



Universidad Nacional  
**SAN LUIS GONZAGA**



### **Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional**

Esta licencia es la más restrictiva de las seis licencias principales Creative Commons, permitiendo a otras solo descargar sus obras y compartirlas con otras siempre y cuando den crédito, pero no pueden cambiarlas de forma alguna ni usarlas de forma comercial.

<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0>



UNIVERSIDAD NACIONAL SAN LUIS GONZAGA  
EVALUACION DE ORIGINALIDAD

CONSTANCIA

El que suscribe, deja constancia que se ha realizado el análisis con el software de verificación de similitud al documento cuyo título es:

**TECNOLOGIAS DE CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO  
(Argopecten purpuratus) EMPLEADAS EN EL PERU**

Presentado por:

**CAROLINE ROCIO, AQUIJE MUÑOZ**

**Bachiller** del nivel **PREGRADO** de la Facultad de Ingeniería Pesquera y de Alimentos. El resultado obtenido es **17 % de porcentaje de similitud** por el cual se otorga el calificativo de:

**APROBADO**

Se adjunta al presente el reporte de evaluación con el software de verificación de originalidad.

Observaciones:

**APROBADO OBTUVO EL 17% (MENOR AL 20% REQUERIDO)**

Ica, **16** de julio de 2021

JUAN MARINO ALVA FAJARDO  
DIRECTOR DE UNIDAD DE INVESTIGACION  
FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA Y DE  
ALIMENTOS

**UNIVERSIDAD NACIONAL “SAN LUIS GONZAGA”**

**FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA Y DE ALIMENTOS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA PESQUERA**



TEMA:

**TECNOLOGIAS DE CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO  
(*Argopecten purpuratus*) EMPLEADAS EN EL PERÚ EN LA  
ACTUALIDAD**

**INVESTIGACIÓN MONOGRAFICA PARA OBTENER  
EL TITULO DE INGENIERO PESQUERO  
POR LA MODALIDAD DE SUFICIENCIA ACADÉMICA**

**BACH. CAROLINE ROCIO AQUIJE MUÑOZ**

**PISCO-2021**

## **DEDICATORIA**

Este trabajo se lo dedico a mi madre, que es la persona a la que le debo todo, por su amor incondicional y gran esfuerzo para convertirme en una profesional, pero sobre todo en un buen ser humano, a mis abuelos por su amor y guía a lo largo de mi vida y a Dios que siempre está a mi lado y en quien confié de forma incondicional.

## INDICE

	<b>Pág.</b>
I.- INTRODUCCIÓN	6
II.- OBJETIVOS	7
III.- MARCO TEÓRICO	8
3.1.- CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	8
3.2.- MORFOLOGÍA	8
3.2.1.- Morfología Externa	8
3.2.2.- Morfología Interna	9
3.3.- HABITAD	10
3.3.1.- Condiciones Ambientales	10
3.4.- DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	10
3.5.- ALIMENTACIÓN	12
3.6.- REPRODUCCIÓN	12
3.7.- DESARROLLO LARVAL Y POST LARVAL DE LA CONCHA DE ABANICO	12
IV.- MARICULTURA	13
4.1.- DEFINICIÓN	13
4.2.- BENEFICIOS DE MARICULTURA	13-14
V.- DESARROLLO DEL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO EN EL PAÍS	14-18
5.1.- VENTAJAS DEL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO	18-19
VI.- CONDICIONES Y ÁREAS PARA EL DESARROLLO DEL CULTIVO DE LA CONCHA DE ABANICO	19
6.1.- FACTORES OCEANOGRÁFICOS:	19
6.1.1.- Protección de la zona	19
6.1.2.- Fondo de la zona	20
6.1.3.- Batimetría	20
6.1.4.- Corrientes Marinas	21
6.1.5.- Mareas	21
6.1.6.- Oleaje	21
6.1.7.- Parámetros de cultivo	21
6.2.- FACTORES BIÓTICOS	22
6.2.1.- Productividad Primaria	22

6.2.2.- Ocurrencias de floraciones algales nocivas	23
6.2.3.- Presencia de depredadores	23
6.2.4.- Presencia de enfermedades endémicas, parásitos e incrustantes (“biofouling”)	24
6.3.- ANTECEDENTES DE LA ZONA	24
6.4.- ÁREAS O INFRAESTRUCTURAS NECESARIAS EN UN CENTRO DE CULTIVO	24
6.4.1.- Zona de cultivo de larvas	24
6.4.2.- Zona de cultivo de microalgas	25
6.4.3.- Área de almacenamiento	26
6.4.4.- Áreas e infraestructuras complementarias	26-27
6.5.- SERVICIOS COMPLEMENTARIOS:	28
6.5.1.- Vías de acceso	28
6.5.2.- Cercanía a la materia prima (semillas)	28
6.5.3.- Cercanía a poblaciones	28
6.5.4.- Disponibilidad de servicios públicos	29
VII.- TIPOS DE CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO:	29
7.1.- Cultivo suspendido	29-30
7.1.1.- Infraestructura del cultivo suspendido	30
7.1.1.1.-Línea de cultivo – long line	30
7.1.1.2.- Características de una línea de cultivo	31
7.1.1.3.- Partes de un long line	32-34
7.1.1.4.- Construcción de un long-line Sub-superficial	35-37
7.1.1.5.- Instalación del sistema de cultivo o Long-line	37-39
7.1.2.- Proceso en el cultivo suspendido	40
7.1.2.1.- OBTENCIÓN DE SEMILLAS PARA EL CULTIVO	40-75
7.1.2.2.- DESARROLLO DEL CULTIVO EN LAS LÍNEAS:	75-82
7.1.2.3.- EMBARQUE Y TRANSPORTE DE LA COSECHA	83
7.2.- Cultivo de fondo	84
7.2.1.- Ventajas y desventajas del cultivo de fondo	85
7.2.2.- Obtención de semillas para este tipo de cultivo	85
7.2.3.- Siembra de semilla	85-86
7.2.4.- Cosecha del cultivo	86
VIII.- CONCLUSIONES	87
IX.- BIBLIOGRAFÍA	88-91

## ÍNDICE DE TABLAS

	<b>Pág.</b>
Tabla 1 : <i>Cosecha de Conchas de Abanico procedentes de la acuicultura en el 2006-2015</i> ...	16
Tabla 2: Países a los que Perú exporta de Concha de Abanico .....	17
Tabla 3: Ventajas y Desventajas del Cultivo Suspendido .....	30
Tabla 4: Medio F/2 para 1 litro de agua destilada .....	46
Tabla 5: Preparación de Solución de Metales Trazas.....	46
Tabla 6: Preparación de la Solución de Vitaminas.....	47
Tabla 7: Estado de Madures de la Gónadas.....	56
Tabla 8: Tiempo y Tamaño en cada Estadío Embrionario de <i>A. purpuratus</i> .....	65
Tabla 9: Estadíos Larvarios de <i>A. purpuratus</i> y Tamaño de apertura de malla del tamiz.....	69
Tabla 10: Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo inicial.....	77
Tabla 11: Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo intermedio .....	79
Tabla 12: Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo inicial.....	80
Tabla 13: Ventajas y desventajas del cultivo de fondo... ..	85

## I.- INTRODUCCIÓN

Siendo el cultivo de Concha de Abanico, una actividad que ha genera importantes ingresos para el País a través de la venta y exportación de dicho recurso, y teniendo en cuenta su desarrollo a lo largo del tiempo, el cual en comparación con otros país no ha alcanzado el mismo crecimiento en cuanto a la tecnología de cultivo utilizada, lo cual se ve reflejado en la cantidad producida y exportada de dicho cultivo, a esto se le suma un crecimiento disparejo en cuanto a las tecnologías de cultivo utilizadas en las diferentes zonas de nuestro país, siendo la zona norte la que ha alcanzado más desarrollo, invirtiendo más en áreas como Hatchery o laboratorios de producción microalgas y larvas de Concha de Abanico.

Ante dicha situación se busca un mayor estudio de los métodos de cultivo existentes de Concha de Abanico, la cual debe ser considerada por parte de los inversionistas que pretenden iniciar con dicha actividad, ya que conociendo las tecnologías desarrolladas y disponibles en nuestro país, podrán tomar una mejor decisión en base a información de procedimientos que ya se han llevado a cabo; esto le permitirá al inversionista tener un mejor panorama de los resultados que puede obtener a futuro, si decide optar por determinada infraestructura de cultivo, teniendo en cuenta el cultivo de fondo y cultivo suspendido.

Además de ser muy importante tener conocimiento de los estudios que se deben realizar anteriormente a la zona en la que se pretende establecer el cultivo, cuyos resultados permitan decidir la concesión de determinada área y se produzca un buen desarrollo del cultivo, jugando un papel tan importante como disponibilidad de los materiales, equipos y áreas necesarias para el cultivo. Lo cual en conjunto permitirá iniciar el cultivo de esta especie.

Teniendo en cuenta entonces la importancia de tener en conocimiento dicha tecnología, de modo que esta no sea elegida por el inversionista, solo por los bajos costos que esta represente (cultivo de fondo), sino también por los más altos resultados que esta pueda ofrecer en cuanto a productividad (cultivo suspendido), viéndose reflejado también en el tiempo de cultivo. Y para el caso de los maricultores que ya en encuentren realizando el cultivo de fondo, puedan apuntar sus esfuerzos a llegar a realizar en algún momento el cultivo suspendido, el cual a pesar de requerir mayor inversión al tiempo podrán tener mejores resultados.

## II.- OBJETIVOS

- ✓ Conocer la tecnología de cultivo de Concha de Abanico existente en el país.
- ✓ Describir los métodos de cultivo desarrollados
- ✓ Tomar en cuenta cada etapa del proceso del cultivo de Concha de Abanico.
- ✓ Tener la información necesaria para iniciar y optar por determinado método de cultivo

### III.- MARCO TEÓRICO

#### 3.1.- CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

La Concha de Abanico, una de las especies acuícolas de mayor importancia de nuestro país, se clasifica según Álamo y Valdivieso (1997) de la siguiente manera:

- Filo: Mollusca
- Clase : Bivalvia
- Sub clase : Pteriomorpha
- Familia : Pectinidae
- Género: *Argopecten*
- Especie : *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819)

Nombres comunes con los que también se conoce también mencionados por estos mismos autores son: Concha de Abanico o Señorita en Perú y Ostión del norte en Chile.



Figura N°1.- Concha de abanico

Fuente.- FONDEPES, 2004

#### 3.2.- MORFOLOGÍA

##### 3.2.1.- Morfología Externa

Presentan valvas que tienen una forma orbicular, siendo la derecha más convexa que la izquierda. Las valvas presentan expansiones laterales llamadas "orejas" en la parte anterior existe una muesca con seis dientes. Las valvas poseen radios o líneas de crecimiento en un número de 22 a 25. También se observan líneas concéntricas que vendrían a ser los anillos de crecimiento (Alva et al., 2001).

Puede alcanzar la talla comercial (65 - 70 mm) en un año o año y medio en condiciones normales y en seis meses a un año en condiciones cálidas o eventos "El Niño".

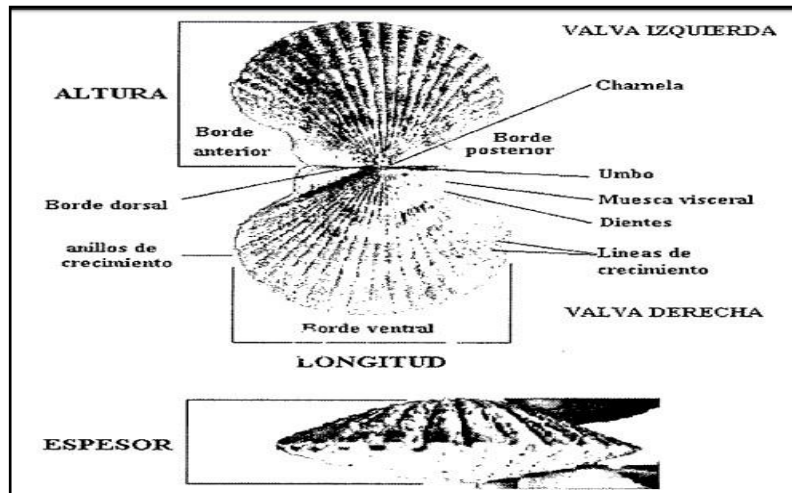


Figura N°2.- Morfología externa de la Concha de Abanico, nótese a la valva izquierda (superior) más convexa que la valva derecha (inferior).

Fuente: Alejos A. (2015).

### 3.2.2.- Morfología Interna

La Concha de Abanico internamente, está compuesta internamente por las siguientes partes:

- El manto: cubre a las partes blandas, consta de dos lóbulos, atravesados por vasos sanguíneos y nervios, su función es táctil y quimiorreceptora
- El pie: es pequeño y rudimentario, sirve para la fijación mediante el biso.
- Branquias: ubicadas a cada lado realizan la respiración y tienen dos láminas branquiales externa e interna cuya función es atrapar el material alimenticio.
- Músculo aductor: posee un solo músculo aductor (carne blanca) está dividido en dos partes, una de fibras estriadas que da impulso a la actividad natatoria y la otra más pequeña de forma elíptica adosada a la primera, cuya función es cerrar las valvas.
- Gónadas: se encuentra adosada al músculo aductor es sacciforme, voluminosa y turgente cuando se encuentra en la plenitud de la madurez, su consistencia, tamaño y coloración varía según la etapa en que se encuentra. La gónada masculina es de color lechoso y gónada femenina de color naranja.
- Sistema Digestivo: el tubo digestivo se inicia en los palpos labiales, que presentan surcos y cilios. El alimento es conducido hacia la boca por el movimiento de los cilios, continúa hacia el esófago donde se mezcla, sigue por el intestino enrollado, por el recto y termina en el ano. (Crisanto V., 2016)



Figura N°3.- Morfología Interna de la Concha de Abanico

Fuente: Mendo et al., 2011

### 3.3.- HABITAD

Es una especie bentónica que habita los fondos arenosos y areno fangosos con presencia de algas y/o conchuela. Vive normalmente en bahías protegidas del oleaje y según su distribución batimétrica, en los bancos naturales se encuentran entre los 10 a 20 metros, pudiendo llegar hasta los 40 metros (Disalvo et al. 1984).

En nuestras aguas se encuentra en la zona litoral hasta los 200 metros de la línea costera, en grupos de 10 a 15 individuos por metro cuadrado (Alejos, A., 2015). Dentro de los bancos naturales *Argopecten purpuratus* se encuentra formando parches nunca uniformemente distribuidos, debido a la diferencia en calidad del sustrato o fondo y a la influencia de los factores oceanográficos (Mendo et al., 2001).

#### 3.3.1.- Condiciones Ambientales

Las condiciones ambientales que necesita la Concha de Abanico para vivir son:

- ✓ Temperatura: este molusco puede vivir tranquilamente con temperaturas que van desde los 13°C a 20°C, puede llegar a soportar extremos de 7° C hasta 28°C.
- ✓ Oxígeno: los tenores de oxígeno son de 0.2 a 8 ml/l.
- ✓ pH: debe estar entre los 6.8 a 7.9
- ✓ Salinidad: la salinidad óptima es de 35 partes por mil

En los extremos de estos rangos sobreviven pero están bordeando los límites del "stress", que de mantenerse por más de 15 días pone en riesgo la vida de los ejemplares. (FONDEPES, 2004)

### 3.4.- DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

Álamo y Valdivieso (1997) mencionan que se distribuye desde Panamá hasta Coquimbo en Chile, mientras que FONDEPES (2004), considera que se encuentra ampliamente distribuida a

lo largo de la costa del Pacífico tropical, encontrándose registros desde Corinto, Nicaragua (12°40' L.N) hasta Valparaíso en el norte de Chile (36°40' L,N).

En Perú los bancos naturales o áreas donde tradicionalmente existe asentamiento de larvas y por lo tanto el reclutamiento de Concha de Abanico de manera intermitente o fluctuante de acuerdo a las condiciones ambientales, se encuentran en la Bahía de Sechura, Isla Lobos de Tierra, Isla Blanca, Bahía de Samanco, Los Chimús, Las Salinas, Guaynuma, Tortugas, Bahía Independencia, Bahía de Paracas, Lagunillas, Isla San Lorenzo, Isla El Frontón, entre otros.

Sin embargo, por la gran productividad que presentan los bancos de Bahía Independencia en la zona de Pisco y de la Bahía de Sechura y Lobos de Tierra en Sechura actualmente son considerados los más importantes en la costa peruana (FAO, 2007). No obstante ante la presencia del fenómeno del Niño esta especie se desarrolla en diversas zonas de nuestro litoral (FONDEPES, 2016)



Figura N°4.-Principales bancos de Concha de Abanico en la costa peruana

Fuente: FAO, 2007

### 3.5.- ALIMENTACIÓN

Estos animales son exclusivamente filtradores, se alimentan filtrando gran cantidad de fitoplancton, en épocas donde el fitoplancton desaparece, casi la totalidad de los moluscos bivalvos migra o muere por inanición. Las especies de las cuales se alimenta está conformada principalmente por microalgas pardas o diatomeas, destacando: *Isochrysis sp.*, *Chaetoceros sp.*, *Skeletonema sp.*, *Navicula sp.*, *Nitzschia sp.*, *Thalassiosira sp.*, *Melosita sp.*, *Cyclotella sp.*, entre otras (Kanagusuku, 2009).

### 3.6.- REPRODUCCIÓN

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). Se reproduce en cualquier época del año, presentando desoves masivos importantes en primavera y en verano, que por su amplitud e intensidad es el más importante. Existe una relación directa entre el desove y la temperatura, observándose que esta influye 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).

### 3.7.- DESARROLLO LARVALY POST LARVAL DE LA CONCHA DE ABANICO

El inicio del ciclo de vida de *A. purpuratus* comienza con la fertilización, considerada como el tiempo "0" de la edad larval (Bellolio et al., 1994). Su desarrollo larval presenta tres estadios planctónicos: trocófora, D-recta y pediveliger. La larva trocófora se forma luego de aproximadamente 12-24 horas post-fecundación (pf) con un tamaño de 60-80  $\mu\text{m}$ . Esta larva se convierte en una D-veliger (de charnela recta) entre 72-96 horas (pf.) y dura aproximadamente entre 15-22 días dependiendo de la temperatura y de la disponibilidad y calidad del alimento ingerido. La cual se transforma en una larva pediveliger desarrollando un pie que le permite adherirse al sustrato (Bellorio et al., 1994; Shumway et al., 2006) en el que se establecen hasta la metamorfosis post-larval. Luego, durante el desarrollo postlarval se forma la valva característica del individuo adulto (Uriarte et al., 2001). La fase juvenil inicia a los 10-15 días

después del asentamiento, con una altura aproximada de 1 mm. Mientras que la fase adulta, con aproximadamente 60 mm, se alcanza después de 180 días (Mendo et al., 2011).

