.1. vías de acceso	27
2.2.4.2. Ubicación cercana a poblaciones	27
2.3. Infraestructura de cultivo	28
2.3.1. Línea de cultivo-Long line	28
2.3.2. Partes básicas de Long Line	29
2.3.2.1. Sistema de flotación	29
2.3.2.2. Sistema de anclaje fondeo	30
2.3.2.3. Sistema de crecimiento	30
2.3.3. Características de una línea de cultivo	31
2.3.3.1. Dimensión de una línea de cultivo	31
2.3.3.2. Profundidad	31
2.3.4. Construcción e instalación de una línea long line	32
2.3.4.1. Construcción de los anclajes	32
2.3.4.2. Preparación y armado de línea madre	32



2.3.4.3. Traslado e instalación de sistemas de anclaje en el área de cultivo	33
2.3.4.4. Instalación de sistema Long Line	34
2.3.5. Áreas complementarias	35
2.3.5.1 Construcción de balsa de madera	35-36
2.3.5.2 Material y equipamiento de área de mar	37
	37
<b>III.PROCESO PRODUCTIVO DE LA CONCHA DE ABANICO</b>	
3.1. Producción de micro algas	38
3.1.1. Especies cultivadas en el centro	39
3.1.2. Materiales y equipo	39
3.1.3. Limpieza, desinfección y esterilizado de materiales	40-41
3.1.4. Medio de cultivo	42
3.1.5. Calidad de agua de mar	43
3.1.6. Parámetros de cultivo	44
3.1.7. Sistema de atracción	44
3.1.8. Mantenimiento de cepas	45
3.1.9. Escalonamiento de cultivo	45-49
3.1.10. Conteo celular	50
3.2. Producción de larvas	51
3.2.1. Calidad y tratamiento de agua	51
3.2.2. Limpieza y desinfección	52
3.2.3. Selección y acondicionamiento de los reproductores	53-54
3.2.4. Inducción a la liberación de gametos o desove	55
3.2.5. Fertilización y fecundación	56-57
3.2.6. Desarrollo embrionario y larval	58-60
3.2.7. Asentamiento larval o fijación	61-62
3.2.8. Envío de larvas al mar	63-64
3.3. Cultivo suspendido de concha de abanico	65
3.3.1 Etapa de cultivo inicial	66
3.3.1.1. Evaluación y crecimiento	67
3.3.1.2. Manejo de densidad de siembra	67
3.3.1.3. Desdobles de los sistemas	67
3.3.2. Etapa de cultivo intermedio	68
3.3.2.1. Izado de líneas de cultivo	69
3.3.2.2. Desdobles de los sistemas de cultura intermedio	69
3.3.2.3. Tamizado, siembra en línea de cultivo	70
3.3.2.4. Actividad complementaria	70
3.3.3. Etapa de cultivo final	71
3.3.3.1. Manejo técnico de las líneas de cultivo final	72
3.3.3.2. Desdobles de los sistemas y reflote de líneas	72
3.3.4. Cosecha	72
3.3.4.1. Embarque y transporte de recursos	73
3.3.4.2. Formato de declaración de extracción o recolección de moluscos	74
<b>IV. SANIDAD Y BIOSEGURIDAD</b>	75
4.1. Sanidad y Bioseguridad	76
4.1.1. Características de una concha abanico de buena calidad	76
4.1.2. Aspectos sanitarios en acuicultura	77
4.1.3. Aplicación de buenas prácticas acuícolas	78
4.1.4. Clasificación de las zonas productivas	79
4.1.5. Monitoreo de zonas de producción	79-80
<b>V. COMERCIALIZACIÓN, MERCADO Y PRODUCCIÓN</b>	81
5.1. Comercialización	82
5.1.1 Consideración para una buena comercialización	82
5.2. Mercado	83
5.2.1. Describir los mercados	83
5.2.2. Orientación de mercado	83
5.2.3. Elección del mercado	83

5.2.4. Los mercados objetivos	84
5.2.5. Mercado internacional	84-87
5.2.6. Como vender mi cosecha	88
5.2.7. Lugares de venta	88
5.2.8. Canales de comercialización	88
5.2.9. Estrategia de ventas	89
5.3. Producción nacional y mundial	90
5.3.1. Distribución de las concesiones en el Perú	90
5.3.2. Cosecha anual de concha de abanico en el Perú	91-92
GLOSARIO	93-95
BIBLIOGRAFIA	96-97
FORMATOS	98-111



## Índice de Figuras

Figura N° 01	Siembra de concha de abanico	11
Figura N° 02	Componentes de un cultivo de fondo	12
Figura N° 03	Cultivo suspendido de concha de abanico	13
Figura N° 04	Semilla de concha de abanico	13
Figura N° 05	Acondicionamiento de colectores	14
Figura N° 06	Monitoreo de larvas en laboratorio.	14
Figura N° 07	Concha de abanico	16
Figura N° 08	Anatomía externa (a) e interna (b) de la concha de abanico <i>Argopecten purpuratus</i>	17
Figura N° 09	Mapa de temperatura	23
Figura N° 10	Distribución de oxígeno disuelto	23
Figura N° 11	Toma de muestra de fitoplancton	24
Figura N° 12	Medición de transparencia de agua	24
Figura N° 13	Laboratorio de larvas de concha de abanico	25
Figura N° 14	Layout de la zona de cultivo de microalgas	26
Figura N° 15	Zona de cultivo de semilla	26
Figura N° 16	Características de un Long Line	28
Figura N° 17	Partes de un Long Line	29
Figura N° 18	Reflote de una línea long line	29
Figura N° 19	Construcción de lastres	30
Figura N° 20	Tipos de sistemas de crecimiento	30
Figura N° 21	Armado de un Long line	31
Figura N° 22	Armado de moldes y vaciado de concreto para los lastres	32
Figura N° 23	Implementos de lastres	32
Figura N° 24	Materiales para construir un Long line	33
Figura N° 25	Traslado de lastres a la zona de cultivo	33
Figura N° 26	Maniobras para la adecuada instalación de los anclajes	34
Figura N° 27	Colocación de un long line	34
Figura N° 28	Operaciones de tendido de long line en la zona de cultivo y templado de la línea	35
Figura N° 29	Balsa de madera	35
Figura N° 30	Colocación de balsa de en relación a la corriente marina	36
Figura N° 31	Embarcación de fibra de 22 eslora	37
Figura N° 32	Implementos para izado de líneas de cultivo	37
Figura N° 33	Principales microalgas cultivadas en el C. A. La Arena. a) <i>Isochrysis galbana</i> , b) <i>Diacronema lutheri</i> , c) <i>Chaetoceros calcitrans</i> , d) <i>Chaetoceros gracilis</i> .	39
Figura N° 34	Tratamiento al agua de mar. Filtrado a 1 micra (der.). Filtrado a 0,45 micras (izq.)	45
Figura N° 35	Cepas de microalgas en medio sólido (placas Petri con agar-agar)	46
Figura N° 36	Cepas de microalgas en medio líquido (tubos de ensayo).	47
Figura N° 37	Siembra en cabina de inoculación a nivel inicial (125 ml).	48
Figura N° 38	Siembra en cabina de inoculación a nivel intermedio (1 litro).	48
Figura N° 39	Siembra a nivel intermedio (12 litros), flameado de los paliglobos.	49
Figura N° 40	Cultivo a nivel final (18 litros), bajo condiciones controladas. Colocación de aireación a las botellas.	50
Figura N° 41	Siembra <i>out-door</i> a gran escala (nivel 500 litros).	50
Figura N° 42	Cámara Neubauer o hematocitómetro para conteo de microalgas.	51
Figura N° 43	Tanque de acumulación de agua de mar tratada.	52
Figura N° 44	Desinfección de los tanques de cultivo.	53

Figura N° 45	Tamices desinfectados antes de iniciar una producción.	53
Figura N° 46	Selección de reproductores de concha de abanico.	55
Figura N° 47	Reproductores después de la limpieza (Izq.). Tanque de acondicionamiento con reproductoras de concha de abanico (Der.).	56
Figura N° 48	Liberación de los gametos: espermatozoides (izq.) y óvulos (der.).	57
Figura N° 49	Reposo de óvulos fecundados.	58
Figura N° 50	Cámara Sedgewick Rafter y ramera circular para homogenizado.	59
Figura N° 51	Desarrollo embrionario de <i>Argopecten purpuratus</i> .	59
Figura N° 52	Fase trocóferas, larva "D" y Pediveliger de <i>A. purpuratus</i> .	60
Figura N° 53	a) Renovación de agua de los tanques de cultivo. b), c) y d) Tamizado de las larvas.	61
Figura N° 54	Larvas en fase pediveliger con mancha ocular fijadas en un sustrato <i>netlon</i> .	62
Figura N° 55	Formación de disconcha en <i>A. purpuratus</i> .	62
Figura N° 56	Larvas en estadio pediveliger con mancha ocular sobre el tamiz.	63
Figura N° 57	Sustrato <i>netlon</i> de fijación armado, tipo cono (izq.). Formación del "biofilm" (der.).	63
Figura N° 58	Larvas en etapa de fijación, se aprecia pie muscular	64
Figura N° 59	Desactivación de chululos	66
Figura N° 60	Lavado de semilla de concha de abanico	66
Figura N° 61	Tamizado de semilla de concha de abanico	67
Figura N° 62	Siembra en sistemas/ linternas	67
Figura N° 63	Evaluación de crecimiento de la concha de abanico	68
Figura N° 64	Izado de línea de cultivo	69
Figura N° 65	Siembra de pernets en la línea de cultivo	69
Figura N° 66	Izado de línea de cultivo	70
Figura N° 67	Desdobles de sistema de concha de abanico	70
Figura N° 68	Siembra de linterna en la línea de cultivo	71
Figura N° 69	Reflote de línea hundida	72
Figura N° 70	Reflote, colocación de boyas	72
Figura N° 71	Desactivado de linternas para desdoble	73
Figura N° 72	Evaluación de índice gonodosómico del <i>Argopecten purpuratus</i>	74
Figura N° 73	Desactivación de linternas para cosecha	74
Figura N° 74	Cosecha y embarque de concha de abanico	75
Figura N° 65	Registro de formato de Declaración de extracción de moluscos Bivalvos	76
Figura N° 76	Características de una concha de abanico	78
Figura N° 77	Depredadores y elementos bioincrustantes	79
Figura N° 78	Muestreos de la zona de cultivo	82
Figura N° 79	Expendio de pescados y mariscos	85
Figura N° 80	Competencia de mercado	86
Figura N° 81	Lugares de venta	90
Figura N° 82	Diversas presentaciones del producto concha de abanico	91



## Índice de gráficos

Grafico N° 01	Factores de importancia que determina la viabilidad de los cultivos	19
Gráfico N° 02	Distribución de sondeos de batimetría de la bahía Ferrol.	20
Gráfico N° 03	Marea para la bahía Ferrol para junio 2013.	21
Grafico N° 04	Principales países exportadores de conchas de abanico.	79
Grafico N° 05	Principales países importadores de conchas de abanico.	80
Grafico N° 06	Distribución de concesiones y autorizaciones de concha de abanico.	89

## Índice de tablas

Tabla N° 01	Medición de la fuerza del viento según la escala Beaufort	23
Tabla N° 02	Tabla de dimensiones de plataforma para maricultura.	37
Tabla N° 03	Especies de microalgas mantenidas en el cepario del Centro de Acuicultura La Arena.	41
Tabla N° 04	Cantidad de cada componente para la preparación de 1 litro de medio F/2	44
Tabla N° 05	Cantidad de cada componente para la preparación de solución de metales trazas.	45
Tabla N° 06	Cantidad de cada componente para la preparación de la solución de vitaminas.	46
Tabla N° 07	Tiempo y tamaño en cada estadio embrionario de A. purpuratus.	51
Tabla N° 08	Estadios larvales de la concha de abanico	52
Tabla N° 09	Tabla de alimentación	56
Tabla N° 10	Patógenos, Toxinas, Metales	70
Tabla N° 11	Clasificación de las áreas de producción	72
Tabla N° 12		77
Tabla N° 13	Principales empresas exportadoras.	78
Tabla N° 14	Principales mercados	78
Tabla N° 15	Principales 10 Países exportadores	79
Tabla N° 16	Principales 10 países importadores	80
Tabla N° 17	Derechos para el cultivo de Concha de abanico 2015	83
Tabla N° 18	Cosecha anual de concha de abanico 2005-2013	84
Tabla N° 19	Cosecha de concha de abanico periodo enero – setiembre 2013	85

## PRESENTACIÓN

El Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero, FONDEPES, es el órgano ejecutor adscrito al Ministerio de la Producción, que promueve la actividad acuícola en el ámbito nacional, teniendo como objetivo central contribuir a su crecimiento a fin de atender la creciente demanda de productos de origen hidrobiológico.

El litoral cuenta con ingentes recursos pesqueros, entre ellos la concha de abanico, especie de molusco bivalvo que se cultiva en forma satisfactoria, y cuya tecnología de cultivo se ha mejorado en los últimos años. Por tal motivo, el FONDEPES pone al servicio de los acuicultores y la comunidad pesquera en general, el presente **“Manual de cultivo suspendido de concha de abanico”**, en versión actualizada, que incorpora los resultados de los trabajos técnicos desarrollados en los últimos años en el Centro de Acuicultura La Arena-Casma, teniendo como finalidad contribuir a mejorar la producción nacional de concha de abanico.

Esperamos que el presente Manual se convierta en un instrumento eficaz de orientación y consulta para los usuarios y complemento de las actividades de capacitación y asistencia técnica que nuestro personal brinda permanentemente a los productores como parte de su labor de promoción del desarrollo de la acuicultura en el ámbito nacional.

## INTRODUCCIÓN

Es evidente que en los últimos años, ha surgido un gran interés en el país por desarrollar la acuicultura de moluscos bivalvos, principalmente de la especie concha de abanico “*Argopecten purpuratus*”, siendo considerada además como la alternativa productiva ideal para las organizaciones sociales de pescadores interesados en diversificar o complementar su labor de pesca.

En esta oportunidad, el FONDEPES presenta el “*Manual de cultivo suspendido de concha de abanico*”, que tiene como objetivo principal brindar una guía de orientación para lograr las decisiones técnicas con miras a lograr un eficiente manejo del cultivo de la especie *Argopecten purpuratus*, concha de abanico.

En el marco de dicho objetivo, el presente manual expone de manera detallada y práctica cada una de las etapas del proceso de cultivo de concha de abanico, que permitan cumplir con las metas productivas, en los volúmenes proyectados y en los tiempos establecidos.

Como toda actividad productiva, ésta requiere estar sustentada en información técnica actualizada y confiable, en ese sentido la metodología descrita en este manual, está basada en los diferentes trabajos de cultivo realizados a través de los años en el Centro de Acuicultura La Arena-Casma, con lo cual el FONDEPES espera contribuir poniendo al alcance de los productores, esta herramienta técnica que ayudará a desarrollar un cultivo sostenido y responsable, en cumplimiento con la normatividad vigente.

## I. GENERALIDADES

## 1.1 EL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO EN EL PERU

## 1.1.1 TIPOS DE SISTEMA DE CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO EN EL PERU

## 1.1.2 ABASTECIMIENTO DE SEMILLA



## 1.1 EL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO EN EL PERU

En el Perú la producción del recurso concha de abanico "*Argopecten purpuratus*", proviene básicamente de dos fuentes: la explotación de los principales bancos naturales distribuidos en nuestro litoral y por medio de su cultivo. Dicha producción se destina principalmente a la exportación, en la presentación de producto congelado teniendo gran aceptación en los principales mercados consumidores como; Francia, Estados Unidos, China y Japón. También se comercializa en el mercado local y en este caso como producto fresco refrigerado.

Las actividades de cultivo se intensificaron con posterioridad al fenómeno de El Niño 1982-1983, debido a que dicho evento incrementó explosivamente la población de este recurso, y que dio origen a las exportaciones. (Adex Data travel). Sin embargo, el restablecimiento de las condiciones ambientales en 1986, produjeron la disminución de los bancos naturales. A pesar de ello, esa misma situación de agotamiento condujo posteriormente a la intensificación de los esfuerzos para desarrollar el cultivo de este recurso de alto valor comercial.

Actualmente, el cultivo de este molusco se presenta como una alternativa interesante a la actividad de la pesca debido al desarrollo técnico y científico alcanzado, lo que permite obtener buenos resultados, lo que se aprecia en el incremento de los volúmenes de producción y que son destinados mayormente al mercado exterior, habiendo logrado su ingreso al mercado europeo y norteamericano. (Adex Data Travel)

Un aspecto importante que se debe señalar es que las aguas de nuestro litoral presentan características oceanográficas, muy óptimas debido al afloramiento o surgencia de aguas sub superficiales que propician una gran productividad primaria (plancton), así como los rangos de salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, etc., que se encuentran dentro de los rangos requeridos para el cultivo de esta especie, lo que aunado a la presencia de algunas zonas protegidas y semi-protegidas del litoral ha favorecido su producción abanico



Fig.N°01: Siembra de concha de abanico

### 1.1.1. Tipos de sistema de cultivo de la concha de abanico en el Perú

Teniendo en cuenta características importantes como la batimetría de la zona, la velocidad y dirección de las corrientes, productividad primaria, así como la profundidad de la zona elegida para el cultivo, se pueden optar por los siguientes tipos de producción:

#### 1.1.1.1 Cultivo de fondo

Este tipo de cultivo se realiza en zonas protegidas como las bahía de Paracas (Ica), Sechura (Piura). consiste en cercar un área determinada utilizando para ello mallas para confeccionar las paredes del corral, este sistema es instalado en el fondo, esta malla debe tener de 1 – 2 m de altura, con sistema de flotación en la parte superior ( boyas o corchos), así como también lastres en la parte inferior. El tamaño de los corrales varía entre 1 – 3 ha de superficie.

La profundidad recomendada para estas instalaciones es de 1.5 a 8 mt. Entre las ventajas de este método de cultivo se encuentran su bajo costo (en comparación al sistema suspendido), la rapidez de la siembra y el mayor número de individuos por área cultivada.

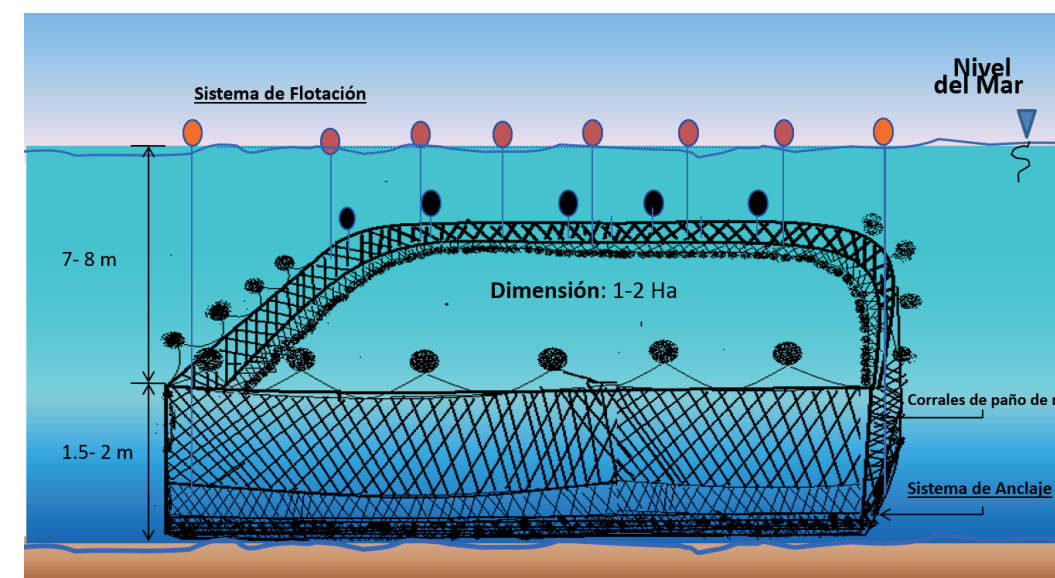


Fig.N°02: Componentes de un cultivo de Fondo

Las semillas son sembradas con tallas que oscilan entre 25 y 45mm de longitud valvar a una densidad inicial de 100 individuos por m<sup>2</sup>. Entre sus desventajas se encuentra la alta mortalidad y el menor crecimiento del individuo (en comparación con el cultivo suspendido), además de que las conchas se encuentran sometidas a la dinámica del ecosistema marino.

#### 1.1.1.2 Cultivo suspendido

El cultivo suspendido se lleva a cabo en sistemas denominados "long line"; estructura flotante, formada por la línea madre propiamente dicha, provista de flotadores, de la cual penden las diferentes estructuras o unidades de crecimiento como bolsas colectoras, chululos, pearl nets, linternas pre cultivo, inicial, intermedio y las linternas de cultivo final, en las cuales se instalan los ejemplares de concha de abanico en sus diferentes estadios de cultivo.



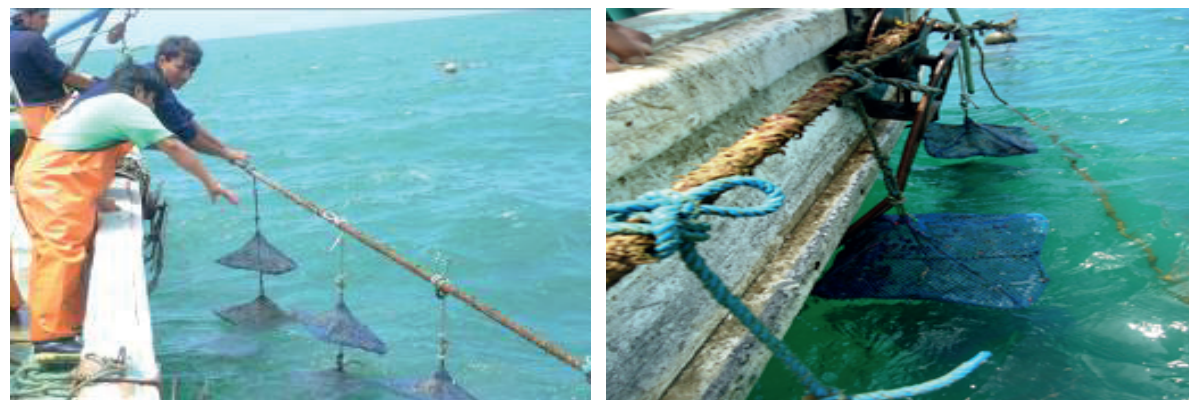


Fig. N°03. Cultivo suspendido de concha de abanico

La línea madre consta de un cabo de polipropileno de 1" de diámetro de un longitud aproximada de 100 metros en los cuales se implementan hasta 10 orejas" (amarres) distantes un metro una de otras, en las que se atan las linternas: lo que significa que normalmente se tienen 100 linternas por cada línea.

### 1.1.2. Abastecimiento de semilla

El principal punto crítico en todas las actividades acuícolas es el abastecimiento sostenido y oportuno de semillas o larvas; la semilla de concha de abanico puede obtenerse a través de las siguientes técnicas:

#### 1.1.2.1. Captación natural de post larvas:

Se realiza colocando "bolsas colectoras" en una línea de cultivo (long line) suspendida en el mar, a profundidades de 5 y 8 metros de tal manera que estos colectores forman como una cortina o barrera para las larvas que se desplazan (nadan) en el medio marino.

Los colectores son bolsas de mallas netlon 04 x 0.6 m, que se colocan dentro de una bolsa de tipo cebollera de polipropileno de 0.2 x 0.4 m, en donde se alojan las larvas desde su estado plantónico hasta que se fijan en el sustrato de la malla. El tiempo que deben exponerse los colectores para lograr una buena captación, está directamente relacionado con las condiciones medio ambientales de la zona de cultivo, las cuales afectan la tasa de crecimiento y mortalidad de la semilla fijada en los colectores.



Fig. N°04: Semilla de concha de abanico

Para una adecuada capacitación de natural de post larvas de concha de abanico, es necesario realizar un monitoreo constante para poder determinar la tasa de

fijación y su talla promedio en que se encuentren. Esta técnica es aleatoria, pues dependerá de las condiciones favorables del mar. Es conocido que la captación estará favorecida en zonas que presenten velocidades suaves de corrientes como suceden en las bahías de Sechura en Piura, Samanco en Ancash, Paracas en la Región Ica.



Fig. N°05. Acondicionamiento de colectores

#### 1.1.2.2. Obtención de semilla en Hatchery

Con esta técnica se lleva acabo todo el proceso de producción de semilla, bajo condiciones controladas en laboratorio. Comprende la ejecución de 5 etapas: 1) Acondicionamiento de reproductores; 2) Desove y fecundación a través de estimulación artificial; 3) Desarrollo larval; 4) Metamorfosis (de planctónicas a bentónicas) y asentamiento larval (fijación de post larvas en chululos); y finalmente 5) Cultivo de post larvas (traslado de colectores al medio natural).



Fig. N°06. Monitoreo de Larvas en Laboratorio

Esta técnica posibilita la obtención de semilla de manera programada, por lo tanto es más constante, oportuna además se alcanzan tallas apropiadas.

## I. SISTEMA DEL CULTIVO SUSPENDIDO

### 2.1. ESPECIE DE CULTIVO

### 2.2. CONDICIONES DE LA ZONA DE CULTIVO

### 2.3. INFRAESTRUCTURA DE CULTIVO

## 2.1 ESPECIE DE CULTIVO

La concha de abanico *Argopecten purpuratus* es el molusco más representativo entre los bivalvos y debido a su sabor y textura es altamente demandada. Es la especie de mayor importancia entre las del género *Argopecten*. En los últimos años, ha sido notable el crecimiento de su producción en el Perú, principalmente en las Regiones de Piura, Ancash, Ica. Las condiciones biológicas y oceanográficas en nuestro mar son excelentes para el crecimiento de este recurso y una muestra de ello es la formación de bancos naturales en la Bahía de Paracas, Región Ica, Bahía Samanco Región Ancash, Bahía Sechura, Región Piura.

### 2.1.1 DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA

○ Phylum	: Molusca
○ Clase	: Bivalva
○ Orden	: Pectinoida
○ Familia	: Pectinidae
○ Sub-familia	: Pedinae
○ Género	: Argopecten
○ Especie	: <i>Argopecten purpuratus</i> (Lamarck, 1819)

### 2.1.2 CARACTERÍSTICAS GENERALES

La concha de abanico habita en zonas protegidas del submareal entre los 3 y 30 m de profundidad, con temperaturas que oscilan entre los 14° y 20 °C, con niveles de oxígeno de 0.2 a 8 mL/L (Bermúdez *et al.*, 2004), encontrándose sobre fondos variables; arenosos, de conchuela con algas. Sin embargo, también se les puede encontrar sobre sustratos fangosos, pedregosos (Mendo *et al.*, 2001). Requiere una salinidad promedio de 34.4 a 34.9 por mil y corrientes de baja velocidad.

