



INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ
INFORME TÉCNICO

Manual para el cultivo de la macha *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) en la región Moquegua



Octubre 2017
Callao, Perú

MANUAL PARA EL CULTIVO DE LA MACHA *Mesodesma donacium* (LAMARCK, 1818) EN LA REGIÓN MOQUEGUA

MANUAL FOR THE CULTIVATION OF WEDGE CLAM *Mesodesma donacium* (LAMARCK, 1818) IN THE REGION OF MOQUEGUA

Roger Ayerbe, Sheyla Zevallos, Vicente Castañeda, Fernando Lope, Heydi Bendita, Ygor Sanz*

RESUMEN

El presente manual forma parte de los resultados obtenidos en el proyecto por resultados "Obtención de juveniles de "macha" *Mesodesma donacium* (Lamarck 1818) en medio controlado y cultivo de engorde en sistema suspendido en medio natural" realizado durante el 2016. En este documento se describen y dan pautas que deben tenerse en cuenta para cada etapa de cultivo, abarcando tópicos desde la instalación, sistemas de tratamiento del agua, sistemas de cultivo, las necesidades y requerimientos de la especie en cultivo.

Palabras clave: acuicultura; macha; cultivo suspendido.

ABSTRACT

The aims of this manual is showing the results obtained in the project "Obtención de juveniles de "macha" *Mesodesma donacium* (Lamarck 1818) en medio controlado y cultivo de engorde en sistema suspendido en medio natural" carried out during 2016. This document describes and gives guidelines to be develop in each stage of cultivation, covering topics from the installation, water treatment systems, aquaculture systems, and environmental requirements.

Keywords: aquaculture; wedge clam; suspended culture.

INTRODUCCIÓN

El litoral peruano ofrece una variedad de invertebrados marinos utilizados para el consumo humano; entre los cuales se destaca la “macha” *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Zevallos, 2014), endémica de la corriente de Humboldt (Perú y Chile) (Gálvez, 2015), pertenece a la familia *Mesodesmatidae*, es un bivalvo lamelibranquio filtrador que habita el meso e infralitoral de playas con sustrato arenoso expuestas a fuerte oleaje (Segura, Galindo y Flores, 1998) desde la banda intermareal hasta 15 metros de profundidad (Carré 2007). Se distribuye desde Bahía Sechura (5°S) en Perú, hasta la desembocadura del río Inio en el extremo sur de Chiloé (43°S) en Chile (Alamo y Valdivieso 1997, Vargas 2003, Zaro 2004, Santelices 2006).

Este bivalvo tiene una importancia económica desde que llegaron los primeros pescadores recolectores a la costa peruana hace 11 000 años (Carré, 2007). La pesquería del recurso “macha”, históricamente registró desembarques fluctuantes y decrecientes del recurso desde 1980 hasta el 2000 (Zevallos, 2014); su extracción cumplió un rol socioeconómico muy importante para un sector de la pesca artesanal en la zona sur medio del Perú, esta actividad estuvo constituida principalmente por extractores de orilla denominados “macheros” que, en centenares, extrajeron este recurso durante las horas de baja marea, hasta una profundidad de 1,8 m, mientras que por mar la extracción se realizó en mayor volumen con buzos semiautónomos que extrajeron el recurso en las zonas donde no ingresaba el “machero” (Segura et al. 1998). Así mismo, la influencia del fenómeno de El Niño (EN), tuvo un efecto negativo sobre este recurso; que al ser una especie vulnerable a incrementos de temperatura, se produjeron varazones en los bancos naturales del litoral de Moquegua y Tacna (Quiroz y Barriga, 1998).

Esta problemática motivó a las autoridades a declarar el recurso en veda desde 1999 (Resolución Ministerial N° 099-99-PE) (Zevallos, 2014); y la pesca exploratoria para la extracción de 56,75 t autorizada por Resolución Ministerial

N° 035–2009–PRODUCE (24.01.09) y Resolución Ministerial N° 033–2010–PRODUCE del 19.02.10 (Tejada 2010).

En este sentido, el Laboratorio Costero de Ilo del Instituto del Mar del Perú ejecutó el proyecto “Obtención de juveniles de “macha” *Mesodesma donacium* (Lamarck 1818) en medio controlado y cultivo de engorde en sistema suspendido en medio natural” durante el 2016; como propuesta que genere de una tecnología que permita llevar a cabo planes de repoblamiento y cultivo que conduzcan a la sustentabilidad del recurso “macha”.