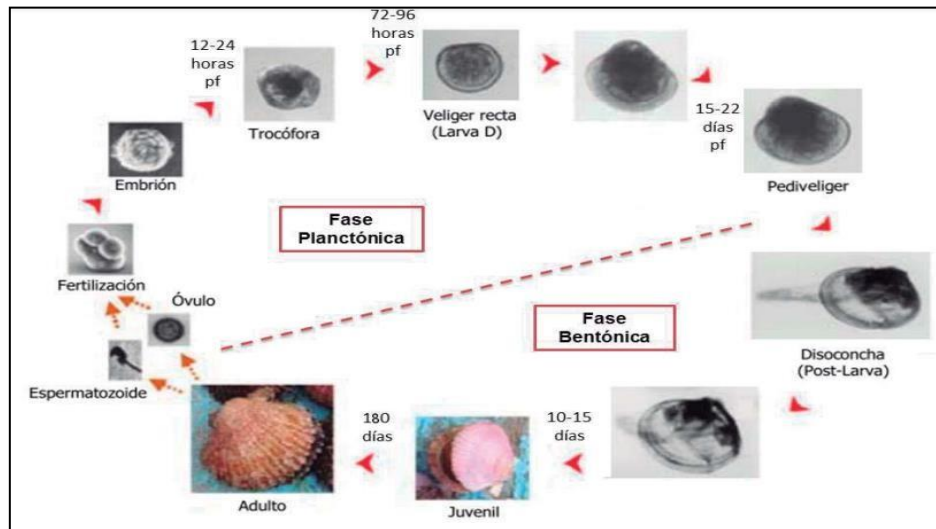


Figura N°5.- Ciclo de vida de *Argopecten purpuratus*

Fuente.- Cueto, R (2016)

#### IV.- MARICULTURA

##### 4.1.- DEFINICIÓN:

Se entiende por maricultura al cultivo de organismos acuáticos en aguas marinas o salobres. Bajo condiciones controladas o semicontroladas.

El cultivo de organismos en el mar se suele complementar con infraestructura en tierra: como hatchery, laboratorios de producción de alimento vivo, etc., para asegurar el abastecimiento de semillas, principalmente.



Figura N° 6.- Maricultura

Fuente: Fondepes, 2004

##### 4.2.- BENEFICIOS DE MARICULTURA:

- ✓ Permite maximizar con economía el uso del recurso (ambiente) acuático.
- ✓ Se produce proteína animal de buena calidad y altos volúmenes a través de la implementación y utilización de tecnologías apropiadas.

- ✓ Permite el aprovechamiento pleno y racional de factores presentes en el medio ambiente donde se lleva a cabo la operación y la intensificación de la producción acuícola a través de altas densidades en la siembra y una óptima alimentación.
- ✓ Algunos cultivos en este medio, no requieren gastar en alimentos artificiales, pues su alimento se encuentra en el ambiente natural en el que se realiza el cultivo.
- ✓ Las heces fecales de las especies y los productos tóxicos salen de las infraestructuras de cultivo por la circulación y flujo de agua.
- ✓ La cosecha de los especies es sencilla y causa poco daño físico a los mismos, con tamaños bastante uniformes. (FONDEPES, 2004)

#### V.- DESARROLLO DEL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO EN EL PAÍS

- ✓ El Ministerio de Pesquería (1984) menciona que los primeros intentos de cultivo de moluscos se dieron en 1971 - 1972 en la zona Punta Ripio de Pisco, ello motivo a que este ente estatal promocionara la actividad de la maricultura. En 1975 la Universidad San Luis Gonzaga de Ica llevó a cabo estudios sobre cultivos de fondo para Concha de Abanico y Almeja, también en Pisco (Ysla et al, 1986).
- ✓ Asentándose a partir de 1980 centros de crianza a nivel artesanal, con utilización del fondo marino e instalaciones tipo corral con cercos de paño.
- ✓ El Ministerio de Pesquería (1992) señala que el cultivo de concha de abanico *A. purpuratus* se inicia de forma intensiva en Bahía Paracas a partir de 1983, otorgándose hasta 1985 un número de 57 concesiones, con un total de 178 hectáreas.
- ✓ En el Perú el cultivo suspendido de la concha de abanico no ha tenido el desarrollo que se ha logrado en Chile, porque se dio mayor énfasis al cultivo de fondo, a pesar de los buenos resultados obtenidos en las primeras experiencias de cultivo suspendido que se realizaron a finales de los setenta. Las actividades de cultivo se intensificaron con posterioridad al fenómeno de El Niño 1982-1983, debido al explosivo incremento poblacional que generó este recurso, y que dio origen a las exportaciones. Sin embargo, el restablecimiento de las factores ambientales normales en 1986, y la sobre explotación del recurso, produjeron la disminución de los bancos naturales y la desaceleración de la inversión en su cultivo. A pesar de ello, esa misma situación de agotamiento condujo a intensificar los esfuerzos para desarrollar el cultivo de este recurso de alto valor comercial.
- ✓ El cultivo de este molusco con el paso del tiempo fue tomando fuerza y aunque son pocas las empresas privadas ligadas a ello, son de gran envergadura, desarrollando la actividad de cultivo suspendido de "Concha de Abanico". El crecimiento de esta actividad se ve

favorecido por las condiciones oceanográficas de nuestra costa que brinda parámetros óptimos para el cultivo de esta especie. (FONDEPES, 2004)

- ✓ Los moluscos son el tercer grupo más importante en términos de producción acuícola mundial. En los últimos años se ha registrado un incremento explosivo en la solicitud de concesiones para el cultivo de “concha de abanico” a lo largo de la costa del Perú.

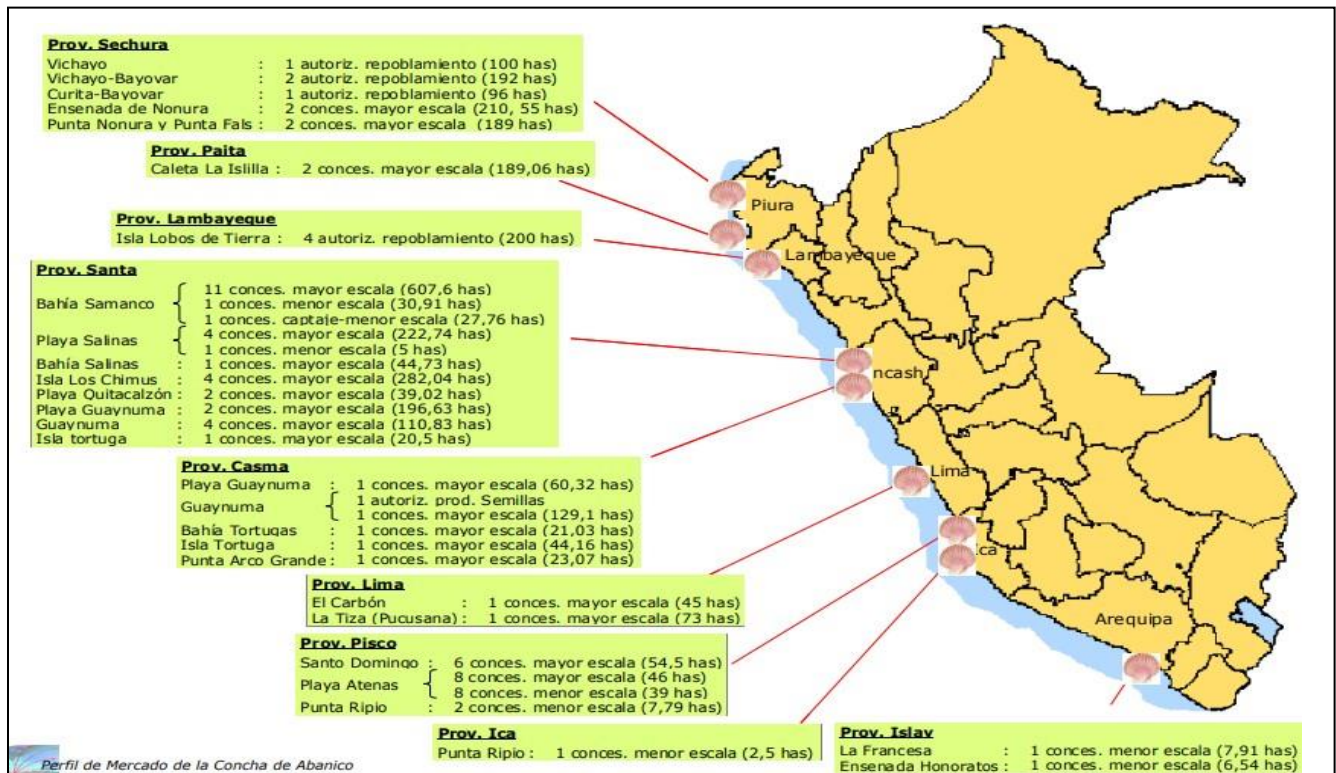


Figura N°7.- Mapa de concesiones y autorizaciones para el cultivo de Concha de Abanico.

Fuente: MINCETUR, 2004.

- ✓ En la última década el cultivo de Concha de Abanico se ha convertido en una importante actividad económica a lo largo de la costa peruana, y viene siendo practicada por empresas y asociaciones de pescadores artesanales. Las principales zonas de cultivo se encuentran en Ancash, Piura, Ica y Lima.
- ✓ La demanda de concha de abanico en el mercado nacional es muy poca cuando se compara con el mercado internacional, donde los principales países a los cuales se exporta dicho producto son: Francia y Estados Unidos y solo una pequeña parte se queda en nuestro país (Kanagusuku, 2009).
- ✓ Los beneficios de este cultivo se han dado principalmente en el contexto social y económico. En la parte cultural se ha presentado un cambio significativo, en el caso de los pescadores artesanales, quienes hace algunos años veían este cultivo como una amenaza

- debido a que era una actividad en crecimiento y ocupaba sus áreas tradicionales de pesca, sin embargo, en los últimos años esto ha cambiado y mucho cuentan con áreas de cultivo.
- ✓ Por otro lado, dicha actividad está ayudando a dinamizar la economía local, la cual era dependiente de la actividad pesquera industrial. De acuerdo a estimaciones de la Sociedad Nacional de Pesquería, el cultivo de “concha de abanico” genera empleo directo para 2 personas por cada hectárea (PROMPERÚ, 2010).
  - ✓ La actividad se ha convertido en una fuente de empleo y genera divisas debido a que casi el 100% de la producción se destina a la exportación. El interés por cultivar Concha de Abanico se mantiene debido a que es una especie que se alimenta de plancton, por lo tanto no representa costos en términos de alimentación. (AQUAHOY, 2010)
  - ✓ En el año 2015, en el departamento de Áncash se cosecharon 10 833.393 TM (47.61%), en Piura 11 891.53 TM (52.26%) y en Ica 303.06 TM (0.13%) (Bernedo, D. et al., 2015).

Tabla 1

Cosecha de Conchas de Abanico procedentes de la acuicultura en el 2006-2015

Año	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015
<b>Concha</b>										
<b>Abanico</b>	12337	18518	14802	16047	58101	52213	24782	67694	55096	23029
<b>(TM)</b>										

Fuente.-Bernedo, D. et al., 2015

- ✓ La concha de abanico se ubica como el segundo producto acuícola con mayor exportación, representando el 24.17% del total de todas las especies acuícolas que son exportadas. (Bernedo, D. et al., 2015).

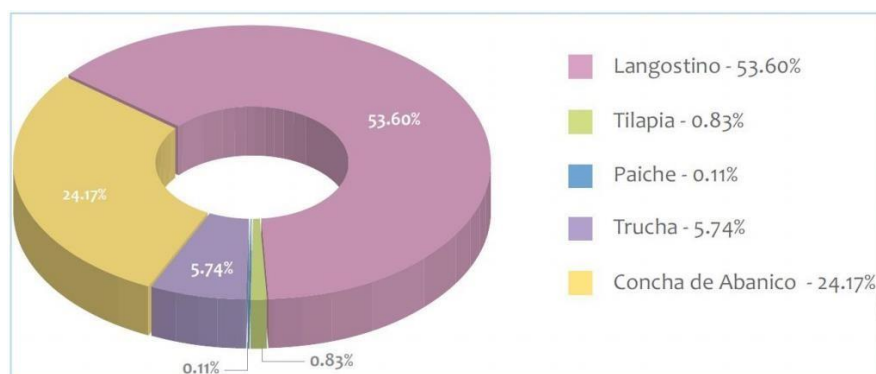


Gráfico N°1.- Exportación de recursos hidrobiológicos procedentes de la actividad de acuicultura según especie.

Fuente: Anuario Estadístico Pesquero y Acuícola, 2015.

- ✓ Los principales países a los que nuestro país exporta Concha de Abanico (mercado internacional), son los siguientes:

*Tabla 2*

Países a los que Perú exporta de Concha de Abanico

<b>Mercado</b>	<b>FOB-19 (MILES US\$)</b>
<b>Francia</b>	8,967.92
<b>Estados Unidos</b>	7,373.13
<b>España</b>	4,091.24
<b>Bélgica</b>	2,256.87
<b>Canadá</b>	937.67
<b>Alemania</b>	884.49
<b>Australia</b>	870.66
<b>Italia</b>	691.27
<b>Países Bajos</b>	634.10
<b>Otros países</b>	1,083.09

Fuente.- SIICEX, 2018

- ✓ En el año 2019, el Ministerio de la Producción (PRODUCE, 2019) estimó que el sector acuícola crecería 6.8%.
- ✓ A pesar de que en el 2017 fue el último año que Perú exportó Conchas de Abanico a China, en el 2019 se suscribió un acuerdo comercial entre el Ministerio de la Producción (PRODUCE) y el Departamento de Asuntos Políticos de Administración general de Aduanas de la República Popular de China, el cual que permitió exportar nuevamente conchas de abanico a dicho destino. El mercado chino es importante para nuestro país, porque permite aumentar los niveles de exportaciones y la calidad reconocida de la Concha de Abanico peruana. En la actualidad, el 98% de la producción de Conchas de Abanico se destina a la exportación y su valor asciende a unos 80 millones de dólares. El reingreso de las Conchas de Abanico a China beneficia a los extractores o empresas artesanales ubicadas especialmente en Sechura, Piura. (ANDINA, 2019)
- ✓ En el año 2019, Francia importó 10 396 toneladas de Concha de Abanico, 3 404 toneladas provenientes del Perú. Con una población de casi 70 millones de habitantes, los franceses se sitúan en el 4to lugar de los mayores consumidores del mundo de productos del mar con 34 kilogramos por persona por año, de estos más de 10 kilogramos corresponden a moluscos como la Concha de Abanico. En los últimos 3 años las exportaciones peruanas

de Concha de Abanico hacia Francia han tenido un incremento de volumen del 22 y del 60% con respecto al año anterior, según cifras de AgriMer France. (PROMPERÚ, 2020)

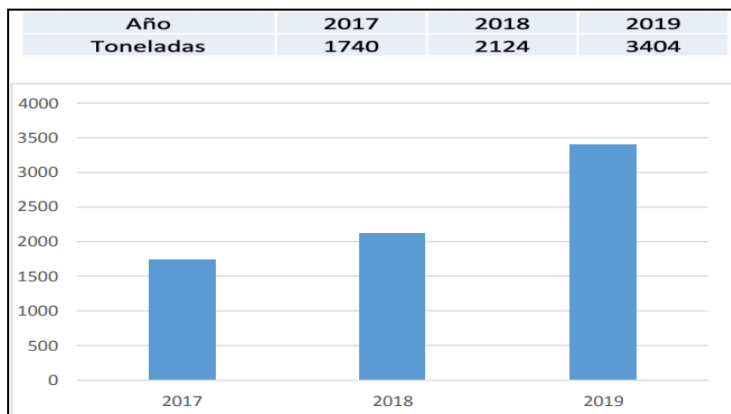


Gráfico N° 2.- Evolución de las exportaciones a Francia de Concha de Abanico.

Fuente: PROMPERÚ (2020)

- ✓ Con el cierre del sector HORECA (hoteles, restaurantes y cafeterías) por la crisis del COVID-19, los pedidos para los importadores de concha de abanico en Francia han disminuido y aunque se esperaría que la demanda aumentara en los supermercados no ha sido el caso, se ha dado prioridad a productos más baratos como pescados de origen local.
- ✓ Con el fin de mejorar la imagen de la Concha de Abanico del Perú, sería recomendable organizar un festival de la Concha de Abanico en Sechura, de la mano con la promoción gastronómica como una forma de revalorización del producto, pero en medio de la crisis ocasionada por el COVID19 que imposibilita la realización de ferias que alberguen público masivo, PROMPERÚ ha planteado organizar una rueda de negocios virtual que reúna a la oferta peruana con los mayores importadores de Conchas de Abanico de Europa. (PROMPERÚ, 2020)

#### 5.1.- VENTAJAS DEL CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO:

- ✓ 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, 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.

Cabe mencionar también, que el crecimiento de esta actividad se ve favorecida por las condiciones oceanográficas de nuestra costa: zonas de afloramiento, que propician una gran productividad primaria (plancton); algunas zonas protegidas y semi-protegidas del litoral; y los rangos de salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, etc., que se encuentran dentro de los parámetros óptimos para el cultivo de esta especie, lo que propicia el desarrollo de esta actividad. (FONDEPES, 2004)

## VI.- CONDICIONES Y ÁREAS PARA EL DESARROLLO DEL CULTIVO DE LA CONCHA DE ABANICO

Para determinar o realizar la selección del área en la que se llevará a cabo el cultivo de la Concha de Abanico, se deben realizar estudios previos mediante la evaluación de la zona, lo cual permitirá determinar si existen los factores favorables para el cultivo, como son las características fisicoquímicas del agua, y la dinámica oceánica, para lo cual se puede solicitar apoyo a especialistas. Además se debe tener en cuenta la instalación y/o construcción de ciertas áreas que permitan el desarrollo del cultivo conforme va avanzando (esto dependiendo del tipo de cultivo que se realizará). Los factores, condiciones, áreas y servicios necesarios son las siguientes:

### 6.1.- FACTORES OCEANOGRÁFICOS:

Para el cultivo de Concha de Abanico se requiere una evaluación minuciosa de la zona a seleccionar, considerando los aspectos apropiados para el cultivo. Teniendo en cuenta las siguientes características, para ser considerada una zona apta para el desarrollo viable y sostenido del cultivo:

#### 6.1.1.- Protección de la zona

Es importante saber si la zona es protegida o no, para poder tomar la decisión de la instalación de líneas de cultivo, utilizando el lastre con el apropiado peso que pueda mantener sujeta a la long-line. Las bahías han sido las áreas escogidas para la instalación de líneas de cultivos, y generalmente las tasas de renovación de agua de mar son más lentas que las áreas no protegidas.