### 2.1.3 CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS

Es una especie hermafrodita, es decir que presenta una gónada con parte femenina (ovocitos) y masculina (espermatozoides), teniendo como característica el color naranja la parte femenina y de color blanco la parte masculino; la gónada que contiene ambos sexos se le conoce con el nombre de coral, funcionalmente la producción de gametos es alternada, su ciclo reproductivo es continuo.

Esta especie tiene como característica externa dos valvas en forma orbicular, siendo una de ellas más convexa que la otra, las valvas presentan expansiones laterales denominadas orejas que poseen además de 23 a 25 estrías y presentan anillos de crecimiento representado por líneas concéntricas, la parte interna (Fig. 2b) se encuentra el músculo aductor conocido

Fig. N°07: concha de abanico





como “callo” o “talo”, empleado para abrir y cerrar las valvas. Un par de branquias de color marrón claro utilizadas para la respiración, con las que también atrapan el alimento que con la ayuda del mucus es llevada a la boca, en donde selecciona el alimento que luego pasa al estómago. Las partículas no utilizadas (pseudoheces) son eliminadas. Se alimenta de fitoplancton, zooplancton y detritus.

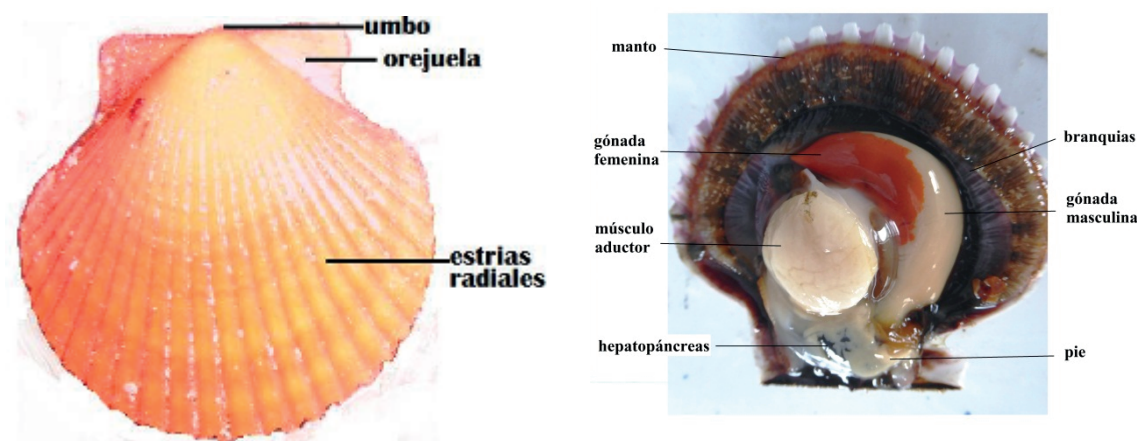


Figura N° 08. Anatomía externa (a) e interna (b) de la concha de abanico (*Argopecten purpuratus*)

Su reproducción ocurre en cualquier época del año, presentando desoves masivos en primavera y en verano, siendo este último por su amplitud e intensidad, es el más importante. Existe una relación directa entre el desove y la temperatura, observándose que esta influye positivamente en la maduración y evacuación de los gametos.

La madurez de las gónadas se acelera durante los eventos El Niño, debido a las altas temperaturas, incrementando la frecuencia del desove (Wolff, 1985).

En la etapa juvenil presenta un pie con unos filamentos bisales, a manera de hilos pegajosos, que le sirven para permanecer fijo al sustrato. En la etapa adulta presenta capacidad de natación al impulsarse con el abrir y cerrar de sus valvas; la cual le da un comportamiento de dispersión y agregación, en relación a factores como calidad del sustrato y amenazas que sus principales depredadores presentan.

Su desarrollo sexual (maduración gonadal) es influenciado por factores externos como luminosidad, salinidad y, principalmente, por la temperatura y disponibilidad de alimento.

La fecundación es externa y cruzada, aunque algunas veces sucede la autofecundación. Ambos gametos maduran de forma simultánea y la emisión se inicia con los espermatozoides, al término de este continúa con los ovocitos por el mismo conducto (Toro *et al.*, 2010).

#### 2.1.4 HÁBITAT

La concha de abanico se encuentra ampliamente distribuida a lo largo de la costa del Pacífico tropical, encontrándose registros desde Corinto, Nicaragua hasta Valparaíso en el norte de Chile. En el Perú presenta mayor concentración poblacional en las Regiones de Piura, Ancash, Ica, siendo mayor su incidencia en los bancos naturales de Sechura, Samanco, Tortugas, Paracas, Independencia, no obstante ante la presencia del fenómeno del Niño esta especie se desarrolla en diversas zonas de nuestro litoral.

#### 2.1.5 ALIMENTACION

El alimento de la concha de abanico está constituido principalmente de microalgas, que es ingerido a través de la filtración del agua de mar. Esta consiste en capturar el alimento por los cilios branquiales, que al moverse, provocan una corriente que conducen las partículas por el canal inhalante hasta los palpos labiales, donde ocurre una selección. Las partículas mayores son acumuladas y, posteriormente, expulsadas como pseudoheces.

Las partículas menores a 10 micrones, son transferidas a la boca, después pasan por el esófago, para luego ser digeridas en el estómago. Para complementar este proceso, las partículas pasan por el estilete cristalino, donde, con el auxilio de enzimas digestivas, son degradadas en partículas menores para finalmente ser absorbidos en el intestino. El material orgánico rechazado y los productos del metabolismo son expulsados como heces.

#### 2.1.6 VENTAJAS DE LA ESPECIE COMO CULTIVO

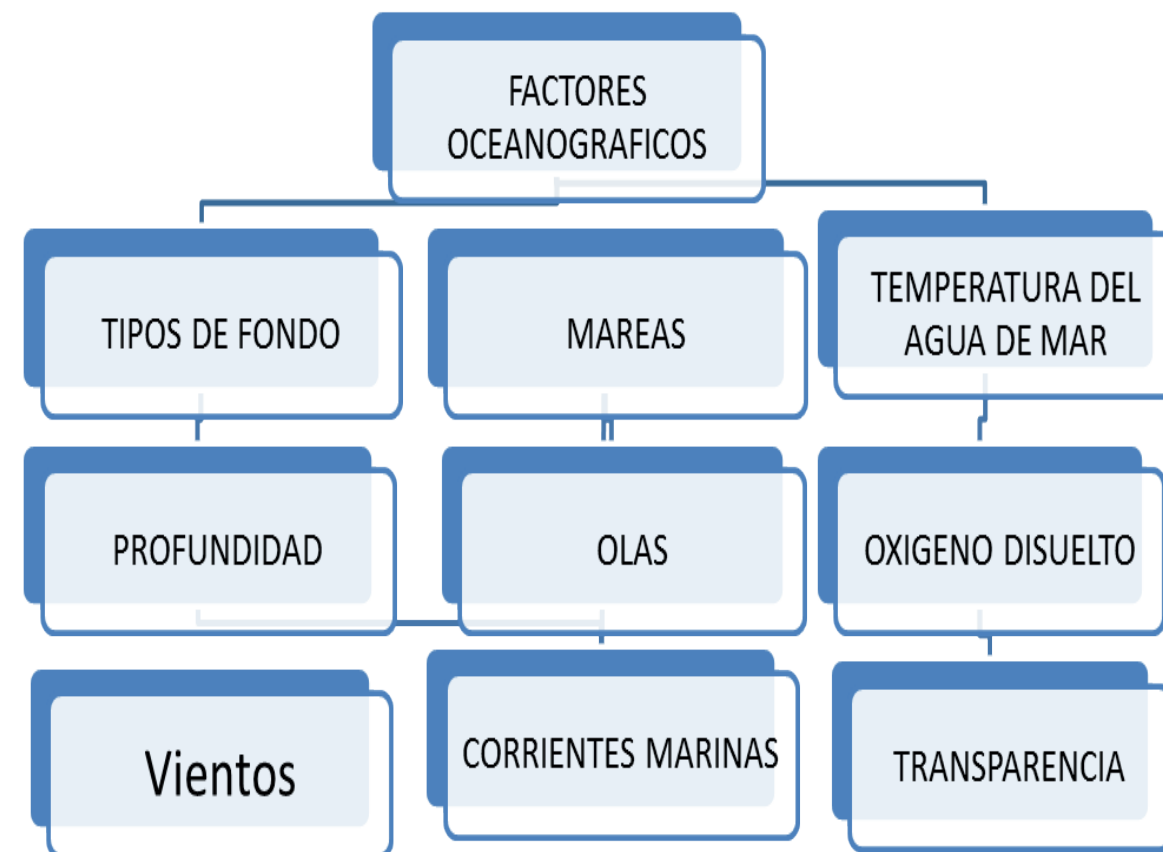
- ✓ Por ser especie filtradora no requiere de alimento suplementario por lo tanto no representa ningún costo.
- ✓ Crecimiento muy rápido, dependiendo de la densidad de siembra y el manejo técnico, alcanzando a los 12 - 14 meses de cultivo, a un tamaño de 65mm de longitud valvar de la concha de abanico
- ✓ Es una de las especies de molusco bivalvo de mayor preferencia en el mercado internacional, alcanzando precios elevados.
- ✓ Fácil manejo de su cultivo, existiendo diferentes métodos, como cultivo suspendido y de fondo.
- ✓ Permite su confinamiento a altas densidades de siembra
- ✓ Técnica de reproducción controlada, la que permite la disponibilidad oportuna de semilla para el abastecimiento por campañas de producción.

## 2.1. CONDICIONES DE LA ZONA DE CULTIVO

Para la selección del área de cultivo de la concha de abanico se deben realizar estudios previos mediante la evaluación y la prospección de la zona de cultivo. La primera condición que debe considerar un futuro productor acuícola, es determinar los factores favorables que faciliten su inversión, como son las características fisicoquímicas del agua, y la dinámica oceánica. Se puede solicitar apoyo a especialistas para determinar estos datos. Si el proyecto considera la instalación de un hatchery se deberán analizar las exigencias del laboratorio, las áreas complementarias y su mejor ubicación, en lo posible cercanas a la zona de cultivo en la concesión.

### 2.2.1. FACTORES OCEANOGRAFICOS

Para el cultivo de concha de abanico se requiere una evaluación minuciosa de la zona a seleccionar, considerando los aspectos (apropiados para el cultivo de la concha de abanico) a fin de poder tomar la decisión de la instalación de líneas de cultivo de concha de abanico.



**Gráfico N° 01 Factores de importancia: determina la viabilidad de los cultivos**

Las características que debe reunir la zona de cultivo, para ser considerado apta para el desarrollo viable y sostenido del cultivo de concha de abanico son:

#### 2.2.1.1. Tipos de fondo

El tipo de fondo es un aspecto importante ya que el *Argopecten purpuratus*, En su hábitat natural, prefiere fondos arenosos y con escasa corriente. (Avendaño y Cantillanez, 1996).

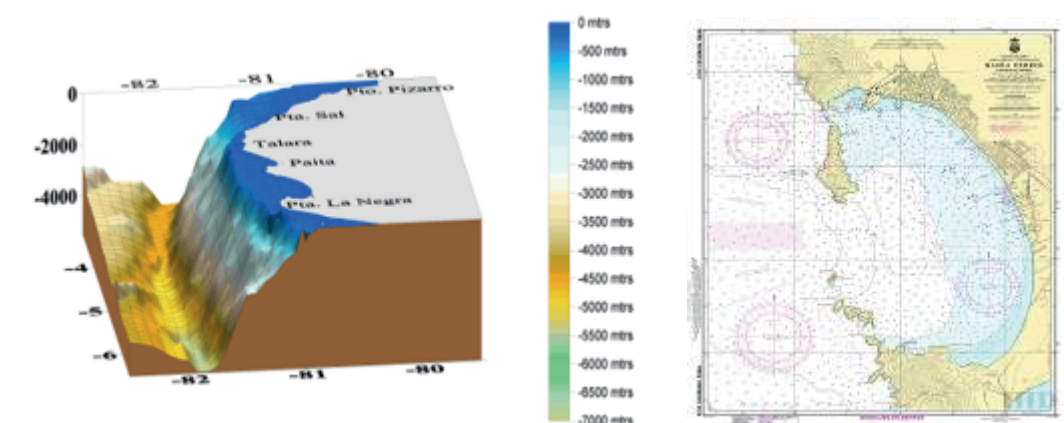
No es recomendable fondo del tipo fangoso (para cultivo de fondo) sin embargo, se puede llevar a cabo el cultivo suspendido.

Los tipos de Fondos más apropiados:

- Arena
- Algas
- Pedregoso
- Una combinación de estos
- De conchuela
- De pendiente plana

#### 2.2.1.6 Batimetría de la zona de cultivo

- Se considera adecuada una profundidad mínima de 12 m. para un cultivo suspendido, con la finalidad de que los sistemas de cultivo (linternas) no choquen el fondo y se pierda el producto.
- En el caso de cultivos de fondo esta característica también es importante porque influye en el dimensionamiento del sistema de cultivo.
- Considerar además las profundidades que se presentan alrededor del área elegida. Para ello se toma como referencia los estudio batimétrico del área de cultivo, el dato de la evaluación (profundidad) nos servirá para el dimensionamiento de nuestra línea de cultivo, optimizando la compra necesaria de cabo de polipropileno para la instalación de la línea long line (Línea madre, diagonales).



**Gráfico N° 02 Distribución de sondeos de batimetría de la bahía Ferrol. Fuente DHN- Dirección de Hidrografía Nacional**

### 2.2.1.6 Corrientes marinas

Es importante conocer el sistema de corrientes, su intensidad y dirección así como su dinámica en el tiempo al seleccionar el lugar y sistema de cultivo y para determinar las condiciones en las que se instala línea de cultivo.

- El riesgo de tener corrientes de velocidad alta de agua inhibe la filtración afectando la alimentación y crecimiento de la concha de abanico.
- Así mismo una velocidad debajo del óptimo provocaría un insuficiente reemplazo de nutrientes, recambios de agua y por consiguiente, acumulación de desechos.
- Muy importante tener conocimiento de la corriente que se genera en la zona de cultivo, si es frecuente una fuerte corrientada en forma constante, dificultaría las labores de cultivo, instalación de líneas de cultivo entre otras maniobras de trabajo en mar.
- El área de cultivo debe tener una corriente marina entre 3 y 25cm / segundo y en bancos naturales entre 3 y 10 cm/ segundo. (Wildish y Saulnier, 1993)

### 3.2.1.6 Mareas

- Fenómeno astronómico que, por lo general, influye significativamente en el cambio periódico del nivel del agua en la costa.
- Son determinantes si tienen gran altura, ya que afectan negativamente durante la baja marea.
- *Es aconsejable que se tenga siempre una tabla de mareas.*  
www.dhn.mil.pe

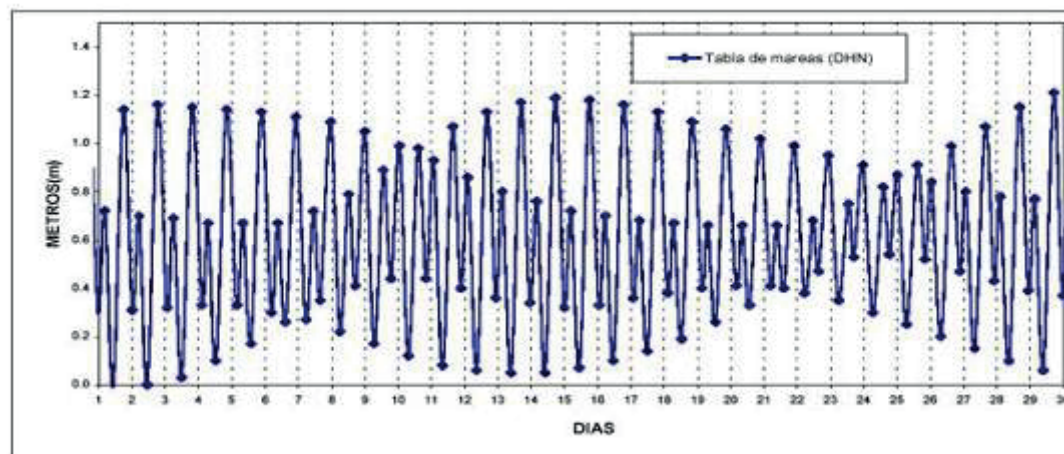


Gráfico N° 3. Marea para la Bahía Ferrol para junio 2013. Fuente DHN-Tabla de mareas

### 2.2.1.5. Olas

Es importante llevar un registro de los oleajes que se presentan en la zona de cultivo. La altura de las olas depende de tres parámetros del viento que son: Velocidad, Persistencia en el tiempo, La estabilidad en su dirección. Así mismo las principales causas de la generación de las olas son los vientos, maremotos, corrientes, mareas.

### 2.2.1.6 Vientos

Los vientos tienen por efecto la generación de corrientes u oleajes, si la velocidad del viento es mayor que la de las olas, se produce transferencia de energía a las olas. Si es menor serán las olas quienes transfieran la energía al viento empujando por sotavento, lo cual hará que las olas pierdan energía decreciendo de tamaño hasta anularse.

### Tabla N° 01: Medición de la fuerza del viento según la escala Beaufort

Existe la siguiente relación entre la velocidad de los vientos dada en nudos (V) y el número en la escala de Beaufort (B) elevado a la potencia de 3/2 y multiplicado por 1.87.

$$1 V = 1.87 (B)^{3/2}$$

Escala de Beaufort	Denominación	Efectos observados	Nudos	Km/hora
0	Calma	El humo se eleva en vertical.	menos de 1	0 a 1,9
1	Ventolina o brisa muy ligera	El viento inclina el humo, no mueve banderas.	1 a 3	1,9 a 7,3
2	Flojito o brisa ligera	Se nota el viento en la cara.	4 a 6	7,4 a 12
3	Flojo o pequeña brisa	El viento agita las hojas y extiende las banderas.	7 a 10	13 a 19
4	Bonancible o brisa moderada	El viento levanta polvo y papeles.	11 a 16	20 a 30
5	Fresquito o buena brisa	El viento forma olas en los lagos.	17 a 21	31 a 40
6	Fresco	El viento agita las ramas de los árboles, silban los cables, brama el viento.	22 a 27	41 a 51
7	Frescachón	El viento estorba la marcha de un peatón.	28 a 33	52 a 62
8	Duro	El viento arranca ramas pequeñas.	34 a 40	63 a 75
9	Muy duro	El viento arranca chimeneas y tejas.	41 a 47	76 a 88
10	Temporal ó tempestad	Grandes estragos.	48 a 55	89 a 103
11	Tempestad violenta	Devastaciones extensas.	56 a 63	104 a 118
12	Huracán	Huracán catastrófico.	64 y más	119 más



### 2.2.2. Parámetros de cultivo

#### 2.2.2.1. Temperatura de agua de mar

- Interviene directamente en la distribución de las masas de agua, por cambios en su densidad.
- La temperatura promedio anual en el mar peruano cerca a la costa es de 17°C.
- La concha de abanico vive entre los 13°C a 20°C, puede llegar a extremos de 7°C hasta 28°C.
- Entre 5°C y 7°C se mantienen en una especie de hibernación.
- Sobre los 7°C, aumenta la actividad de sus branquias.
- Sobre los 28°C muere.
- Tomar en cuenta que no siempre es beneficioso el incremento de temperatura.

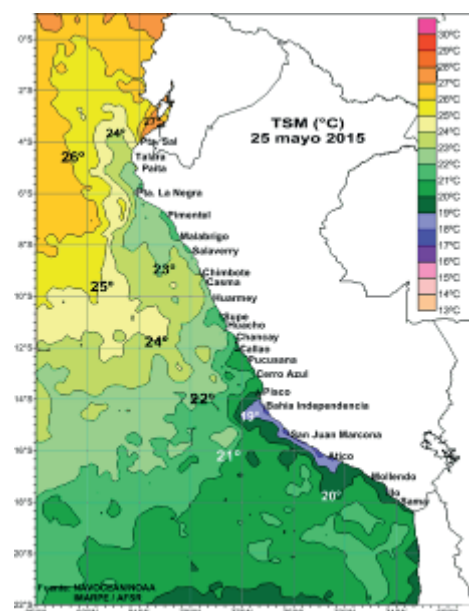


Fig.N°09: Mapa de temperatura

(Imarpe)

#### 2.2.2.2. Oxígeno disuelto

- El nivel aceptable de oxígeno disuelto en la columna de agua para el cultivo de concha de abanico, varía entre 0.2 mg/L, a 14 mg/L. siendo un valor óptimo concentraciones igual o mayores a 7 mg/L
- La solubilidad del oxígeno dependerá de la T°, S‰ y P°.
- El oxígeno en el agua proviene de la atmósfera y de la actividad fotosintética de las microalgas.
- Sin embargo, el fenómeno de Mareas Rojas, ocasiona altas concentraciones de tipos específicos de microalgas, que originan la disminución de oxígeno.

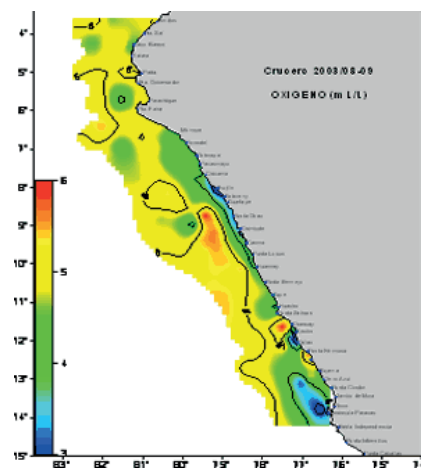


Fig.N°10: Distribución Oxígeno Disuelto  
(Imarpe)

#### 2.2.2.2. Fitoplancton

- Siendo la “concha de abanico” un molusco filtrador, su adecuada alimentación depende de la abundancia del fitoplancton en el medio donde habita.
- Se alimenta de dinoflagelados y diatomeas.
- Sin el fitoplancton disminuye o desaparece, la mayoría de los moluscos migran o mueren de inanición.
- Es recomendable llevar un control de la concentración del fitoplancton en el área de la concesión mediante muestreos ubicados en puntos representativos. Estos muestreos deben realizarse en la mañana, medio día, tarde y noche. (C.A. La Arena 2014)



Fig. N°11: Toma de muestra de fitoplancton

#### 2.2.2.3. Transparencia

- Permite la mayor o menor penetración de la luz, factor indispensable para el desarrollo del fitoplancton.



Fig. N°12: Medición de transparencia del agua

- El instrumento que se utiliza para medir la transparencia es el disco Secchi; este disco mide 20 cm de diámetro y está dividido en cuadrantes que alternan colores blanco y negro, llevando además una cuerda sujeta al centro de una cara. Se registra la profundidad en la que el disco desaparece de la vista, esa es la lectura del disco.

#### 2.2.2.4. Color de agua de mar

El color del agua se evalúa de forma práctica al monitorear la calidad del agua de mar. Una tonalidad verdosa – azulada, es por la presencia de florecimientos algales, mientras una coloración marrón es debido a abundante partículas en suspensión.

### 2.2.2. Áreas e Instalaciones de un centro de cultivo

Las instalaciones de un centro de cultivo de concha de abanico tienen que diseñarse con cuidadoso detenimiento de tal manera que estén previstas todas las actividades a desarrollar durante la operación y se facilite un trabajo adecuado e eficiente, además debe ser versátil.

#### 2.2.3.1. Zona de cultivo de larvas

La producción de larvas y las subsecuentes semillas se realizan en instalaciones en tierra denominados comúnmente “hatcheries”. Es una de las zonas importantes del cultivo larvario y sus dimensionamiento estará determinado por la escala de producción. Se deberá prever el espacio que estará ocupado por tanques en un número que dependerá volúmenes a producir en cada “batch” y las técnicas utilizadas para cultivar las larvas, así como cultivo de microalgas y otras instalaciones complementarias. Cuando se diseña esta parte del centro de cultivo se debe tomar decisiones sobre la producción final deseada para satisfacer la demanda propia y la del mercado, si es que se proyecta la venta a terceros.



Fig. N°13: Laboratorio de Larvas

Los tanques de cultivo larvario están normalmente hechos de fibra de vidrio y antes de su uso deben estar convenientes lavados. Es preciso que en la sala de cultivo larvario, donde se ubican los tanques haya un desagüe por debajo del nivel del suelo capaz de soportar grandes volúmenes de agua cuando se vacíen éstos. Se necesita contar además, con una zona para lavar, clasificar, contar y medir las larvas y para acomodar el equipo utilizado. Esta área debe estar dotada de estanterías para guardar el equipo cuando no se use.

#### 2.2.3.2. Zona de cultivo de microalgas

El éxito de un hatchery de concha de abanico depende de una adecuada y sincronizada producción de microalgas. Es muy importante proporcionar las cantidades necesarias de microalgas de alta calidad. Esta zona deberá ubicarse en una parte céntrica y conveniente, con un espacio adecuado. Su diseño y dimensionamiento dependerá en parte de los niveles de producción requeridos, los métodos de cultivo y la iluminación artificial o luz natural o la combinación de ambas.

Será necesario considerar una pequeña sala para mantener las cepas o “cepario” de algas, la que debe mantenerse aislada y a una temperatura fría

constante mediante una correcta ventilación o instalación de aire acondicionado para mantener la temperatura entre 19 y 21°C. Se debe tener suficiente energía eléctrica para la iluminación artificial cuando la natural es inadecuada. El aporte de aire y dióxido de carbono es esencial. La agitación en los cultivos permite homogenizar los nutrientes y facilitar la recepción de la luz en las células de microalgas. Para el caso de las diatomeas, también evita su decantación, lo que favorece a su crecimiento.