ASPECTOS GENERALES

UBICACIÓN TAXONÓMICA

Reino : Animalia
Phylum : Molusca
Clase : Bivalvia (Lamelibranchia o pelecípodo)
Orden : Veneroidea
Superfamilia : Mactroidea
Familia : Mesodesmatidae
Superfamilia : Mesodesmatinae
Género : *Mesodesma* (Deshayes, 1831)
Especie : *M. donacium* (Lamarck, 1818)

CARACTERÍSTICAS GENERALES

La “macha” *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) es un bivalvo bentónico que forma parte de la biocenosis de la hipofauna de los fondos arenosos blandos, conformando agregaciones independientes (bancos naturales).

Sus valvas tienen forma triangular, alargada en el extremo anterior y truncada en el posterior, es delgada y de color amarillo-parduzco; el borde ventral es convexo y ascendente hacia el extremo anterior (Guzman, Saá y Ortlieb, 1998); el umbo (u) se ubica en el tercio posterior de la valva; la concha está compuesta por tres capas: el perióstraco externo, el intermedio y el nácar interior (Ibárcena et al. 2009); su superficie externa muestra líneas concéntricas (lc) de crecimiento; la valva derecha presenta dos pares

de dientes laterales, uno anterior y otro posterior; el par anterior es más alargado, con el diente interno más fuerte que el externo, presenta una foseta alargada para albergar al lateral de la valva izquierda; y el par posterior tiene un fuerte lateral interno que presenta una serie de denticillos; mientras que la valva izquierda presenta dos dientes laterales alargados y fuertes, siendo el posterior más alto que el anterior (Guzman, Saá y Ortlieb, 1998) (Figura 1).

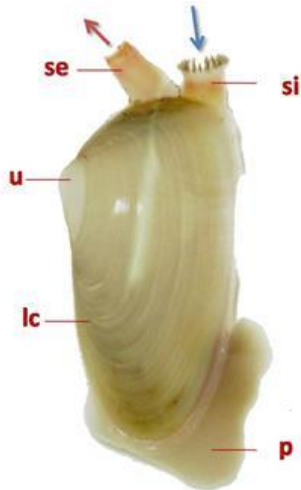


Figura 1. Morfología externa de "macha" *Mesodesma donacium*

Dentro de las valvas se encuentra el cuerpo blando, formado por la masa visceral fija dorsoventralmente que sostiene varios órganos; en la parte anteroventral forma el pie muscular; a cada lado cuelgan las branquias dobles y por fuera se distribuye el lóbulo del manto como una lámina delgada de tejido adherido a la superficie interna de las valvas; los bordes libres del manto son musculosos; en la parte posterior del manto se ubican el sifón inhalante o ventral o branquial y el sifón exhalante o dorsal o anal; presenta músculos abductores anterior y posterior que tienen la capacidad de juntar las valvas; el retractor anterior y posterior que retraen el pie dentro de las valvas; el protractor anterior que facilita la extensión del pie. El sistema digestivo compuesto por la boca después del abductor anterior, entre los palpos labiales; un corto esófago, estómago dentro de la masa visceral; la glándula digestiva o hígado, el intestino enrollado en la masa visceral sobre el pie, el recto rodeado por el corazón y el ano situado en el sifón exhalante; el estilete cristalino flexible y

transparente produce una enzima para la digestión del plancton (Storer y Usinger. 1961).

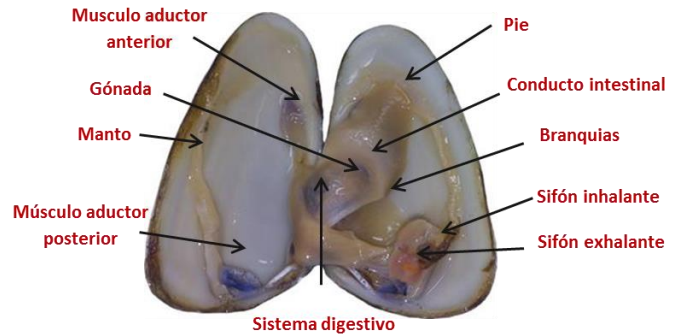


Figura 2. Morfología interna de "macha" *Mesodesma donacium*

Son cavadores, se introducen en la arena mediante movimientos del músculo o pie; puede estar enterrado parcial o totalmente y se desplaza impulsando el pie sobre la arena. La cavidad paleal se comunica con el exterior mediante el sifón inhalante (si) y exhalante (se) que pueden ser extensibles; ambos presentan forma tubular, el primero permite filtrar agua conteniendo partículas de alimento y oxígeno del agua, mientras que el segundo facilita la excreción de productos de desecho.