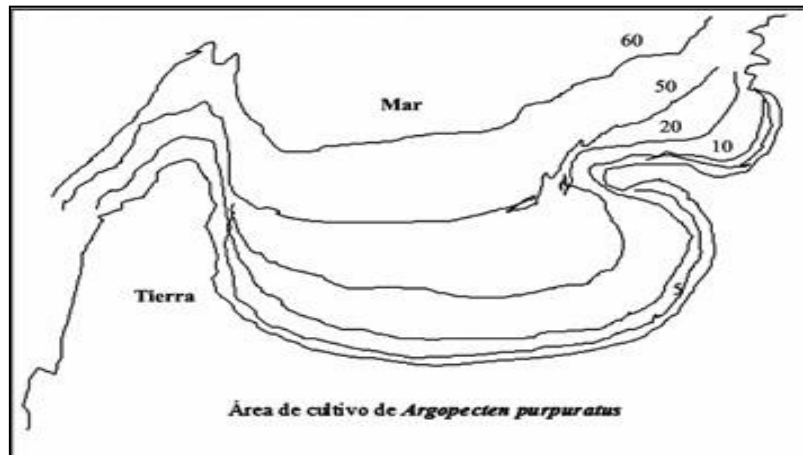


Figura N° 8.- Protección de zona de cultivo

Fuente: FONDEPES, 2004

### 6.1.2.- Fondo de la zona

En caso se considera realizar el cultivo 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. No es recomendable fondo del tipo fangoso para cultivo de fondo, sin embargo se puede llevar a cabo el cultivo suspendido con ciertas limitaciones, ya que este tipo de fondo dificulta el lastrado. Es recomendable que el terreno sea arenoso, zona de conchuelas o una combinación de estos, y preferentemente de pendiente plana. (FONDEPES, 2016)

### 6.1.3.- Batimetría

- ✓ En caso se quiera llevar a cabo un cultivo suspendido, la profundidad es un factor que no se puede dejar de evaluar. Es importante que tenga la adecuada profundidad, con la finalidad de que los sistemas en cultivo no choquen fondo y se pierda el producto. Cierta rango de profundidad daría la opción de poder izar o bajar las líneas cuando se amerite. de cultivo (FONDEPES, 2004). Se considera adecuada una profundidad mínima de 12 metros.
- ✓ Para lo cual se realiza un estudio batimétrico del área de cultivo, estos datos nos servirán para calcular el dimensionamiento de nuestra línea de cultivo.
- ✓ En el caso de cultivos de fondo esta característica también es importante porque influye en el dimensionamiento del sistema de cultivo. (FONDEPES, 2016)

#### 6.1.4.- 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, por las siguientes razones:

- ✓ 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, bajo recambio 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 correntada 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 (en bancos naturales entre 3 y 10 cm/ segundo).

#### 6.1.5.- 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.

#### 6.1.6.- Oleaje:

Es importante llevar un registro de los oleajes que se presentan en la zona de cultivo. Así mismo las principales causas de la generación de las olas son los vientos, maremotos, corrientes, mareas. Siendo las más típicas, las que son generadas por los vientos, ya que si la velocidad del viento es mayor que la de las olas, se produce transferencia de energía a las olas.

#### 6.1.7.- Parámetros de cultivo:

Es importante saber si los parámetros están dentro de un rango establecido, para ello se cuenta con ciertos equipos de análisis de agua, comprobando si la zona es óptima o no para llevar a cabo el cultivo. Se tienen en cuenta los siguientes parámetros para el cultivo:

##### A. Temperatura de agua de mar

- ✓ 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.

Una temperatura muy alta se traducirá en un incremento del metabolismo de la especie de cultivo, por ende, un mayor consumo de oxígeno y aumento en la excreción de desechos metabólicos.

#### B. Oxígeno disuelto

- ✓ El nivel aceptable de oxígeno disuelto en la columna de agua para el cultivo, varía entre 0.2 mg/L, a 14 mg/L. siendo un valor óptimo concentraciones igual o mayores a 7 mg/L.
- ✓ El oxígeno es vital para el desarrollo del cultivo, el oxígeno en el agua proviene de la atmosfera y de la actividad fotosintética de las microalgas.

#### C. 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.

### 6.2.- FACTORES BIÓTICOS:

Las condiciones necesarias para el cultivo están estrechamente ligadas a las variables bioecológicas de la zona de cultivo. La condición ideal para instalar un centro de cultivo es aquel lugar cercano a bancos naturales o laboratorios especializados.

#### 6.2.1.- Productividad Primaria

- ✓ Siendo la “Concha de Abanico” un molusco filtrador, su adecuada alimentación depende de la abundancia del fitoplancton en el medio donde habita. Los valores de productividad, encontrados en lugares donde existen bancos naturales así como actividad acuicultora, oscila entre 0.14 a 2.34 g / m<sup>2</sup>/día.
- ✓ 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, con la finalidad de ubicar donde se concentra más el fitoplancton. Estos muestreos deben realizarse en la mañana, medio día, tarde y noche.



Figura N°9.- Toma de muestra de Fitoplancton

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### 6.2.2.- Ocurrencias de floraciones algales nocivas

También llamadas “mareas rojas”, son el aumento poblacional del genero *Gymnodinium sp*, una especie de alga dinoflagelada, que produce un veneno o toxina, causando intoxicaciones al consumidor y por tanto produciendo graves daños económicos.

#### 6.2.3.- Presencia de depredadores

En el medio ambiente, los pectínidos son presa natural de peces, erizos, caracoles estrellas de mar, crustáceos y otros organismos. Estas especies poseen diversos mecanismos de defensa, como el cierre rápido de sus valvas, así como su capacidad “nadadora” suficiente para escapar de su predador, lo que no le es posible de hacer al estar dentro del sistema de cultivo.



Figura N° 10.- Predadores de la Concha de Abanico

Fuente: FONDEPES, 2004

#### 6.2.4.- Presencia de enfermedades endémicas, parásitos e incrustantes (“biofouling”)

Generalmente, los bivalvos son hospedadores de parásitos de peces, por lo que la cercanía con zonas de cultivo de peces puede ser peligrosa, así como también el exceso de epibiontes que afectan el crecimiento y la supervivencia del molusco bivalvo, principalmente como resultado de la disminución de flujo continuo de agua por las unidades de cultivo, disminuyendo de esta manera los recursos alimenticios y la oxigenación.

#### 6.3.- ANTECEDENTES DE LA ZONA

Aparte de encontrar antecedentes en la Dirección Regional de la Producción o en las dependencias de la Marina de Guerra del Perú, es necesario también realizar una encuesta a los pescadores de la zona, haciéndoles preguntas tales como: ¿qué recurso extraen más?, ¿qué especie abunda en la zona?, ¿existían los mismos recursos?, ¿qué consecuencias tuvo el fenómeno El Niño en la zona?, ¿existe moluscos, especialmente “Concha de Abanico”, y qué cantidad se extrae?, ¿es permanente o por temporadas?, o ¿se ha intentado cultivar antes?, ¿qué problemas tuvieron?, entre otras.

Esto daría un respaldo para diagnosticar si la zona es apta para el cultivo de este molusco.

#### 6.4.- ÁREAS O INFRAESTRUCTURAS NECESARIAS EN UN CENTRO DE CULTIVO

A parte de la zona o área marítima en la que se realizará el cultivo propiamente dicho (donde se ubican las líneas de cultivo), las instalaciones de un centro de cultivo de Concha de Abanico tienen que diseñarse con cuidadoso detenimiento de tal manera que se cuente con todas las áreas necesarias para que se realice todas las actividades a desarrollar durante el cultivo (evaluando si para el proyecto se considera y se cuenta con los recursos para la instalación de un hatchery), teniendo en cuenta la ubicación estratégica de cada una, dichas áreas son las siguientes:

##### 6.4.1.- Zona de cultivo de larvas

La producción de larvas y las subsecuentes semillas se realizan en instalaciones en tierra, denominados comúnmente “Hatcheries”. Su dimensionamiento estará determinado por la escala de producción, su diseño debe tener en cuenta la producción final deseada para satisfacer la demanda propia y la del mercado, y si es que se proyecta la venta a terceros. Se deberá prever el espacio que estará ocupado por tanques en un número que dependerá de los volúmenes a producir y las técnicas utilizadas para cultivar las larvas, así como cultivo de microalgas y otras instalaciones complementarias. Los tanques de cultivo larvario están normalmente hechos de

fibra de vidrio. Es preciso que en la sala donde se ubican los tanques haya un desagüe por debajo del nivel del suelo capaz de soportar grandes volúmenes de agua cuando estos se vacíen. Se necesita contar además, con una zona para 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. Esta zona usualmente la tienen aquellos centros de cultivo grandes (en los que habitualmente se realiza el cultivo suspendido), ya que requiere más inversión. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 11.- Hatchery de producción de larvas

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### 6.4.2.- Zona de cultivo de microalgas

El éxito de un Hatchery de producción de larvas de Concha de Abanico depende de una adecuada y sincronizada producción de microalgas, las cuales sirven como alimento para las larvas. Es muy importante proporcionar las cantidades necesarias de microalgas de alta calidad. Siendo el Hatchery de microalgas un complemento importante para el funcionamiento del Hatchery de producción de larvas.

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, ya que 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.

### 6.4.3.- Área de almacenamiento

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.

### 6.4.4.- Áreas e infraestructuras complementarias

#### A. Embarcación

Toda empresa de cultivo de concha de abanico debe contar con una embarcación motorizada que cuente con 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 de 1,96 m. a 3,1 m.

Recomendaciones:

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

Equipamiento a bordo:

Los componentes para embarcaciones de 22' - 30' de eslora, son: motor fuera de borda de 60 HP, compresora, winche mecánico, roletes, rízón de línea, pescante, pasteca.



Figura N°12.- Embarcación de un centro de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2004

## B. Balsa de Madera

Estas balsas son especiales para maricultura como plataforma de trabajo, teniendo como características principal su estabilidad, resistencia y fortaleza estructural ante condiciones adversas de la naturaleza. En esta balsa pueden realizarse operaciones, como los desdobles de los sistemas de cultivo (pearl nets, linternas, etc.) que se realizan durante el cultivo.

La balsa consiste en una estructura que puede ser construida de madera resistente al agua de al menos 7 x 7 metros. Todos los amarres son hechos con cabo de polipropileno. Una vez construida esta estructura se le colocan barriles plásticos sellados con fibra de vidrio, amarrados con cabos de polietileno. La balsa debe ser construida en 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 se ubican en sitios con profundidades desde de 5 a 15 metros.

Recomendaciones para su instalación:

- ✓ 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, la cual debe posicionarse siguiendo la dirección de la corriente.

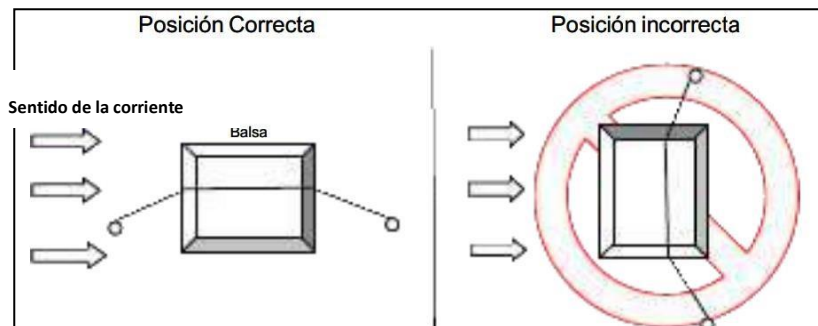


Figura N°13.- Colocación de balsa con relación a la corriente.

Fuente: FONDEPES, 2004

- ✓ 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 materiales de la empresa.

Otro material alternativo para la construcción de las balsas es el plástico reforzado en fibra de vidrio (PRFV).

#### 6.5.- SERVICIOS COMPLEMENTARIOS:

Para que un cultivo de especies hidrobiológicas resulte seguro y rentable económicamente, además de los factores abióticos y bióticos, deben considerarse los siguientes factores complementarios como:

##### 6.5.1.- 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. Debido a que es un producto altamente perecible, es necesario llegar al mercado con un producto de buena calidad. (FONDEPES, 2016)



Figura N°14.- Vías de acceso para el transporte de la producción

Fuente: FONDEPES, 2004

##### 6.5.2.- Cercanía a la materia prima (semillas)

Se considera la cercanía a un hatchery de producción de semillas, esto es en caso el centro de cultivo no cuente con uno, con la finalidad de asegurar un alto porcentaje de supervivencia de las semillas durante el transporte.

##### 6.5.3.- Cercanía 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, sin la necesidad de trasladarse

a centros poblados más lejanos, además que se pueda comercializar el producto si así se desea en el mercado local sin ningún inconveniente.

#### 6.5.4.- Disponibilidad de servicios públicos

Tales como energía eléctrica, agua para consumo y servicios de telefonía, en el mejor de los casos, son importantes para viabilizar la actividad.

### VII.- TIPOS DE CULTIVO DE CONCHA DE ABANICO:

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

#### 7.1.- Cultivo suspendido

Este método de cultivo suspendido, de origen japonés, es aplicado por la gran mayoría de los cultivadores de este molusco, con la finalidad de acortar el tiempo de cultivo, pudiéndose obtener la cosecha al cabo de un año.

FONDEPES ha ido trabajando y recogiendo datos de campo del cultivo de la Concha de Abanico en sistema suspendido, estableciendo un ciclo de producción en 3 etapas de producción (siembra, engorde, cosecha), que abarca en promedio 10 meses de cultivo, desde el desprendimiento de la semilla, hasta su talla comercial de 65 o 75 milímetros.

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, en las cuales se instalan los ejemplares de Concha de Abanico en sus diferentes estadios de cultivo. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 15.- Cultivo suspendido de Concha de Abanico

Fuente.- FONDEPES, 2016

En cuanto a las ventajas y desventajas de este tipo de cultivo se observan las siguientes:

*Tabla 3*

Ventajas y Desventajas del Cultivo Suspendido

VENTAJAS	DESVENTAJAS
✓ Tiempo de desarrollo de la concha 30% menor al estándar.	✓ Coste relativamente alto frente a otros métodos de cultivo.
✓ Capacidad de traslado entre áreas.	✓ Mayor necesidad de mantenimiento y control.
✓ Mayor facilidad en el monitoreo y el control del producto.	✓ Alto riesgo de substracción, debido a su cercanía a la superficie.
✓ En el caso de un fenómeno natural, como una disminución del oxígeno, se puede controlar la profundidad de la línea, es decir, subirla más hacia la superficie, donde se encuentra más oxígeno.	

Fuente.- Benavides et al., 2018

Este tipo de cultivo es más manejable que el cultivo de fondo; una de las ventajas es su traslado, si es necesario, así como también izar o bajar más la Long-line, dependiendo de las circunstancias, que puede ser por presencia de mareas o en su defecto por afloramiento de sedimento del tipo fango. (FONDEPES, 2004)

#### 7.1.1.- Infraestructura del cultivo suspendido

El sistema suspendido emplea el “long line”, en el cual se pueden instalar diversas unidades de cultivo o sistemas de crecimiento: bolsas colectoras (o chululos), pearl nets, linternas de precultivo, intermedio y las linternas de cultivo final.

A continuación se describe la infraestructura que conforma el sistema de cultivo suspendido:

##### 7.1.1.1.-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), que viene a ser la parte en la cual se unen todas las unidades de cultivo o crecimiento, 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.). (FONDEPES, 2016)

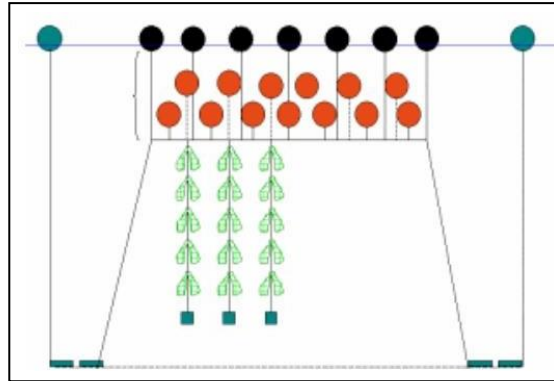


Figura N° 16.- Long line

Fuente.- FONDEPES, 2004

El tipo Long-line que se utiliza es sub-superficial, ya que reúne las condiciones apropiadas para el cultivo de Concha de Abanico, debido a que no existe el peligro de que los sistemas toquen fondo ni floten en la superficie, y lo que es más importante, a ese nivel de agua se encuentra distribuida mayormente la productividad primaria, el fitoplancton esencial para alimento de los bivalvos. La línea madre está ubicada normalmente a 7 - 8 m de profundidad desde la superficie.

Esta línea de cultivo puede ser utilizada en los diferentes etapas de cultivo, desde la captación hasta la cosecha, a la vez garantiza su tiempo de vida útil por 5 o 6 campañas aproximadamente. (FONDEPES, 2004)

#### 7.1.1.2.- Características de una línea de cultivo

##### A. 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.

##### B. Profundidad línea de cultivo: 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. (FONDEPES,2016)

### 7.1.1.3.- Partes de un long line

Los componentes de este sistema de cultivo son los siguientes:

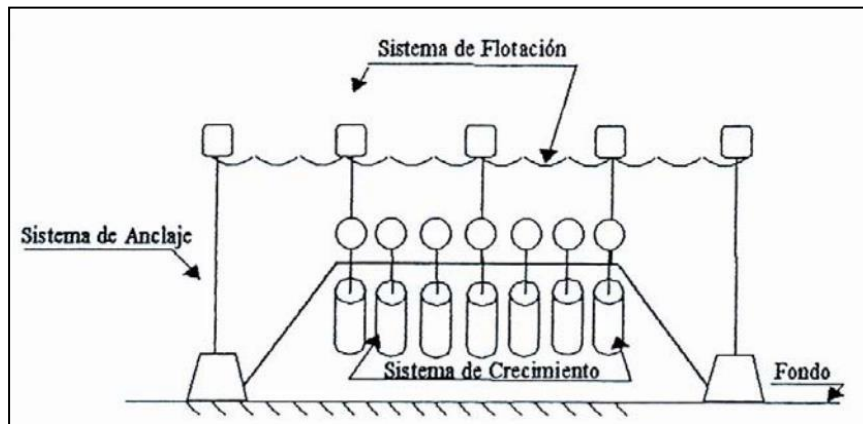


Figura N° 17.- Partes de un long-line

Fuente.- FONDEPES, 2004

#### A. 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. La línea de cultivo y el de sistema de flotación tienen que mantenerse en la posición correcta y profundidad adecuada en la que han sido ubicados. 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 mareas, corrientes y existencia de olas. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 18.- Sistema de flotabilidad de un long-line

Fuente.- FONDEPES, 2004

#### B. Sistema de anclaje o fondeo

Sirve para evitar que el long-line sea removido fuera de su lugar como consecuencia de las fuerzas dinámicas (como las corrientes y marea) 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). 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 (el cual une la línea madre con el lastre).



Figura N° 19.- Anclaje o lastre

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### B.1. Componentes del lastre

##### ✓ Orejas

Sirven para maniobrar los lastres para su traslado, son asas de fierro revestidas con material de plástico, cuya función principal es unir la línea madre al lastre. Un lastre lleva tres orejas, una a cada lado de las paredes laterales y uno en la superficie de lastre; sin embargo, se puede trabajar con lastres de dos orejas, obviando la de superficie, porque ésta solamente sirve para el traslado y unir a la boya indicadora, que bien se puede usar la oreja que queda sin usar del lastre.