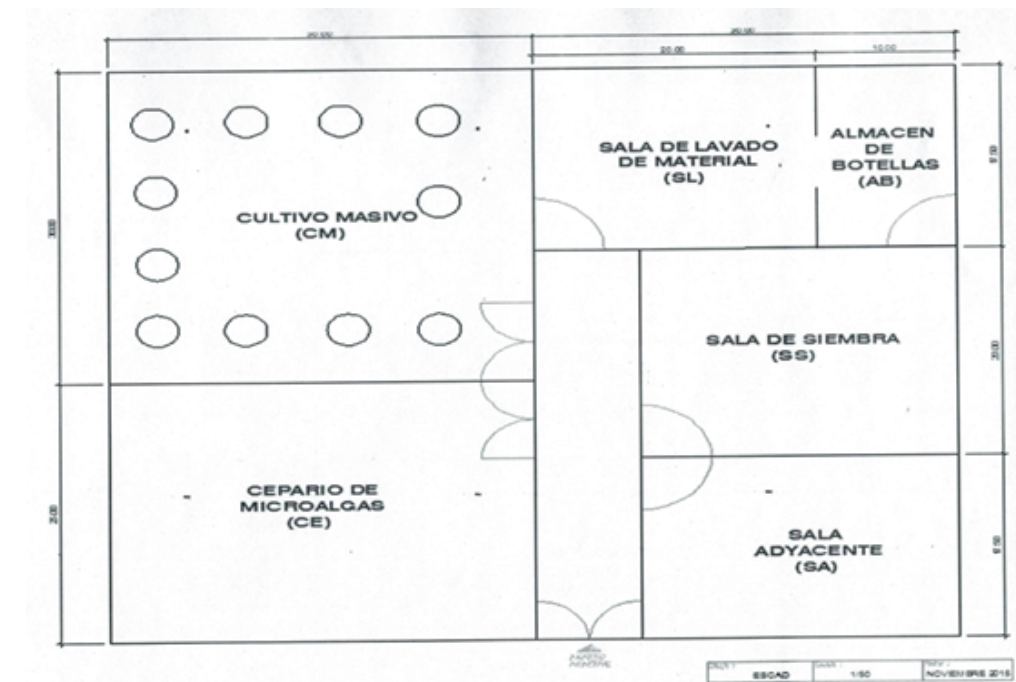


Fig. N° 14. Layout de la zona de cultivo de microalgas

#### 2.2.3.1. Zona de cultivo de semilla

Una vez que las larvas maduras se han fijado y asentado, y han iniciado la metamorfosis, se trasladan a tanques en la sala de cultivo hasta que alcancen la talla suficiente para transferirse a los sistemas de semilleros exteriores (chululos).



Fig. N° 15 Zona de cultivo de semilla



### 2.2.3.1. Otros ambientes

En centro el de acuicultura se deben considera espacios para la maquinaria estática, generador de suministro de energía, junto con el equipamiento de una sala de máquinas:

- Electrobomba de 20 HP, 8.7 HP
- Filtro de 50, 10 micras
- Blowers 0.5, 7.5 HP
- Equipo ultravioleta 30 w c/u
- Motobomba 6.5HP
- Bomba de vacio 1.82 Amp.
- Destilador de agua 6000 wats
- Autocable 3KW
- Equipo de aire acondicionado

Es preferible duplicar el equipo esencial de generación eléctrica por si hubiera una falla en el abastecimiento principal.

Como el almacenamiento es siempre un problema en un centro de cultivo, es útil tener una amplia zona para uso general que pueda emplearse para almacenar material de fijación y otros.

### 2.2.4. Servicios complementarios

#### 2.2.4.1. Vías de acceso

Toda unidad productiva, debe ser accesible mediante carretera para facilitar el traslado de materiales para la instalación de las líneas, traslado de materia prima como semilla, insumos, suministros, etc. y poder retirar las cosechas oportunamente y sin inconvenientes

#### 2.2.4.2. Ubicación cercana a poblaciones

Necesaria para de esta manera poder adquirir con mayor facilidad los materiales a utilizar en la construcción de las líneas, mano de obra y logística en general, además que se pueda comercializar el producto en el mercado local sin ningún inconveniente.

### 2.2. INFRAESTRUCTURA DE CULTIVO

El cultivo de moluscos se ha desarrollado a través de diferentes métodos y técnicas, de los cuales para el cultivo de *Argopecten purpuratus* “concha de abanico”, destaca el sistema suspendido con el empleo de “long line”, en el cual se pueden instalar diversas unidades de cultivo en los sistema de crecimiento: colectores, pearl nets, linternas de precultivo, intermedio y las linternas de cultivo final.

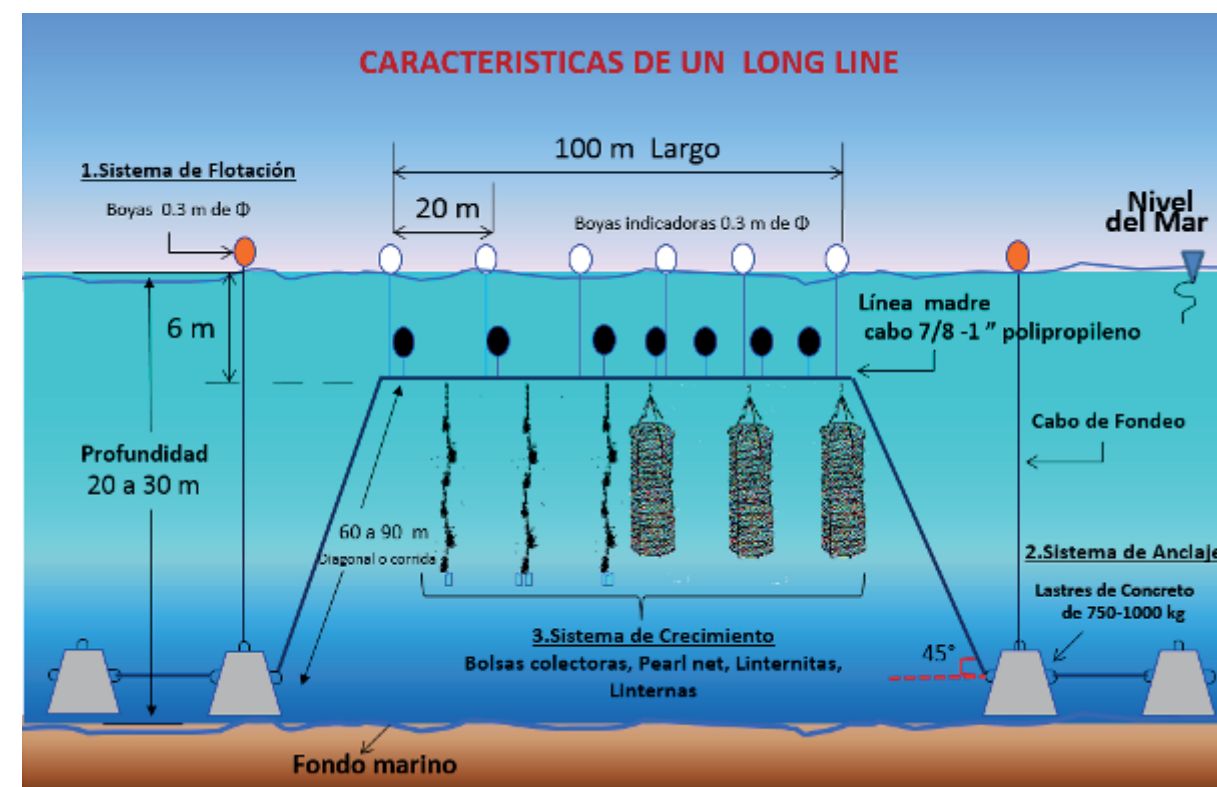


Figura N° 16: Característica de long line (Elaboración propia)

#### 2.3.1. Línea de cultivo - long line

Es una estructura flotante de forma trapezoidal, que está formada por long line o la línea madre (cabo de polipropileno de 100 metros de largo), que viene a ser la parte en la cual se unen todas las unidades de cultivo, esto a través de las “orejas” o amarres que se encuentran por lo general distantes un metro entre sí. La línea madre se mantiene en suspensión debido al sistema de flotación y asimismo las diagonales (extremos) de la línea madre son fijadas al fondo marino mediante un sistema de anclajes lo cual permite estabilidad ante los eventos marino (corrientes, oleajes, etc.).

En esta línea se disponen generalmente 100 amarres u “orejas”, distantes un metro entre ellas de las que penden los sistemas, lo que significa que normalmente se tienen 100 unidades de cultivo en un long-line (pudiendo ser en algunos casos de mayor longitud).



### 2.3.2. Partes básicas de una long line

Los componentes de un sistema de “long-line” se indican a continuación:

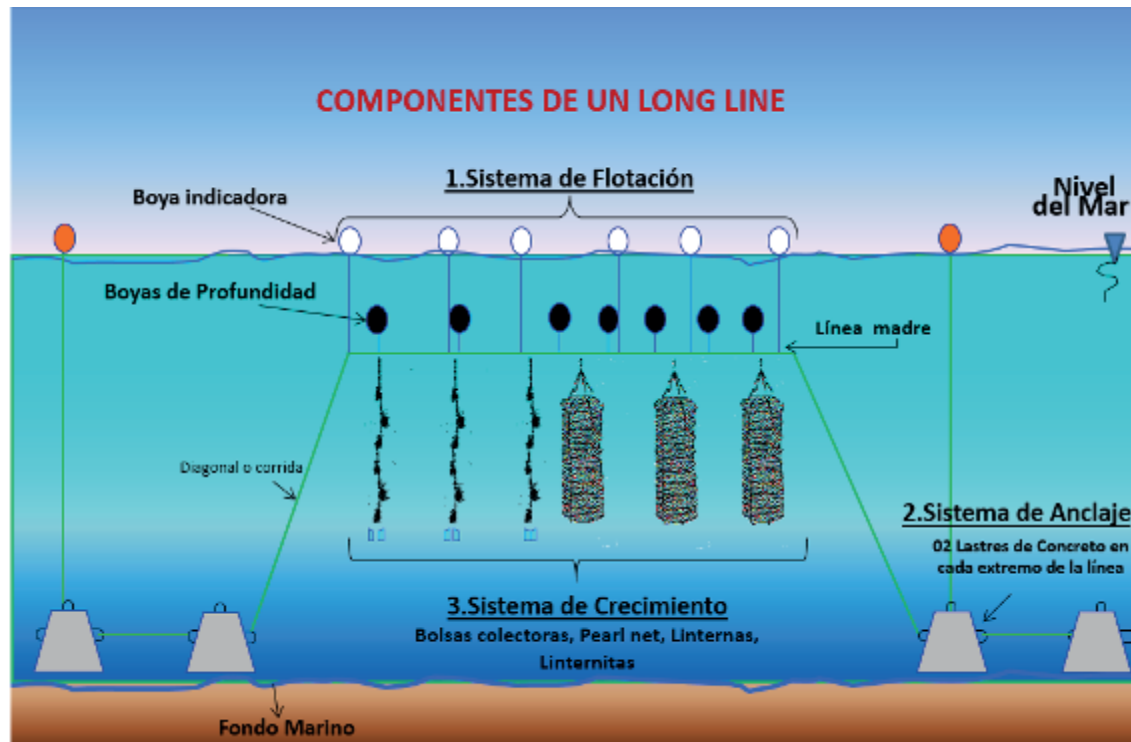


Figura N° 17: Partes de un long line (Elaboración propia).

#### 2.3.2.1. Sistema de flotación

Se compone normalmente de boyas o flotadores de diversas formas, materiales y capacidades, cuya función principal es mantener en suspensión la long line, con los sistemas de crecimiento impidiendo su hundimiento. El conjunto de long line y el de sistema de flotación tiene que mantenerse en la posición correcta y profundidad adecuada en la que han sido ubicados.

La selección de la flotación apropiada se determina en función de los requerimientos de crecimiento y la estimación del peso que alcanzará el sistema en el tiempo en que unidad de cultivo permanezca sumergida; así también de las características ambientales del medio, tales como profundidad, mareas, corrientes y existencia de olas. La flotabilidad de una boya se calcula tomando como referencia la tensión vertical, considerando la profundidad de trabajo de la boya y un margen de seguridad apropiado.

Figura N° 18: Reflote de línea long

Line

### 2.3.2.2. Sistema de anclaje o fondeo

Sirve para evitar que el long-line sea removido fuera de su lugar como consecuencia de las fuerzas dinámicas y empuje que experimentan las unidades de cultivo.

Para el dimensionamiento y selección del sistema de anclaje se consideraron factores tales como condiciones del fondo (tipo de sustrato), y características de la tensión transmitida al sistema de fondeo. Para una línea de cultivo que se ubique en fondo areno-fangoso se selecciona un anclaje tipo cono piramidal trunco de cuatro lados. Se mantendrá una relación de 1/3, entre la profundidad de la línea madre y la longitud del cabo de fondeo.



Figura N° 19: Construcción de lastres (FONDEPES-OSPAS Región Ica, 2012)

Un anclaje o lastre deberá contar con asas de fierro revestido con material de plástico, para conectarlos al sistema de cultivo. Su tamaño se selecciona de acuerdo a los requerimientos del sistema, a las características de los cabos y tensiones encontradas en cada uno de los puntos de unión.

Generalmente se emplean lastres de concreto, los cuales tendrán la forma y peso apropiados, que van desde los 800 a 1000 kg, dependiendo de las fuerzas que incidan sobre estos, teniendo en cuenta las variables de fuerzas generadas por la corriente y marea predominantes en la zona. Esta información será obtenida in situ a través de un seguimiento anual de la velocidad y dirección de dichas corrientes.

#### 2.3.2.3. Sistema de crecimiento

Constituido por los diferentes sistemas que confinan a los ejemplares durante el cultivo, tenemos: pearl nets de 2, 4, 6, y 9mm de abertura de malla y linternas L0, L1, L2, y L3, de diferentes medidas de abertura de mallas, dependiendo del uso que se les va a dar con respecto a las tallas de los bivalvos en cultivo hasta lograr los tamaños deseados (talla y peso).



Figura N° 20: Tipos de sistemas de crecimiento

### Ejemplo: Armado de un long line

Para armar una línea, que se ubicaría en una zona cuya profundidad en un extremo es 15 m y en el otro extremo 20 m, se necesitarían 60 kg de cabo 7/8" polipropileno, 2 kg de cabo polipropileno 5/16" para las boyas indicadoras, 2 kg de cabo polipropileno 3/16" para las orejas de la línea. El cabo de polipropileno, es más pesado, obviamente se tendrá que comprar más kilogramos de cabo para los 205 m que se requiere en este caso, cuesta más, pero ofrece mayor garantía en cuanto a duración, pues fácilmente llega a las seis (06) campañas, además, este cabo está compuesto de un hilo monofilamento.



Figura N° 21: Armado de long line (La Puntilla -FONDEPES-OSPAS- Región Ica, 2012)

La línea de corrida o fondeo, es la que va a unir el sistema de anclaje con la línea madre. Si se utilizan dos (02) lastres, estos deberán estar unidos entre sí, a una distancia de 5 brazadas. La longitud que normalmente tiene la línea de fondeo, desde el lastre hasta la línea madre, es tres veces la distancia de la profundidad de cada extremo de la long-line, formando así un ángulo de 45° entre la línea de corrida y el fondo a partir del lastre.

### 2.2.3. Características de una línea de cultivo

#### 2.3.3.1. Dimensión de una línea de long line

La dimensión de una línea de cultivo Long line está caracterizada por el largo total de línea Long line o línea madre, el cual puede ser de 100 a 200 metros de largo.

#### 2.3.3.2. Profundidad

Respecto a la profundidad de una línea de cultivo esta está determinada por la profundidad del área donde está localizada la concesión. Se consideran apropiadas cuando se encuentra entre los 20 a 30 metros de profundidad.

### 2.3.4. Construcción e instalación de una línea long line

#### 2.3.4.1. Construcción de los anclajes (muertos)

La construcción de los lastres se realiza lo más cercano a la zona de instalación de las líneas de cultivo. Para el vaciado del concreto se requiere un molde de fierro o madera.

Las asas u orejas son las que nos permiten maniobrar los lastres, y realizar los amarres para su ensamble del long line, tales como amarrar los cabo de fondeo, cabo diagonal o corrida de la línea.



Figura N° 22: Armado de moldes y vaciado de concreto para lastres (FONDEPES-OSPAS –Región Ica, 2012)

Para la construcción de un lastre de 750 kg de peso se necesitara los siguientes materiales:

- ✓ 02 bolsas de cemento.
- ✓ 3.37 m de fierro 3/4"
- ✓ 2.5 carretillas de arena gruesa
- ✓ 2.5 carretillas de ripio.
- ✓ 03 carretillas de piedra base mediana.
- ✓ 01 bolsa de cal.
- ✓ 1.8 m de manguera de 1"
- ✓ 01 cilindro de agua.

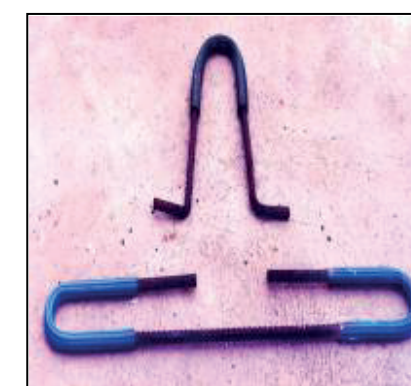


Fig. N°23: Implementos del lastre

#### 2.3.4.2. Preparación y armado de línea madre, indicadoras

Una línea madre está constituida por un cabo de 3/4 - 7/8 ó 1 pulgada de diámetro con una longitud de al menos unos 100 metros. A esta línea se le colocan las marcas indicadoras cada 20 metros para fijar en dichas marcas las boyas de suspensión. En esta línea madre también se colocarán las "orejas" que serán trenzadas en el mismo cabo, a una distancia de un metro totalizando 100 orejas, esto nos permite que a cada "oreja" sean amarradas y fijadas las cueigas, es decir los



correspondientes sistemas de crianza o linternas y no se desplacen, evitando de esta manera que lleguen a tener contacto entre ellas.

El cabo de fondeo deberá amarrarse al sistema de anclaje o muerto en cada extremo con un cabo de 7/8 pulgada que tendrá una longitud mayor o igual a 3 veces la profundidad que existe en el área donde se instalara la línea.



Figura N° 24: Materiales para construcción de long line

Se recomienda para la construcción de una línea long line, cabo de polipropileno trenzado.

### 2.3.4.3. Traslado e Instalación sistemas de anclajes en área de cultivo

El sistema de anclaje se instala a cada extremo de la línea long line. El peso muerto que se coloque en cada caso dependerá de las condiciones del lugar donde se efectúe el cultivo y las características geográficas del sector. Por ejemplo si el sitio donde se planea hacer el cultivo presenta vientos y corrientes fuertes, el tamaño del muerto deberá ser mayor para evitar el desplazamiento de la línea.



Figura N° 25:Traslado de lastres a la zona de cultivo

Se debe planificar el traslado de los elementos de anclaje según las condiciones y las facilidades con que cuente la zona. Por ejemplo si se tratase de una zona de playa y no existe infraestructura de apoyo como un muelle o atracadero, se realizara la siguiente operación: en primer lugar el anclaje es levantado con la ayuda de un tecla y es colocado en una carreta

para su traslado e ingreso a playa. Para que el anclaje flote se amarran 05 cilindros en las orejas del anclaje, posteriormente la carreta es jalada con la ayuda de una embarcación acondicionada para tal fin, hasta ubicarlo en el punto predeterminado dentro de la zona acuática de la concesión.

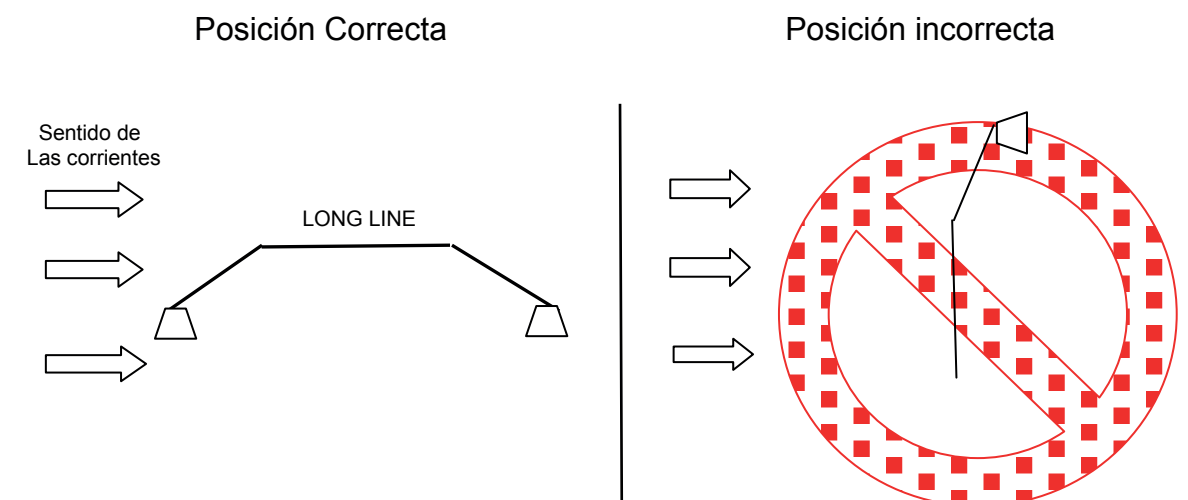


Figura N° 26: Maniobras para la adecuada instalación de los anclajes

Si el caso fuera que hemos construido nuestros anclajes cerca de un muelle o desembarcadero, estos son trasladados y descargados en muelle con la ayuda de una grúa hidráulica y posteriormente ubicados en la zona acuática.

### 2.3.4.4. Instalación del sistema long line

En la instalación de un sistema long line, se debe considerar un aspecto muy importantes conocer el sentido de las corrientes, lo cual nos va a indicar la posición correcta de nuestras líneas de cultivo. Las líneas deben colocarse en sentido paralelo a la dirección de las corrientes predominantes en nuestra zona como se indica en la Fig N° 27



y sus respectivas boyas señalizadoras. Asimismo debe contar con las “orejas” que indican donde se amarran los sistemas de crecimiento. Es necesario contar con una embarcación apropiada y personal entrenado en este tipo de maniobras operativas en mar.



Fig. N° 28: Operaciones de tendido de long line en zona de cultivo y templado de línea

### 2.3.5. Áreas complementarias

#### 2.3.5.1 Construcción de balsa de madera

Consiste en una estructura que puede ser construida de madera resistente al agua de al menos 7 x 7 metros. Todos los amarres hechos con cabo de polipropileno. Una vez construida esta estructura se le colocan barriles plásticos sellados con fibra de amarrados con cabos de polietileno. La balsa debe ser construida la playa cercana al sitio establecido para el cultivo, posteriormente es remolcada con una embarcación apropiada a su ubicación pre establecida dentro de la zona acuática y anclada. Por lo general ubican en sitios con profundidades desde de 5 a 15 metros.

**Materiales para la construcción de una balsa de 7m. x 7m.** son

- ✓ Cilindros plásticos de 200 L 30 unid.
- ✓ Cabo polipropileno 5/16 500 mt.
- ✓ Clavos zincado de 2,5 5 kg.
- ✓ Palos de eucaliptos 7m. 10 unid.
- ✓ Listón de madera 4x4 de 7m. 3 unid.



vidrio

- ✓ Cuando se realiza la instalación de la balsa es importante considerar la dirección de la corriente para asegurar la posición de la balsa mediante el anclaje siendo que el lado de menor dimensión se ubique siguiendo la dirección de la corriente (Fig. N°30)
- ✓ No asegurar partes de la balsa con clavos porque se deterioran con mucha facilidad al estar en contacto con el agua de mar. Se puede utilizar madera, para la construcción de la balsa por su resistencia al agua salada. Sin embargo, se ha observado que la madera se pudre cuando está en contacto con la lluvia. Por esta razón es necesario reemplazar algunas partes de madera cuando sea pertinente.
- ✓ Es sumamente necesario, no exceder la capacidad de carga de las balsas, así aseguramos la integridad física del personal y el resguardo de los equipos y semovientes de la empresa.

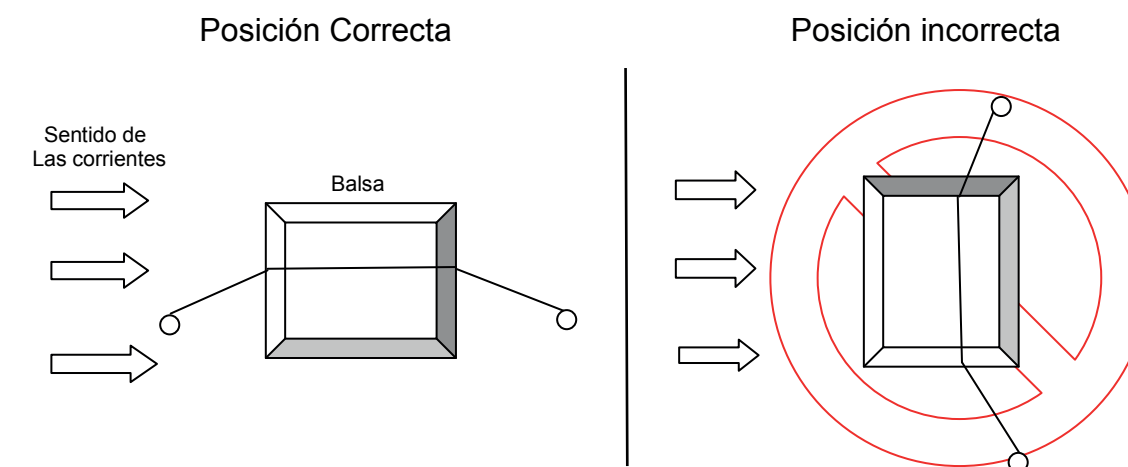


Figura N°30: Colocación de balsa con relación a la corriente. Las flechas indican la dirección de la corriente.

Otro material alternativo para la construcción de las balsas es el plástico reforzado en fibra de vidrio (PRFV). Estas balsas son especiales para maricultura como plataforma de trabajo en todo tipo de condiciones, teniendo como características principal su estabilidad, resistencia y fortaleza estructural ante condiciones adversas de la naturaleza.

Tabla N° 02. Tabla de dimensiones de plataforma para maricultura.