Figura 3. Sifones de "macha" *Mesodesma donacium*

DISTRIBUCIÓN Y HÁBITAT

Se distribuye desde Bahía Sechura (5°S) en Perú hasta la desembocadura del río Inio en el extremo sur de Chiloé (43°S) en Chile (Fuentes, 1988; Alamo y Valdivieso, 1997; Vargas, 2003 y Zaro, 2004). Los bivalvos son generalmente sedentarios y habitan en el fondo, comúnmente en la línea de mareas y en aguas poco profundas; aunque algunos se arrastran lentamente por el fondo mediante la contracción de los músculos del pie,

la mayoría minan en la arena dejando sus sifones salientes en el agua (Storer y Usinger, 1961); las poblaciones de *M. donacium* viven enterrados en arena fina, entre los 5-20 cm de profundidad en los niveles inferiores de la zona mareal y en playas con arenas expuestas al fuerte oleaje (Guzmán, Saá y Ortlieb, 1998); así como en la región intermareal en el sector de rompiente hasta 15 m de profundidad (Miranda, 2001).

Según Gallardo (1978) los individuos de esta especie presentan desplazamientos estacionales, pudiendo encontrarse, en ciertas épocas del año, viviendo en la zona sublitoral. Los adultos se distribuyen preferencialmente en la zona de surf y los juveniles en la zona de arrastre, por lo general en parches o camas (Jaramillo et al., 1994). Aunque autores como Marincovich (1973) dan como límite sur Valparaíso. Su distribución latitudinal ha sido reportada desde Sechura (Perú) hasta el sur de la Isla de Chiloé, Chile (Álamo & Valdivieso, 1987). Forman agregaciones independientes y toleran temperaturas entre 14 a 21°C; convive con cangrejos Anomuros (muy muy), Hemigrapsus y hermitaños del género Pagurus (Ibárcena et al. 2009).

son recogidas con el mucus existente en las branquias, son trasladados con los cilios al surco alimenticio del borde ventral; el alimento es digerido en el estómago apoyado con secreciones del hígado y absorbido por el intestino; mientras que los residuos son expulsados por el ano; el oxígeno es tomado del agua que pasa por la sangre de las branquias a los tubos acuíferos hasta las cámaras suprabranquiales y sale por el sifón anal, eliminando anhídrido carbónico, heces y productos sexuales (Storer y Usinger, 1961).

La “macha” un bivalvo filtrador que habita en la región intermareal de playas arenosas, alimentándose de plancton y partículas en suspensión (Munizaga, 1995).

Como todos los filtradores, viven esencialmente a expensas de las partículas en suspensión que están en el agua; sin embargo, su modo de vida sedentario le impide ir en busca de su alimento; siendo las branquias las que le aseguran el abastecimiento, filtrando el agua que ellas mismas hacen circular a través del molusco; dentro de los diferentes componentes de la dieta de *M. donacium* está el detritus, siendo la parte más importante del material orgánico encontrado en los estómagos, confirmando que la alimentación de esta especie está basada principalmente en detritus además de fitoplancton (Flores, 2007).

Así mismo, Ibárcena (2004) indica que consume fito y zooplancton (Dinoflagelados, Diatomeas, Tintinnidos); además larvas de moluscos, crustáceos y poliquetos. Se alimenta de partículas orgánicas filtradas provenientes de la fauna intersticial del fondo arenoso, que acopia mediante cilios que presentan las branquias.