##### ✓ Lastre o muerto propiamente dicho

Pieza fundamental, que va a fijar la línea de cultivo en un lugar determinado, evitando su flotación a la deriva. Su tamaño se selecciona de acuerdo a los requerimientos del sistema, generalmente se emplean lastres de concreto, los cuales tendrán el peso apropiados, que van desde los 800 a 1000 kg, dependiendo de las fuerzas que incidan sobre estos, teniendo en cuenta las fuerzas generadas por la corriente y marea predominante en la zona. Esta información será obtenida in situ a través de un seguimiento anual de la velocidad y dirección de dichas corrientes. 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 (FONDEPES, 2004).

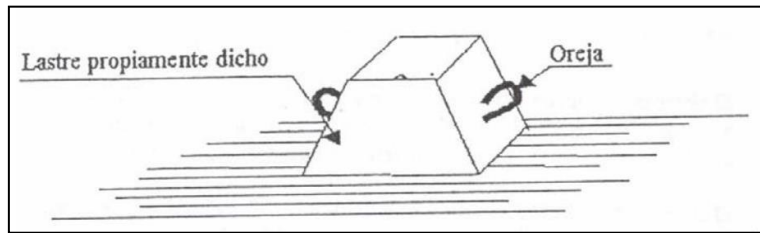


Figura N°20.- Componentes del lastre

Fuente.- FONDEPES, 2004

### C. Sistema de crecimiento

Constituido por los diferentes sistemas que confinan a los ejemplares durante el cultivo, tenemos: pearl nets (forma piramidal) de 2, 4, 6, y 9mm de abertura de malla y linternas (forma cilíndrica) 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). (FONDEPES, 2016)



Figura N° 21.- Sistemas de crecimiento para el cultivo

Fuente.-FONDEPES, 2016

Según Mendo et al. (2011), los sistemas de crecimiento deben llevar en la parte final del cabo que los une, un peso o lastre de 1.5 kg o 2 kg, para mantener la verticalidad del cabo, de modo que exista un espacio entre cada piso para el buen desarrollo del cultivo.

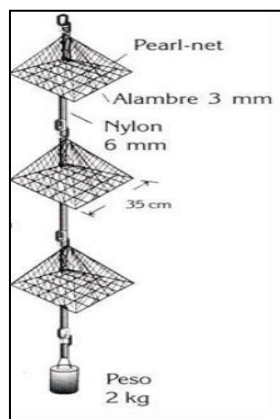


Figura N° 22.- Estructura de un Pearl net

Fuente.-Mendo et al., 2011

#### 7.1.1.4.- Construcción de un long-line Sub-superficial

##### A. Armado de la línea madre

El long-line propiamente dicho comprende:

- ✓ La línea madre, donde se suspenden los pearl nets y linternas (a través de las argollas u orejas) así como los flotadores, boyas indicadoras o marcadoras.
- ✓ Los cabos de fondeo, que son los que unen el sistema de anclaje con la línea madre. Tienen una longitud equivalente al triple del valor de la profundidad donde será instalada la estructura.

Su construcción, considerando una línea madre de 100 m de longitud y profundidades de 15 y 20 m (profundidad no uniforme del área), con corridas o cabos de fondeo de 45 y 60 metros respectivamente, requiere los siguientes materiales:

- ✓ 60 kg de cabo polipropileno de 7/8" (para la línea madre y cabos de fondeo o "corridas")
- ✓ 02 kg de cabo polipropileno de 5/16" (para boyas indicadoras o marcadoras)
- ✓ 02 kg de cabo polipropileno de 3/16" (para argollas u orejas)

La preparación del mismo se realiza íntegramente en tierra y para ello es necesario estirar completamente 205 m de cabo de 7/8", descontando los primeros 60 y 45 m en cada extremo, que corresponden al cabo de fondeo (tres veces la profundidad del área escogida: 20 y 15 m respectivamente en cada lado).

De esta manera, estirados los 100 m de cabo y atados por los extremos a algún objeto, se procede a marcar cada metro, donde son insertadas las "argollas" u "orejas", donde se atarán las unidades de cultivo: "cuelgas" de colectores, "cuelgas" de pearl nets o linternas. El sistema se diseñará para colgar cien (100) unidades de cultivo o "cuelgas".

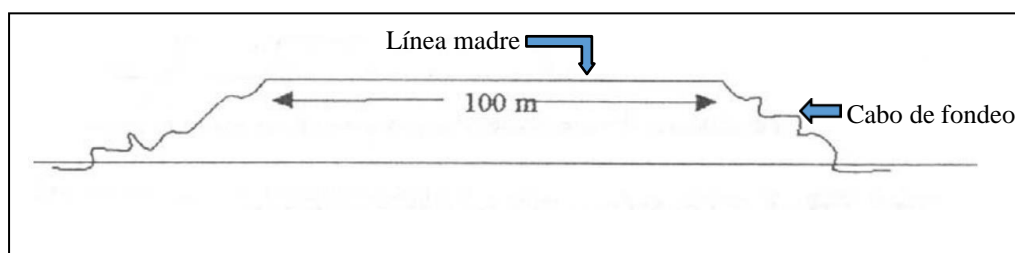


Figura N° 23.- Extensión del cabo de la línea madre para inserción de argollas

Fuente.- FONDEPES, 2004

Posteriormente, cada 20 m se instalarán las boyas indicadoras o marcadoras (que son en total 6), pudiendo ser también cada 25 metros (siendo el total 5).

La confección de las argollas u orejas se efectúa cortando piezas de cabo de 5/16" de 50 cm

de longitud, flameando los extremos con el fin de que las hebras mantengan su torsión. El nudo que se emplea para preparar la argolla es el “nudo pescador”.

Sobre la confección del cabo para las boyas indicadoras (cabo de 5/16"), se cortan seis (06) piezas de 8 m de largo, empleándose luego los nudos “ballestrinque" y “as de guía" para su sujeción en la línea madre cada 20 m. (FONDEPES, 2004)

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.

Se recomienda para la construcción de una línea long line, cabo de polipropileno trenzado. (FONDEPES, 2016)



Figura N°24.- Materiales para la construcción de un long-line

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### B. Construcción de Anclajes o 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 a la línea madre, es decir, permite amarrar los cabos de fondeo o cabos diagonales de la línea.



Figura N° 25.- Armado de moldes y vaciado de concreto para lastres

Fuente.- FONDEPES, 2016

Su construcción considerando un long-line de 100 metros de longitud de línea madre, para la cual se requieren cuatro (04) lastres, pudiendo ser de 400 o 500 kilos, a razón de dos lastres por extremo de la línea.

#### B.1. Características de los lastres

- ✓ Altura: 0.50 m
- ✓ Base superior: 0.50 m/lado
- ✓ Base inferior: 1.00 m/lado
- ✓ Peso: 500 kg

#### 7.1.1.5.- Instalación del sistema de cultivo o Long-line

##### A. Traslado e Instalación del sistema de anclaje en área el de cultivo

El sistema de anclaje se instala a cada extremo de la línea long line.

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 debe ser levantado con la ayuda de un tecele y ser 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.- Traslado del lastre con ayuda de una carreta

Fuente.- FONDEPES, 2016

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.



Figura N°27.- Traslado del lastre desde un muelle

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### B. Instalación del long-line en el área de cultivo

En la instalación de un sistema long line, se debe considerar un aspecto muy importante, que es 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 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. (FONDEPES, 2016)

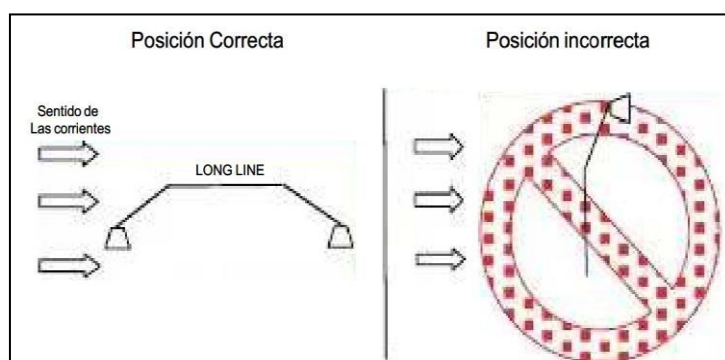


Figura N° 28.- Posición correcta para la instalación del long-line

Fuente.- FONDEPES, 2016

La operación se inicia con el lanzamiento del lastre que va unido al cabo de fondeo y por las orejas a dos cilindros. Los cilindros utilizados son de 208 litros de capacidad en volumen y 213 kilogramos en peso y van llenos de agua con la finalidad de que puedan sumergirse. Una

vez sumergido en el fondo, estos cilindros son vaciados con la ayuda de una compresora, lo que permite el movimiento y ubicación deseada de los lastres y long-line.

De esta manera, se logra instalar los lastres de ambos lados de la línea madre y las boyas indicadoras en el sentido de la corriente principal.



Figura N°29.- Instalación de línea madre y boyas indicadoras

Fuente.- FONDEPES, 2004

Después de realizada esta operación, se procede a lanzar un segundo lastre en cada extremo de la línea madre, templando entre el primer y el segundo lastre en ambos extremos. Este segundo lastre se usa para reforzar el sistema de anclaje, se ubica a una distancia de 9 m (5 brazas) aproximadamente, los mismos que impedirán el destemplado del sistema a causa de las fuertes corrientes del mar.

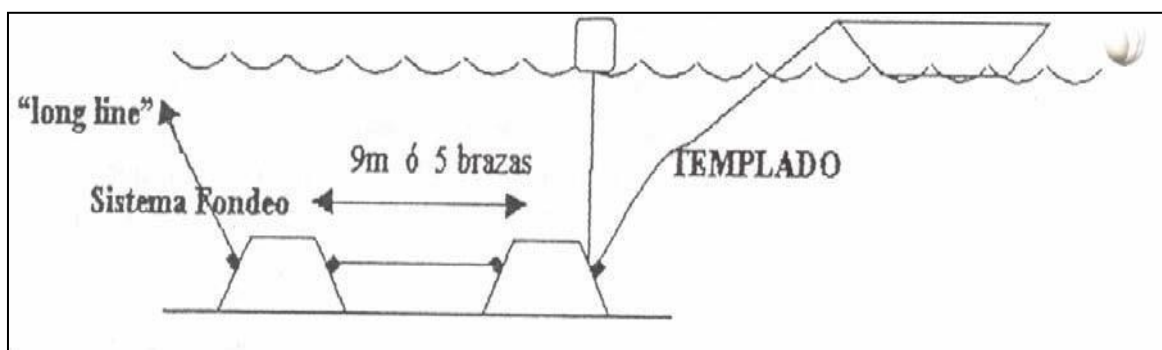


Figura N° 30.- Templado con ayuda de la embarcación

Fuente.- FONDEPES, 2004

Finalmente, mediante el buceo se procede a verificar la instalación adecuada de los sistemas del long-line y posteriormente se procede con el corte del cabo de los cilindros. (FONDEPES, 2004)

### 7.1.2.- Proceso en el cultivo suspendido

El cultivo de Concha de Abanico en sistema suspendido pasa por las siguientes etapas:

#### 7.1.2.1.- OBTENCIÓN DE SEMILLAS PARA EL CULTIVO:

Esta fase puede realizarse mediante la captación de semillas en el ambiente natural o adquisición de semillas a partir de empresas (laboratorios) especializados en producción de semillas de Concha de Abanico, también pueden provenir de Estaciones Pesqueras y/o de Centros Acuícolas de las Direcciones Regionales y Subregionales, que cuenten con estudios ambientales aprobados y autorizados por la Dirección Nacional de Acuicultura y de Medio Ambiente del Ministerio de Producción.

#### A.- OBTENCIÓN DE SEMILLAS MEDIANTE CAPTACIÓN EN AMBIENTE NATURAL:

Este método natural de recolección de semilla del medio ambiente, utiliza las llamadas bolsas colectoras para la captación de las larvas desde el momento en que se encuentra en periodo de fijación encontrándose en fase pediveliger con mancha ocular.

La captación de semillas consta de las siguientes fases:

##### A.1.- Monitoreo larval

Se realiza el muestreo diario del agua de mar, con la finalidad de determinar la presencia o ausencia de larvas pedivelígeras con mancha ocular de Concha de Abanico, para tomar la decisión de instalar los colectores. (FONDEPES, 2004)

El aspecto más importante en este monitoreo es la identificación de la larva de la concha de abanico, que es posible hacerlo cuando la larva se encuentra en el estadio de Veliger Umbonada, ya que en este estadio la larva presenta características definidas que permiten diferenciarlas de otros bivalvos. Estas son:

- ✓ Forma redondeada del umbo.
- ✓ Forma recta del borde dorso anterior y la forma curva del borde dorso posterior.

- ✓ El borde extremo anterior menos curvado que el extremo del borde posterior, el cual presenta una curvatura más amplia.

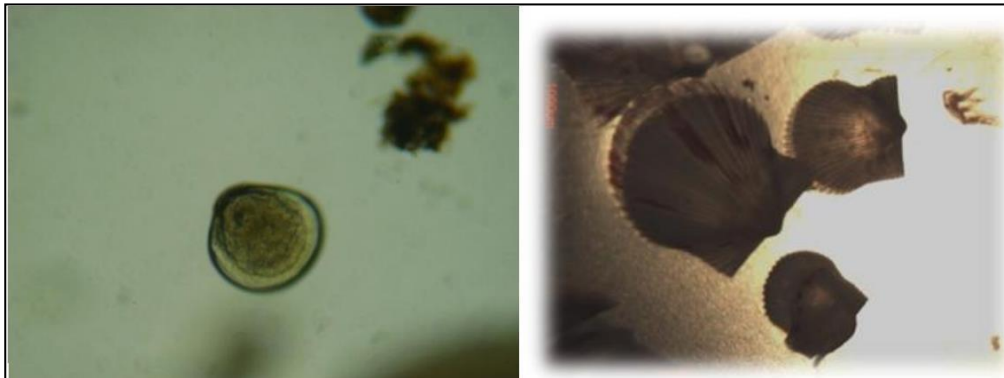


Figura N° 31.- Larva Veliger Umbonada y post larva de *Argopecten purpuratus*.

Fuente: Mendo, J., 2011

Para realizar el monitoreo también se puede utilizar los colectores de prueba los cuales permiten estimar de manera directa la abundancia y el período de fijación larval. Igualmente son usados para observar la abundancia larval en relación a la profundidad, así como la tasa y la talla de fijación de las larvas en el ambiente natural. Se realiza el monitoreo cada semana, con los colectores de prueba instalados a diferentes profundidades, pudiendo utilizar como estructura de flotación un “long line” o un cabo de bajada.

El colector de prueba consiste en una malla de “netlon” (0.4 x 0.6 m) siendo su abertura de malla de 1 mm, la cual es colocada dentro de una “bolsa de cebolla” de polipropileno (onion bag) de 0.2 x 0.4 m y de 10 mm de abertura de malla, lo cual permite el ingreso de las larvas más no de partículas o materiales sólidos y también impide la salida de las larvas.



Figura N° 32.-Colector de Prueba

Fuente: Mendo, J. (2011)

## A.2.- Instalación de colectores definitivos

Los colectores definitivos son colocados dentro de los periodos de mayor abundancia de larvas en el mar. Estos colectores permanecen por espacio de dos meses, controlados periódicamente, teniendo cuidado de no tocar fondo hasta su desactivación. (FONDEPES, 2004)

El colector definitivo o de captación masiva consiste en “bolsa de cebolla” confeccionada de malla de polipropileno de 0.8 x 0.4 m, la cual lleva en su interior una manga de “netlon” azul de 1.8 m de largo (doblada en dos) y 0.4 m de ancho.

Los estudios realizados en diferentes países sobre materiales o sustratos de fijación, indican que el “netlón” es el material que presenta las mejores características y por tanto se obtienen las mejores tasas de fijación. Es el material sintético de origen japonés, que se utiliza exclusivamente para la captación de larvas de pectínidos. La ventaja de este colector en relación a otros materiales, es que ofrece un sustrato ideal para la fijación larval debido a la superficie rugosa de sus filamentos y a la vez permite una buena circulación del agua y una menor adherencia de incrustantes (“biofouling”). Respecto a su operatividad ofrece ventajas en la cosecha, limpieza y almacenamiento.

Los colectores de netlón se instalan en long-lines a la profundidad determinada previamente por los colectores de prueba, colocados en un cabo o reinal en pares y conservando una distancia entre ellos de un metro. En el extremo inferior de cada cabo o reinal se considera la instalación de un peso de 1.5 – 2.0 kg. Para mantener la verticalidad del cabo y así evitar que se enreden entre ellos. Para confeccionar los pesos se puede emplear envases descartables de gaseosa pequeña y cabo de polipropileno de 5 mm de diámetro.



Figura N°33.- Colectores definitivos

Fuente: Mendo, J. (2011)

### A.3.- Desactivación de colectores

Se procede a desactivar los sistemas instalados provenientes del medio, después de haber estado 2 meses en el mar, tiempo suficiente para tener semillas con tallas de 5-10 mm, con una densidad aproximada por colector entre 100 a 600 unidades. (FONDEPES, 2004)

Según Mendo, J. (2011), el tiempo de exposición de los colectores 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.

El “biofouling” o “incrustantes” producto de la colonización de organismos en los colectores, constituye muchas veces el principal problema, ya que genera obstrucción de las mallas, impidiendo una eficiente circulación del agua y alimento, hasta el incremento de la tasa de mortalidad de postlarvas, originada por los organismos predadores y competidores. Asimismo, puede afectar la estabilidad de la estructura de flotación (long line), debido al peso que acumula.

Durante este periodo es necesario realizar un monitoreo, para poder determinar la tasa de fijación y la talla promedio en que se encuentran.

La cosecha se realiza generalmente dos o tres meses después de instalados los colectores, dependiendo de la temperatura del agua y de los organismos que conforman el biofouling. Para la cosecha de colectores, los reinales (cabo vertical con los colectores definitivos instalado en el long line) son subidos a la embarcación, de preferencia bajo sombra, el desprendimiento de las semillas se puede hacer manualmente, empleando bandejas o tinas plásticas en caso de encontrarse en un bote. El número de semilla captada es variable, dependiendo de la abundancia larval en la zona y el momento de la instalación de los colectores definitivos.



Figura N° 34.- Desactivación de colectores definitivos

Fuente: Mendo, J. (2011)

Luego de la desactivación o cosecha de semilla de los colectores esta debe ser clasificada por tallas, mediante tamices de aberturas de 10, 15 y 20 mm de diámetro e instalada en pearl nets para su cultivo inicial.

#### B.- OBTENCIÓN DE SEMILLAS MEDIANTE EL USO DE HATCHERY:

Para que se puedan producir semillas en un hatchery, Farías (2008) menciona que los individuos a partir de los cuales se va obtener las semillas deben tener las condiciones apropiadas de alimentación y nutrición que permitan la emisión de gametos abundantes y viables, la producción de una progenie larvaria de alta sobrevivencia con alta competencia en el proceso de metamorfosis, y de esta manera la obtención final de juveniles con alta tasa de crecimiento y alta sobrevivencia.