TIPO DE BALSA	TRIMARAN	TETRAMARAN	PENTAMARAN
MODELOS	SLP-120T	SLP-120C	SLP-150P
Eslora	13.20 m	13.20 m	13.20 m
Manga	9.00 m	9.00 m	11.00 m
Puntal	1.10 m	1.10 m	1.10 m
Puntal Máximo	1.40 m	1.40 m	1.40 m
Área de trabajo (útil)	110 m <sup>2</sup>	110 m <sup>2</sup>	



### 2.3.5.2. Material y equipamiento de área de mar

#### 2.3.5.2.1. Tamaño y tipo de embarcación:

Toda empresa de cultivo de concha de abanico debe contar con una embarcación motorizada que cuente con las siguientes características:

- ✓ Diseñada para realizar trabajo pesado en las más duras condiciones.
- ✓ El diseño debe considerar las diferentes actividades que involucra el trabajo con líneas de cultivo y faenas de carga y transporte.
- ✓ Considerar la estabilidad, resistencia, velocidad y que sea económica.
- ✓ Eslora de 22' a 36'
- ✓ Puntal medio de 0.7 m. a 1 m.
- ✓ Manga moldeada de 1,96 m. a 3,1 m.



Fig. N° 31: Embarcación de fibra 22 de eslora

#### Recomendaciones

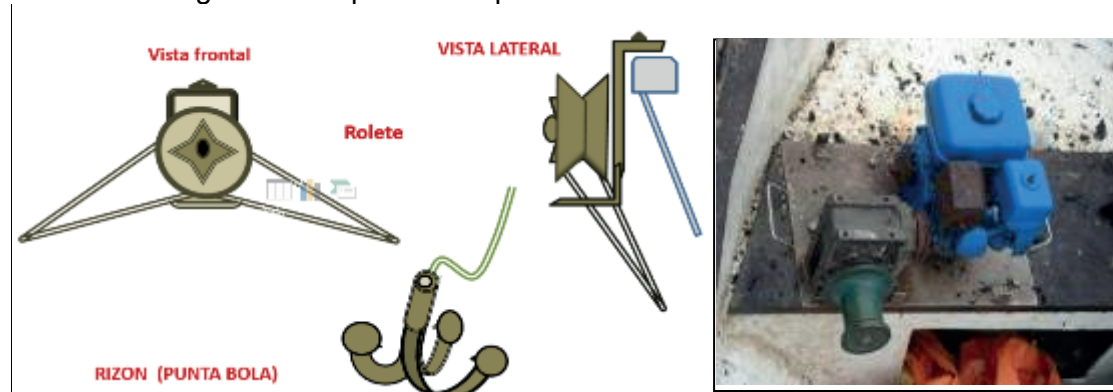
- No exceder la capacidad de carga, así aseguramos la integridad física del personal, el resguardo de los equipos y semovientes de la empresa.
- Necesario realizar una buena estiba de la carga, con lo cual se obtendrá mayor velocidad, mejor performance y menor consumo de combustible.

#### 2.3.5.2. Equipamiento A Bordo

Componentes para embarcaciones de 22' - 30' de eslora

- ✓ Motor Fuera de Borda de 60 HP
- ✓ Compresora
- ✓ Winche mecánico
- ✓ Roletes
- ✓ Rizón de línea
- ✓ Pescante
- ✓ Pasteca

Fig. N° 32: Implementos para el izado de línea de cultivo



## I. PROCESO PRODUCTIVO DE LA CONCHA DE ABANICO

### 3.1. PRODUCCION DE MICROALGAS

### 3.2. PRODUCCION DE LARVAS

### 3.3. CULTIVO SUSPENDIDO DE CONCHA DE ABANICO

## CAPÍTULO 3.

### 3.1. PRODUCCIÓN DE MICROALGAS MARINAS

El cultivo de microalgas juega un papel importante en todo laboratorio acuícola, ya que es el primer eslabón de la cadena trófica, dado que proporciona el alimento para cada etapa de desarrollo de los cultivos, desde larva hasta semilla para engorde.

Para elaborar una dieta variada se cultivan 4 tipos de microalgas: *Isochrysis galbana*, *Diacronema lutheri*, *Chaetoceros calcitrans* y *Chaetoceros gracilis*, los cuales proporcionan los nutrientes necesarios para el desarrollo de nuestra producción de semilla de concha de abanico.

La limpieza mantenida en los ambientes de cultivo, los implementos y el material de vidrio, así como el manejo de densidades y el tratamiento del agua, etc., son algunos de los elementos a tener en cuenta para los buenos resultados en los cultivos dentro del laboratorio.

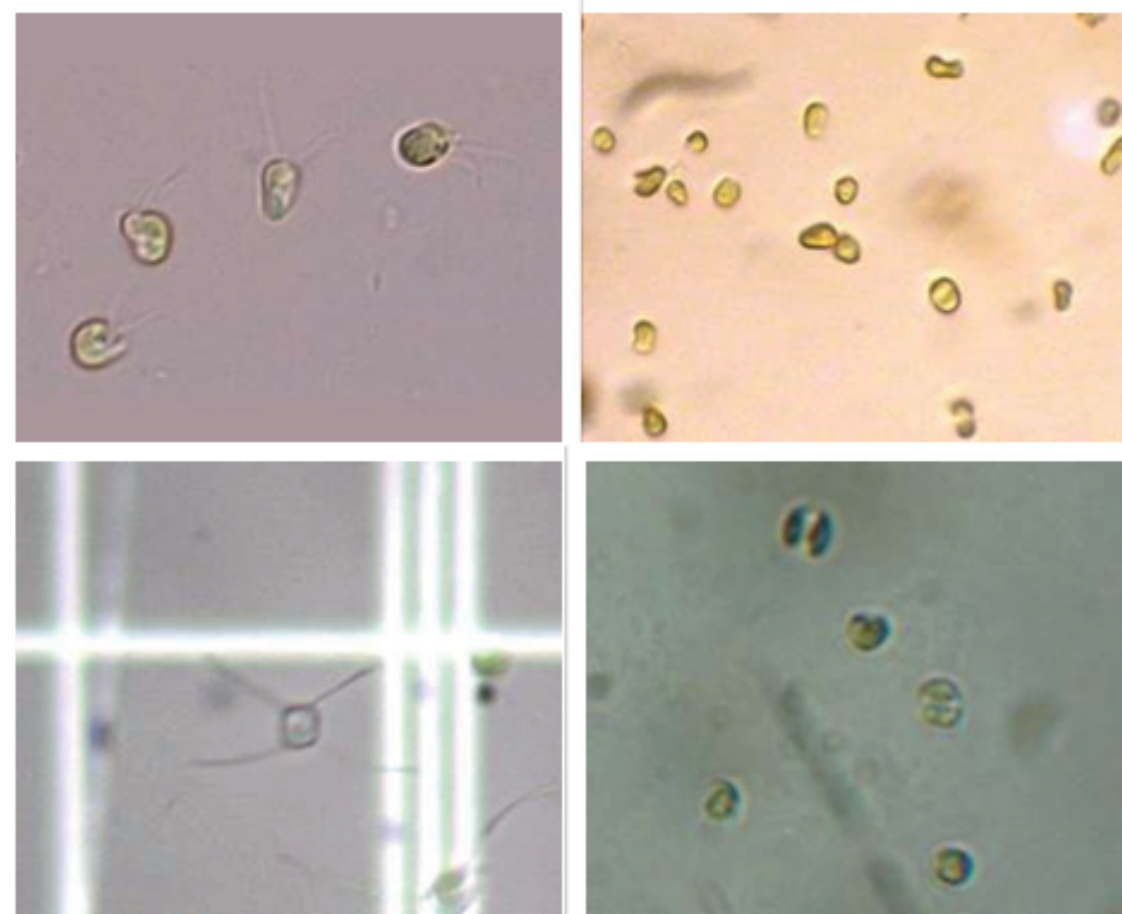


Figura N° 33. Principales microalgas cultivadas en el C. A. La Arena. a) *Isochrysis galbana*, b) *Diacronema lutheri*, c) *Chaetoceros calcitrans*, d) *Chaetoceros gracilis*.

#### 3.1.1 Especies cultivadas en el centro

Un centro de cultivo que cuenta con Hatchery debe tener a disposición en el cepario del laboratorio de microalgas una variedad de microalgas ver (TablaN°03)

Tabla N° 03. Especies de microalgas mantenidas en el cepario del Centro de Acuicultura La Arena.

Especie	Código	Tamaño	Volumen celular (um <sup>3</sup> )
<i>Isochrysis galbana</i> (T-ISO)	ITA	5 – 7 micras	40-50
<i>Diacronema lutheri</i> (*)	DiL	3 – 5 micras	40-50
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	CHC	7 - 8 micras	35
<i>Chaetoceros gracilis</i>	CHG		80
<i>Nannochloris maculata</i>	Na		---
<i>Nannochloris sp.</i>	NaV		---
<i>Nannochloropsis oculata</i>	Np	1 – 3 micras	---
<i>Dunaliella tertiolecta</i>	Dut		170
<i>Tetraselmis suecica</i>	Ts		300

#### 3.1.2 Materiales y equipos

##### a. Material de vidrio:

- ✓ Beakers de 50 ml, 500 ml y 1L.
- ✓ Cámara Neubauer o hematocitómetro.
- ✓ Frascos ámbar con tapa esmerilada de 1 L.
- ✓ Frascos ámbar con tapa de 100 ml y 250 ml.
- ✓ Lámina cubreobjetos.
- ✓ Lámina porta-objetos.
- ✓ Lámina porta-objetos excavado.
- ✓ Luna de reloj.
- ✓ Matraces Erlenmeyer de 250 ml, 500 ml, 1L y 2 L.
- ✓ Matraces kitasato de 1L y 4L.
- ✓ Mechero de alcohol.
- ✓ Probetas de 25 ml, 50 ml, 100 ml y 500 ml.
- ✓ Pipetas de 1 ml, 2ml, 5ml, 10 ml y 25 ml.
- ✓ Pipetas Pasteur.
- ✓ Placas Petri.
- ✓ Termómetros de vidrio.
- ✓ Tubos de ensayo.
- ✓ Varillas.
- ✓ Viales para obtención de muestras.

**Nota:** Se recomienda emplear material de vidrio de buena calidad y resistente al calor. Los materiales de vidrio usados en los trabajos de rutina no deben emplearse en la preparación de medios y todo material nuevo debe enjuagarse en CIH diluido

**a. Equipos:**

- ✓ Un autoclave para efectos de esterilización por calor húmedo de las soluciones stock y agua de mar.
- ✓ Una balanza analítica para pesar metales trazas y vitaminas.
- ✓ Estufas, para esterilizado por calor seco de materiales de vidrio.
- ✓ Una balanza de precisión gramera para pesar valores mayores.
- ✓ Un calentador eléctrico con agitador magnético para disolver compuestos.
- ✓ Un destilador.
- ✓ Un equipo de filtrado, constituido por: una bomba de vacío, un matraz kitasato, un vaso millipore, un embudo de vidrio y una pinza.
- ✓ Un incubador con control de luz y temperatura para conservación de cepas.
- ✓ Un microscopio binocular para revisión de cepas e inóculos y conteo celular.
- ✓ Un pHmetro para estabilizar las soluciones y el medio final.
- ✓ Un refrigerador para conservar reactivos, soluciones stocks y vitaminas.

**b. Otros materiales**

- ✓ Asa de khole.
- ✓ Aguja de khole.
- ✓ Baldes de plástico de 20 L.
- ✓ Bandejas de plástico.
- ✓ Botellas de plástico de 18 L.
- ✓ Cinta parafilm.
- ✓ Embudos de plástico grandes.
- ✓ Espátulas.
- ✓ Jarras medidoras de plástico de 500 ml, 1L y 2L.
- ✓ Filtros tipo cuno o bobinado de 5 micras.
- ✓ Filtros tipo manga o bolsa de 1 micra.
- ✓ Filtros tipo membrana de 0,45 micras.
- ✓ Gradillas
- ✓ Mangueras de aireación.
- ✓ Paliglobos .
- ✓ Picetas.
- ✓ Piedras de aireación.
- ✓ Porta-pipetas.
- ✓ Tanques de fibra de vidrio de 500 L.
- ✓ Tapones de algodón.
- ✓ Tapones de jebe.
- ✓ Tinas de plástico de 60 L y 90 L.

**3.1.1 Limpieza, desinfección y esterilizado de materiales****a. De materiales de vidrio**

Para la limpieza de los materiales de vidrio seguir el procedimiento N° 01. Cuando el recipiente es nuevo, éste debe ser “curado” con ácido clorhídrico por varios días y luego enjuagarlo bien con agua de la llave.

**Procedimiento 01.** Limpieza y desinfección de materiales de vidrio del laboratorio.

- 1) Primero enjuagar con agua de la llave inmediatamente después de usarla.
- 2) Lavar los materiales con detergente para remover la materia orgánica adherida en las paredes del vidrio. Enjuagar.
- 3) Preparar una solución de ácido doméstico (antes llamado muriático) en una proporción 1:1 y dejar remojando por 6 horas.
- 4) Enjuagar primero con agua de llave y luego 3 veces con agua destilada.
- 5) Invierta cada recipiente para que escurra y seque al aire, luego tápelo.
- 6) En el caso de las pipetas emplee el mismo procedimiento descrito y para escurrir use el porta pipetas.
- 7) Cubrir el material de vidrio limpio con papel aluminio o papel kraft y colocarlo en la estufa a 125 °C por 2 horas.

**Nota:** Para comprobar la presencia de ácido en el material, se recomienda usar unas gotitas de rojo de fenol. En caso de presentarse residuos de ácido, se presentará un viraje color amarillo.

**a. De botellas de 18 L****Procedimiento 02.****Lavado y desinfección de botellas de 18 L.**

- 1) Lavar las botellas de 18 L con agua dulce y haciendo uso de una escobilla remover la suciedad de la parte interna. El exterior también se lava con agua dulce.
- 2) Preparar una solución de ácido doméstico en una proporción 1:1, verter una parte a la botella, agitarla y dejar actuar por un 6 horas.
- 3) Enjuagar a presión con abundante agua de mar durante 3 minutos.
- 4) Enjuagar con agua dulce para retirar las sales provenientes del agua de mar.
- 5) Dejar escurrir y secar a temperatura ambiente.
- 6) Cubrir la boca del recipiente con papel kraft sujeto con una liga o pabilo.
- 7) Guardar en un lugar seco y limpio para su posterior uso.

**b. De tanques de 500 L****Procedimiento 03.****Lavado y desinfección de tanques de fibra de vidrio de 500L**

- 1) Para el caso de los tanques de fibra de vidrio de 500 L se limpian manualmente, utilizando una solución de detergente (5g/L) y un cepillo de cerdas plásticas. Enjuagar.
- 2) Desinfectar con una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 5 ppm y, dejar actuar por 20 minutos. Enjuagar con agua de mar filtrada a 5 µm e irradiada con luz UV.



**Nota:** La limpieza del tanque se realiza tanto en la parte interna como externa, después de cada cosecha, para evitar que la suciedad se adhiera a las paredes del tanque. Una vez limpios se dejan secar a temperatura ambiente con exposición directa al sol por un periodo de un día como mínimo, para eliminar bacterias y otros contaminantes. Antes de su uso se enjuagan con agua salada.

### 3.1.1 Medio de cultivo

Los medios de cultivo pueden ser clasificados como medios enriquecidos (tradicionalmente usados en acuicultura) donde solamente se conoce lo que uno está adicionando al agua de mar o dulce y los medios químicamente definidos, en los cuales se conoce toda la composición química del medio de cultivo partiendo de agua desionizada (McLachlan, 1973; Nichols, 1973)

Los químicos empleados en la preparación de un medio pueden ser del grado reactivo o grado técnico, dependiendo de la calidad del cultivo que se va a realizar. Los químicos de grado reactivo (QP) se usan en la preparación de medios para cultivo menores (Indoor Culture Application) o que demanden tal grado de pureza. Estos medios tienen elevado costo, a diferencia de los que se preparan con grado técnico y se usan mayormente en cultivos masivos. (Tomado de «Phycological Methods», by Janet R. Stein)

El medio comúnmente empleado para el cultivo de microalgas marinas, especialmente para las diatomeas es el F/2. La concentración de la fórmula original proviene del Medio F (Guillard and Ryther 1962), el cual ha sido reducido a la mitad.

#### Procedimiento 04.

*Preparación del medio F/2 (Guillard and Ryther 1962, Guillard 1975).*

Para la preparación del medio Guillard F/2, es necesario filtrar 950 ml de agua de mar y añadir los componentes indicados en la siguiente tabla, luego enrasar a 1 litro y autoclavar.

En el caso de los silicatos, solo se añadirá si la microalga lo requiere para su crecimiento; de lo contrario se recomienda omitirlo.

Tabla 04. Cantidad de cada componente para la preparación de 1 litro de medio F/2

Componente	Solución stock	Cantidad
NaNO <sub>3</sub>	75 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> ·H <sub>2</sub> O	5 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
Na <sub>2</sub> SiO <sub>3</sub> ·9H <sub>2</sub> O	30 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
Solución de metales trazas	(Ver preparación abajo)	1 ml
Solución de vitaminas	(Ver preparación abajo)	0,5 ml

#### Solución de metales trazas

- 1) Preparar las soluciones stock primaria.
- 2) En 950 ml de agua destilada, disolver los componentes que figuran en la tabla y añadir 1 ml de cada solución stock primaria.
- 3) Enrasar a 1 litro.
- 4) Autoclavar.

Tabla 05. Cantidad de cada componente para la preparación de solución de metales trazas.

Componente	Solución stock primaria	Cantidad
FeCl <sub>3</sub> ·6H <sub>2</sub> O	---	3,15 g
Na <sub>2</sub> EDTA·2 H <sub>2</sub> O	---	4,36 g
CuSO <sub>4</sub> ·5H <sub>2</sub> O	9.8 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> ·2H <sub>2</sub> O	6.3 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
ZnSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	22.0 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
CoCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	10.0 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
MnCl <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O	180.0 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml

#### Solución de vitaminas

- 1) Preparar las soluciones stock.
- 2) En 950 ml de agua destilada, disolver la tiamina y añadir 1 ml de cada solución stock primaria.
- 3) Enrasar a 1 litro.
- 4) Para el esterilizado de las soluciones de las vitaminas existen dos opciones: a) filtrar por filtro microporo, b) autoclavar a 5 libras de presión por 5 minutos.
- 5) Almacenar en refrigeración.

Tabla 06. Cantidad de cada componente para la preparación de la solución de vitaminas.

Componente	Solución stock primaria	Cantidad
Tiamina HCl (vitamina B1)	---	200 mg
Biotina (vitamina H)	1.0 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml
Cianocobalamina (vitamina B12)	1.0 g/L dH <sub>2</sub> O	1 ml

### 3.1.1 Calidad del agua de mar

Como en todo cultivo acuícola, la calidad del agua utilizada en el proceso del escalonamiento es sumamente importante para minimizar el riesgo de contaminación de los cultivos. Para ello, es necesario realizar un tratamiento al agua de mar basado en una serie de filtraciones, esterilización y/o desinfección del agua. A continuación se detalla el procedimiento a seguir.

#### Procedimiento 05. Tratamiento de agua de mar.

- 1) Filtrar el agua de mar por una serie de 3 filtros tipo bobinado de 5 micras de diámetro.
- 2) Esterilizar el agua de mar con irradiación UV.
- 3) Filtrar el agua de mar con un filtro tipo manga de 1 micra de diámetro.
- 4) Clorar el agua con 0,1 ml/L de hipoclorito de sodio al 2,5%. Dejar actuar por 20 minutos.
- 5) Neutralizar con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%.

- 1) Para el caso del cultivo inicial e intermedio a 1 litro, se realiza al agua de mar un siguiente filtrado a 0,45 micras con un filtro tipo membrana. Luego, se autoclava a 121°C por 20 minutos.



Figura N°34. Tratamiento al agua de mar. Filtrado a 1 micra (der.). Filtrado a 0,45 micras (izq.)

### 3.1.1 Parámetros de cultivo

- Temperatura ambiental: En la mayoría de las especies el crecimiento óptimo se alcanza con una temperatura que va de 18 a 22 °C.
- pH: 7,5 – 8,2
- Salinidad: Para diatomeas de 20 – 25 PSU (unidades prácticas de salinidad, equivalente a partes por mil) para así obtener los mejores índices de crecimiento. Mientras que, la mayoría de las especies de flagelados se cultivan mejor a aproximadamente 30 PSU.
- Iluminación: 4 000 – 5 000 lux, se obtiene de lámparas fluorescentes de 40 W. El número de lámparas que se utilicen dependerá de la altura y diámetro de los recipientes de cultivo.
- CO<sub>2</sub>: Los cultivos de inóculos suelen airearse con una mezcla de aire ó dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) al 2% contenido en aire comprimido. El dióxido de carbono proviene de una fuente de gas embotellada con regulación de presión y caudal de gas. De esta manera se proporciona la fuente de carbono para la fotosíntesis y se mantiene el pH dentro del rango óptimo.

### 3.1.2 Sistema de aireación

El sistema de aireación es alimentado por 1 blower de 0,5 HP que se encuentra instalado en una zona seca y externa del laboratorio de producción de microalgas del Centro de Acuicultura La Arena. Las tuberías del sistema de aireación son de PVC de 2" y se encuentran fijadas en el techo del laboratorio, asimismo, se pueden reducir de acuerdo a las necesidades en cada ambiente. Las tuberías para la aireación de en la sala de cepario son de 1" y son desmontables con la finalidad de facilitar la limpieza de los mismos.

### 3.1.1 Mantenimiento de cepas

Es necesario el almacenamiento de cada especie de microalga de manera aislada para obtener resultados eficientes durante la replicación, el mantenimiento de cepa se da a partir del aislamiento de la microalga en placas Petri con agar-agar (cultivo en medio sólido).

A partir del cultivo en placas, se obtienen los cultivos en tubos (10 ml). El agua utilizada para el mantenimiento de cepas pasa por 3 cartuchos de 5 µm, irradiada con luz UV, filtrada con una manga a 1 µm, desinfectada con 0,25 ml/L de hipoclorito de sodio al 2,5%, neutralizado con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%, filtrada a 0,45 µm y esterilizada por calor húmedo (autoclave) a 121° C y 1 bar de presión por 20 minutos.

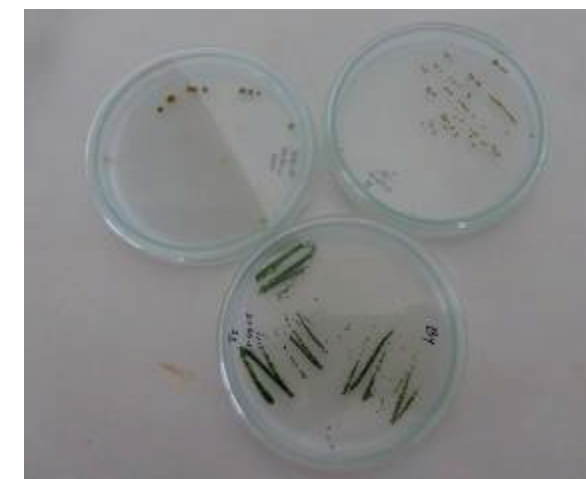


Figura N°35. Cepas de microalgas en medio sólido (placas Petri con agar-agar)

### 3.1.2 ESCALONAMIENTO DEL CULTIVO

#### 1. Cultivo Inicial (10 ml y 125 ml)

El cultivo inicial (tubos de 10 ml y matraces de 125 ml) es el inicio del proceso de producción para la obtención final de cultivos de 18L y masivo (cultivo final). La siembra se realiza cada 5 días.

El proceso de cultivo se describe a continuación:

#### Nivel 10 ml

- 1) La calidad de agua utilizada para la siembra en este nivel es la misma que la utilizada para el mantenimiento de cepas.
- 2) Limpiar y desinfectar la cabina de inoculación.
- 3) Colocar los contenedores de agua de mar tratada en la cabina. Adicionar el medio F/2, según la dosis indicada en la tabla 04.
- 4) Cerrar la cabina y encender la luz UV por 20 minutos.
- 5) Apagar la luz UV y encender el mechero.

Trasvasar 10 ml de agua de mar enriquecido a un tubo de ensayo.



- 1) Colocar los tapones de algodón.
- 2) Con el asa de khole estéril, tomar un inóculo de la cepa seleccionada desde placa.
- 3) Inocular el tubo de ensayo. Colocar el tapón de algodón.
- 4) Mantener a 20°C y sin aireación.
- 5) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en la sala de cepario.

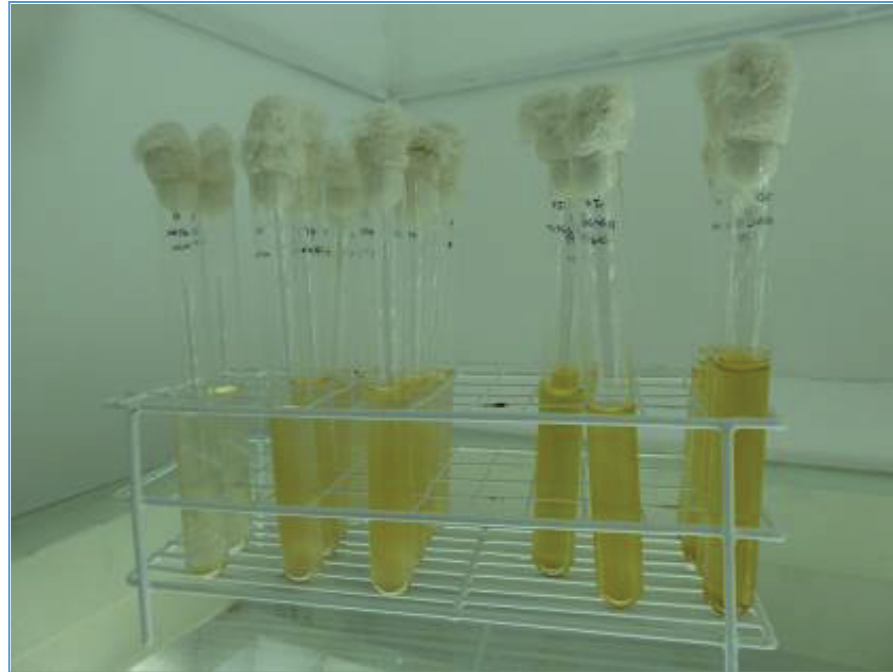


Figura N°36. Cepas de microalgas en medio líquido (tubos de ensayo).