REPRODUCCIÓN

La “macha” es una especie dioica, con fecundación externa (Bahamonde et al, 1979), no presenta dimorfismo sexual externo (Zaro, 2004). Presenta dos períodos de desove anual y semianual, los que dependen de las variaciones ambientales locales, principalmente temperatura

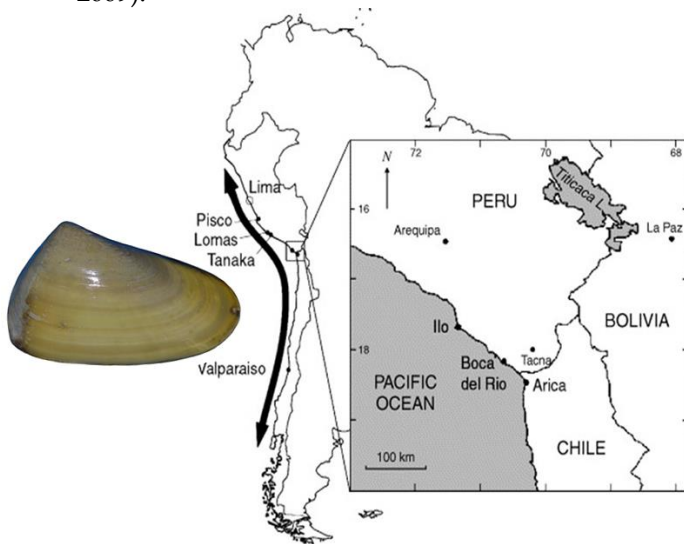
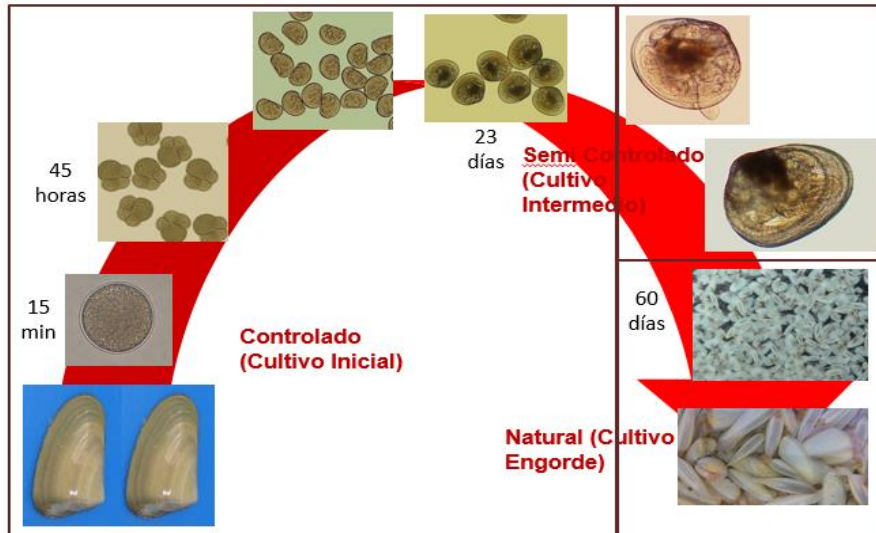


Figura 4. Distribución de “macha” *Mesodesma donacium*.
Fuente: Carré et al. 2005

ALIMENTACIÓN Y DIGESTIÓN

Las partículas orgánicas y microorganismos (diatomeas, protozoos, etc.) suspendidos en el agua constituyen el alimento de bivalvos; las que

Figura 5. Ciclo de vida de "macha" *Mesodesma donacium*

del agua y disponibilidad de alimento (Tarifeño, 1980; Martínez et al, 2000).

Los estadios inmaduros y madurez incipiente para *M. donacium* ocurren entre junio y agosto; los estadios de madurez intermedia y total, de agosto a noviembre; los estadios de evacuación parcial y total, de diciembre a marzo, y van descendiendo paulatinamente hasta julio; los estadios de reversión gonadal se observan de febrero a julio (Salgado e Ishiyama, 1979).

La escala de madurez sexual propuesta por Buitrón y Perea (2009) establece 5 estadios para hembras y machos: I – Inmadura, II – en maduración, III – maduro, IV – desove/evacuación y V – recuperación/reposo.