Durante este proceso para la obtención de semillas en un hatchery se puede determinar o definir las siguientes etapas fundamentales:

- ✓ Producción de Alimento (Microalgas) para las semillas que se producirán
- ✓ Selección y acondicionamiento de los reproductores
- ✓ Inducción al desove y fecundación
- ✓ Cultivo Larval
- ✓ Metamorfosis y asentamiento larval
- ✓ Envío de la larva al mar (inicio de cultivo Post-larval)

Una vez fijadas las larvas en los colectores son llevadas al mar para su crecimiento. Dicho periodo dura aproximadamente 2 a 3 meses hasta su desactivación. La talla de recolección de las semillas es de 5 a 10 mm. La densidad obtenida procedente de los colectores varía entre 500 a 1000 semillas de concha de abanico.

A continuación se detallan las etapas para la obtención de semillas:

##### B.1.- Producción de alimento en un Hatchery de Microalgas

Este proceso se debe realizar con anterioridad a la producción de semillas, para que una vez que se tengan las larvas que se producirán en el Hatchery de producción de semillas, se tenga el alimento disponible para su dieta y así un buen crecimiento de estas.

Para elaborar una dieta variada se cultivan normalmente 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 hatchery de microalgas.

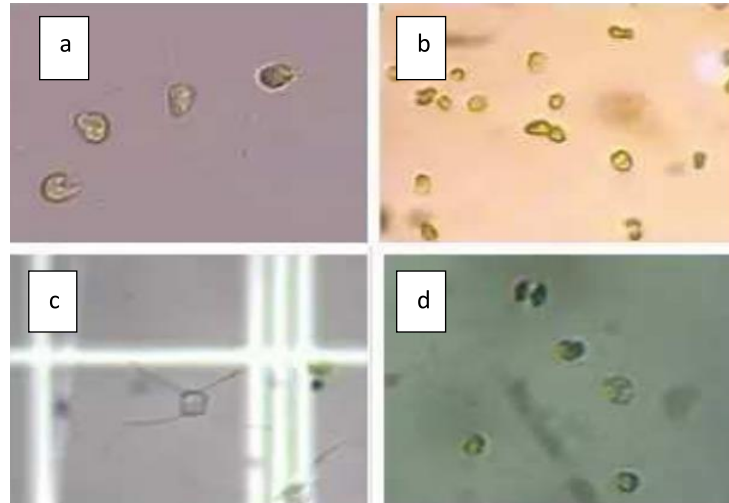


Figura N° 35.- Principales algas cultivadas a) *Isochrysis galbana*, b) *Diacronema lutheri*, c) *Chaetoceros calcitrans*, d) *Chaetoceros gracilis*.

Fuente.- FONDEPES (2016)

#### B.1.1.- Cepario de Especies cultivadas

Un Hatchery de producción de microalgas debe tener a disposición dentro de sí, un área para el cepario en el cual se encontrarán las variedades de microalgas (conservadas en placas Petri) que se quieran cultivar. A partir de los cuales se va obtener los inóculos para realizar la siembra y cultivo de microalgas.

#### B.1.2.- Medios de cultivo para las microalgas

Se han desarrollado diferentes medios para el cultivo de microalgas, como el de enriquecer el agua de mar natural.

De acuerdo con el Protocolo de cultivo de microalgas (Ministerio de la Producción, 2016), se recomienda el uso del medio de cultivo F/2 (Guillard y Rither 1962, Guillard 1975), recomendándose autoclavar (excepto la solución de vitaminas) y refrigerar las soluciones.

- ✓ 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.

*Tabla 4*

Medio F/2 para 1 litro de agua destilada.

<b>Componente</b>	<b>Solución stock</b>	<b>Cantidad</b>
<b>NaNO<sub>3</sub></b>	75g/L	1 ml
<b>NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>.H<sub>2</sub>O</b>	5 g/L	1 ml
<b>NA<sub>2</sub>SiO<sub>3</sub>.9H<sub>2</sub>O</b>	30g/L	1 ml
<b>Solución de metales trazas</b>	Ver preparación abajo	1 ml
<b>Solución de vitaminas</b>	Ver preparación abajo	1 ml

Fuente.- FONDEPES (2016)

- Para la preparación de la solución de metales trazas se realiza los siguientes pasos:
  - 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 primario.
  - 3) Enrasar a 1 litro.
  - 4) Autoclavar.

*Tabla 5*

Preparación de Solución de Metales Trazas

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

Fuente.- FONDEPES (2016)

- Para la preparación de la solución de vitaminas se realiza los siguientes pasos:
  - 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 6*

Preparación de la Solución de Vitaminas

<b>Componente</b>	<b>Solución stock primaria</b>	<b>Cantidad</b>
<b>Tiamina HCl (vitamina B1)</b>	...	200 mg
<b>Biotina (vitamina H)</b>	1.0 g/L	1 ml
<b>Cianocobalamina (vitamina B12)</b>	1.0 g/L	1 ml

Fuente.- FONDEPES (2016)

### B.1.3.- 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 para el 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 ,5%. Dejar actuar por 20 minutos.
- 5) Neutralizar con 0,1 ml/L de tiosulfato de sodio al 24,81%.

#### B.1.4.- 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.

#### B.1.5.- 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. 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.

#### B.1.6.- 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).

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  $\mu\text{m}$  y esterilizada por calor húmedo (autoclave) a 121° C y 1 bar de presión por 20 minutos.



Figura N°36.- Cepas de microalgas en medio sólido (placas Petri con agar-agar)

Fuente: FONDEPES, 2016

#### B.1.7.- Escalonamiento o crecimiento del cultivo

##### ✓ 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 N°6.
- 4) Cerrar la cabina y encender la luz UV por 20 minutos.
- 5) Apagar la luz UV y encender el mechero.
- 6) Trasvasar 10 ml de agua de mar enriquecido a un tubo de ensayo.
- 7) Colocar los tapones de algodón.
- 8) Con el asa de kohle (asa de siembra) estéril, tomar un inóculo de la cepa seleccionada desde placa.
- 9) Inocular el tubo de ensayo. Colocar el tapón 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.

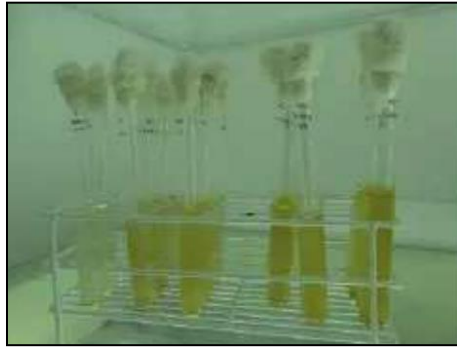


Figura N° 37.-Cepas de microalgas en medio líquido (tubos de ensayo).

Fuente.- FONDEPES, 2016

### 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 N° 6.
- 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° 38.- Siembra en cabina de inoculación a nivel inicial (125 ml).

Fuente.- FONDEPES, 2016

✓ 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 N°6.
- 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 N° 39.- Siembra en cabina de inoculación a nivel inicial (125 ml).

Fuente.- FONDEPES, 2016

Nivel de 12 litros

- 1) Se filtra 11 litros de agua de mar que pasa por 3 cartuchos de 5  $\mu$ m, irradiada con luz UV, filtrada con una manga a 1  $\mu$ 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 N° 6. 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° 40.- Siembra a nivel intermedio (12 litros), flameado de los paliglobos.

Fuente.- FONDEPES, 2016

✓ 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 N°6. 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° 41.- Cultivo a nivel final (18 litros), bajo condiciones controladas.

Colocación de aireación a las botellas.

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### 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° 42.- Siembra out-door a gran escala (nivel 500 litros).

Fuente.- FONDEPES, 2016

### B.2.- Selección y acondicionamiento de los reproductores

Los reproductores pueden ser obtenidos del ambiente natural, en caso se esté realizando por primera vez el proceso de obtención de larvas en el Hatchery y/o no se cuente con un stock de reproductores en el centro de cultivo.

En el ámbito local, los criaderos suelen contar con sus propios stocks de producción para el engorde en el mar. Estos stocks se guardan en las mejores condiciones posibles y a baja densidad, en equipos de engorde (linternas), manteniéndolos en correcto estado. Muchas veces se trata de las crías de generaciones anteriores, procedentes del criadero y seleccionadas por sus características deseables, como por ejemplo, el índice de crecimiento, la forma de la concha o su coloración (Mariluz A., 2011).

Es así que en los criaderos los reproductores usualmente se mantienen en un sistema de engorde (linterna), diferenciada de las demás que se encuentran en la línea de cultivo. (FONDEPES, 2016)

#### B.2.1.- Selección de Reproductores

La selección de reproductores se realiza a ejemplares obtenidos del medio natural o del stock disponible en el medio de cultivo, utilizando la observación visual, se seleccionan aquellas conchas de abanico de mejores características fenotípicas: buen tamaño, valvas completas,

valvas sin deformaciones, valvas no quebradizas, charnela firme, apertura vigorosa de las valvas, cierre completo de valvas, coloración intensa de las valvas, valvas libres de parásitos o de poca incidencia, estadio gametogénico. (Yupanqui, E., 2018).

En caso los ejemplares sean obtenidos de un stock disponible de reproductores en el centro de cultivo, estos son preseleccionados en el área de cultivo (donde se ubica la línea de cultivo), y luego se realiza una selección final (en tierra) tomando en cuenta criterios como la madurez de la gónada (coloración), una talla de los ejemplares mayor a 8 cm (longitud de valva), debiendo presentar también su riñón en buenas condiciones y estar libre de parásitos y organismos en las valvas. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 43.- Selección de Reproductores

Fuente: Yupanqui, E. (2018)

✓ Criterio para la selección de reproductores

Según FONDEPES (2016), 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: 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.

- 4) Aspectos sanitarios: presencia de parásitos sobre valva e incrustantes en general, presencia de bacterias y/o microorganismos en general en partes blandes.
- 5) Aspectos productivos: época del año, margen de seguridad de producción, disponibilidad de reproductores.
- ✓ Determinación de Condición Gameto-génica

Este parámetro permite determinar de forma práctica y rápida la condición en la que se encuentran las gónadas y el estado de madurez sexual de los individuos adultos (Mendo et al., 2011). La descripción de los estados de la gónada se muestra en la siguiente tabla:

*Tabla 7*

Estado de Madures de la Gónadas

<b>Gónada</b>	<b>Estado</b>	<b>Características</b>
<b>Reposo</b>	0	Animales vírgenes
	1	Comienzo de la gametogénesis
	2	Aparecen los primeros gametos maduros
	3	Cada folículo tiene en promedio una proporción igual de gametos maduros y en desarrollo
<b>Desarrollo</b>	4	La gónada tiene 2/3 o más del tamaño final del que tendrán las gónadas
	5	Totalmente maduras
<b>Madura</b>	4	Da inicio a la emisión de gametos
	3	La gónada está vacía hasta ½ de su tamaño real
	2	Se evidencia una reducción mayor del área ocupada por la gnada
	1	Presencia de ovocitos residuales

Fuente: Alva et al. (2002)

### ✓ Limpieza de reproductores

Luego a los reproductores seleccionados se les realiza una limpieza mecánica para la remoción y eliminación de sedimentos adheridos y epibiontes de la superficie valvar. Ésta limpieza se realiza en tinas de agua de mar sin filtrar, con ayuda de espátulas y escobillas de cerdas plásticas de punta pulida utilizando abundante agua de mar y manteniendo la temperatura del medio del que fueron extraídos. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 44.- Limpieza de reproductores

Fuente: Yupanqui, E. (2018)

### B.2.2.-Acondicionamiento de Reproductores

- ✓ Después de haber limpiado las valvas (extracción de su superficie organismos epibiontes), con ayuda de espátulas y escobillas de cerdas plásticas de punta pulida en tinas de agua de mar sin filtrar.
- ✓ Se trasladan 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.

- ✓ Transcurrido los 45 minutos, se circula agua de mar (filtrada a 5 micras y esterilizada por luz UV), se nivela el agua a 2 centímetros sobre la superficie de la valva superior de los ejemplares.

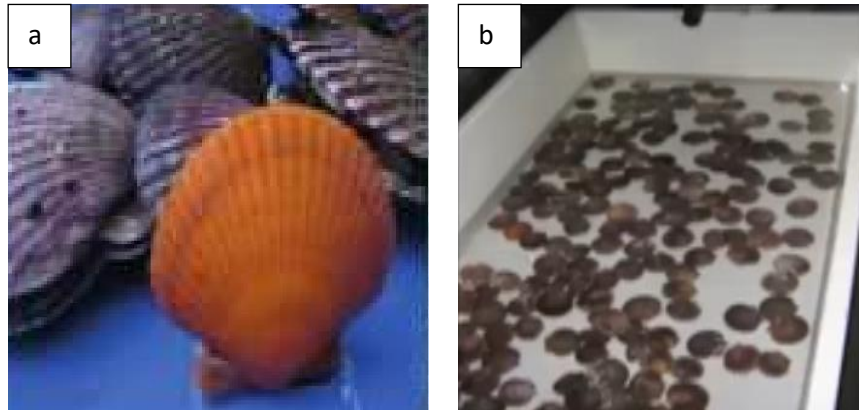


Figura N° 45.- a) Reproductor después de su limpieza, b) tanque de acondicionamiento

Fuente.- FONDEPES, 2016

### B.3.- Inducción al desove y fecundación

#### B.3.1.- Inducción al desove

Según Parwadani (2011), la inducción al desove es trascendental para la producción de semillas de bivalvos en criaderos, además que la fecundidad de los reproductores, el diámetro de los huevos y el tamaño de las larvas pediveliger de *A. purpuratus*, son afectados por el origen de los reproductores (Uriarte et al., 1996).

Para aplicar métodos de inducción, tales como cambios de temperatura, es importante comprobar que el organismo se encuentre en óptimas condiciones fisiológicas, con la finalidad de que los huevos y larvas presenten los mejores índices de viabilidad (Parwadani, 2011 y Bautista, 1989). Según Parsons y Robinson (2006), los métodos más usados en bivalvos son la variación de la temperatura del agua, el incremento de la circulación del agua y la inyección de serotonina.

- ✓ Métodos para la inducción al desove

Según FONDEPES (2020), los métodos existentes para la inducción al desove son los siguientes:

- 1) Estimulación térmica, variaciones escalonadas de temperaturas.
- 2) Estimulación química, adición de gametos, adición de Peróxido de Hidrogeno, irradiación del agua de mar con UV, Serotonina, etc. Este tipo de estimulación no es

recomendada para efecto de producción de semillas para el cultivo, pues da como resultado un bajo retorno de larvas, presentan un comportamiento errático y no cuenta con buenas características requeridas para un cultivo.

- 3) Estimulación mecánica, manipulación, exposición al aire, adición de altas cantidades de microalgas.

La utilización de serotonina y otros estímulos químicos para iniciar el desove es pocas veces beneficiosa. Los óvulos expulsados mediante estos métodos a menudo son menos viables que los óvulos producidos en respuesta al acondicionamiento térmico. (FAO ,2006)

Según FONDEPES (2016), 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.

- ✓ Método más usado para la inducción (Estimulación térmica)

Sin embargo, el choque térmico es quizás el método más utilizado para inducir al desove debido a su facilidad y bajo costo. La técnica involucra cambios graduales o repentinos incrementando o disminuyendo la temperatura del agua, produciendo un estrés térmico a los reproductores dando como resultado la liberación de sus gametos debido a que ocurre un cambio rápido en la temperatura interna del bivalvo (Yupanqui, E., 2018).

A menudo el choque térmico se utiliza en combinación con otros métodos para aumentar la probabilidad de desove, tales como:

- 1) Exposición de los reproductores al aire.
- 2) Incremento de partículas suspendidas en la columna de agua y adición de agua esterilizada con luz ultravioleta
- 3) Aeración constante donde se encuentran los reproductores.
- 4) Incremento en la circulación del agua (20 L min<sup>-1</sup>) y adición de peróxido de hidrogeno.
- 5) La adición de óvulos o espermatozoides provenientes de gónadas maduras de la misma especie, entre otras.

En *Argopecten purpuratus*, el estímulo que más se aplica es el aumento gradual de la temperatura en 5°C por sobre la temperatura de acondicionamiento. Además, Parwadani (2011) indica que en ambientes naturales los bivalvos tienden a desovar en concentraciones elevadas

de fitoplancton, tal como lo confirma Illanes (2010), quien menciona que una sobredosis de microalgas ( $3 \times 10^6$  a  $5 \times 10^6$  cél/ml) induce al desove, luego de una hora.

Según la FAO (2006), se pueden aplicar varios estímulos para inducir el desove. Los mejores son los más naturales, que minimizan el estrés. Por regla general, si el stock no responde a los estímulos térmicos en un plazo razonable, probablemente se deberá a que los gametos que llevan no están totalmente maduros.

✓ Procedimiento para inducción al desove

El desove requiere saber identificar bien los animales maduros y en condiciones de desovar, ya sea provenientes del ambiente natural o previamente acondicionados en Hatchery; de tal manera que se encuentren en las mejores condiciones de evacuar gametos viables y en cantidades adecuadas a las necesidades. (Mariluz, A., 2011) Siendo la estimulación térmica (cambios repentinos de temperatura), el método más utilizado, el cual se puede acompañar para su mayor efectividad de un tipo estimulación mecánica (adición de altas cantidades de micro algas), este procedimiento se describe a continuación:

- ✓ Según FONDEPES (2016), posterior al acondicionamiento, y dentro del mismo tanque de acondicionamiento los reproductores son sometidos a incrementos graduales de temperatura de modo que al estar inmersos en un tanque con nivel de agua y temperatura conocida, se procede a incrementar la temperatura a razón de  $1^\circ\text{C}$  por cada 10 minutos, sin alterar el volumen de agua total.
- ✓ Sobre los  $3^\circ\text{C}$  de incremento y de forma paralela se agrega al agua 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  $5^\circ\text{C}$  de diferencia y dejar por 30 minutos. (FONDEPES,2016)

Luego se elimina el agua de mar con alimento. (Yupanqui, E., 2018)

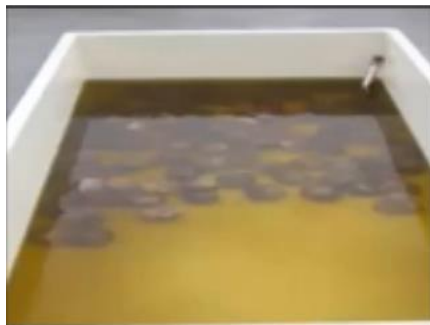


Figura N° 46.- Adición de altas cantidades de microalgas al tanque de reproductores

Fuente.- FONDEPES, 2020

- ✓ 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. Y de forma paralela se llena otro ratch con agua de mar, cuya temperatura se procede a elevar (a 5°C sobre la temperatura donde se encuentran los reproductores), una vez la temperatura se haya podido elevar se transfieren uno a uno los reproductores al tanque con la temperatura elevada y se deja por un lapso de 15 minutos. (FONDEPES, 2016)

La FAO (2006), indica que el agua puede ser calentada con ayuda de un calentador de acuario de 150 W, llegando hasta los 25 o 27 °C.