### Nivel 125 ml

- 1) La calidad de agua utilizada para la siembra en este nivel es la misma que la utilizada para el mantenimiento de cepas.
- 2) Limpiar y desinfectar la cabina de inoculación.
- 3) Colocar los contenedores de agua de mar tratada en la cabina. Adicionar el medio F/2, según la dosis indicada en la tabla 04.
- 4) Cerrar la cabina y encender la luz UV por 20 minutos.
- 5) Apagar la luz UV y encender el mechero.
- 6) Trasvasar 100 ml de agua de mar enriquecido a un matraz Erlenmeyer de 250 ml.
- 7) Inocular a 75 000 cél/ml desde cultivo inicial (10 ml).
- 8) Enrasar a 125 ml con agua de mar enriquecido.
- 9) Colocar los tapones de algodón.
- 10) Mantener a 20°C y sin aireación.
- 11) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en la sala de cepario.



Figura N°37. Siembra en cabina de inoculación a nivel inicial (125 ml).

### **1. Cultivo Intermedio (1 L y 12 L)**

Los cultivos intermedios se siembran cada 5 a 7 días y sirven de inóculo para el cultivo final (18 L).

El proceso de cultivo se describe a continuación:

#### Nivel de 1 litro

- 1) La calidad de agua utilizada para la siembra en este nivel es la misma que la utilizada para el mantenimiento de cepas.
- 2) Colocar los contenedores de agua de mar tratada en la campana extractora. Adicionar el medio F/2, según la dosis indicada en la tabla 04.
- 3) Someter a luz UV por 20 minutos.
- 4) Trasvasar 850 ml de agua de mar enriquecido a un matraz Erlenmeyer de 1 litro.
- 5) Inocular a 75 000 cél/ml desde cultivo inicial (125 ml).
- 6) Enrasar a un litro.
- 7) Colocar el paliglobo y un tapón de algodón.
- 8) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en la sala de cepario.
- 9) Conectarlo a una línea de aireación.

Figura 38. Siembra en cabina de inoculación a nivel intermedio (1 litro).





### Nivel de 12 litros

- 1) Se filtra 11 litros de agua de mar que pasa por 3 cartuchos de 5  $\mu\text{m}$ , irradiada con luz UV, filtrada con una manga a 1  $\mu\text{m}$ , desinfectada con 0,25 ml/L de hipoclorito de sodio al 2,5%, neutralizado con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%.
- 2) Adicionar el medio F/2, según la dosis indicada en la tabla 04. Agitar.
- 3) Se inocula a 75 000 cél/ml desde cultivo de 1 litro.
- 4) Flamear el paliglobo y colocarlo dentro de la botella.
- 5) Flamear el tapón de jebe y tapar la botella.
- 6) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en la sala de cepario.
- 7) Conectarlo a una línea de aireación.



Figura N°39. Siembra a nivel intermedio (12 litros), flameado de los paliglobos.

### **1. Cultivo Final (18 L y 500 L)**

La cosecha a nivel de 18 litros se realiza cada 7 a 9 días y sirven de alimento para el cultivo larvario de concha de abanico (18 L). El proceso de cultivo se describe a continuación:

### Nivel de 18 litros

- 1) Se filtra 12 litros de agua de mar que pasa por 3 cartuchos de 5  $\mu\text{m}$ , irradiada con luz UV, filtrada con una manga a 1  $\mu\text{m}$ , desinfectada con 0,25 ml/L de hipoclorito de sodio al 2,5%, neutralizado con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%.
- 2) Adicionar el medio F/2, según la dosis indicada en la tabla 04. Agitar.
- 3) Colocar un embudo de plástico sobre la botella.
- 4) Adicionar 6 litros de inóculo con una densidad de 75 000 cél/ml desde cultivo de 12 litros.
- 5) Flamear el paliglobo y colocarlo dentro de la botella.
- 6) Flamear el tapón de jebe y tapar la botella.
- 7) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en la sala de cepario.
- 8) Conectarlo a una línea de aireación.



Figura N°40. Cultivo a nivel final (18 litros), bajo condiciones controladas. Colocación de aireación a las botellas.

### Nivel 500 litros

- 1) Se filtra 450 L de agua de mar que pasa por 3 cartuchos de 5  $\mu\text{m}$ , irradiada con luz UV, filtrada con una manga a 1  $\mu\text{m}$ , desinfectada con 0,25 ml/L de hipoclorito de sodio al 2,5%, neutralizado con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%.
- 2) Colocar una manguera de aireación con su respectiva piedra difusora.
- 3) Se adiciona como nutriente un fertilizante foliar hidrosoluble. Homogenizar. Para el caso de las diatomeas, es necesario añadir silicato o metasilicato de sodio a una dosis de 1 ml/L de agua de mar.
- 4) Se adiciona 50 litros de inóculo a 75 000 cél/ml desde cultivo de 18 litros.
- 5) Enrasar a 500 litros.
- 6) Cubrir el tanque con plástico grueso translúcido.
- 7) Rotular con nombre de la especie y fecha de siembra. Ubicarlo en un ambiente que cuente con luz natural.



Figura N°41. Siembra *out-door* a gran escala (nivel 500 litros).

### 3.1.1 Conteo celular

La densidad celular se determina mediante el uso de un Hematocitómetro o cámara de conteo celular de Neubauer que es un dispositivo, mediante el cual se puede determinar el número de partículas suspendidas en un volumen conocido y de esta manera saber el número en el recipiente original (Siordia G., 2006).

#### Hematocitómetro o Cámara Neubauer

Es un instrumento fundamental en todo cultivo celular; ya que mediante este instrumento se puede realizar conteos de células en un medio de cultivo líquido. (fig. N°19)

La cámara de Neubauer es un portaobjetos de conteo para su uso en el microscopio óptico, con una depresión central en el fondo de la laminilla, en la que se ha marcado una retícula micrométrica. Es un cuadrado de 3 mm x 3 mm, con una separación entre dos líneas consecutivas de 0,25 mm. Así pues, el área sombreada corresponde a 1 mm<sup>2</sup>. La depresión central del cubreobjetos está hundida 0,1 mm respecto a la superficie, de forma que, cuando se coloca el cubreobjetos, este dista de la superficie marcada 0,1 mm, y el volumen comprendido entre la laminilla y el área reticulada es de 0,1 mm<sup>3</sup>.

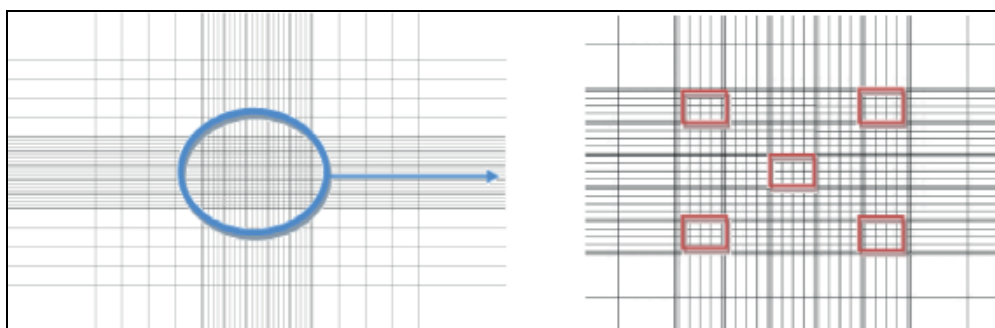


Figura N°42. Cámara Neubauer o hematocitómetro para conteo de microalgas.

#### Procedimiento 06. Conteo celular de microalgas mediante el uso de la cámara Neubauer.

- 1) Tomar 1 ml de la muestra del cultivo con la ayuda de una pipeta pasteur y colocarla en un vial.
- 2) Fijar la muestra con lugol concentrado (1 gota) y homogenizarla.
- 3) Limpiar la cámara de conteo con delicadeza.
- 4) Colocar una gota de la muestra en la cámara de conteo, tratando que por capilaridad, ésta se extienda uniformemente en toda el área.
- 5) Observar la muestra a través del microscopio para la realización del conteo por triplicado, dicho conteo se realiza en los cuadrados del centro (Fig.N°19), luego del cual se obtiene la media aritmética de sólo 5 cuadrantes y se lleva a la siguiente fórmula:

Densidad de células/ml:  
Promedio de conteo x 25 x 10,000 (constante para convertir a 1ml)

## CAPÍTULO 3.2

### PRODUCCIÓN DE LARVAS

El objetivo primordial es establecer las consideraciones técnicas necesarias para el manejo adecuado del cultivo de larvas de “concha de abanico”.

La metodología a aplicar en cada uno de los procesos, está basada en los trabajos de cultivo realizados durante casi una década en el Centro de Acuicultura La Arena.

(C.A. La Arena –FONDEPES, Periodo 1998- 2008)

#### 3.2.1 Calidad y tratamiento de agua

##### a. Parámetros físico-químicos

- Temperatura de cultivo: 18 °C - 21 °C
- Salinidad: 35 PSU.
- Oxígeno Disuelto (O.D.): 7 - 8 mg/L
- pH: 7,2
- conductividad: 52 mS/cm

##### Anotaciones:

- La toma de registros de los parámetros se llevará a cabo en: Tanque de acumulación, tanque de cultivo y ambiente.
- Se recomienda efectuar los registros en: mañana, medio día y tarde.

##### b. Tratamiento de agua de mar

#### Procedimiento 07. Tratamiento de agua de mar.

- 1) Filtrar el agua de mar a través de una serie de 3 filtros tipo bobinado de 5 micras de diámetro.
- 2) Esterilizar el agua de mar con irradiación UV.
- 3) Pasar por filtros tipo bolsa de 5 micras de diámetro, para retener sólidos suspendidos que hubieran pasado.
- 4) Depositarlo en un tanque de 5 m<sup>3</sup>.
- 5) Enviar el agua tratada a los tanques de cultivo.



Figura N° 43. Tanque de acumulación de agua de mar tratada.



### 3.1.1 Limpieza y mantenimiento

La limpieza y desinfección en la sala de cultivo, es sumamente importante para prevenir la presencia de agentes patógenos que puedan afectar el desarrollo larvario. Esta labor deberá realizarse cada 6 meses realizando el desmontaje y mantenimiento preventivo de los equipos tanques circuitos de tubería del hatchery. Los procesos a seguir antes, durante y después de la producción, se describen a continuación

#### Procedimiento 08. Desinfección de los tanques de cultivo

- 1) Lavar los tanques con agua potable.
- 2) Desinfectar la base y las paredes de los tanques con una solución de hipoclorito de sodio al 5% a una dosis de 15ml/L.
- 3) Enjuagar con abundante agua de mar a presión hasta que no se perciba el olor a cloro.
- 4) Comprobar la presencia de cloro.

**Nota:** En caso de observar la presencia de bacterias durante la producción, se realiza una desinfección alternada con una solución de cloro (50 ml/L) y, al día siguiente con una solución de ácido (50 ml/L).



Figura N°44. Desinfección de los tanques de cultivo.

#### Procedimiento 09. Desinfección de tamices

- 1) Preparar 60 L de una solución de hipoclorito de sodio al 5 %, a una dosis de 2 ml/L.
- 2) Dejar actuar por 8 minutos.
- 3) Enjuagar con agua potable por 3 minutos.
- 4) Escurrir y dejar secar.

**Nota:** Durante la producción solo se procede al lavado de los tamices con agua potable, hasta verificar que no existe residuo alguno en la malla nitex y paredes. En caso de presentarse protozoos, se procede a la desinfección.



Figura N°45. Tamices desinfectados antes de iniciar una producción.

#### Procedimiento 10. Desinfección de materiales de uso en el cultivo

- 1) Lavar con agua potable los materiales de uso en el cultivo (tinajas, baldes, tubería de PVC, portafiltros, piedras difusoras, mangueras de aireación, filtros, etc).
- 2) Preparar 500 litros de una solución de hipoclorito de sodio al 5% a una dosis de 10ml/L.
- 3) Colocar los materiales de plástico y dejar actuar por 3 minutos.
- 4) Colocar los filtros (tipo manga y tipo bobinado) y dejar actuar por 3 horas.
- 5) Enjuagar con agua potable.
- 6) Dejar secar las mangas, filtros y piedras difusoras.

#### Procedimiento 11. Desinfección de la línea de agua de mar

- 1) Retirar las tuberías y accesorios de sus anclajes.
- 2) Lavar con agua de mar (interior y exterior).
- 3) Desinfectar utilizando de hipoclorito de sodio al 5% a una dosis de 15ml/L y dejar actuar por 24 horas.
- 4) Enjuagar por 5 minutos (utilizar agua potable)
- 5) Comprobar la presencia de cloro (utilizar prueba para cloro)
- 6) Instalar las tuberías, accesorios y dejar secar

#### Procedimiento 12. Desinfección de la línea de aireación

- 1) Retirar las tuberías y accesorios de sus anclajes
- 2) Lavar con agua potable (exteriormente)
- 3) Desinfectar exteriormente utilizando de hipoclorito de sodio al 5% a una dosis de 15ml/L.
- 4) Enjuagar por 5 minutos exteriormente (utilizar agua potable)
- 5) Instalar las tuberías, accesorios y desinfectar interiormente el sistema utilizando alcohol.
- 6) Suministrar aireación durante 2 días

### 3.1.1 Selección y acondicionamiento de los reproductores.

El criterio de selección se basa en aspectos genéticos, cuantitativos, cualitativos, sanitarios y de producción, que deben reunir los reproductores y el stock en general, tales como:

- 1) **Aspectos genéticos:** campaña reproductiva, elevada tasa de crecimiento, alta resistencia a enfermedades.
- 2) **Aspectos cuantitativos:** altura y longitud de valva, edad, correlación altura de valva y longitud valvar con edad, peso de la gónada, peso del músculo aductor, peso de las partes blandas, correlación de peso de las partes blandas con peso de valvas.
- 3) **Aspectos cualitativos:** morfología de valva, gónada, músculo aductor; coloración de gónada y músculo aductor; estadio gametogénico.



- 1) **Aspectos sanitarios:** presencia de parásitos sobre valva e incrustantes en general, presencia de bacterias y/o microorganismos en general en partes blandes.
- 2) **Aspectos productivos:** época del año, margen de seguridad de producción, disponibilidad de reproductores.

#### Procedimiento 13. Selección de los reproductores

- 1) Preselección de ejemplares en cultivo en mar.
- 2) Selección final de los ejemplares (en tierra), tomando los siguientes criterios:
  - La gónada deberá presentar como mínimo el 70% de madurez (observar visualmente la coloración).
  - La talla de los ejemplares deberá ser mayor a 8 cm (longitud valva).
  - Los ejemplares deben presentar el riñón en buenas condiciones.
  - Los ejemplares deben estar libres de parásitos y de organismos adheridos a las valvas.



Figura N°46. Selección de reproductores de concha de abanico.

#### Procedimiento 14. Acondicionamiento de reproductores

- 1) Seleccionar los reproductores y colocarlos en tinas plásticas de 60L con agua de mar sin filtrar de similar temperatura del medio donde fueron extraídos.
- 2) Limpiar las valvas y extraer de la superficie de la superficie de las valvas organismos epibiontes, con ayuda de espátulas, escobillas de cerdas plásticas de punta pulida y periódicas renovaciones de agua de mar.
- 3) Trasladar a un ambiente controlado, donde se colocarán en un tanque rectangular de fibra de vidrio o *ratch* de fondo blanco, previamente desinfectado, a razón de 40 unidades/m<sup>2</sup>. Permanecerán sin agua pero en un ambiente húmedo por un periodo de 45 minutos. Este tiempo permite reducir el índice parasitario y el riesgo de contaminación.
- 4) Transcurrido los 45 minutos, se circula agua de mar (filtrada a 5 micras y

- 1) Renovar el agua y nivelar a 2 centímetros sobre la superficie de la valva superior de los ejemplares.
- 2) Registrar los parámetros.



Figura N° 47. Reproductores después de la limpieza (lqz.). Tanque de acondicionamiento con reproductoras de concha de abanico (Der.).

#### **3.1.1 Inducción a la liberación de gametos o “Desove”**

La emisión de gametos puede ser provocada por factores como el incremento de la temperatura, la adición de gametos, los choques físicos y químicos, etc. No obstante es necesario resaltar que la efectividad de estas técnicas está íntimamente relacionadas con el grado de madurez sexual de los ejemplares utilizados en las experiencias de estímulos y todas ellas resultan inoperantes en individuos sexualmente inmaduros.

Posterior al acondicionamiento, los reproductores son sometidos a técnicas de inducción para la liberación de gametos “desove”.

- 1) **Incrementos graduales de temperatura:** Inmersos en el tanque con nivel de agua y temperatura conocida, se procede a incrementar la temperatura a razón de 1°C por cada 10 minutos, sin alterar el volumen de agua total a través de agua de mar temperada.
- 2) **Sobrealimentación:** Sobre los 3°C de incremento y de forma paralela se incluyen microalgas (*Chaetoceros calcitrans* de preferencia) a razón de 1L (densidad promedio de  $2,5 \times 10^6$  cél/ml) por cada 2 reproductores; mantener el incremento hasta alcanzar los 4 a 5°C de diferencia y dejar por 30 minutos.

**Shock térmico:** Si aún no se observa predisposición o la emisión de gametos, se procede a renovar el agua de manera gradual a fin de regresar a la temperatura inicial. Los reproductores son retirados a una tina plástica de 60 L sin dejar de circular agua; de forma paralela se renueva el agua del tanque y se coloca agua de mar temperada (a 5°C sobre la temperatura donde se encuentran los reproductores);

- 1) rápidamente se transfieren uno a uno los reproductores y se deja por un lapso de 15 minutos.
- 2) **Adición de espermios al agua:** Posteriormente adicionar una solución de espermios al agua (obtenidos a partir de gónadas de organismos sacrificados para este fin) a razón de 1 L por cada 100 L de agua de mar empleada.
- 3) Iniciada la liberación de gametos (inicialmente espermatozoides) considerar las primeras 4 emisiones como estímulos para el resto de la población seleccionada.

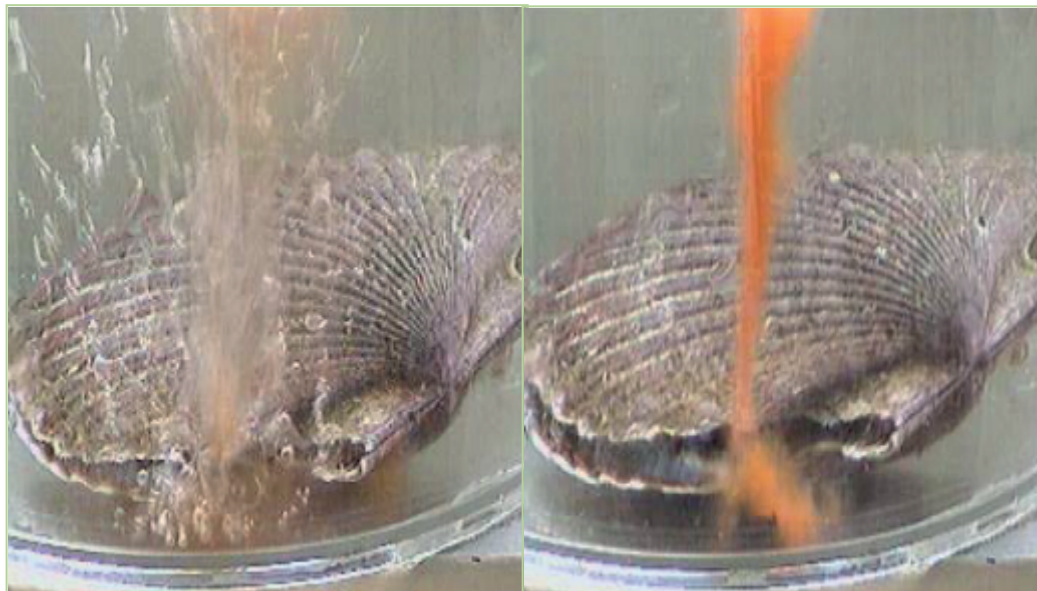


Figura N° 48. Liberación de los gametos: espermia (izq.) y óvulos (der.).

### 3.1.1 Fertilización y fecundación

- 1) Seleccionar los óvulos colectados (*Pool* de óvulos), separando aquellos que decanten rápidamente (los de mejor calidad son los más pesados). Tamizar a 45 micras y enrasar a 20 L con agua de mar filtrada (temperatura acorde al procedimiento), esterilizada y de similar salinidad en baldes plásticos transparentes.
- 2) Para la fertilización, adicionar a los baldes; 7 a 10 espermatozoides/óvulo, para evitar la poliespermia. Homogenizar suavemente para una adecuada fecundación.
- 3) Dejar reposar por 30 minutos y paralelamente, realizar una cuantificación de óvulos totales. Para ello, de cada 100 litros de óvulos, se toman 4 alícuotas de 5 ml y se procede al conteo haciendo uso de una cámara SEDGEWICK-RAFTER.

- 1) Verter el contenido al tanque de incubación a razón de 80 a 100 óvulos/ml. Previamente, el tanque ha sido desinfectado y acondicionado con agua de mar filtrada a 1 micra, esterilizada por UV, sin aireación, libre de peróxidos tóxicos y con temperatura similar a la de fertilización.

**Nota:** se recomienda una temperatura para incubación de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ .

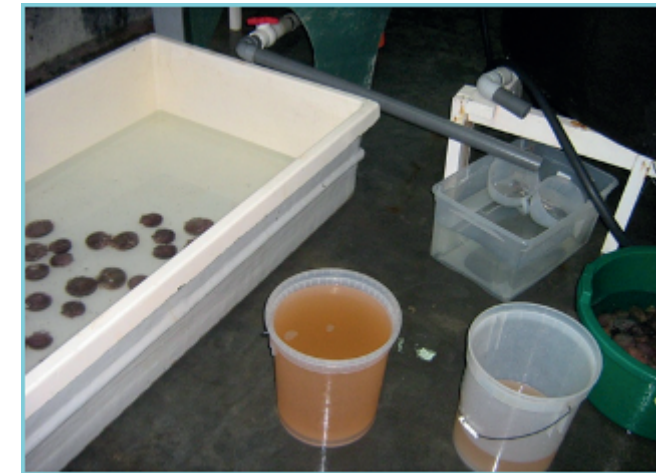


Figura N° 49 Reposo de óvulos fecundados.

### Procedimiento 15. Conteo de óvulos totales y porcentaje de fecundación.

- 1) Después de tamizar y lavar los óvulos, embriones recién fecundados o larvas, se transfiere a un recipiente graduado como un balde de 20 litros.
- 2) Con una pipeta automática fijada en 0,5 ml se toma 3 muestras replicadas del contenido, previa homogenización con una rasera circular de 10 cm de diámetro.
- 3) La homogenización debe ser suficiente para levantar los huevos o larvas del fondo del recipiente para facilitar una suspensión uniforme, pero no demasiado vigoroso como para causar un exceso de turbulencia. Se recomienda un movimiento ascendente y descendente, lento y rítmico, con un ciclo completo cada 4 segundos.
- 4) Se transfiere las muestras a los compartimentos del contador Sedgewick Rafter para su conteo.
- 5) Se contabiliza los óvulos o larvas en cada muestra con un microscopio (aumento 40x). En el caso de los óvulos y los embriones recién fecundados, se pueden hacer recuentos separados del número total por submuestra y del número de óvulos que no tienen un aspecto redondo y parecen anormales. Se puede aplicar el mismo procedimiento a las larvas D y hacer el cálculo respectivo. De la misma manera, se puede calcular la tasa de mortalidad de las



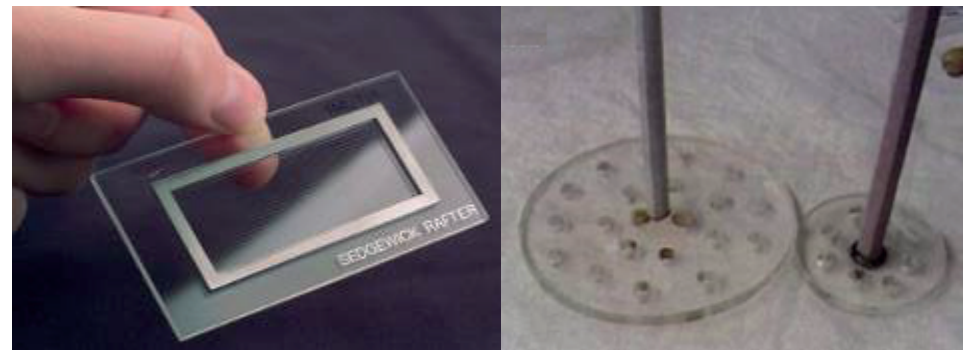


Figura N° 50. Cámara Sedgewick Rafter y rasera circular para homogenizado.

### 3.1.1 Desarrollo embrionario y larval

El desarrollo embrionario se inicia con la fecundación de los óvulos, seguido de la expulsión del primer cuerpo polar seguida de las divisiones celulares (blástula, gástrula) hasta llegar a convertirse en una larva trocófora.

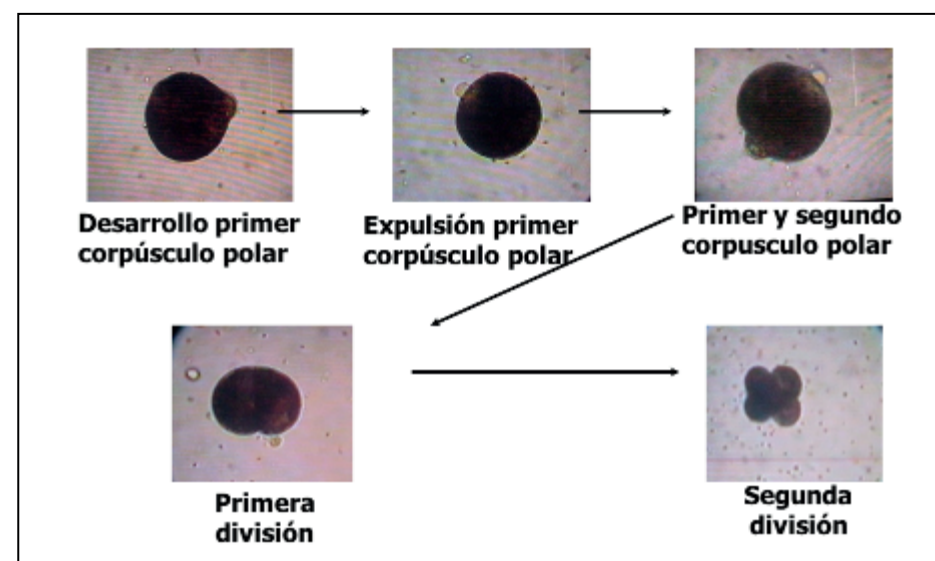


Figura N° 51. Desarrollo embrionario de *Argopecten purpuratus*.