La larva permanece alrededor de 32 días en la columna de agua antes del asentamiento; los juveniles se encuentran de preferencia en la zona de lavado (swash zone), presentando una clara separación con los adultos que ocupan la zona de rompientes (surf zone) (Jaramillo et al., 1994; Ortiz & Stotz, 1996). Estos, no obstante, pueden alcanzar los 15 m de profundidad (Tarifeño, 1980). La segregación podría deberse al posible escape de los juveniles a la depredación por parte de los adultos (en el momento de asentarse) o a una competencia por explotación. El laboratorio de Investigación Acuícola determinó el ciclo de vida de la "macha" según el siguiente esquema:

DEPREDADORES

M. donacium es un recurso semisedentario que conforma parte de la hipofauna de la zona sub litoral, siendo vulnerable a cualquier tipo de aparejo y método de extracción. Constituye parte de la dieta de la raya anguila, del lenguado y otras especies de la zona de rompiente y de aves marinas como la gaviota. El ser humano es el principal depredador por la extracción que realiza (Ibárcena et al 2004).

INFESTACIONES Y PARÁSITOS

Epibiosis

La presencia del briozoo *Clytia sp* en la parte superior de las valvas de la macha (sustrato de fijación); se observa con mayor frecuencia en ejemplares de mayor tamaño (Tejada 2009).

Figura 6. Presencia de *Clytia* en "macha" *Mesodesma donacium*

Polydora

La infestación de gusanos espionidos se manifiesta con la presencia de ampollas de lodo en la superficie interna de la concha, o en la base del músculo abductor como lo menciona Bardach et al. (1986), lo cual provoca que el bivalvo sea más susceptible a los depredadores (García et al. 2008)

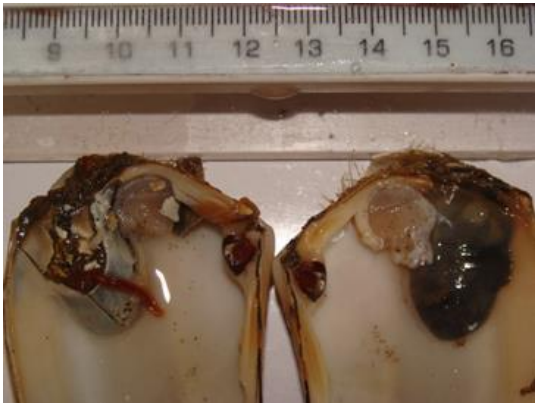


Figura 7. Presencia de ampollas de lodo con Polydora en "macha" *Mesodesma donacium*

Infestaciones de espionidos como el poliqueto *Polydora biocipitalis* han sido reportados para *M. donacium* (Moreno et al., 2006), produciendo barro en las ampollas de la concha generada por la almeja alrededor del área de los sifones; provocando menores índices de condición del cuerpo, bajas tasas de crecimiento y capacidad de excavación mínima en contraste con aquellas que no están infestados; por lo que estos procesos de infestación podrían explicar las mortalidades masivas de estas poblaciones durante eventos de El Niño, ya que es influenciada con el aumento de la temperatura favoreciendo el estrés de estas almejas (Riascos et al, 2008); así mismo, estos gusanos polidorioides segregan alguna sustancia química que actúa sobre la concha y disuelve directamente los cristales y una parte de la matriz orgánica haciéndolos más débiles, aflojando mecánicamente por movimientos rotatorios y perforando dentro de la madriguera (Sato y Okoshi 2000).

Rhodobothrium mesodesmatidae

Los moluscos lamelibranquios han sido señalados como hospedadores intermediarios de

los parásitos cestodos del orden Tetraphyllidea. Estos platelmintos culminan sus ciclos de vida en los elasmobranquios. Parásito localizado en la masa visceral de *M. donacium* cercano a la sección donde se ubica la gónada; constituyendo un hospedador intermediario que alberga el estado merocercoide (Carbajal y Mellado 2007).



Figura 8. Presencia de *Rhodobothrium mesodesmatidae* en "macha" *Mesodesma donacium*

COMPOSICIÓN BIOQUÍMICA

Se muestran los valores promedio del perfil bioquímico de la parte comestible de *M. donacium* procedentes del medio natural (MN) y de aquellos acondicionados en medio controlado (MC) en la siguiente tabla:

Procedencia	Lípidos	Carbohidratos	Proteínas
MN	1.41	4.82	15.00
MC	1.48	5.68	14.14

Tabla 1. Composición bioquímica de *M. donacium*

PESQUERÍA

Extracción

Realizada en forma manual por los denominados "macheros" generalmente durante el verano; las faenas se practican en horas de baja marea o cuando las condiciones del mar son favorables, sobre todo en playas donde se forman planicies, de modo que puedan ingresar y extraer los ejemplares enterrados rotando los pies. Los aparejos empleados son:

- Chingullo: consta de una bolsa de red atada a un aro metálico por el extremo superior
- Bolsa de red: la misma que lleva atada a la cintura
- Rastras y palas: utilizando elementos que remuevan la arena para el acopio de ejemplares, es la menos usada

Serie histórica de desembarque

Históricamente se registraron desembarques fluctuantes y decrecientes del recurso desde 1980 hasta el 2000 (Zevallos 2014); debido a la fuerte explotación a la que fue sometido este recurso; cuyos efectos se reflejaron en la disminución de su abundancia en los bancos naturales, además se suman factores climatológicos como el fenómeno “El Niño” (1982-1983 y 1997 – 1998) que influyeron negativamente en su distribución natural (Quiroz y Barriga 1998). El evento ENSO

1982/83 alteró significativamente la estructura de las comunidades intermareales y submareales costeras. Con el incremento de la temperatura del agua y disminución de la salinidad, el litoral fue afectado con la mortandad y desaparición total del recurso. En 1986 las playas se recuperaron; se presume que este repoblamiento natural se favoreció por la deriva larval de la especie y la dinámica marina. Con el evento ENSO 1997/98 nuevamente se presentó la mortandad y desaparición del recurso de su hábitat.

El colapso de la pesquería en la zona sur motivó a las autoridades a declarar el recurso en veda (1999) (Resolución Ministerial N° 099-99-PE); por lo que el IMARPE sede Ilo registró la extracción furtiva de 70 ton en Arequipa entre 2008-2010; mientras que en Tacna se extrajeron 56.75 ton, como parte de la pesca exploratoria autorizada por Resolución Ministerial N° 035-2009-PRODUCE (24.01.09) y Resolución Ministerial N° 033-2010-PRODUCE del 19.02.10 (Tejada, 2010).

Administración de la Pesquería

Talla Comercial

Se estima que a partir de los 65 mm de longitud (medidos desde los extremos de la valva en dirección antero posterior y paralelo al eje de articulación) puede ser acopiada para su comercialización (Ibárcena 2004). En 1984, en concordancia con los estudios realizados del recurso macha, se emite la Resolución Ministerial N° 108-84-PE, que establece la talla mínima de extracción de algunos moluscos comerciales. Para la macha, una longitud permisible de captura de 70 mm.

Veda Extractiva

Con Resolución Ministerial N° 099-99-PE se prohíbe la extracción, transporte, retención,