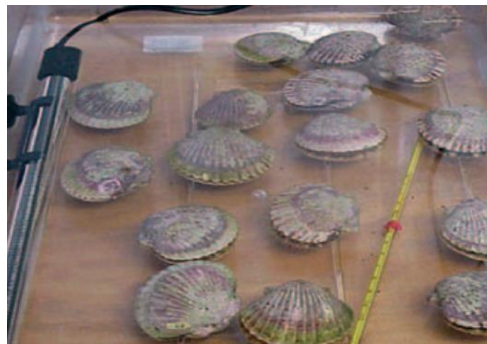


Figura N° 47- Reproductores dentro bandeja con agua a temperatura elevada

Fuente: FAO ,2006

- ✓ Posteriormente para estimular aún más la expulsión de gametos, se podría 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.

El número de ciclos fríos y templados necesarios para inducir el desove depende del estado de madurez de los gametos y de que los adultos estén preparados para desovar. En verano, los adultos pueden desovar en menos de una hora después de la inducción, pero más al principio de la estación, pueden necesitarse hasta 3 o 4 horas de tratamiento térmico para que desove el primer animal. En general, si los adultos no responden dentro de un período de 2 o 3 horas, se les devuelve a los tanques de acondicionamiento durante una semana más. Los adultos pueden empezar a desovar en la parte fría o templada del ciclo, pero ocurre con más frecuencia durante la parte templada. Si bien es común que los machos desoven primero, no siempre ocurre así. (FAO ,2006)

- ✓ *A. purpuratus*, al igual que otros pectínidos que se cultivan, es un hermafrodita funcional, sus gametos femeninos y masculinos se desarrollan simultáneamente y cuando están maduros, son liberados unos a continuación de los otros, ante un estímulo adecuado. Esta estrategia reproductiva da por resultado altas probabilidades de

autofecundación, dando como consecuencia el aumento de la consanguinidad y se concluye que el crecimiento de las larvas véliger de esta especie es afectado por la autofecundación (FAO ,2007).

Para evitar la autofecundación y asegurar la fecundación cruzada de los óvulos con esperma de adultos distintos del lote en cuestión, por lo cual los lotes de óvulos de los distintos adultos se guardan por separado y se fecundarán por separado con esperma de adultos de un lote distinto. (FAO ,2006)

Por lo cual los técnicos observan con atención para identificar los individuos que empiezan a desovar en el tanque de agua templada. Iniciada la liberación de gametos, considerando las primeras 4 emisiones como estímulos para el resto de la población seleccionada. (FONDEPES, 2016)

Los reproductores que empiezan a desovar se aclaran con agua de mar filtrada y se les transfiere individualmente a recipientes pudiendo utilizar vasos de precipitados marcados o jarras que contienen entre 0,5 y 1 litro de agua de mar.

Después de expulsar el esperma, cambian bruscamente y comienzan a liberar óvulos de color naranja. Inmediatamente después de este cambio es necesario retirar los individuos, aclararlas y devolverlas a vasos limpios con agua de mar filtrada para continuar la liberación de los óvulos. Si la producción de los óvulos es rápida y prolífica, a menudo se añade esperma de otros individuos en este momento (FAO ,2006).

En caso no se cuente con vasos de precipitado, también se pueden agrupar en grupos de 4 o 5 individuos que estén expulsando el mismo tipo de gameto (óvulo o espermatozoides) en recipientes más grandes, como baldes de 20 litros (Yupanqui, E., 2018).



Figura N°48.- Separación de reproductores expulsando el mismo tipo de gametos, a) Separados en jarras, b) Agrupados en grupos de 5 en baldes

Fuente: FAO (2006) / Yupanqui, E. (2018)

El esperma es expulsado a través de la abertura o sifón exhalante en un chorro fino y constante. La expulsión de los óvulos es más intermitente y se emiten en nubes desde la abertura exhalante o sifón.

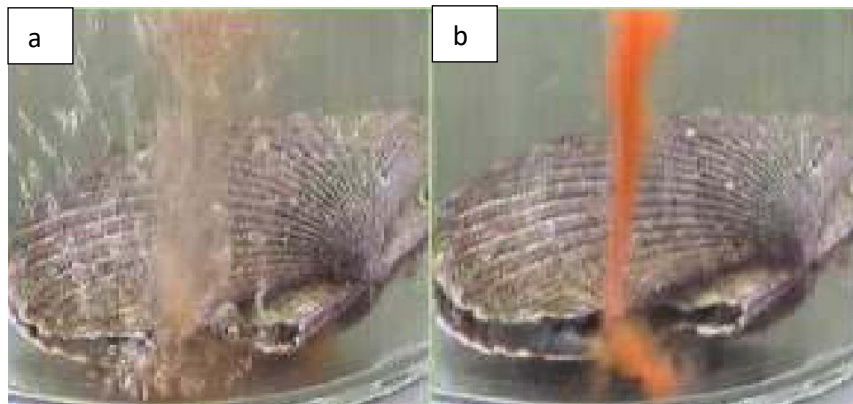


Figura N° 49.- a) Expulsión de espermatozoides, b) Expulsión de Óvulos

Fuente: FONDEPES, 2016

### B.3.2.- Fecundación

Para la fecundación, se hace necesario conocer las condiciones ambientales que requieren los gametos así como las características de los gametos y sus concentraciones y las proporciones para una buena fecundación. Desarrollando los siguientes pasos para la fecundación:

- ✓ Seleccionar los óvulos colectados (Pool de óvulos), separando aquellos que decanten rápidamente (los de mejor calidad son los más pesados) y tamizar a 45 micras. (FONDEPES,2016)
- ✓ Se revisa la densidad de ambos gametos antes de realizar la fertilización. Para la fertilización se utiliza gametos masculinos de menor tiempo de emisión. Se adiciona una solución de espermios (1 ml) por cada litro de óvulos, con ayuda de una probeta de 0,5 L, manteniendo una razón de 7 a 10 espermias por óvulo a fin de evitar la poliespermia. Se procede a homogenizar la mezcla suavemente, pudiendo ayudarnos con una jarra plástica de 500 ml, por 10 segundos. La temperatura del agua en la que se mantiene los óvulos fecundados debe estar entre los  $19 \pm 1$  °C (Yupanqui, E.,2018)  
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. (FONDEPES, 2016)  
Ya que el desarrollo se verá alterado si la densidad de embriones por volumen de unidad (recipiente), transcurridas las primeras fases de división, supera ciertos límites específicos.

Cabe destacar la utilización de una rasera circular de 10 cm de diámetro de plástico para agitar suavemente el contenido del cubo y mantener los óvulos fecundados en suspensión. El cubo puede contener entre 5 y 10 millones de huevos – «a ojo de buen cubero». (FAO ,2006)



Figura N° 50.- Reposo de óvulos fecundados en baldes de 20 litros

Fuente.- FONDEPES, 2016

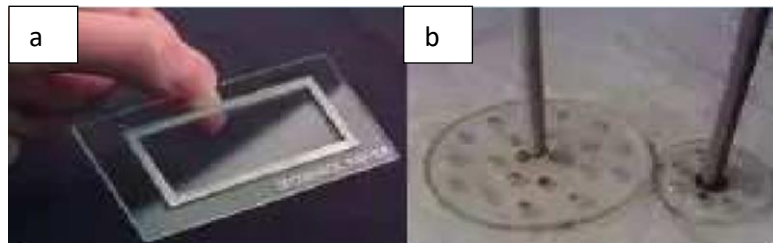


Figura N° 51.- a) Cámara Sedgwick Rafter b) Rasera circular para homogenizado.

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### B.4.- Cultivo Larval

Los huevos fecundados son transferidos a los tanques de cultivo a razón 80 a 100 óvulos  $\text{ml}^{-1}$  de agua de mar (filtrada y esterilizada), para que sigan su desarrollo embrionario y larvario, manteniendo el cultivo a una temperatura de  $19\pm 1^\circ\text{C}$ . (Yupanqui, E., 2018)

##### B.4.1.- Desarrollo embrionario

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). Con el transcurrir de las horas, empiezan a aparecer las primeras formas procedentes de la segmentación del huevo.

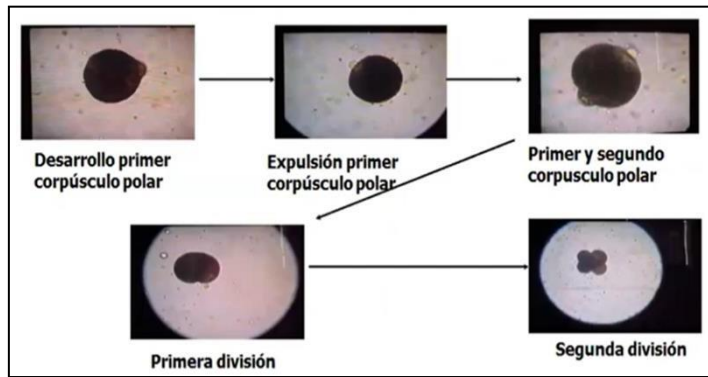


Figura N° 52.- Segmentación del huevo de *Argopecten purpuratus*

Fuente.- FONDEPES, 2020

A las 12 horas, alcanza el estadio de larva trocófora. Las larvas presentan un órgano de natación formada por una corona de cilios en el lado ventral.

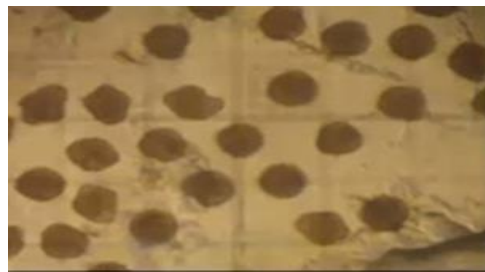


Figura N° 53.- Larva trocófora

Fuente.- FONDEPES, 2020

Recomendaciones durante el desarrollo embrionario:

- ✓ Se sugiere tomar varias muestras de 5 ml, directamente del tanque incubación, para el seguimiento del desarrollo embrionario cada 30 de minutos.
- ✓ Durante las 24 – 36 horas de incubación (a una temperatura de  $19^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ ) no se debe suministrar alimento. Registrar los parámetros fisicoquímicos del agua.

Tabla 8

Tiempo y Tamaño en cada Estadío Embrionario de *A. purpuratus*

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

Fuente.- FONDEPES, 2016

Una vez culminado el desarrollo embrionario, la larva continúa un proceso de desarrollo durante un tiempo promedio de 26 días

#### B.4.2.- Desarrollo larvario

El desarrollo larvario comprende los siguientes estadios: Larva “D”, Umbonada, Pedivelíger y Pedivelíger con mancha ocular.

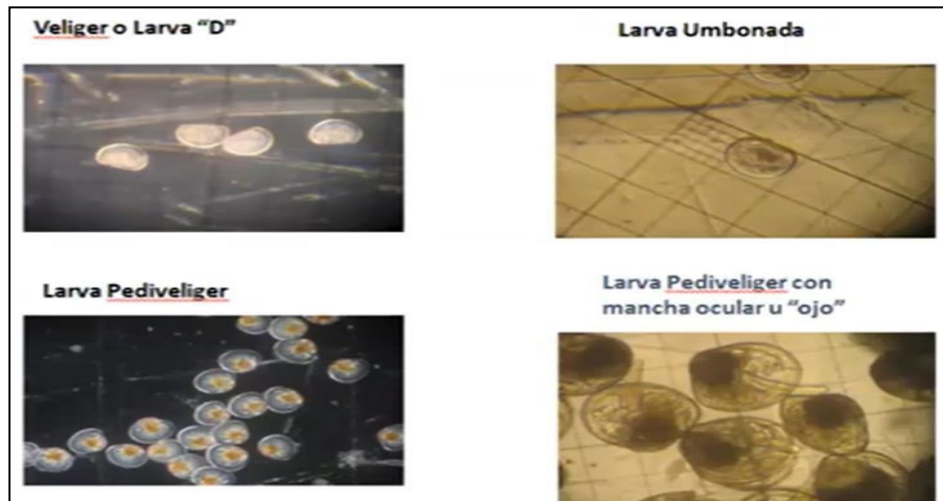


Figura N° 54.- Estadios del desarrollo larval

Fuente.- FONDEPES, 2020

Luego de 72-96 horas post fecundación se pasa al estadio de larva veliger, con forma de “D” característica, con desarrollo completo de su sistema digestivo, con esta etapa inicia el cultivo larval propiamente dicho. A partir de esta etapa, la larva está capacitada para alimentarse por sí misma. Esta etapa dura de 15 a 22 días, dependiendo de la disponibilidad y calidad de alimento. (Uriarte 2008). La densidad de las larvas debe ser regulada a medida que avanza su desarrollo, iniciándose con densidades de 10 larvas D por ml de agua del tanque, y aproximadamente 4 días después al pasar al estadio de larva Umbonada ajustar la densidad a 5 larvas por ml, hasta llegar al final de la etapa larvaria pre metamórfica (larva pediveliger con mancha ocular), con densidades de 1 a 2 larvas ml. (FONDEPES, 2020)

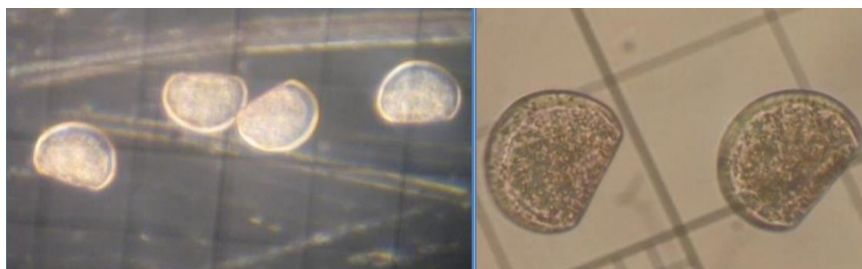


Figura N° 55.- Estadio larval Veliger o larva “D” de *A. purpuratus*

Fuente.- Yupanqui, E. (2018)

Luego del estadio de larva Umbonada se pasa al estadio de larva pediveliger, la cual luego de 1 o 2 días se convierte en larva pediveliger con mancha ocular u “ojo” (FONDEPES, 2020). En esta etapa, para obtener una alta supervivencia, crecimiento y fijación, además de una rigurosa limpieza y asepsia, se requiere controlar: temperatura del agua, cantidad y calidad del alimento, salinidad, pH y densidad de las larvas en el cultivo. La fase del desarrollo larvario culmina con la fijación de la larva a un sustrato y posterior metamorfosis, se conoce que ambos procesos son provocados por estímulos ambientales específicos, representando un período de altas mortalidades en las larvas al sufrir cambios fisiológicos, morfológicos y bioquímicos durante la transición de la existencia pelágica a la bentónica (Shumway y Parsons, 2006 y Martínez et al., 1999).

Recomendaciones durante el desarrollo larvario:

- ✓ Una vez alcanzado el estadio de larva “D”, se debe 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. Suministrar el alimento a razón de 20 000 a 50 000 cél/ml del volumen de cultivo.



Figura N° 56.- Microalgas cultivadas como alimento para las larvas

Fuente.- FONDEPES, 2020

- ✓ Las renovaciones de agua implican captar paulatinamente todas las larvas “D” con ayuda de un tamiz de malla de 37 a 45 micras de diámetro y, trasladar momentáneamente hacia un segundo tanque de menor volumen con fines de manejo, evitando la permanencia de larvas en altas densidades.

- ✓ 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). Este proceso se realiza colocando un tamiz en la desembocadura o tubo de salida por donde va a drenar el agua del tanque, para que se pueda recibir en estos las larvas que saldrán por ahí. Para luego realizar una limpieza o lavado de las larvas y de esta manera eliminar cualquier partícula ajena al cultivo, seguidamente se procede a clasificar las larvas por tamaño, con ayuda de unos tamices los cuales tienen distintas apertura de malla para dicha tarea.



Figura N° 57.- a) Drenado de agua de los tanques de cultivo. b) lavado de las larvas, c) y d) Tamizado de las larvas.

Fuente: FONDEPES, 2016

- ✓ 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 estadios larvales.



Figura N° 58.- a) tamices con diferente apertura de malla, b) tamices superpuestos para la retención de larvas de diferentes tamaños, c) larvas ya tamizadas

- ✓ Al alcanzar el estadio larval pediveliger, 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.

Tabla 9

Estadios Larvarios de *A. purpuratus* y Tamaño de apertura de malla del tamiz

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
Pediveliger	195-210	100,125
Pediveliger con mancha ocular ("fijación")	>220	150

Fuente.- FONDEPES, 2016

#### B.4.3.-Tratamiento de agua de mar para el cultivo

- ✓ Se filtra el agua de mar a través de una serie de 3 filtros con bobinado de 5 micras de diámetro.
- ✓ Luego se esteriliza el agua de mar con irradiación UV.
- ✓ A continuación pasa por filtros tipo bolsa de 5 micras de diámetro, para retener sólidos suspendidos que hubieran pasado.
- ✓ Se deposita el agua en un tanque de 5 m<sup>3</sup>.
- ✓ Finalmente se envía el agua de mar tratada al tanque de cultivo larval.

(FONDEPES,2016)

#### B.4.4.-Tanques para el desarrollo larval

Existe un amplio abanico de tanques circulares o semi cuadrados (cuadrados de esquinas redondeadas) que se pueden utilizar para el desarrollo embrionario y larvario. Es aconsejable construirlos de polietileno o de fibra de vidrio con material nuevo y no reciclado. Los tanques que se utilizan por primera vez se llenan de agua de mar y se dejan de 2 a 4 meses, cambiando el agua semanalmente. Esto permite la eliminación de sustancias tóxicas del material plástico nuevo que se lixivian a la superficie y que pueden ser perjudiciales para las larvas. Se puede reducir este tiempo de remojo con agua de mar empleando otro procedimiento más rápido, que consiste en limpiar los tanques de fibra de vidrio con vapor. Los tanques de fondo plano o los de fondo cónico con una pendiente pequeña (p. ej. con el fondo casi plano) son los más utilizados para el desarrollo embrionario.

La superficie del fondo del tanque es más importante que la profundidad del agua. No se recomienda la aireación durante esta primera etapa ya que los efectos mecánicos de la perturbación del agua pueden provocar un desarrollo anormal de las larvas.



Figura N° 59.- Recipientes de cultivo apropiados para el desarrollo embrionario y larvario. a) De fibra de vidrio de 200 l de fondo cónico muy pronunciado y desagüe de fondo; b) Tanque de polietileno de 125 l con fondo plano; c) tanque cuadrado de polietileno aislado de 1 000 l con esquinas redondeadas

Fuente.- FAO ,2006

#### B.5.- Asentamiento larval y metamorfosis

Según FONDEPES (2016), el asentamiento larval comprende los siguientes subestadios:

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

##### B.5.1.- Conducta de asentamiento

Al alcanzar la fase pediveliger, las larvas tienden a ir hacia el fondo pasando de la fase nadante a la reptante en la que alternan ambas formas de locomoción, ésta fase puede durar entre horas a días, antes de que se lleve a cabo la fijación.