Con el transcurrir de las horas, empiezan a aparecer las primeras formas móviles procedentes de la segmentación del huevo, hasta llegar al estadio conocido como larvas trocóforas. Este estadio se completa dentro de las 24 a 48 horas. Las larvas presentan un órgano de natación formada por una corona de cilios en el lado ventral.

Recomendaciones durante el desarrollo embrionario:

- Se sugiere tomar varias muestras de 5 ml, directamente del tanque de incubación, para el seguimiento del desarrollo embrionario cada 30 minutos.

- Durante las 24 – 36 horas de incubación (a una temperatura de  $20^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ ) no se debe suministrar alimento. Registrar los parámetros físico-químicos del agua.

Tabla N° 07 Tiempo y tamaño en cada estadio embrionario de *A. purpuratus*.

Estadio	Tiempo (después de fertilización)	Tamaño (micras)
Huevos	....	55,5
Primer cuerpo polar	30 minutos	.....
Blástula	6 horas	60
Gástrula	8 horas	65
Trocófora	10 horas	75

Una vez culminado el desarrollo embrionario, la larva continúa un proceso de desarrollo durante un tiempo promedio de 26 días, Este desarrollo comprende los siguientes estadios: Larva “D”, umbonada, pedivelíger y pedivelíger con mancha ocular.



Figura N° 52. Fase trocóferas, larva “D” y Pediveliger de *A. purpuratus*.

Recomendaciones durante el cultivo

- Una vez alcanzado el estadio de larva “D”, realizar la renovación del agua o “bajada del tanque”, ajuste de densidad poblacional (larvas/ml), suministro de alimentación y mantenimiento de la temperatura de cultivo.
- Las renovaciones de agua implican captar paulatinamente todas las larvas “D” con ayuda de un tamiz de malla *nytal* o *nytex* de 37 a 45 micras de diámetro y, trasladar momentáneamente hacia un segundo tanque de menor volumen (en este caso  $0,5 \text{ m}^3$ ) con fines de manejo, evitando la permanencia de larvas en altas densidades



Tabla N° 08. Estadíos larvales de la concha de abanico

Estadio larval	Tamaño de longitud de valva (micras)	Tamaño recomendado de abertura de malla de tamiz
Larva "D"	90 - 140	45, 62, 74
Umbonada	140 - 190	85
Pedivelíger	195 - 210	100, 125
Pedivelíger con mancha ocular ("fijación")	>220	150

- La primera renovación se realiza al 100%. Registrar la cantidad de larvas y tamaño, con lo cual se ajustará la densidad larval (de 10 a 15 larvas/ml) .



Figura N° 53. a) Renovación de agua de los tanques de cultivo. b), c) y d) Tamizado de las larvas.

- Suministrar el alimento a razón de 20 000 a 50 000 cél/ml del volumen de cultivo.
- Realizar diariamente las renovaciones del agua al 100%, teniendo en cuenta el ajuste de la densidad poblacional, alimentación, eliminación de larvas defectuosas, proporción de tallas (%), proporción según la abertura de malla del tamiz (de 45 hasta 150 micras) y estadíos larvales.
- Al alcanzar el estadio larval pedivelíger (270 grados-día), se realiza la última bajada de tanques y se seleccionan las larvas que muestren indicios de asentamiento larval; para ello se emplea un tamiz de 150 micras de abertura de malla. Se debe considerar la presencia y tamaño de la mancha ocular.

### 3.1.1 Asentamiento larval o "Fijación"

Al alcanzar la fase Pedivelíger, las larvas tienden a ir hacia el fondo, pasando de la fase nadante a una fase reptante, en la que se alternan ambas formas de locomoción. El estadio Pedivelíger está asociado a un comportamiento de exploración de sustrato y concluye con la fijación de la larva al mismo, a la vez que tiene lugar la metamorfosis en la que la larva transforma sus estructuras hasta adquirir las propias del animal adulto.

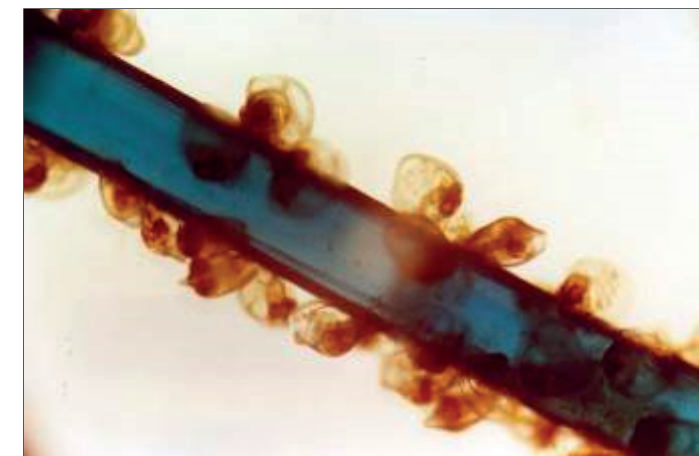


Figura N° 54. Larvas en fase pedivelíger con mancha ocular fijadas en un sustrato *netlon*.

El asentamiento larval comprende los siguientes subestadios:

- Conducta de asentamiento
- Fijación larval sobre sustrato
- Metamorfosis (formación de disconcha I y II)



Figura N° 55. Formación de disconcha en *A. purpuratus*.

Para el asentamiento larval, es necesario preparar con anticipación un sustrato adecuado. Comercialmente se emplea la malla *Netlon* de 0,40 x 1,80 m (monofilamento de polietileno, color azul, de mediana densidad y filtro UV incorporado). Asimismo, se debe considerar lo siguiente:

- Armado del "chululo" tipo cono.
- Formación del "Biofilm".

- Desinfección de la malla con una solución de hipoclorito de sodio comercial a 500 ppm
- Colocar en el tanque de asentamiento, un cono armado por cada 12,5L de agua de mar.



Figura N° 56. Larvas en estadio pedivelíger con mancha ocular sobre el tamiz.

### Procedimiento: Asentamiento de larvas en tanques de cultivo.

- 1) El material de fijación debe estar totalmente limpio y desinfectado (*netlon*, malla verde, malla cebollera, estobos y lastres).
- 2) Cuando el 80% de las larvas en cultivo presenten tamaños  $\geq$  a 220 $\mu$ , pasan a ingresar a “fijación” (llevar a cabo un muestreo al efectuar la renovación de agua).
- 3) El material debe ser preparado dos días antes de que ingresen las larvas a fijación (*netlon* y malla cebollera).



Figura N° 57. Sustrato *netlon* de fijación armado, tipo cono (izq.). Formación del “biofilm” (der.).

- 1) La densidad de cultivo debe oscilar de 1 a 2 larvas/ml.
- 2) Suministrar aireación suave desde el primer día.
- 3) Proporcionar alimento a partir del segundo día de cultivo (Ver tabla de alimentación).
- 4) Efectuar el cambio interdiario de los tanques, procediendo a desinfectarlos.
- 5) Esta rutina se llevará a cabo hasta el envío al mar.
- 6) Durante el proceso de fijación y cambio de tanques se realiza una depuración de las larvas, eliminando aquellas que se presentan muertas y no muestren un adecuado desarrollo.
- 7) Se lleva a cabo la medición y observación de las larvas, para evaluar su envío al mar.

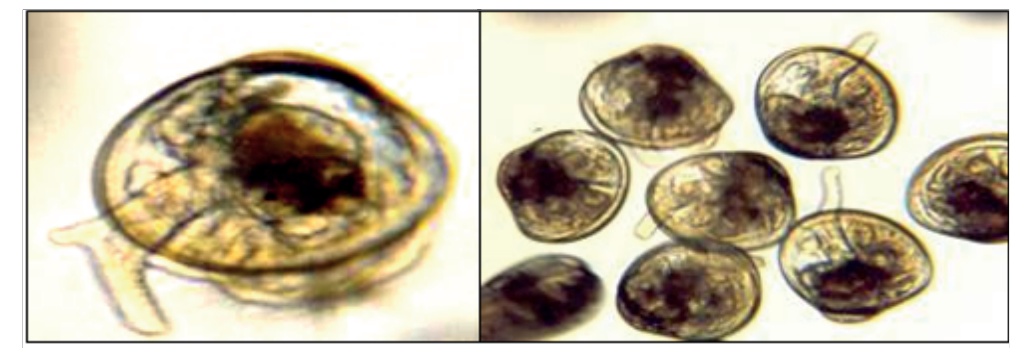


Figura N° 58. Larvas en etapa de fijación, se aprecia pie muscular.

### 3.1.1 ENVÍO DE LARVAS AL MAR

- 1) Cuando las larvas han alcanzado tallas promedio de 350 $\mu$  y se encuentran fijadas al *netlon*, se procede a acondicionar los tanques de 2,5m<sup>3</sup> para el armado de los chululos y/o cuelgas.
- 2) Los tanques deben ser llenados con agua de mar cruda, luego se colocan los chululos y/o cuelgas armadas que han salido de la sala de cultivo.
- 3) Se acondicionan 50 chululos o cuelgas por cada tanque y se cubren con una malla Raschell.
- 4) Después de haber retirado los *netlon* del tanque de cultivo, se procede a pasar una brocha por las paredes interiores, a fin de recuperar las larvas fijadas en estas.



- 1) Se vierte cuidadosamente las larvas sobre los chululos o cuelgas.
- 2) Concluido este proceso, se inicia el ciclo de limpieza y desinfección de materiales y ambientes utilizados

Tabla N° 09 Tabla de alimentación							
Dia	Suministro de microalgas (cél mL-1)						Total
	T-Iso	ITA*	Pav	Np	Chc	Chg	
1	10000	10000	10000	5000	0	0	25000
2	10000	10000	10000	5350	0	0	25350
3	12500	12500	12500	5700	0	0	30700
4	15000	15000	15000	6050	0	0	36050
5	15000	15000	15000	6400	0	0	36400
6	12500	12500	12500	6750	12500	0	44250
7	12500	12500	12500	7100	12500	0	44600
8	12500	12500	12500	7450	12500	0	44950
9	12500	12500	12500	0	12500	7500	45000
10	12500	12500	12500	0	12500	7500	45000
11	12500	12500	12500	0	12500	7500	45000
12	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
13	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
14	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
15	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
16	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
17	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
18	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
19	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
20	12500	12500	12500	0	12500	12500	50000
1	1500	1500	1500	450	1500	1500	6450
2	1875	1875	1875	500	1875	1875	8000
3	2500	2500	2500	550	2500	2500	10550
4	3750	3750	3750	600	3750	3750	15600
5	5000	5000	5000	650	5000	5000	20650
6	6250	6250	6250	750	6250	6250	25750
7	7500	7500	7500	800	7500	7500	30800
8	8750	8750	8750	850	8750	8750	35850
9	8750	8750	8750	900	8750	8750	35900
10	10000	10000	10000	950	10000	10000	40950
11	10000	10000	10000	1000	10000	10000	41000
12	11250	11250	11250	1050	11250	11250	46050
(*) opcional							

3.3. CULTIVO SUSPENDIDO DE CONCHA DE ABANICO

3.3.1 ETAPA DE CULTIVO INICIAL

Esta etapa de cultivo, se inicia con la desactivación de los de los colectores y/o chululos que se han mantenido en la línea de cultivo por espacio de 45 días . Esta desactivación es realizada con la ayuda de una embarcación el cual debe contar con el equipamiento apropiado para poder realizar el izado (levante de línea) a cubierta y posterior trasladado a la balsa para proceder el desactivado del sistema y el lavado.



Figura N° 59. Desactivación de Chululos (C.A. La Arena)

Seguidamente se realiza el lavado de los chululos / colectores, de forma manual teniendo cuidado en el manipuleo, por la fragilidad de la semilla de concha de abanico en esta etapa. La finalidad del lavado es eliminar las valvas de conchas vacías (muertas), así como también pequeños depredadores como cangrejos, caracoles que generalmente están presentes en esta etapa



Figura N° 60. Lavado de semilla de concha de abanico (C.A. LA ARENA)

Luego se procede a realizar el tamizado de la semilla de concha de abanico, recomendando hacerlo manualmente ya que al encontrarse en esta fase inicial se requiere un cuidado para evitar que las valvas se “descharnelen”. Para este trabajo se utilizan tinas rectangulares en las cuales se depositaran las semillas ya tamizadas. Es preciso indicar que esta etapa de cultivo el manejo técnico es muy



importante hacer un registro minucioso de la información como los rangos de tallas que serán sembrados.



Figura N° 61. Tamizado de semilla de concha de abanico (C.A. La Arena)

Una vez que se tiene la semilla tamizada, seleccionada por rango de tallas se realiza la siembra en los sistemas de crecimiento. En esta etapa se utilizarán los sistemas tipo Pearl Nets, Linternitas Verdes (con un diámetro de abertura de malla: 02, 06, 09, 15mm respectivamente). Un aspecto importante en este procedimiento es la densidad de siembra. Se contabilizan las semillas aplicando métodos volumétricos, de la siguiente manera se van contabilizando las unidades de semilla contenidas en un determinado volumen, debiendo realizar muestreos aleatorios en determinados momentos de la siembra a efectos de tener la seguridad que el número de semillas es el adecuado para la densidad prevista.



Figura N° 62. Siembra en sistemas/ linternas (C.A. La Arena)

Inmediatamente después de haber realizado la siembra en los sistemas de crecimiento, el operario realiza el estibado de éstos a fin de llevarlos hasta la línea de cultivo. Para eso se identifica el lote de siembra, con los datos de la fecha de siembra, la densidad y tamaño de la semilla. Se le asigna un número de línea al sembrar y procede a llevar los sistemas a la zona de cultivo con una embarcación implementada para realizar el izado de la línea. Generalmente se colocan 100 linternas por cada línea, las que deberán estar provista de boyas de flotación a fin de mantener la línea long line en suspensión. Esta etapa del cultivo tiene una duración estimada de 4 meses.

### 3.3.1.1. Evaluación del Crecimiento

Para evaluar el crecimiento en talla de los ejemplares, cada 15 días o cada mes, se toma una muestra al azar o “sin escoger” de cada lote de producción sembrado en las líneas correspondientes.



Figura N° 63. Evaluación del crecimiento de la concha de abanico (C.A. La Arena)

Por lo general, hay que empezar midiendo 100 unidades de conchas de abanico y si las tallas son muy variables, incrementar al doble o al triple el número en la muestra. La medición se lleva a cabo con un vernier para determinar la longitud y altura valvar. Los datos de las mediciones se registran en un cuaderno. Dichos registros son promediados y luego graficados para ver cómo va variando la talla a través del tiempo.

### 3.3.1.2. Manejo de densidades de siembra

La información sobre las siembras nos indica de manera cuantitativa la cantidad de unidades de concha de abanico que se tienen por cada Pearl nets y/o linternas (sistemas de crecimiento), en una línea de cultivo. Se debe tomar en cuenta la talla con el fin de evitar el desprendimiento de concha de abanico de los sistemas, utilizando el material con la adecuada apertura de malla. Una vez culminadas las siembras, se registra la cantidad total de ejemplares, su talla, fecha de siembra, densidad (unid/piso), cantidad de sistemas sembrados, número o código de línea de cultivo, datos que identifican al lote al cual se le puede asignar un número de registro o código.

### 3.3.1.3. Desdobles de los sistemas

Es el proceso mediante el cual se reduce la cantidad de ejemplares de concha de abanico que existe dentro de las linternas. Se inicia con la identificación del lote, verificando el periodo que tiene en cultivo, se debe considerar también la estación del año, en la cual prolifera mayor cantidad de fouling o elementos incrustantes los cuales determinarán una más rápida acción de los desdobles. Mediante una



embarcación implementada se realiza el izado y/o levante de líneas para ir retirando los sistemas, ubicándolos en la cubierta y trasladados a la balsa o plataforma de trabajo para realizar los desdobles. Los sistemas son abiertos y los ejemplares son vaciados cuidadosamente en cajas plásticas. Esta acción se denomina desactivación de los sistemas. Luego se hacen pasar las conchas a través de tamices de diferentes aberturas a fin de separarlos por tallas para poder tener la uniformidad en el sembrado.



Figura N° 64. Izado de linternas para su posterior desactivado (C.A. La Arena)

De no realizarse los desdobles, concha de abanico que se encuentran en contacto con la malla crecerán adheridas a esta, acumularán sedimentos y morirán asfixiadas.



Figura N° 65. Siembra de pernts en la línea de cultivo suspendido (C.A. La Arena)

### 3.3.2 ETAPA DE CULTIVO INTERMEDIO

En esta etapa, los ejemplares son trasladados desde los Pearl Nets y/o linternitas utilizados, a las linternas L1, donde permanecerán aproximadamente 6 meses, después de los cuales se espera que alcancen una talla de 55mm. Los sistemas utilizados en esta etapa son linternas L1, L2 (diámetro de apertura de malla: 15mm y 21 mm respectivamente). Las operaciones de manejo técnico realizadas en esta etapa son:

### 3.3.2.1. Izado de líneas de cultivo

Identificado el lote a desdoblar se procede a realizar el izado de la línea, acción por el cual la embarcación se acerca lateralmente a la línea de cultivo, luego se lanza el rizón de bola, verificando que agarre la línea madre para que esta sea levantada con la ayuda de una pluma / grúa hidráulica de la embarcación, para que finalmente los sistemas sean subidos a cubierta para su traslado.

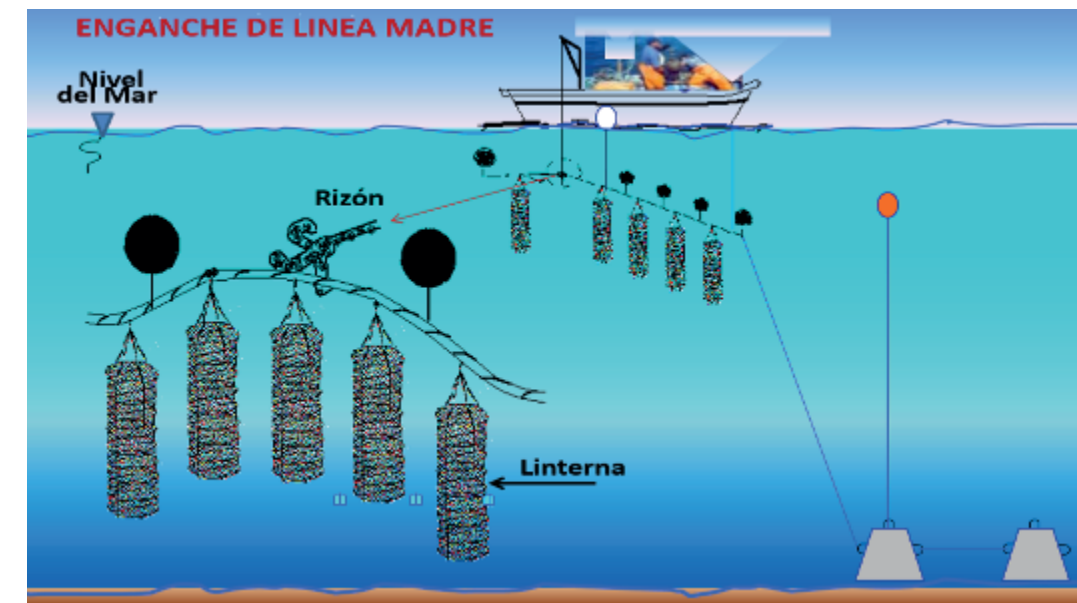


Figura N° 66. Izado de línea de cultivo (Elaboración propia)

### 3.3.2.2. Desdobles de los sistemas de cultivo intermedio

Los desdobles de las línea de cultivo se realiza periódicamente, dependiendo del crecimiento de los ejemplares, de la estación y presencia del fouling, debiéndose realizar cada dos meses con el cambio de sistema respectivo. La determinación de las frecuencias de tiempo es subjetiva, y va depender de cómo se encuentren las líneas de cultivo.



Figura N° 67. Desdobles de sistemas de concha de abanico (C.A. La Arena)



### 3.3.2.3. Tamizado, siembra en línea de cultivo

Seguidamente del desdoble, se procede a realizar el tamizado que puede ser de forma manual o acción mecánica, abriendo los sistemas y vaciando los ejemplares a las cajas plásticas con los tamices. Dicha acción selecciona de acuerdo al tamaño de longitud de valva, teniendo como resultado tallas uniformes para la nueva siembra con una densidad apropiada.

La siembra se realiza empleando una jarra volumétrica para determinar el número de unidades de concha abanico a sembrar por piso según la densidad establecida. Completada la siembra de la linterna, se procede a estibarla hasta completar una cantidad de linternas para trasladarlas con la embarcación para su ubicación en la línea de cultivo asignada.

Se debe considerar antes de realizar esta acción, que la línea long line esté en perfectas condiciones; revisando que las boyas indicadoras estén a flote señal que no hay hundimiento, y que las corridas o cabos de fondeo no se encuentren destemplados por efectos de las corrientes o mareas



Figura N° 68. Siembra de linterna en la línea de cultivo (C.A. La Arena)

### 3.3.2.4. Actividades complementarias; reflote de líneas de cultivo

Es preciso detallar que en todas las etapas de producción, la línea de cultivo va incrementando su peso, como resultado del crecimiento de los ejemplares y el fouling que paulatinamente va adhiriéndose, lo cual produce que la línea vaya hundiéndose, lo cual se evidencia con el hundimiento de las boyas las que ya no son percibidas en la superficie del agua.

Entonces es necesario llevar a cabo el inmediato reflotamiento y revisión de la línea para equilibrar el contrapeso, es decir, levantar la línea madre e instalar nuevas boyas como contrapeso en aquellas partes sumergidas, eliminando así el seno que se ha formado como producto del hundimiento de ese sector. Una vez reflotada la línea, debe estar en equilibrio (posición horizontal), que es como debe mantenerse.

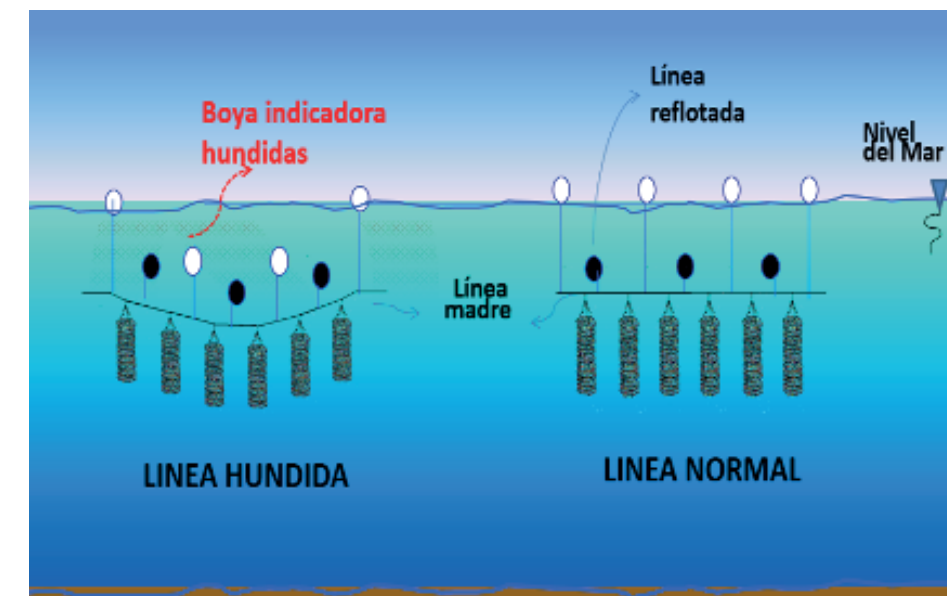


Figura N° 69 Reflotes de línea hundida (Elaboracion Propia)

El reflote de la línea se realiza con la ayuda de una embarcación apropiada, provista de winche, pluma y sistema de roletes y con el personal calificado para realizar dicha acción. Primero se levanta la línea madre en el sector hundido y se reemplazan las boyas cubiertas de incrustaciones (fouling) por otras limpias.

De igual forma con las linternas (o Pearl nets), retirándolas a tierra o a la balsa de trabajo, donde previo control de cultivo se procede al cambio de material (linternas limpias).

Es importante que, durante esta actividad se revisen también los sistemas de fondeo (línea de corrida y lastres) para lo cual se contará con el apoyo de un buzo.



Fig. N° 70. Reflote, colocación de boyas (C.A. La Arena)

### 3.3.3 ETAPA DE CULTIVO FINAL

Comprende un periodo aproximado de 3 meses de cultivo, desde el final de la etapa de cultivo intermedio hasta lograr una talla comercial de 70-75mm de longitud valvar, La densidad de siembra es de 30 individuos por piso. Se utilizan sistemas tipo linterna L2, L3 (con un diámetro de abertura de malla: 21 mm, 32mm respectivamente).





Figura N° 71. Desactivado de linternas para desdoble (C.A. La Arena)

#### 3.3.3.1. Manejo técnico de las líneas de cultivo final

El manejo de la línea de cultivo final, comprende los desdobles, mantenimiento y recambio de los sistemas de crecimiento y de flotación, así como otras operaciones que se realicen en esta etapa.

Se debe tener en cuenta que por el incremento en tamaño y peso de la concha, las líneas de cultivo soportan una carga creciente a lo se suma el peso del fouling de los sistemas, por lo tanto es muy importante realizar una supervisión constante de las líneas de cultivo para tomar las acciones de corrección o de reflote si se presenta el hundimiento de algún sector de long line.

#### 3.3.3.2. Desdobles de los sistemas y reflote de líneas

Los desdobles en esta etapa se realizan sobre todo para ajustar las densidades a fin de poder darle a los ejemplares en el cultivo, mayor espacio en el sistema o cuelga, para lograr un adecuado desarrollo y crecimiento, evitando el hacinamiento y el daño que se puedan producir entre ellos (cortes del musculo aductor, producto por el entrecruzamiento de una y otra valva), respecto al reflote de las líneas de cultivo esta se realizan si presentan hundimiento en cualquiera de las partes de la línea, esta acción debe ser inmediata.

#### 3.3.4 COSECHA

Finalmente la etapa de cosecha, se determina mediante la evaluación previa del rendimiento de la gónada y talo o coral, para lo cual se selecciona una muestra de 30 individuos de diferentes tamaños, se mide la longitud de la valva, y se registra el peso total y peso de la parte blanda. Luego se pesan la gónada y el talo por separado o en conjunto con la ayuda de una balanza digital.