##### B.5.2.- Fijación larval sobre sustrato

Las larvas de pectínidos se fijan cuando alcanzan un tamaño de entre 220 y 250  $\mu\text{m}$ , para ello exploran un sustrato adecuado el que reconocen y recorren reptando, durante la fase de pediveliger, a continuación ocurre la metamorfosis, en la cual la larva se transforma en una post larva iniciando su vida bentónica, y transformando sus estructuras hasta adquirir las características propias del animal adulto. La fijación, produce una disminución de la materia orgánica de la larva, principalmente de las proteínas y los lípidos (Farías et al., 1998); por la

disminución de la tasa de filtración del alimento (Abarca y Castilla, 1997). Para llevar a cabo la fijación es necesario llevar un monitoreo minucioso para determinar el momento exacto en que la larva planctónica pasa a un estadio bentónico (Mendo, 2011).

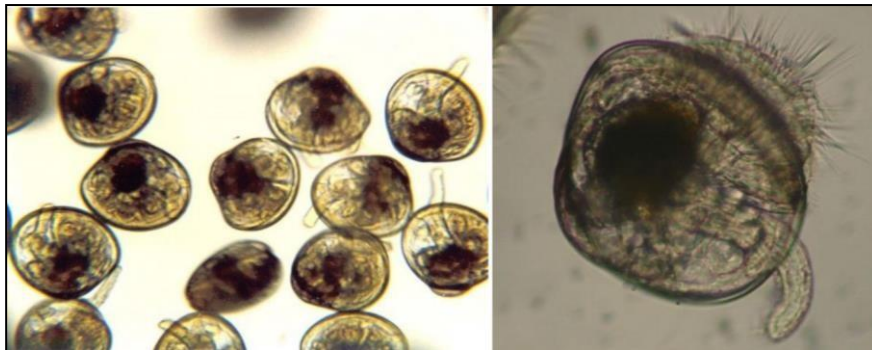


Figura N°60.- Larva pediveliger con mancha ocular (etapa de fijación), se aprecia pie muscular

Fuente.- Yupanqui, E. (2018)

✓ Factores externos físicos que influyen en la fijación

Según Herdocio (1993), entre los factores exógenos más resaltantes que influyen en la fijación de organismos, destacan los siguientes:

- 1) Estacionalidad: el momento en el que es colocado el sustrato de fijación es determinante del tipo de sucesión a obtener.
- 2) Luz: las larvas en el momento de su liberación, presentan un comportamiento fototactismo positivo, pero cuando inician el periodo de exploración del sustrato este comportamiento se ve invertido, buscando zonas con menos iluminación para fijarse.
- 3) Temperatura: este parámetro juega un papel importante en la vida de los organismos acuáticos
- 4) Naturaleza del sustrato: según el análisis cuantitativo de los distintos grupos de organismos fijados a sustratos de distinta naturaleza como cristal liso, cristal rugoso y poliestireno, de estos, sugiere al poliestireno como el sustrato más adecuado (Netlon).

#### B.5.1.- Sustrato para la fijación de la larva

El material empleado sobre el que se fijan las larvas en el Hatchery se denomina material de fijación y puede ser de varios tipos. Tiene que cumplir dos criterios importantes, que sea una superficie adecuada para las larvas y que se pueda manejar con facilidad (Helm et al., 2006). Según Uriarte y Farías (1995), las post-larvas de pectínidos se fijan sobre sustratos o mallas, siendo las más comunes las mangas de “Netlon”.

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, con filtro UV incorporado). Este sustrato se armó en forma de cono, formado por traslape de la malla netlon sobre si misma, para luego amarrar ambos extremos.



Figura N°61.- Netlon, usado como sustratos de fijación

Fuente.- Yupanqui, E. (2018)

✓ Recomendaciones para la fijación de las larvas:

- 1) El material debe ser preparado dos días antes de que ingresen las larvas a fijación (netlon y malla verde o cebollera).
- 2) Luego de armar las unidades de fijación (comúnmente llamados chululos), se les realiza un lavado para luego ser desinfectados con una solución de hipoclorito de sodio comercial a 500 ppm, ya que el material de fijación debe estar totalmente limpio y desinfectado.

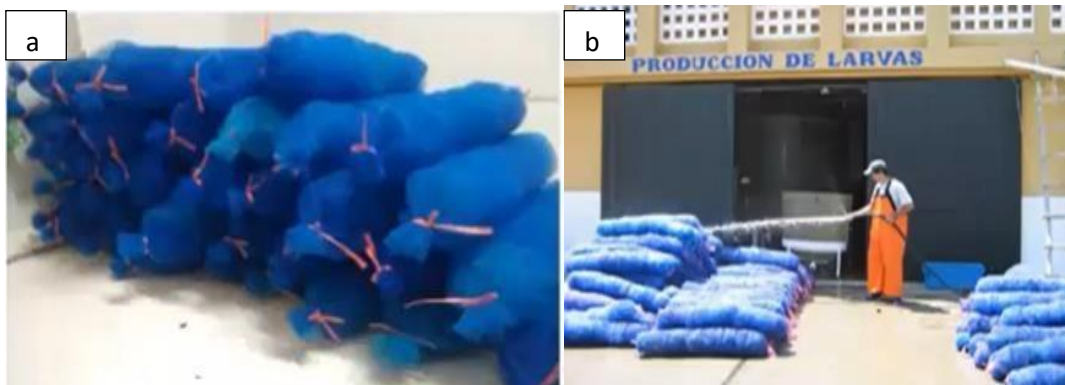


Figura N° 62.- a) Armado de sustratos de fijación “chululos”, b) lavado de sustratos

Fuente.- FONDEPES, 2020

- 3) Colocar el sustrato de fijación (chululos) en el tanque de asentamiento (1 unidad por cada 12,5 L de agua de mar) y verter sobre estos una dosis de microalgas, con el objetivo que se forme una película (biofilm) sobre estos, ya que esto ayudará en la fijación de las larvas.

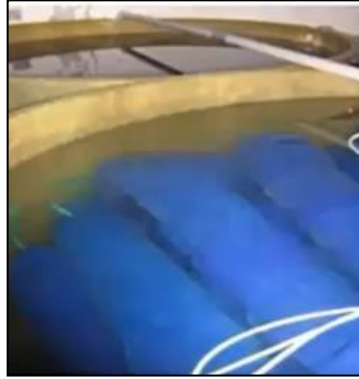


Figura N°63.- Sustratos de fijación colocados dentro del tanque de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2020

- 4) Luego se agregan las larvas para que puedan realizar su fijación en estos sustratos.
- 5) 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).
- 6) La densidad de cultivo debe oscilar de 1 a 2 larvas/ml.
- 7) Suministrar aireación suave desde el primer día de fijación.
- 8) Proporcionar la cantidad de alimento necesaria.
- 9) Efectuar el cambio de agua interdiario de los tanques, procediendo a desinfectarlos. Esta rutina se llevará a cabo hasta el envío al mar.
- 10) Durante el proceso de fijación y cambio de agua de tanques se realiza una depuración de las larvas, eliminando aquellas que se presentan muertas y no muestren un adecuado desarrollo.
- 11) Llevar a cabo la medición y observación de las larvas, para evaluar su envío al mar.



Figura N° 64.- Larva pediveliger con mancha ocular adherida al sustrato

Fuente.- FONDEPES, 2020

### B.5.1.- Metamorfosis post- fijación (cultivo post-larval)

La metamorfosis inicia inmediatamente después de la fijación, en este proceso desaparecen partes de las estructuras larvarias, para adquirir características propias de un adulto, procediendo a la formación de la disoconcha (post- larva). (FONDEPES, 2020)

La metamorfosis es un momento crítico en el desarrollo de los bivalvos, pues el animal deja su actividad natatoria y planctónica para llevar una existencia sedentaria y bentónica y pueden registrarse mortalidades significativas durante esta etapa, tanto en medio natural como controlado, por lo que recomiendan poner especial atención a esta etapa, ya que es un aspecto importante de la producción de bivalvos juveniles en el criadero (Helm et al. 2006). La metamorfosis comienza inmediatamente luego de la fijación y es considerada como uno de los puntos más delicados en el cultivo de larvas de concha de abanico en ambiente controlado, esta etapa representa una de las etapas críticas para la producción masiva de juveniles en el hatchery (Alva et al. 2002).

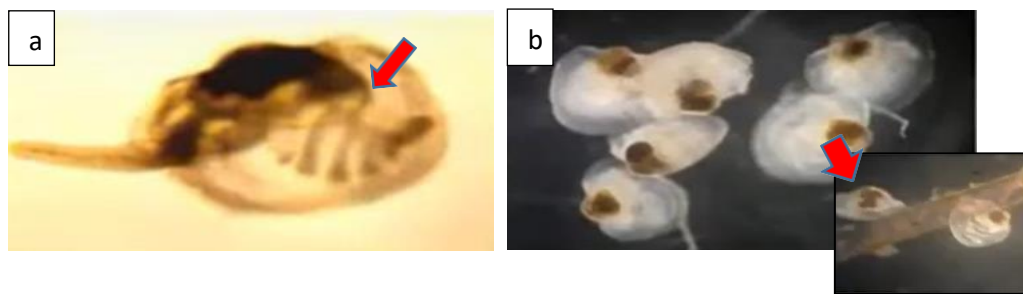


Figura N° 65.- a) peine branquial más remarcado en larva b) Formación de disoconcha

Fuente.- FONDEPES, 2020

### B.6.- Envío de la larva al mar

- ✓ El envío de la larva al mar se realiza en el 27vo o 30vo día de cultivo larval (aproximadamente 10-15 días después de la fijación), ya que no conviene tener mantener más tiempo a las post- larvas (semillas) en el hatchery, ya que esto representaría más costos para el centro de cultivo, con este tiempo de cultivo las post- larvas han alcanzado tallas promedio de 350 $\mu$  (talla adecuada para su envío al mar).
- ✓ Se procede a acondicionar tanques de 2,5 m<sup>3</sup>. Estos tanques deben ser llenados con agua de mar cruda, luego se retira los chululos de los tanques de cultivo (hatchery) y se colocan dentro de estos tanques. Se acondicionan 50 chululos por cada tanque.
- ✓ Mientras tanto a las paredes internas del tanque de cultivo en el que se encontraban los chululos, se les pasa una brocha para poder recuperar las larvas fijadas sobre esa

superficie, y son llevadas hasta el tanque de 2,5 m<sup>3</sup>, donde fueron trasladados los chululos para que se puedan verter las post-larvas sobre estos y de esta manera evitar perder semillas y que se envíen la mayor cantidad posible a las líneas de cultivo.

- ✓ Luego de que los chululos ya se encuentren acondicionados en los tanques de 2,5 m<sup>3</sup>, pasan a ser cubiertos cada uno con una malla Raschell de color verde (malla cebollera), a las que se les pasa a llamar camisón, y cuya función será proteger a las larvas fijadas en el netlon cuando se encuentren suspendidas de la línea de cultivo. (FONDEPES, 2016)



Figura N° 66.- Malla Raschell verde, usada como camisón para los chululos

Fuente.- FONDEPES, 2020

- ✓ Antes de llevar los chululos al mar, se debe realizar días previos un monitoreo del área donde se ubican las líneas de cultivo (verificar la tabla de mareas y condiciones del viento), con el fin de verificar que las condiciones sean las propicias para las semillas.
- ✓ Luego los chululos ya con su camisón son colocados en la embarcación, la cual servirá de transporte hasta la línea de cultivo en la cual se instalarán estos sistemas, de esta manera las semillas empiezan a depender del alimento que filtren del ambiente natural. Se recomienda realizar este procedimiento antes de las 6 a.m., para aprovechar las condiciones del mar a esa hora, marea baja (FONDEPES, 2020)



Figura N° 67.- Instalación de chululos en la línea de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2020

#### 7.1.2.2.- DESARROLLO DEL CULTIVO EN LAS LÍNEAS:

Para que las semillas obtenidas anteriormente puedan alcanzar un desarrollo total, pasan por las siguientes etapas de cultivo en las líneas:

## A. ETAPA DE CULTIVO INICIAL O PRE-CULTIVO

Esta etapa de cultivo, se inicia con la primera actividad que comprende la desactivación de los colectores (en caso las semillas sean obtenidos del medio natural) y/o chululos (en caso las semillas provengan del hatchery), que se han mantenido en la línea de cultivo por espacio de 45 días, para pasar las semillas a un sistema de cultivo diferente (peral nets o linternas).

Teniendo en cuenta el monitoreo continuo a los chululos durante estos 45 días (antes de proceder con la desactivación de los chululos), es recomendable realizar cambios de los camiones que cubren los chululos, aproximadamente cada 15 días, ya que la malla que conforma los camiones suele taponearse por organismos que se acentúan sobre esta, lo que impide el paso del agua y por ende el paso de alimento para las semillas.



Figura N° 68.- Cambio de Camión a los chululos cada 15 días

Fuente.- FONDEPES, 2020

Luego a los 45 días, la desactivación es realizada con la ayuda de una embarcación, la cual debe contar con el equipamiento apropiado para poder realizar el izado o levante de líneas con ayuda de un winche mecánico o grúa hidráulica, para poder ir retirando los sistemas (chululos), ubicándolos en la cubierta y trasladarlos a la balsa (plataforma de trabajo) o en caso no se cuente con una, llevarlos a una área en el muelle donde se encuentren los tanques (ratch) acondicionados (con agua de mar) para poder proceder con la desactivación del sistema y el lavado. (FONDEPES, 2004)



Figura N°69.- Apertura del chululo para su desactivación

Fuente.- FONDEPES, 2004

Seguidamente se realiza el lavado de los chululos y/o colectores que se encuentran en los tanques, para conseguir el desprendimiento de las semillas, esto se efectúa 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.

Después las semillas son tamizadas por tallas, este procedimiento es recomendando hacerlo manualmente ya que al encontrarse en esta fase inicial se requiere un cuidado para evitar que las valvas se “descharnelen” y se realiza con ayuda de tamices de diferentes aberturas a fin de separarlos por tallas para poder tener la uniformidad en el sembrado.

Luego las semillas ya tamizadas son depositadas en tinas rectangulares (ratch) que contienen agua de mar y sobre las cuales se acondiciona una malla, y encima de esta malla se colocan las semillas.

A continuación pasan a ser cubicadas, y contadas aplicando un método volumétrico, de esta 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 de siembra prevista.

Posteriormente las semillas son sembradas en linternas o pearl nets con las mismas densidades por piso dependiendo de las tallas. (FONDEPES, 2016)

Sistemas utilizados:

Tabla 10

Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo inicial

<b>Sistema</b>	Pearl nets	Pearl nets	Linterna L0	Linterna L1
<b>Diámetro</b>				
<b>abertura de malla (mm)</b>	<b>2</b>	<b>6</b>	<b>9</b>	<b>15</b>

Fuente.- FONDEPES, 2004

Con el traslado de semillas al sistema L1 termina la etapa inicial, con siembra de 150 unidades por piso con rango de tallas de 20- 30mm. Se debe de 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. (FONDEPES, 2004)

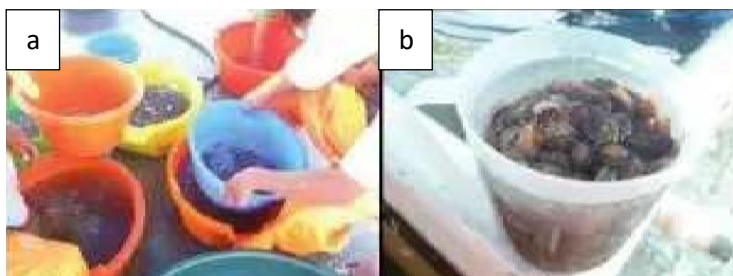


Figura N° 70.- a) Tamizado de las semillas, b) cubicado y conteo de semillas según volumen

Fuente.- FONDEPES, 2016



Figura N°71.- Siembra de las semillas en las linternas

Fuente.- FONDEPES, 2016



Figura N°72.- Colocación de Pearl nets en la línea de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2016

## B. CULTIVO INTERMEDIO

Después de haber permanecido por espacio aproximado de tres meses los moluscos en los Pearl nets y/o linternas L1, se realiza el desdoble, el proceso mediante el cual se reduce la cantidad de ejemplares de concha de abanico que existe dentro de los sistemas de cultivo (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 determinarían una más rápida acción de los desdobles.

En este desdoble se procede a pasar a las Conchas de Abanico que se encontraban en Pearl nets a linternas L1 y a las que se encontraban en linternas L1 pasarlos a linternas L2, con densidades de 80 y 60 unidades por piso con tallas de 30- 40 mm y 50- 55 mm.

El tamaño que alcancen los moluscos, depende del tiempo que el sistema ha sido sembrado, y de las condiciones ambientales tales como parámetros físicos- químicos y biológicos. (FONDEPES, 2004)

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. (FONDEPES, 2016)



Figura N°73.- Siembra en cultivo intermedio

Fuente.- FONDEPES, 2004

Sistemas utilizados:

Tabla 11

Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo intermedio

Sistema	Linterna L1	Linterna L2
<b>Diámetro abertura malla (mm)</b>	15	21

Fuente.- FONDEPES, 2004



Figura N° 74.- Colocación de Pearl nets en la línea de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2016

### C. CULTIVO FINAL - ENGORDE

Después de los 90 días de haber sido sembrado el recurso en linternas L2, estas son llevadas al sistema L2-L3, como resultado del desdoble o desactivación de dicho sistema, con densidades de 30 - 40 unidades por piso con tallas de 60 - 65 mm y 70 - 75 mm, esto dependiendo del tipo de sistema y al tamaño que alcanzarán los bivalvos. (FONDEPES, 2004)

Sistemas utilizados:

Tabla 12

Sistemas de crecimiento utilizados en la etapa de cultivo inicial

Sistema		Linterna L2	Linterna L3
<b>Diámetro</b>	<b>abertura</b>	21	32
<b>malla (mm)</b>			

Fuente.- FONDEPES, 2004



Figura N°75.- Cultivo final-engorde de Concha de Abanico

Fuente.- FONDEPES, 2004

#### D. COSECHA

Última etapa del cultivo, se realiza después de aproximadamente 90 días de su siembra en el último sistema, es decir, que en esa fecha se extraen todos los individuos con tallas superiores a los 75 mm, alcanzando el recurso su talla y peso comercial, estando lista para su venta y/o procesamiento en planta.



Figura N°76.- Cosecha del cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2004

#### E. OTRAS OPERACIONES REALIZADAS DURANTE EL CULTIVO

##### ✓ 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 linternitas (sistemas de crecimiento), en una línea de cultivo. Se debe e 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, numero o código de línea de cultivo, datos que identifican al lote al cual se le puede asignar un número de registro o código.