Se considera el momento correcto para la cosecha, cuando la concha de abanico posee un índice gonádico somático mayor a 15%, lo cual nos indica que habrían alcanzado un peso superior a 20gr de músculo aductor



Índice gonádico o  
Índice gonodozomático

$$\text{Índice gonodozomático IGS} = \frac{\text{PG} \times 100}{\text{PPB}}$$



Figura N° 72. Evaluación de Índice Gonádico del *Argopecten purpuratus* (C.A. La Arena)

Se deben planificar cuidadosamente las operaciones para la cosecha, identificando previamente los lotes de las líneas a cosechar. El operario inicia la acción, cogiendo el rizón (que tiene un cabo graduado), y a la señal del motorista lo lanza a la altura de la línea, siempre por el lado derecho de la línea de cultivo mirando por proa. Una vez cogida la línea se realiza el izamiento. Estando la línea en superficie, ésta es colocada en los roletes, retirando el rizón a fin de que el motorista se ubique en el lugar preciso para iniciar la faena de cosecha en mar.



Figura N° 73. Desactivado de linternas para cosecha de concha de abanico (C.A. La Arena)



Seguidamente las linternas son levantadas con la ayuda de winche mecánico o grúa hidráulica y llevadas a la balsa para su desactivación. El producto es extraído de los sistemas y limpiado con espátulas para quitarle los epibiontes (choritos, picacho, ascidias, etc.), y si fuese el caso con el uso de escobillas, a fin de tener una mejor presentación. Luego son puestos en cajas plásticas separados por los lotes de producción, se tiene que tener cuidado de no sobrepasar el llenado de las cajas por que perjudicaría la estiba y por lo tanto de la roturas de las valvas de concha de abanico.

### 3.3.4.1. Embarque y transporte

Para el embarque de la concha de abanico se deben considerar los aspectos siguientes; una logística apropiada, teniendo en cuenta que el embarque se realice en un desembarcadero que tenga la habilitación sanitaria, y que se cuente con la presencia de un inspector de la autoridad sanitaria (SANIPES), para verificar la procedencia del producto cosechado y el cumplimiento de la norma sanitaria.

Se debe tomar en cuenta que el producto debe ser traslado vivo a su destino final (procesamiento, mercado, etc) es por ello que en todo momento se debe mantener la cadena frio en su transporte a planta-mercado (destino final), así mismo la aplicación correcta de los principios de buenas practicas acuicolas y plan de higiene y saneamiento del Centro Acuicola La Arena.



Figura N° 74. Cosecha , embarque de concha abanico (Embarcadero del C.A. La Arena)

El transporte se realiza mediante vehículos o contenedores cerrados que conserven el producto a una temperatura adecuada para mantener su calidad y viabilidad. Las cajas que contengan moluscos bivalvos vivos no podrán transportarse en contacto directo con el suelo del vehículo o del contenedor sino que deberán descansar sobre un dispositivo (Parihuelas plásticas) que impida dicho contacto con el piso. Cuando se utilice hielo para transportar, éste se obtendrá a partir de agua potable o agua de mar limpia.

### 3.3.4.2. Formato de declaración de extracción o recolección de moluscos bivalvos

Todo traslado de la producción de concha de abanico que se cosecha debe contar con el Formato de Declaración de extracción o recolección de moluscos bivalvos, emitida por la autoridad competente, el SANIPES en señal de conformidad del cumplimiento de la norma sanitaria vigente. Este documento es fundamental para su procesamiento, por que contiene la información precisa de siembra, lote, procedencia, fecha de cosecha, etc, datos que sirvan para la trazabilidad del producto final.

SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD PESQUERA - SANIPES  
REGION ANCASH  
ANEXO N° 4  
FORMATO DE DECLARACION  
DE EXTRACCION O RECOLECCION DE MOLUSCOS BIVALVOS

N° 020863

Marcar y llenar lo que corresponda

DATOS DE LA EXTRACCION O RECOLECCION

1. Area de Producción / Reinstalación		2. Cantidad / N° Sacos, Cajas, Bolsas, Kg.	3. Especie		4. Hora Extracción / Recolección		5. Fecha Extracción / Recolección	6. Embarcación	
Nombre	Código		Nombre Común	Nombre científico	Inicio	Término		Nombre	N° Matricula
LA ARENA	7	300 UNIDADES	OSTREA	OSTREA	16:00	16:20	23.04.2015	PIADIMITA	66-33261-10

DATOS DEL DESEMBARQUE

7. Desembarcadero / puerto/muelle		8. De la descarga		9. Del Vº Bº del Representante del Desembarcadero	
Nombre	Ubicación	Fecha	Hora	Nombre del Inspector	Firma
LA ARENA FONDEPES	TORTUGAS - CHIMA	23.04.2015	16:25/16:35	OSWALDO MAYTA CASTELLANOS	[Firma]

DATOS DEL DESTINO

10. Tipo de Actividad	Nombre	N° Licencia / concesión	Ubicación
Reinstalación	7	7	7
Depuración			
Planta de Procesamiento			
Mercado Mayorista			

Lo que declaro en cumplimiento con los requisitos de Extracción o Recolección y manipuleo, exigidos por la Norma Sanitaria de Moluscos Bivalvos Vivos

DEL DECLARANTE

DESTINO: PETISCO NAUTICAL SP. YALLO RODRIGUEZ SOLIS (LIMA)

11. Firma [Firma]

12. Nombre del Declarante con letra de imprenta  
Oswaldo Mayta Castellanos

13. N° de carné / DNI 60220812

14. Dirección de Declarante Balboa 1002-002002

Original: Planta de Procesamiento, reinstalación, depuración y/o Mercado Mayorista  
Primera Copia: Administración del Desembarcadero o Autoridad Sanitaria  
Segunda Copia: Declarante de extracción o depuración, reinstalación y/o desarenado

Figura N°: 75. Registro de formato de Declaración de Extracción o Recolección de moluscos bivalvos (DER)

## CAPITULO 4

### 4.1. SANIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS

## CAPÍTULO 4

### 4.1. SANIDAD Y BUENAS PRÁCTICAS

Gran parte del éxito que pueda obtenerse en acuicultura, radica en la prevención, adecuado manejo técnico y el mantenimiento del buen estado de la especie. Por eso, debe tenerse en cuenta en todo momento que los inconvenientes no vienen solos.

Es importante mantener un control permanente de las condiciones de los ejemplares y del entorno donde se cultivan para prevenir factores que puedan afectarlos. Hay que tener en cuenta que el objetivo final de esta actividad es lograr productos inocuos a la salud humana

#### 4.1.1. Características de una concha de abanico de buena calidad:

La concha de abanico, así como todos los bivalvos en buen estado, exhiben como producto cosechado un conjunto de características, que pueden identificarse fácilmente. Entre las más importantes se pueden señalar:

- Encontrarse viva.
- Reacción positiva ante estímulos externos, es decir, cuando presentan las valvas abiertas, éstas deben cerrarse al ser golpeadas suavemente.
- Ausencia de suciedad en la concha, entera y sin ningún daño.
- Sin olor o leve olor a algas.
- Los músculos húmedos y bien adheridos a las valvas.
- Presencia del líquido intervalvar (agua cristalina en el interior).

Encontrarse vivos y reacción ante estímulos valvas

Ausencia de suciedad y sin daños

Músculos húmedos y adheridos a las valvas



Figura N° 76. Características de una concha de abanico (C.A. La Arena)

Por otro lado, los moluscos bivalvos como las conchas de abanico, pueden convertirse en un riesgo para la salud pública porque pueden acumular algunas sustancias organismos o elementos, presentes en las áreas de producción y cultivo, por lo tanto se deben evitar los siguientes patógenos, toxinas y metales:



PATOGENOS	TOXINAS NATURALES	METALES
✓ <i>Vibrio vulnificus</i>	✓ Grupo Azaspiracidos	✓ Cadmio
✓ <i>V.cholerae</i> ,	✓ Grupo Brevetoxinas	✓ Mercurio
✓ <i>Parahaemolyticus</i>	✓ Grupo Iminas cíclicas	✓ Plomo
✓ <i>L.monocytogenes</i>	✓ <u>Grupo ácido domoico.EAB</u>	✓ Otros
✓ <i>Salmonella</i>	✓ Grupo ácido okadaico.EDB	
✓ <i>E. coli</i>	✓ Grupo Pectenotoxinas	
✓ <i>Virus hepatitis A</i>	✓ <u>Grupo Saxitoxinas. EPB</u>	
	✓ Grupo de Yessotoxinas	

Tabla N°10 Patógenos, Toxinas, Metales

4.1.2. ELEMENTOS BIOINCRUSTANTES, DEPRDADORES EN EL CULTIVO

La aparición de especies incrustantes así como predadores en el cultivo, puede ocasionar significativas pérdidas. Estas especies pueden utilizar como sustrato las estructuras del cultivo suspendido de bivalvos; linternas, pearl nets, boyas, bolsas colectoras y cuerdas, así como también las mismas valvas (Perea et al., 1990; Lesser et al., 1992)

Los organismos que se consideran más dañinos para la concha de abanico son: jaibas, caracoles, gusanos y peces (tamboril). Las jaibas se introducen en las linternas y rompen la concha de las semillas pequeñas.

*Ciona intestinalis*      *Thais chocolate*      *Cancer porteri*      *Balanus*  
*laevis*



Figura N° 77. Depredadores y elementos bioincrustantes (C.A. La Arena)

Así mismo el principal parasito que afecta a la concha de abanico es el *Polydora* sp. La cual se asientan sobre la concha del bivalvo perforando, provocando posteriormente el quiebre o rotura de la Valva.

El tamboril es un pez con la boca muy fuerte que es capaz de romper la concha y devorar las partes blandas. Uno de los depredadores más voraces que los dos anteriores es el caracol, este entra pequeño o en estado larvario a las linternas y se desarrolla en el interior y luego pasa a devorar con gran eficacia la concha. El caracol hace un orificio en la concha de la concha para extraer el cuerpo blando.

Hay organismos que compiten por espacio y por alimento en las linternas de cultivo. Los balanos conocidos vulgarmente como “broma” también se fijan en la concha y compiten por alimento y espacio. Una medida importante que se debe adoptar para evitar la fijación de balanos es colocar el cultivo en sitios donde no haya corrientes, porque los balanos viven en áreas donde las corrientes son fuertes.

4.1.3. Aplicación de buenas prácticas acuícolas

La aplicación correcta de las buenas practicas acuícolas en todas las etapas de producción del cultivo de concha de abanico, nos permitirá un adecuado manejo del cultivo acorde a la norma sanitaria, para ello se deben tener en cuenta aplicar los siguientes criterios.

Para un hatchery:

- Limpieza y desinfección de equipos, materiales e instalaciones del centro de cultivo (área de hatchery y área de mar)
- Desinfectar el agua de mar mediante la luz ultravioleta y/o el proceso de ozonificación, que mantendrá además su calidad y claridad, disminuyendo así el número de agentes infecciosos en el agua.
- Filtrar el agua de mar con la finalidad de disminuir las partículas que sirven de vehículo para los agentes infecciosos, y por consiguiente, mejorar la calidad del agua del hatchery.
- Limpiar adecuadamente, mediante productos químicos, los conductos de aire y filtros del laboratorio.
- Utilización de agentes químicos, como mecanismo de control más usados y económicos.

Para el cultivo en mar:

- Adecuada selección de la zona de cultivo.
- Buen diseño de la infraestructura de cultivo.
- Evitar el ingreso de animales y parásitos extraños.
- Limpieza y desinfección de la infraestructura, instrumentos y materiales de cultivo.
- Seleccionar semillas resistentes, saludables y uniformes.
- Limitar el ingreso de visitantes o personas ajenas.
- Buen manejo de cultivo.
- Monitoreo diario de los parámetros físicos, químicos y biológicos del agua.
- Monitoreo constante de patógenos.
- Realizar programas de vigilancia e inspecciones de los organismos que se trasladan de una zona a otra.
- Determinar mapas de incidencia de enfermedades, distribución, hospederos, formas de control, diagnósticos, etc.

#### 4.1.4 Clasificación sanitaria de las zonas de producción:

Las zonas de producción deberán ser clasificadas con el propósito de establecer la condición sanitaria del área y con ello el uso que se puede dar al recurso extraído desde esa zona en particular. Para dar inicio a la etapa de clasificación de un área de extracción, SANIPES solicitará a la empresa interesada, la realización de una Inspección Sanitaria, la que deberá realizarse previo al inicio de los muestreos microbiológicos, toxicológicos de la especie de cultivo, fitoplancton y oceanográficas del agua de mar.

TABLA N° 11. CLASIFICACION DE LAS ÁREAS DE PRODUCCION		
APROBADAS	<b>1. ÁREAS APROBADAS TIPO A</b>	
	Menos de 300 coliformes fecales o Menos 230 E. coli en 100 g. carne	Los moluscos extraídos pueden ser directamente destinados al procesamiento o comercialización para el consumo humano
	<b>2. ÁREAS CONDICIONALMENTE APROBADAS</b>	
	<b>2.1 ÁREAS CONDICIONALMENTE APROBADAS TIPO B</b>	
	No más de 6, 000 coliformes fecales o 4,600 E. coli en 100 g. carne	Los moluscos extraídos <u>solo</u> pueden ser utilizados previa depuración o aplicación de pausterización o esterilización
PROHIBIDAS	<b>2.2 ÁREAS CONDICIONALMENTE APROBADAS TIPO C</b>	
	No más de 60, 000 coliformes fecales en 100 g. de carne	Los moluscos extraídos <u>solo</u> pueden ser utilizados previa depuración por largos períodos o aplicación de esterilización
	<b>3. ÁREAS PROHIBIDAS</b>	
	No alcanzan a cumplir con los criterios establecidos para áreas tipo C No aptas para el cultivo. La extracción constituye un acto prohibido	

##### 4.1.4.1. Monitoreo de zonas de producción:

Corresponde a la etapa posterior a la clasificación del área en la cual se establece un programa permanente de monitoreo con el propósito de vigilar la condición sanitaria del área. El programa de monitoreo de un área considera la realización de análisis que dependen de la condición sanitaria de la región de extracción de los recursos. En lo que respecta a los análisis para determinación de toxinas lipofílicas cuya frecuencia es semanal, Las áreas de producción deben:

SER EVALUADAS SANITARIAMENTE	Estudio sanitario con fines de clasificación, por lo menos 12 meses. Anexos 2 y 3
---------------------------------	--

SER CLASIFICADAS SANITARIAMENTE	Como áreas aprobadas o condicionalmente aprobadas o prohibidas
ESTAR SOMETIDAS A VIGILANCIA SANITARIA	Por contaminación, presencia de fitoplancton tóxico, biotoxinas y otros que la ASS considere necesario, para áreas clasificadas



Figura N° 78. Muestreo de la zona de cultivo del C.A. La Arena

#### CONDICION OPERATIVA DE LAS ÁREAS DE PRODUCCIÓN CLASIFICADAS

Áreas abiertas	Las áreas aprobadas, con acceso a la actividad de extracción o recolección
Áreas cerradas	Las áreas aprobadas, sin acceso a la actividad de extracción o recolección por tiempo limitado debido: <ul style="list-style-type: none"> <li>• Biotoxinas en niveles no permisibles</li> <li>• Una condición de emergencia</li> <li>• Niveles no permisibles de metales pesados</li> </ul>
Áreas reabiertas	Las áreas aprobadas, a las que nuevamente se les permite el acceso a la actividad de extracción, siempre y cuando: <ul style="list-style-type: none"> <li>• La emergencia haya sido superada</li> <li>• La ASS comunique la reapertura</li> </ul>



## CAPITULO 5

### COMERCIALIZACIÓN, MERCADO, PRODUCCIÓN

#### 5.1. COMERCIALIZACIÓN

#### 5.2. MERCADO

#### 5.3. PRODUCCIÓN REGIONAL, NACIONAL

### 5.1. COMERCIALIZACIÓN

Uno de los elementos principales cuando se piensa en la comercialización de conchas de abanico, es que el consumidor tiene el poder de decisión al momento de realizar la compra. Adquirirá nuestro producto sólo si le resulta conveniente para sus necesidades y si está a un precio que le resulte aceptable.

La Comercialización de la concha de abanico en los últimos años se ha convertido en una de las opciones del sector acuícola peruano, gracias a su alto valor comercial y a la demanda del mercado internacional, la cual se ha incrementado significativamente en los últimos años, afianzándose como un producto de exportación con grandes perspectivas.

Es importante indicar que Francia es el principal importador de conchas de abanico al sumar US\$ 50.6 millones con un crecimiento de 9.8% entre enero y noviembre del 2014, respecto al periodo similar en el 2013 (US\$ 46 millones), desplazando de esta manera a Estados Unidos que sufrió una caída de 59% cerrando en US\$ 21.9 millones. Bélgica, el tercer destino, reportó US\$ 13.2 millones. Le sigue Canadá (US\$ 5.6 millones), Italia (US\$ 5.1 millones), Países Bajos (US\$ 4 millones), España, Reino Unido y Chile. Son mercados potenciales China y Rusia, que ofrecen grandes posibilidades de negocios. ( ADEX Data Trade, 2015)

Las exportaciones del este producto se dirigen a Estados Unidos y países de la Unión Europea como Países Bajos, España y Francia, quién se ha consolidado como el primer mercado de destino durante la última década.

#### 5.1.2. CONSIDERACIONES PARA UNA COMERCIALIZACION

La clave para un mercado exitoso está en entender que mientras más rápido el acuicultor provea a los consumidores con lo que quieren, más podrán comprar o pagar. Esto, a su vez dará más ganancias. Lo inverso igual sucede, es decir, mientras más alejada esté la oferta del ideal de los consumidores, menos dispuestos estarán ellos a comprar:

- No tiene sentido producir un producto que el público no desea.
- No tiene sentido ofrecerles especies que no pueden pagar.
- No tiene sentido ofrecer especies de poca calidad si el público quiere y está dispuesto a pagar por la buena calidad.
- No tiene sentido dar al público especies que no lleguen a él en buenas condiciones.
- Si el público prefiere una determinada presentación, vendérselo de otra forma no tiene sentido.
- No tiene sentido producir códigos pequeños si el mercado las prefiere grandes.

## 5.2. MERCADO

Cada mercado es diferente y se estructura en base a distintas necesidades, así que no es posible generalizar sobre las necesidades, o usar parte de la información de un mercado para tomar decisiones en otro. Debido a que los mercados se transforman, incluso la misma información sobre ellos debe ser renovada a medida que cambian las circunstancias.

### 5.2.1 DESCRIBIR LOS MERCADOS

Las diferentes necesidades del consumidor tienen que ser consideradas en su conjunto y no por separado. Mientras más procesado es el producto, más alta es la calidad; si más viaja el producto, más elaborado es su empaque, más altos serán los costos del acuicultor y más alto será el precio que se pagará por el beneficio. El acuicultor debe tener claro si el mercado quiere y puede pagar por el producto o sí, en efecto, estaría satisfecho con algo simple pero que sí puede pagar.

### 5.2.2 ORIENTACIÓN DEL MERCADO

Los mercados, a menudo, se dividen en sub-mercados con necesidades que varían de unos a otros. Los clientes ricos pueden desear pescados de mejor calidad que los modestos. Los comerciantes que compran para la exportación pueden insistir en ciertas categorías estándar y en entregas regulares, en tanto que los consumidores locales serán menos exigentes.

Los procesadores pueden preferir el pescado ya faenado, listo para procesar, mientras que el consumidor local lo prefiere completo. Los comerciantes pueden comprar a crédito mientras los consumidores lo hacen al contado. Algunos restaurantes prefieren pescado de calidad, entregado a diario; otros están más conscientes de los precios y existen muchos ejemplos más.



Fig. N° 79. Expendio de pescado y mariscos

Si la diferencia en la demanda de los sub-mercados son significativas y éstos son suficientemente grandes, el acuicultor puede ofrecer diferentes tipos de productos para cada sub-grupo o tratar de satisfacer a algunos grupos solamente; por lo tanto, es necesario identificar los distintos sub-mercados.

### 5.2.3 ELECCIÓN DEL MERCADO

Las decisiones en cuanto a la comercialización más importantes son aquellas concernientes a la elección de los mercados y a los tipos y características de productos que van a ser ofertados; todas las otras decisiones se resuelven

recién está comenzando, y tienen que ser reevaluados periódicamente, especialmente si se aprecia que las condiciones han cambiado o se prevé que cambien en el futuro.

### 5.2.4 LOS MERCADOS OBJETIVO

Los mercados objetivos están representados por los grupos de consumidores a los que se desea abastecer. La elección de las especies y de los mercados objetivos está interrelacionados debido a que algunas especies se ajustan más a las necesidades de un mercado en particular. Antes de tomar decisiones, se deben considerar los cuatro factores siguientes: oportunidades que ofrece el mercado, grado de competencia, capacidad del centro de cultivo y ganancias que se puedan obtener.



Fig. N° 80. Competencia de mercado

### 5.2.5. MERCADO INTERNACIONAL

La exportación peruana de conchas de abanico ascendió a US\$ 115.1 millones entre enero y noviembre del 2014, lo que representó un retroceso de 17.4% respecto al mismo período del año pasado (US\$138.3 millones), principalmente por el menor cultivo de este molusco de parte de las empresas, señaló ADEX.

Entre enero y julio del 2014, la oferta exportable de este producto se direccionó a un total de 26 mercados, sumándose a la lista de importadores ya mencionados; Canadá (+268.8%), Países Bajos u Holanda (+131.6 %), [Reino Unido](#) (+34.1%), [Australia](#) (+51.6%), [Chile](#) (+20.6%), [España](#), [Dinamarca](#), [Nueva Zelanda](#), [China](#), entre otros.

*Para la exportación de Conchas de Abanico Congelado al Mercado de Estados Unidos, se le asigna un arancel de ingreso 0%; consignado por el Tratado de Libre Comercio. El costeo de una producción de concha de abanico en presentación congelado IQF, Tallo (musculo aductor) precio de venta en valor FOB – Callao es USD 8.22 (1kg). Precio CIF (referencia EEUU) es de 1 Kg: \$8.86 USD*



Tabla N° 12 Principales empresas exportadoras-2015

PERU:PRINCIPALES EMPRESAS EXPORTADORAS		
Empresa	%Var	%Part.
	14-13	14
CORPORACION REFRIGERADOS INY SA	-20%	16%
SEAFROST S.A.C.	1%	14%
INVERSIONES PRISCO S.A.C.	-49%	9%
ACUACULTURA Y PESCA S.A.C	-35%	7%
PRODUCTORA ANDINA DE CONGELADOS S	3%	7%
PESQUERA SAN SIMONE SOCIEDAD ANON	-28%	6%
PESQUERA EXALMAR S.A.A.	1297%	4%
SEACORP PERU S.A.C	47%	4%
NEGOCIOS DE DISTRIBUCION Y EXPORT...	-34%	3%
Otras Empresas (42)	--	27%
Fuente: SUNAT		

### Mercados

Francia es el principal importador de conchas de abanico al sumar US\$ 50.6 millones con un crecimiento de 9.8% entre enero y noviembre del 2014, respecto al periodo similar en el 2013 (US\$ 46 millones), desplazando de esta manera a Estados Unidos que sufrió una caída de 59% cerrando en US\$ 21.9 millones.

Tabla N° 13 PRINCIPALES MERCADOS

Mercado	%Var	%Part.	FOB-14
	14-13	14	(miles US\$)
Francia	2%	42%	50,919.77
Estados Unidos	-61%	21%	25,704.60
Bélgica	10%	11%	13,649.06
Italia	34%	5%	6,009.68
Canadá	40%	5%	5,707.90
Países Bajos	-7%	3%	3,801.89
España	24%	3%	3,126.93
Reino Unido	31%	2%	2,559.55
Chile	4%	2%	2,444.43
Otros Países (21)	--	6%	7,815.21
Fuente: SUNAT (Elaboración Propia)			

La caída de 59% a Estados Unidos es porque ese mercado se abasteció en el 2013 con una cantidad record de conchas de abanico, quedando sobre abastecido en los primeros meses del 2014. Bélgica, el tercer destino, reportó US\$ 13.2 millones. LE

sigue Canadá (US\$ 5.6 millones), Italia (US\$ 5.1 millones), Países Bajos (US\$ 4 millones), España, Reino Unido y Chile.

Son mercados potenciales China y Rusia, que ofrecen grandes posibilidades de negocios, subrayó ADEX. Las principales empresas exportadoras de conchas de abanico durante el periodo señalado son Inversiones Prisco, Corporación Refrigerados INY, Seafrost, Acuacultura y Pesca, Pesquera San Simone y Pesquera Exalmar.

PRINCIPALES 10 PAÍSES EXPORTADORES				
Nº	País	%Var 12-11	%Part	Total Exp.
				2012 (millon US\$)
1	China	-9%	26%	231.37
2	Estados Unidos	34%	19%	115.24
3	Canadá	-6%	9%	81.01
4	Perú	-44%	9%	135.14
5	Reino Unido	-18%	7%	68.11
6	Argentina	-34%	6%	78.58
7	Bélgica	-47%	5%	72.77
8	Japón	-79%	4%	137.6
9	Hong Kong	55%	3%	17.55
10	Francia	10%	2%	15.57
11	Otros Países (65)	-36%	10%	129.62
Fuente: COMTRADE				

Tabla N° 14, Países exportadores 2015



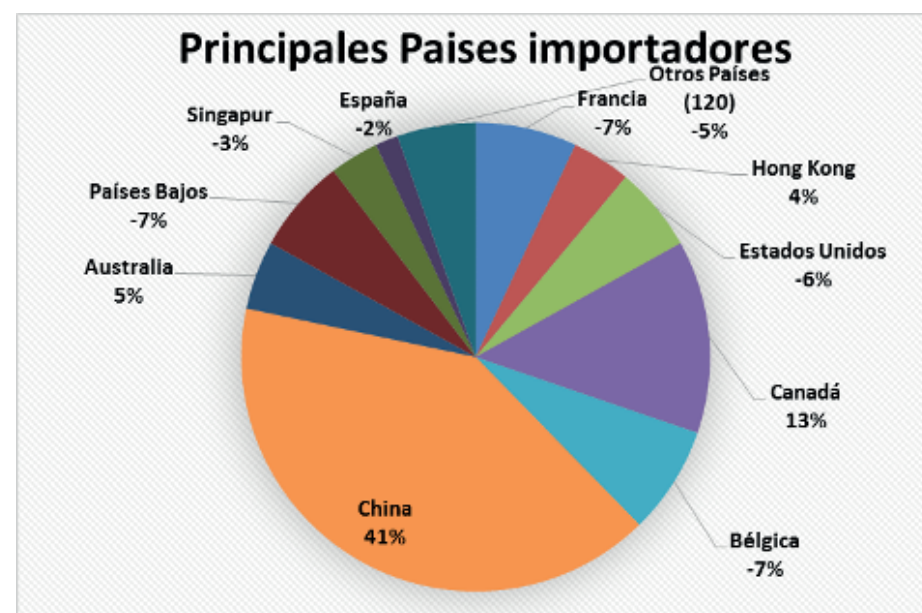
Gráfico N° 04 Principales países exportadores de conchas de abanico 2015

Tabla N° 15 PRINCIPALES 10 PAÍSES IMPORTADORES

Nº	País	%Var	%Part	Total Imp.
		12-nov	12-nov	2012 (millon US\$)
1	Francia	-31%	21%	325.67
2	Hong Kong	18%	20%	173.58
3	Estados Unidos	-26%	18%	249.96
4	Canadá	59%	6%	42.25
5	Bélgica	-33%	5%	78.75
6	China	180%	5%	18.28
7	Australia	21%	5%	39.05
8	Países Bajos	-29%	2%	36.27
9	Singapur	-15%	2%	29.76
10	España	-7%	2%	24.7
11	Otros Países (120)	-24%	13%	180.25

Fuente: COMTRADE  
(Elaboración Propia)

Grafico N° 05 Principales países importadores. (Elaboración propia) Fuente: COMTRADE



### 5.2.6. CÓMO VENDER MI COSECHA

Una buena gestión de la comercialización de la concha de abanico, implica conocer los lugares de venta, los canales de comercialización, presentación del producto y precios del producto.