##### ✓ 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.

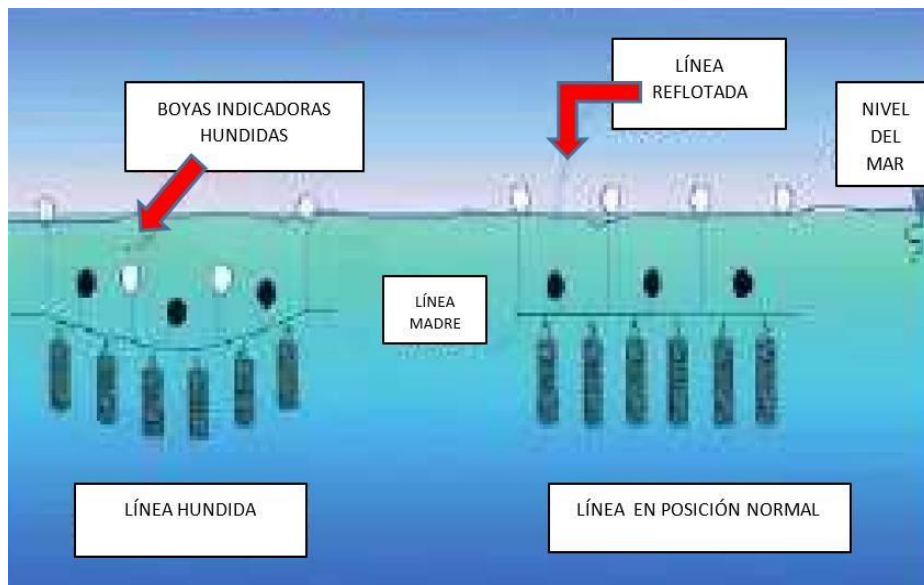


Figura N° 77.- Reflote de línea de cultivo

Fuente.- FONDEPES, 2016

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.



Figura N°78.- Reflote, colocación de boyas limpias

Fuente.- FONDEPES, 2016

### 7.1.2.3.- EMBARQUE Y TRANSPORTE DE LA COSECHA

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 trasladado vivo a su destino final (procesamiento, mercado, etc.) es por ello que en todo momento se debe mantener la cadena frío en su transporte a la planta o mercado (destino final), así mismo la aplicación correcta de los principios de buenas prácticas acuícolas y plan de higiene y saneamiento del centro de cultivo.



Figura N°79.- Cosecha y embarque para el transporte de Concha de Abanico

Fuente.- FONDEPES, 2016

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 sino que deberán descansar sobre un dispositivo o contenedor (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.

- ✓ Documentación para el traslado (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, porque contiene la información precisa de siembra, lote, procedencia, fecha de cosecha, etc., datos que servirán para la trazabilidad del producto final.

## 7.2.- Cultivo de fondo

Este tipo de cultivo se realiza en zonas protegidas como por ejemplo la 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 metros. (FONDEPES, 2016)

El lastre o anclaje de los corrales que se emplean estar conformado por un chorizo relleno de piedras de esta manera mantienen en el fondo el corral hecho de malla anchovetera o sardinera (PROMPERÚ, 2010).

Otra forma de armar este sistema de cultivo aunque más rustica, según Kanagusuku (2009), es construir un corral de malla o red de forma circular o rectangular en el fondo, cuya parte inferior va pegada al fondo, a la cual se le hace como una especie de bolsillo donde se colocan piedras para que el corral no se mueva y la parte superior del corral va adherida botellas descartables, para que ese lado de la red flote.

Antes de hacer la siembra se debe evaluar la zona y realizar experimentos a pequeña escala. Para ello se sugiere emplear corrales pequeños que puedan ser manejados y evaluados de manera continua y eficaz, para verificar la viabilidad del proyecto.

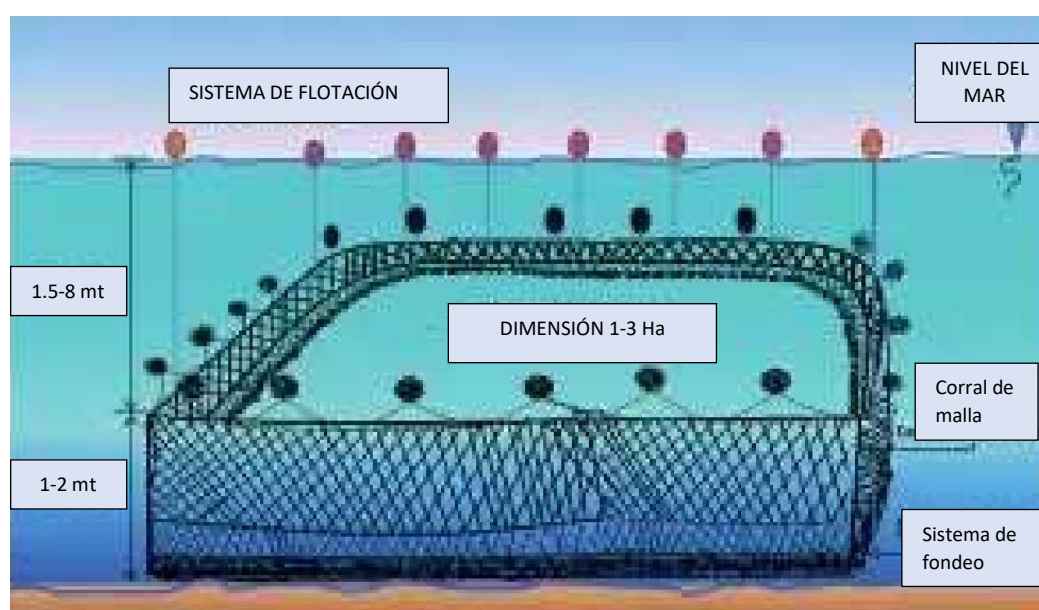


Figura N° 80.- Sistema de cultivos de fondo

Fuente.- FONDEPES, 2016

### 7.2.1.- Ventajas y desventajas del cultivo de fondo

Entre las ventajas de este método de cultivo se encuentran su bajo costo en comparación al sistema suspendido (considerando en este último los costos de los sistemas de crecimiento), así como la rapidez de la siembra y el mayor número de individuos por área cultivada.

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. (FONDEPES, 2016)

*Tabla 13*

#### Ventajas y desventajas del cultivo de fondo

<b>VENTAJAS</b>	<b>DESVENTAJAS</b>
✓ Costos operativos reducidos.	✓ Desarrollo de la concha más lento frente al suspendido.
✓ Mantenimiento casi nulo.	✓ Mayor probabilidad de mortalidad frente a bajas de oxígeno.
✓ Mayor seguridad frente a la substracción.	

Fuente.- Benavides et al., 2018

### 7.2.2.- Obtención de semillas para este tipo de cultivo

Para iniciar con el cultivo de Concha de Abanico utilizando el cultivo de fondo, se pueden obtener las semillas a partir de su captación en el ambiente natural, o también pueden ser compradas a un Hatchery productor de semillas.

### 7.2.3.- Siembra de semilla

Las semillas son transportadas en mallas (capachos) hasta el área, para continuar su cultivo en sistema de fondo en corrales. El buzo se sumerge con las mallas para sembrar las semillas en el fondo de tal manera que queden esparcidas en forma uniforme, ya que si estas son lanzadas desde la cubierta de la embarcación se corre el riesgo de que las corrientes marinas las trasladen fuera del corral y queden expuestas a caer en zonas inapropiadas para su cultivo (PROMPERÚ, 2010).

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> (FONDEPES, 2016).

La siembra es una actividad relativamente sencilla que demanda poco tiempo y constituye un elemento sumamente importante para la productividad de un cultivo.

Mendo et al. (2011), explica que si esta siembra se realiza arrojando la semilla desde una embarcación en movimiento, es importante conocer la dinámica de las corrientes y controlar la modalidad de siembra para poder predecir hasta cierto punto la dispersión de la concha, tener elementos para sembrar a densidades deseadas y así tener altas tasas de crecimiento durante el engorde. Con ello se busca que la siembra de un área determinada, a una densidad preestablecida, resulte en una distribución lo más homogénea posible que se mantenga hasta las etapas finales del cultivo. Esto se refleja además en un menor esfuerzo y gasto por parte de los maricultores ya que se ahorrarán las operaciones de buceo para redistribuir o trasladar la concha a otras zonas del área de repoblamiento.

Ya que si se realizará la siembra sin un criterio técnico y solo asumiendo que la Concha de Abanico se dispersa de manera homogénea luego de la siembra. Ello conduciría a la formación de parches muy densos ya que los pectínidos son moluscos con capacidad limitada de natación, lo cual genera competencia por alimento y oxígeno y esto también atrae a predadores.

#### 7.2.4.- Cosecha del cultivo

A lo largo del tiempo del cultivo se realizarán monitoreos, tanto de los parámetros del ambiente del cultivo, así como del estado y crecimiento de la Concha de Abanico, mediante operaciones de buceo; finalmente cuando la concha alcance los 65 mm (talla mínima legal), se procede a realizar la cosecha del cultivo mediante buceo (Mendo et al., 2011). El periodo del cultivo, hasta la cosecha demora un promedio de 12 meses, dependiendo del tamaño de la semilla (Benavides et al., 2018).

## VIII.- CONCLUSIONES

El Perú se ha venido desarrollando en el cultivo de Concha de Abanico, y a pesar de no tener el desarrollo alcanzado en otros países como China, realiza esfuerzos para año tras año ir aumentando el crecimiento de dicho campo, lo cual se ve reflejado en el incremento de las exportaciones, esto debido a que se tomó conciencia de la gran oportunidad que se tiene al efectuar este cultivo, por la gran demanda que existe de este producto en el mercado internacional.

Es de gran importancia antes de iniciar el cultivo, analizar cada método que se aplica en el cultivo de Concha de Abanico, teniendo en cuenta no solo la inversión que se realizará sino la productividad que genera cada método de cultivo, entonces a partir de la consideración de las ventajas y desventajas de cada método, se considera que a pesar de que el método de cultivo suspendido requiera más inversión, este sería el mejor en cuanto a menor tiempo de cultivo (aproximadamente 10 meses), mayor dimensión de tallas alcanzadas al final del cultivo, mejor manejabilidad y control del sistema de cultivo al encontrarse más cercano a la superficie; en comparación con el cultivo de fondo, el cual es más dependiente a las condiciones del ambiente, el cultivo está más expuesto a predadores, además de requerir más tiempo de cultivo (aproximadamente 12 meses), para alcanzar la talla mínima para su comercialización.

Se observa también la importancia de la existencia de ciertas áreas en un centro de cultivo como un hatchery de microalgas y de producción de larvas, ya que completarían la producción de Concha de Abanico desde un inicio, y que se pueda considerar la inversión en estas áreas, tanto si se cuenta con las posibilidades económicas en el presente o tenerlas en cuenta dentro de los planes a futuro para el centro cultivo, lo cual traería beneficios para el cultivo, ya que no se dependería solo de la captación de semillas en el ambiente natural, y se tendría una disponibilidad continua de semillas, para realizar el cultivo.

## IX.- BIBLIOGRAFÍA

1. Álamo Vasquez, V. & Valdivieso, M. (1997). Lista sistemática de moluscos marinos del Perú. Segunda edición. Callao – Perú.
2. Alejos A. (2015). Producción y supervisión de congelado de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) para exportación (Informe de experiencia Profesional para Título Ingeniero Agroindustrial) Universidad Nacional del Santa. Recuperado de:  
<http://repositorio.uns.edu.pe/bitstream/handle/UNS/1959/27282.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
3. Alva, J., Arenas, J., Galindo, O. y Flores, D. 2002. Cultivo de concha de abanico. Asociación de buzos a pulmón Almirante Miguel Grau – BIOFOR. Perú.
4. Andina (2019). Agencia Peruana de Noticias Andina. Reingreso de conchas de abanico y pejerrey de Perú a China impulsará exportaciones (12 de Diciembre de 2019). Recuperado de:  
<https://andina.pe/agencia/noticia-reingreso-conchas-abanico-y-pejerrey-peru-a-china-impulsara-exportaciones-778075.aspx>
5. AQUAHOY (2010). El cultivo de la concha de abanico: la nueva estrella de la acuicultura peruana. Recuperado de:  
<https://www.aquahoy.com/no-categorizado/10326-el-cultivo-de-la-concha-de-abanico-la-nueva-estrella-de-la-acuicultura-peruana>
6. Avendaño, M., M. Cantillanez, M. Le Pennec, C, Lodeiros Y L, Freitas. (2001). Cultivo de pectínidos iberoamericanos en suspensión. Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia V Acuicultura. Editorial Limusa. México.
7. Bautista, C. (1989). Moluscos. Tecnología de Cultivo. Ediciones Mundi Prensa. España.
8. Bernedo, D., León, H., Montero, E., Quispe, J., (2015). Anuario estadístico y pesquero. Versión de 22 de junio de 2015. PRODUCE. Recuperado de:  
<https://www.produce.gob.pe/documentos/estadisticas/anuarios/anuario-estadistico-pesca-2015.pdf>
9. Crisanto Viera (2016). Análisis de las modificaciones químico proximal de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) sometido a tres métodos de cocción. (Tesis Ingeniero Pesquero). Universidad Nacional de Piura. Recuperado de:  
<http://repositorio.unp.edu.pe/bitstream/handle/UNP/840/PES-CRI-VIE-16.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

10. Cueto, R (2016) Influencia de las variables ambientales sobre el índice gonado-somático de la Concha De Abanico, *Argopecten purpuratus* (L, 1819) en la Bahía de Paracas, Pisco. Recuperado de:  
<http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2231/L53-C8-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
11. FAO (2006). ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. Cultivo de Bivalvos en criadero. Recuperado de:  
<http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Moluscos%20bivalvos/Manual%20de%20bivalvos...pdf>
12. FAO (2007). ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN .Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura. Recuperado de:  
<http://www.fao.org/3/a-i0444s.pdf>
13. Farías, A. (2008). Nutrición y alimentación en moluscos bivalvos. Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20-24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile.
14. FONDEPES (2016). Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero. Manual de Cultivo Suspendido de Concha de Abanico. Recuperado de:  
<https://es.scribd.com/document/384855382/Manual-Concha-de-Abanico-PDF>
15. FONDEPES (2020). Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero. Producción de semillas de moluscos bivalvos en un hatchery. Recuperado de:  
<https://www.youtube.com/watch?v=-wEg20SVcbA>
16. FONDEPES. (2004). Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero. Sub Proyecto Programa de Transferencia de tecnología en acuicultura para pescadores artesanales y comunidades campesinas. Manual de Cultivo Suspendido de Concha de Abanico. Recuperado de:  
[http://www2.produce.gob.pe/RepositorioAPS/3/jer/ACUISUBMENU4/manual\\_suspendido\\_abanico.pdf](http://www2.produce.gob.pe/RepositorioAPS/3/jer/ACUISUBMENU4/manual_suspendido_abanico.pdf)
17. Illanes, J. (2010). Acondicionamiento de reproductores de moluscos y factores que inciden en la evacuación de gametos. Capítulo II. Primer Curso Internacional. “Producción de semillas de moluscos bivalvos”. Universidad Católica del Norte, Chile.
18. Kanagusuku Godo K. (2009). Evaluación de los bioincrustantes presentes en sistemas de cultivos suspendido de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) “Concha de Abanico” en la bahía de Samanco – Chimbote. (Tesis Título Biólogo). Universidad Ricardo Palma. Recuperado de:  
<http://www.urp.edu.pe/pdf/biologia/Tesis%20Kanagusuku.pdf>
19. Mariluz A. (2011). Reproducción de organismos acuáticos. Universidad Nacional del Callao.

20. MENDO J., YSLA L., ORREGO, H. Y TOMAYLLA R. (2001). Manual técnico Cultivo y manejo integral de la concha de abanico. Programa APGEP- SEREM Convenio USALD – CONAM. Primera edición Lima- Perú.
21. Mendo, J. Ysla, L. Orrego, H. Miglio, M. Gil, P. Del Solar, A. (2011). Manual Técnico para el repoblamiento de la Concha de Abanico en la Bahía de Sechura. Proyecto FINCYT- Universidad Nacional Agraria la Molina. Recuperado de:  
[https://mosetip.files.wordpress.com/2013/06/manual\\_jm\\_final.pdf](https://mosetip.files.wordpress.com/2013/06/manual_jm_final.pdf)
22. MINCETUR (2004). Ministerio de Comercio Exterior y Turismo. Perfil del mercado y competitividad exportadora de la concha de abanico. Recuperado de:  
<http://www.siicex.gob.pe/siicex/resources/estudio/25130.pdf>
23. MINISTERIO DE PESQUERIA. (1992). Maricultura de moluscos. Boletín de información técnica, documento (2), Lima – Perú.
24. MINISTERIO DE PESQUERIA. 1984. El recurso concha de abanico y su explotación. Región pesquería IV. Pisco – Perú.
25. NAVARRO R.; STURIA, S.; CORDERO O. y AVENDAÑO M. (1991). Aquaculture and fisheries-Chile. Scallops biology and aquaculture developments aquaculture And fisheries ciencia.
26. Parsons, J., y Robinson, S. (2006). Sea Scallop Aquaculture in the Northwest Atlantic. Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture.
27. Parwadani, L. 2011. Review: Spawning Induction in Bivalve. Journal Penelitian Sains. Volume 14
28. PRODUCE (2019). Ministerio de Producción. Recuperación de cultivos de concha de abanico se consolidará este año. Recuperado de:  
<http://ogeiee.produce.gob.pe/index.php/oficinageneral/noticias/item/843-produce-recuperacion-de-cultivos-de-concha-de-abanico-se-consolidara-este-ano>
29. PROMPERÚ (2020). Comisión de Promoción del Perú para la Exportación y el Turismo. Ficha Mercado Producto Concha de Abanico. Recuperado de:  
<https://www.promperu.gob.pe/ContenidosFichas/europa/opar-ficha-mercado-francia-producto-conchas-de-abanico-2020.pdf>
30. Shumway, S. E., Parsons, J. G. (2006). Scallops: Biology, Ecology and Aquaculture. Elsevier.
31. Uriarte, I., Farías, A. y Muñoz, C. (1996). Cultivo en hatchery y preengorde del ostión del norte, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), en el sur de Chile.

32. Uriarte, I., Farias, A., Carlos, J. (2001). Effect of antibiotic treatment during larval development of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*.
33. YSLA, L., VENTURI, V., y H. NAVA, (1986). Determinación de la densidad y profundidad de crianza en cultivos suspendidos para la Concha de Abanico *Argopecten purpuratus*, Lima – Perú.
34. Yupanqui, E., (2018). Efecto de tres diferentes densidades de cultivo en la tasa de asentamiento larval y supervivencia post larval en un hatchery de Concha de Abanico, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819). Recuperado de:  
<http://repositorio.unsa.edu.pe/bitstream/handle/UNSA/6481/IPyucce.pdf?sequence=1&isAllowed=y>