### 5.2.7. LUGARES DE VENTA



Fig. N° 81. Lugares de venta

### 5.2.8. CANALES DE COMERCIALIZACIÓN

Los canales de comercialización del producto de cultivo son las vías que permiten que llegue desde centro de cultivo hasta los consumidores. Estos canales pueden ser:

1. **Canal directo:** es cuando el producto pasa del productor (acuicultor) al consumidor, sin la intervención de una tercera persona o entidad mercantil. Por consiguiente, el productor vende directamente ya sea en su unidad productiva o en el mercado.
2. **Canal indirecto:** es cuando el molusco pasa al consumidor a través de una tercera persona o entidad; puede tratarse de un minorista, de un



mayorista y un minorista (o varios minoristas), o de un distribuidor y uno o varios minoristas.

### 5.2.9. ESTRATEGIAS DE VENTA

Para lograr un mejor precio de nuestros productos debemos tener en cuenta las siguientes estrategias de venta:

- **Cuidar la calidad**, las exigencias sobre la calidad varía según el mercado destino, el poder adquisitivo de los consumidores, así como de la forma en que son presentados. Se deben sacar al mercado concha de abanico de buena calidad, presenten el mejor color, limpios y sin malos olores ni sabores extraños.
- **Presentando en diversas presentaciones**, como media valva, talo coral, coral refrigerado, congelado.
- **Incentivando la demanda** por medio de propagandas que pueden ser por radio, periódicos, afiches, revistas, etc.
- **Difundiendo las bondades** de la calidad de la concha de abanico



Fig. N° 82. Diversas presentaciones de venta de la concha de abanico (Elaboracion Propia)

## 5.3. PRODUCCIÓN NACIONAL

### 5.3.1. Distribución de las concesiones en el Perú

Las mayores producciones de “Concha de abanico” *Argopecten purpuratus* vienen principalmente de la regiones de Piura, Ancash y Ica (Tabla N°:16), y en estos últimos años ha ido en crecimiento por la gran aceptación en el mercado internacional.

Tabla N° 16 Derechos y concesiones para el cultivo de Concha de abanico-2015

ESPECIE	REGION	TIPO DE DERECHO	TIPO DESARROLLO	N° unid
CONCHA DE ABANICO	ANCASH	AUTORIZACION	REPOBLAMIENTO	15
		CONCESION	CAPTAJE	1
			MAYOR ESCALA	36
			MENOR ESCALA	17
	Sub Total Region ANCASH			69
	AREQUIPA	CONCESION	MENOR ESCALA	1
	Sub Total Region AREQUIPA			1
	CALLAO	AUTORIZACION	REPOBLAMIENTO	2
	Sub Total Region CALLAO			2
	ICA	CONCESION	MAYOR ESCALA	5
			MENOR ESCALA	11
		CONCESION	AREAS NATURALES	27
	Sub Total Region ICA			43
	LA LIBERTAD	AUTORIZACION	PRODUCCION DE	1
		CONCESION	MAYOR ESCALA	2
			MENOR ESCALA	1
	Sub Total Region LA LIBERTAD			4
	MOQUEGUA	CONCESION	MENOR ESCALA	1
	Sub Total Region MOQUEGUA			1
	PIURA	AUTORIZACION	MENOR ESCALA/PRODUCCION DE SEMILLA	3
			PRODUCCION DE SEMILLA	1
			REPOBLAMIENTO	158
		CONCESION	MAYOR ESCALA	22
	Sub Total Region PIURA			184
	TUMBES	CONCESION	MENOR ESCALA	1
	Sub Total Region TUMBES			1
Total de consecciones/derecho año 2015				305

Fuente Produce, Elaboracion Propia

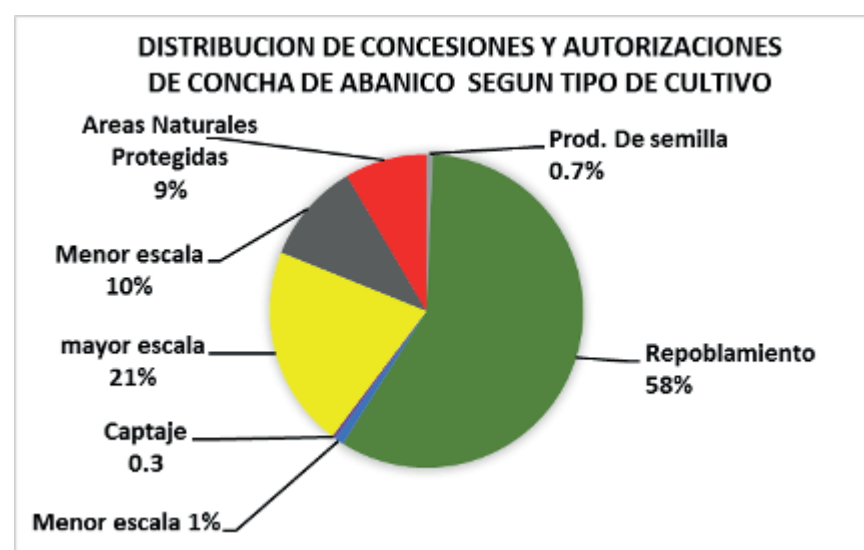


Gráfico N° 06 Distribución de concesiones y autorizaciones de concha de abanico.  
Fuente: Produce, Elaboración: Propia

### 5.3.2. COSECHA ANUAL DE CONCHA DE ABANICO EN EL PERU

El siguiente cuadro muestra la información de la producción durante el año 2012, en las principales regiones del Perú, en el cual se deduce que la Región Piura tiene la mayor participación en la producción de concha de abanico con un 34.32%, La Región Ancash con 34.81% y la Región Ica con 0.87% de la producción de concha de abanico.

Tabla N° 17 Cosecha anual en TM de concha de abanico del 2005- 2013

REGION	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013
Piura	1,949.13	1,678.72	1,409.48	1,847.23	3,967.24	44,581.08	41,038.82	15,940.03	<b>45,284.53</b>
Ancash	8,986.38	10,357.56	16,975.19	12,936.50	12,003.50	12,555.22	11,031.69	8,626.51	
Ica	130.06	300.66	132.85	18	76.68	963.8	142.25	215.19	
Otros	0	0.06	0.48	0.27	0	0.9	0	0	
<b>TOTALES</b>	<b>11,065.57</b>	<b>12,337.00</b>	<b>18,518.00</b>	<b>14,802.00</b>	<b>16,047.42</b>	<b>58,101.00</b>	<b>52,212.76</b>	<b>24,781.73</b>	<b>45,284.53</b>

Fuente: Produce, Elaboración: Propia

De acuerdo a la tabla N° 17, La producción de concha de abanico a través de los últimos años (periodo del 2005 al 2013) ha ido incrementándose significativamente a excepción del año 2012 (en ese año la producción de conchas de abanico sufrió las consecuencias de la marea roja), en dicho año la distribución de la cosecha fue determinada principalmente por las regiones de Piura con 15,940.03 TM, Ancash con 8,626.51TM y la Región Ica con una participación de 215.19TM, totalizando en el año 2012, la cantidad de 24,781.73 TM de producción de concha abanico. Se estima que la tendencia a un constante crecimiento continuará, tomando en cuenta además las condiciones del mercado nacional e internacional, con lo que se

concluye que la producción anual de concha de abanico en los siguientes años seguirá incrementándose en forma significativa

### Cosecha de concha de abanico: enero setiembre 2013

En el periodo de enero a setiembre del 2013, se cosecho 45,284.53 Tm de concha de abanico, reflejando en el cuadro que el mes de mayo presento el índice inferior de 2, 141,76 Tm, así mismo la cifra superior fue en el mes de setiembre con 11,242.23 tm de concha de abanico.

Tabla N° 18 Cosecha de concha de abanico periodo enero – setiembre 2013

Especie	
Concha de Abanico	
Mes	TM
<b>ENE</b>	3,292.24
<b>FEB</b>	3,786.52
<b>MAR</b>	4,011.78
<b>ABR</b>	5,173.10
<b>MAY</b>	2,141.76
<b>JUN</b>	4,471.80
<b>JUL</b>	4,674.23
<b>AGO</b>	6,490.87
<b>SET</b>	11,242.23
<b>TOTAL</b>	<b>45,284.53</b>

Fuente: Produce, Elaboración: Propia

Actualmente, 26 de las 44 empresas mencionadas desarrollan sus actividades en la Región Ancash, abarcando 1 662,8 ha; seguida de la Región Ica, donde 18 empresas desarrollan cultivos en 136.8 ha; y la Región Piura, con 8 empresas que desarrollan sus actividades en 787,6 ha. La mayor parte de estas empresas trabajan a mayor escala; sin embargo, en Ica existe un número significativo de empresas que trabajan a menor escala



## GLOSARIO

**Algas:** plantas acuáticas que se reproducen por esporas.

**Acuicultura:** Conjunto de actividades encaminadas al cultivo de especies acuáticas.

**Altura de la** distancia: en línea recta desde el umbo hasta el margen ventral de la concha

**Aurícula** proyección auriculada o alada en la charnela de la vieira (puede referirse a la cámara del corazón que recibe la sangre del resto del cuerpo)

**Autoridad competente:** Servicio Nacional de Sanidad Pesquera-SANIPES

**Alcalinidad:** Propiedad de las sustancias químicas capaces de ceder iones ( $\text{OH}^-$ ) cuando están en disolución acuosa.

**Amoníaco:** Compuesto de nitrógeno e hidrógeno de fórmula  $\text{NH}_3$ . En condiciones ambientales es un gas de olor irritante, soluble en el agua y fácilmente licuable.

**Axénico:** cultivo de especies en condiciones de esterilidad

**Altura de la concha:** distancia en línea recta desde el umbo hasta el margen ventral de la concha

**Biso:** filamentos que los bivalvos utilizan para adherirse a un sustrato

**Bivalvo:** molusco pelecípodo con concha de dos valvas unidas por una charnela

**Biología:** Ciencia que estudia los seres vivos y los fenómenos vitales en todos sus aspectos.

**Biotoxinas Marinas:** Las sustancias tóxicas acumuladas en los moluscos bivalvos por ingestión de plancton que contenga dichas toxinas.

**Branquia:** apéndice en forma de hoja que sirve para la respiración y filtración de alimentos en el agua (también llamado ctenidio)

**Bolsa colectora:** Sistema de crecimiento que se utiliza para la fijación larval mediante el proceso de captación de semilla por medio natural

**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

**Ctenidios:** apéndices en forma de hoja que respiran y filtran alimentos en el agua (también se utiliza el término «branquias»)

**Cuerpo polar:** células diminutas liberadas durante la división meiótica del óvulo después de la penetración del espermatozoide. Contienen el exceso de material cromosómico para formar un óvulo haploide

**Charnela:** zona dorsal de la concha de los bivalvos donde se unen las dos valvas

**Detrito:** material orgánico procedente de la descomposición de restos animales o vegetales

**Diatomea:** alga unicelular bacilariofícea; las células están encerradas en un

**Cosecha:** Conjunto de individuos de una especie acuática recogido del medio natural o de la instalación de cultivo para su venta.

**Chululos:** Sistema de crecimiento utilizado para la etapa de Fijación Larval

**Densidad:** Medida total de una cantidad por unidad de espacio. Masa de una sustancia por unidad de volumen. Número de ejemplares por unidad de área.

**Depredador:** Animal que ataca y mata a otros para procurarse alimento.

**Endémicos:** Propio u original de una región. Proceso infeccioso o parasitario que se mantiene permanente en un área o región geográfica con índices estables.

**Especie:** Nivel taxonómico fundamental. Grupo de individuos, vegetales o animales, que se reproducen entre sí y tienen un origen común.

**E. coli:** Coliformes fecales que también forman indol a partir de triptófano a  $44^\circ\text{C} + 0,2^\circ\text{C}$  en 24 horas.

**Fitoplancton:** Plancton formado por vegetales, principalmente algas microscópicas.

**Fotosíntesis:** Síntesis de azúcares realizada en presencia de luz en las células que tienen clorofila a partir del anhídrido carbónico y agua.

**Género:** En biología, categoría taxonómica que incluye una o varias especies con características fundamentales comunes.

**Hábitat:** Lugar donde vive un organismo. Por extensión, lugares donde viven los individuos de una especie, género, etc.

**Higiene:** En acuicultura, conjunto de actividades realizadas con el fin de conservar la salud de los animales cultivados o estabulados.

**Infección:** Estado patológico en un organismo provocado por la contaminación de un agente patógeno. Entrada, desarrollo y multiplicación de agentes patógenos en el organismo que provocan en éste una reacción morbosa, perceptible o no.

**Larva:** Fase del ciclo vital de numerosos animales que, tras sufrir cambios morfológicos más o menos profundos, se transforman en adultos.

**Lote:** La cantidad de moluscos bivalvos vivos manipulados en un centro de expedición, tratados en una estación depuradora o transformados en un establecimiento autorizado, destinados a uno o varios clientes

**Linterna:** Sistema de crecimiento donde se colocan o siembran las moluscos bivalvos durante un periodo de tiempo.

**Long line:** Denominación a la técnica de cultivo suspendido, estructura de forma trapezoidal conformado por la línea madre(cabo de polipropileno), que se encuentra suspendida gracias a una sistema de flotación y sujeta a un sistema de anclajes.

**Metabolismo.** Proceso del organismo que incluye digestión, respiración y síntesis de moléculas y estructuras químicas. Comprende el anabolismo y catabolismo.

**Muestreo.** Operación de separar un número previo fijado de muestras de un lote, comunidad, población, etc., con el fin de obtener unos resultados analíticos fiables, representativos del conjunto.

**Talla comercial.** En acuicultura, talla que los animales han de adquirir para su venta. Frecuentemente, aunque no siempre, coincide con la talla mínima legalmente autorizada.

## BIBLIOGRAFÍA

Guillard & Ryther (1962) Growth media – marine. Pág. 45, tomado de J. r. Stein, Ed. Handbook of phycological methods. I. Culture methods and growth measurements. Universidad de Cambridge.

McLachlan, J. (1973) Growth media – marine. Pág. 25-51, tomado de J. r. Stein, Ed. Handbook of phycological methods. I. Culture methods and growth measurements. Universidad de Cambridge.

Nichols, H. (1973) Growth media – fresh water . Pág. 7-23, tomado de J. r. Stein, Ed. Handbook of phycological methods. I. Culture methods and growth measurements. Universidad de Cambridge.

Stein, J. (1973) Handbook of phycological methods. Culture methods and growth measurements. Universidad de Cambridge.

Toro J. M. Montoya, V. Martínez, D. Gutiérrez y A.Vergara. 2010. Consecuencias de la autofecundación sobre la tasa de crecimiento y supervivencia de *Argopecten purpuratus*. Arch Med Vet 42, 63-70.

Avendaño M., Cantillanez M., Le Pennec M., Lodeiros C. & Freitas L. 2001. Cultivo de pectínidos de Iberoamericanos en suspensión. En: A.N. Maeda Martínez (Ed.): Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Cap.10: 193-211.

Alamo V. & Valdivieso V. 1997. Lista Sistemática de Moluscos Marinos del Perú. 2da. Edición, Publicación Especial. Inst. Mar Callao-Perú.

Wolff M. 1985. Abundancia masiva y crecimiento de pre-adultos de la concha de abanico peruana (*Argopecten purpuratus*) en la zona de Pisco bajo condiciones de "El Niño" 1983. pp. 87-90. En: Arntz, W., A. Landa y J. Tarazona (eds.). "El Niño" y su impacto en la fauna marina. Bol. Inst. Mar Perú - Callao, Vol. Ext

Aguilar S. & Mendo J. 2002. Análisis de la comunidad asociada a bolsas colectoras de concha de abanico *Argopecten purpuratus* en la Bahía Independencia. En: Mendo, J. & M. Wolff. (Eds.). Memorias I Jornada Científica. Bases Ecológicas y Socioeconómicas para el Manejo de los Recursos Vivos de la Reserva Nacional de Paracas. 33-36 pp.

Aguilar M. & Stotz W. 2000. Settlement sites of juveniles of scallop *Argopecten purpuratus* (Lamarck 1819) in the subtidal zone at Puerto Aldea, Tongoy Bay, Chile. J. Shellfish Res. 19: 749-755.

Paredes C., Tarazona J., Canahuire E., Romero L. & Cornejo O. 1988. Invertebrados Macro-Bentónicos del área de Pisco, Perú. En: Salzwedel H. & Landa



A. (Eds.). Recursos y dinámica del ecosistema del afloramiento peruano. Bol. Inst. Mar Perú Callao Vol. Extraor.: 121-132.

Cardoso F. & Tarazona J. 1999. Invertebrados del intermareal rocoso del departamento de Lima, Perú: una lista comentada de especies. Rev. Per. Biol. 6(1): 143-151.

Perea M., Ballesteros M. & Turo X. 1990. Estudio de los organismos epibióntes en un cultivo de bivalvos marinos en el delta del Ebro. Cahiers de Biologie Marine. 31: 385-399.

Romero L., Paredes C. & Chavez R. 1988. Estructura de la macrofauna asociada a los rizoides de *Lessonia* sp. (Laminariales, Phaeophyta). En: Salzwedel H. & Landa A. (Eds). Recursos y Dinámica del Ecosistema de Afloramiento Peruano. Bol. Inst. Mar Perú Callao. Vol. Extraor.: 133-139. Ross K.A.,

Uribe E., Lodeiros C., Felix-Pico E. & Etchepare I. 2001. Epibiontes en pectínidos de Iberoamerica. En: MaedaMartínez A.N. (Ed.): Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura. Cap.13: 249-266.

## FORMATOS

FORMATO MBPD- 01

CONTROL DE TEMPERATURA DE LOS MOLUSCOS BIVALVOS EN LA OPERACIÓN DE  
DESCARGA

Nº	Fecha	Hora	Temperatura (°C)	Observaciones
01				
02				
03				
04				
05				
06				
07				
08				
09				
10				

OBSERVACIONES: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
Responsable del Control

\_\_\_\_\_  
Responsable del Área

FORMATO MPHS-02

CONTROL DE SANEAMIENTO DE INSTALACIONES

Hora: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

INSTALACIONES	S	NS	OBSERVACIONES
Plataforma de descarga			
Servicios higiénicos químicos			
Bomba de agua			
Limpieza de alrededores			
Lavatorio de manos			
Pediluvio móviles			
Limpieza del Toldo			
Ingreso de transporte			

S: SATISFACTORIO                      NS: NO SATISFACTORIO

\_\_\_\_\_  
Responsable del Control

\_\_\_\_\_  
Responsable del Área



FORMATO MPHS-03

CONTROL DE LA DESINFECCIÓN DEL AREAS

Fecha	Área o zona a tratar	Nombre del producto	Dosificación	Metodología de aplicación

Responsable del Control

Responsable del Área

FORMATO MPHS-04

CONTROL DE SANEAMIENTO DEL AGUA

Fecha	Hora	Áreas	Concentración de cloro (ppm)	Firma

Responsable del Control

Responsable del Área

FORMATO MPHS-05

CONTROL DE RECOLECCIÓN Y EVACUACIÓN DE RESIDUOS SÓLIDOS

Hora:

Fecha:

MUELLE	S	NS	OBSERVACIONES
Plataforma de descarga			
Vías de ingreso al desembarcadero			
Servicios higiénicos			

S: SATISFACTORIO  
NS: NO SATISFACTORIO

Responsable del Control

Responsable del área

FORMATO MPHS-06  
CONTROL DE INDUMENTARIA, HIGIENE Y SALUD DEL PERSONAL ENCARGADO DE LA DESCARGA DE MOLUSCOS BIVALVOS

FECHA:

HORA:

Nombres y Apellidos	Uniforme completo		Uniforme limpio		Botas L/D		Buenos S/R		Buenos S/D		Conducta Sanitaria		Observaciones/Acciones Correctivas
	C	NC	C	NC	C	NC	C	NC	C	NC	C	NC	

C: conforme  
BOTAS L/D: botas lavadas y desinfectadas

NC: no conforme

CONDUCTA SANITARIA: Uñas limpias, rostro rasurado o cubierto, sin anillos u otros accesorios.  
BUENOS S/D: síntomas dermatológicos

BUENOS S/R: síntomas respiratorios

Responsable del Control

Responsable del Área



FORMATO MPHS-07

CONTROL DEL MATERIAL DE TRABAJO DEL PERSONAL

HORA: \_\_\_\_\_ FECHA: \_\_\_\_\_

MATERIALES Y EQUIPO DEL PERSONAL	S	NS	OBSERVACIONES
Escobas			
Recipientes de Residuos			
Parihuelas			
Del Transporte			

S: Satisfactorio  
NS: No satisfactorio

\_\_\_\_\_  
Responsable del Control

\_\_\_\_\_  
Responsable del Área

FORMATOS MPHS-08

CONTROL DE CAPACITACIÓN DEL PERSONAL

Fecha: \_\_\_\_\_ Hora inicio: \_\_\_\_\_ Hora final: \_\_\_\_\_

Capacitador: \_\_\_\_\_

Tema de capacitación: \_\_\_\_\_

PERSONAL CAPACITADO:

Nº	NOMBRES	APELLIDOS	FIRMA
01			
02			
03			
04			
05			
06			
07			
08			
09			
10			
11			
12			

Observaciones: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
Capacitador

\_\_\_\_\_  
Responsable del Área

FORMATO MPHS-09

CONTROL DE PLAGAS: ROEDORES

Responsable: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Dosis Utilizada: \_\_\_\_\_ Producto Utilizado: \_\_\_\_\_

CEBADERO	C	NC	OBSERVACIONES
01			
02			
03			
04			
05			

C: Consumió

NC: No Consumió

\_\_\_\_\_

Responsable del Control

\_\_\_\_\_

Responsable del Área

FORMATO MPHS-010

Registro de Inspección y Verificación de Control de Plagas

Fecha de Inspección: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

Presencia de Roedores			
Indicios	Presencia	Ausencia	Observaciones/Ubicación
Heces, orines			
Pdtos. roídos y/o masticados			
Pelos			
Acciones a tomar: _____			
_____			
Presencia de Insectos			
Indicios	Presencia	Ausencia	Observaciones/Ubicación
Heces			
Insectos vivos			
Insectos muertos			
Tela de araña, Huevos y/o larvas			
Acciones a tomar: _____			
_____			
Presencia de Aves			
Indicios	Presencia	Ausencia	Observaciones/Ubicación
Heces			
Plumas			
Acciones a tomar: _____			
_____			

\_\_\_\_\_

Responsable del Control

\_\_\_\_\_

Responsable del Área



FORMATO PHS-011

CONTROL DE LIMPIEZA Y CONDICIÓN HIGIÉNICA DEL TRANSPORTE

Fecha: \_\_\_\_\_

Tipo de Vehículo:

- Termoking: ☐
- Isotérmico: ☐

Condición del Vehículo:

- Propio: ☐
- Alquilado: ☐

Datos Generales:

Nombre \_\_\_\_\_ del \_\_\_\_\_ Conductor: \_\_\_\_\_

N° Brevete: \_\_\_\_\_ N° \_\_\_\_\_

Placa: \_\_\_\_\_

Condición Higiénica de la Cámara de Transporte:

Muy Bueno ☐ Bueno ☐ Regular ☐ Aceptable ☐

Condición Física del Producto:

Muy Bueno ☐ Bueno ☐ Regular ☐ Aceptable ☐

Condición Física del Contenedor:

Malla/Saco ☐ Caja de plástico: ☐ Otro: \_\_\_\_\_

Muy Bueno: ☐ Bueno: ☐ Regular: ☐

N° contenedores a transportar: \_\_\_\_\_

Condición Higiénica y de Salud del Manipulador:

Muy Bueno ☐ Bueno ☐ Regular ☐ Aceptable ☐

OBSERVACIONES:

\_\_\_\_\_

Nota: Marcar con aspa en los recuadros

\_\_\_\_\_

Responsable del Control

\_\_\_\_\_

Responsable del Área

FORMATO MPHS-012

CONTROL DE EVACUACION DE RESIDUOS LÍQUIDOS Y SÓLIDOS ORGÁNICOS DE LOS SERVICIOS HIGIÉNICOS

Nº	Fecha	Hora	Residuo líquido orgánico	Residuo sólido orgánico	Observaciones
01					
02					
03					
04					
05					
06					
07					
08					
09					
10					
11					
12					

Observaciones: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Responsable del Control

\_\_\_\_\_

Responsable del Área

### REGISTRO DE EQUIPOS DE MEDICIÓN

#### FORMATO MPHS- 013

EQUIPO O INSTRUMENTO	CÓDIGO	FECHA DE CALIBRACIÓN	FECHA DE PROXIMA CALIBRACIÓN	PATRON UTILIZADO	EMPRESA	VºBº

Observaciones: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
Responsable del Control

\_\_\_\_\_  
Responsable del Área