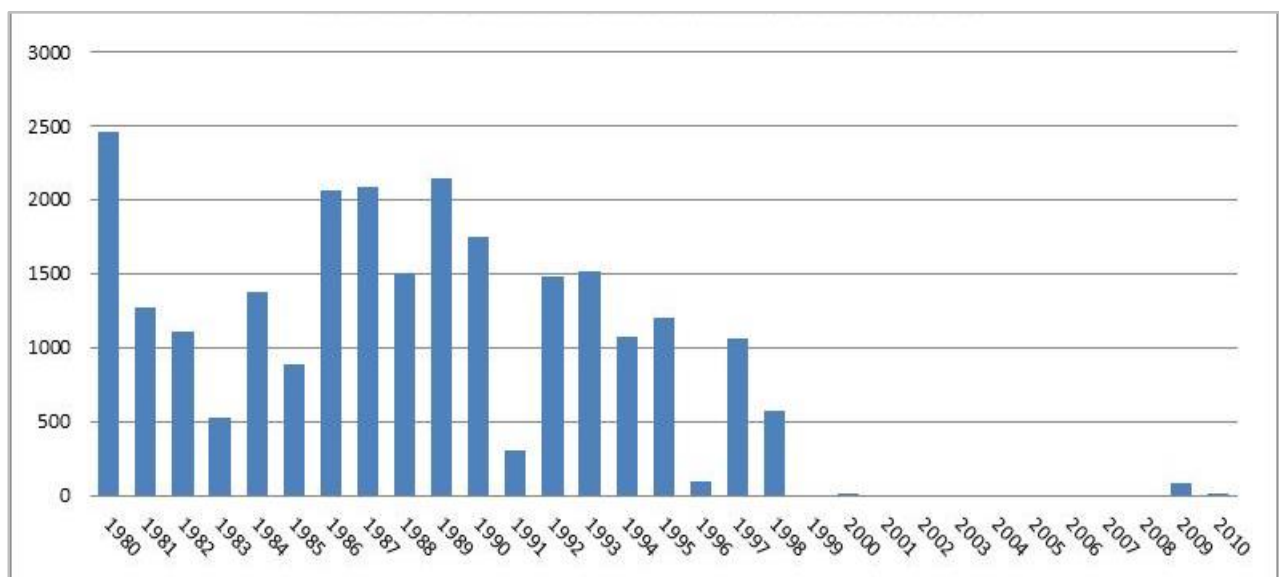


Figura 9. Desembarque de “macha” *Mesodesma donacium* en el sur del Perú

comercialización o utilización del producto en cualquiera de sus estados de conservación y sanciona a quienes desaten la disposición. Actualmente se encuentra vigente la veda extractiva con la finalidad de recuperar los stocks del recurso.

CULTIVO DE MACHA

El Laboratorio de Investigación Acuícola (LIA) desde finales del 2009 viene aplicando técnicas de reproducción artificial de “macha” *Mesodesma donacium* y metodologías de cultivo para la obtención de juveniles viables en medio controlado.

En base a los resultados obtenidos se propuso el protocolo de cultivo (Anexo 1) contribuyendo a establecer las bases biológicas y tecnológicas para el cultivo de esta especie en medio controlado, con la finalidad de escalar el cultivo a nivel piloto que permita incursionar en repoblamiento experimentales en bancos naturales de fondo blando agotados.

COLECTA DE REPRODUCTORES

La colecta de reproductores de “macha” *Mesodesma donacium* se efectúa con pescadores artesanales de orilla denominados “macheros” (Fig. 9), quienes extraen manualmente una muestra representativa de un banco natural de Mollendo ($17^{\circ}12' \text{ S} - 71^{\circ}42' \text{ W}$) y la Punta ($17^{\circ}11' \text{ S} - 71^{\circ}45' \text{ W}$) de la región Arequipa durante el periodo de “baja marea”.

Los ejemplares seleccionados (Fig. 10), son trasladados a las instalaciones del Laboratorio de Investigación Acuícola (LIA) en cajas isotérmicas conteniendo en la base varias capas de esponjas humedecidas en agua de mar y refrigerada con gelpack para mantener bajas temperaturas ($16^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$).

Selección de reproductores

Los organismos colectados son seleccionados en el laboratorio, considerando características físicas adecuadas como apariencia externa, coloración de valvas, ausencia de epibiontes y espionidos,

sifones y pie activos, etc.; posteriormente se registran los parámetros morfométricos de cada ejemplar y son dispuestos en tanques (250L) con agua de mar sin tratar para su mantenimiento.



Figura 10. Colecta de reproductores de “macha” *Mesodesma donacium* de un banco natural



Figura 11. Reproductores de “macha” *Mesodesma donacium*

Mantenimiento y acondicionamiento de reproductores de “macha”

El acondicionamiento de reproductores de macha se realiza en un ambiente climatizado; donde los ejemplares seleccionados (65mm – 80 mm) son acondicionados empleando una bandeja rectangular (40L) con arena media de 0,25 a 0,5 mm de diámetro (phi 2-1) previamente tamizada, lavada y dispuesta por debajo del nivel del agua de mar en el interior de un tanque de 250L, con la circulación del agua mediante el desplazamiento del agua del fondo del tanque hacia la superficie por impulsión del aire suministrado por la red conectada a un regenerador de aire (blower 2.5 HP); sistema tipo “upwelling” permite una circulación permanente de agua de mar con una

tasa de renovación diaria de 100 % de agua sin filtrar con temperatura de $18^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ y que además distribuye el alimento por goteo constantemente (Fig. 12)



Figura 12. Sistema de acondicionamiento de "macha" *Mesodesma donacium*

Respecto al suministro de alimento se proporciona diariamente una concentración de 500 000 cel/mL de *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* y *Phaeodactylum tricornutum* con una proporción 0,30; 0,30; 0,40 respectivamente.

DESARROLLO DE TÉCNICAS DE INDUCCIÓN DE DESOVE

La inducción al desove consiste en someter a los reproductores maduros a diferentes estímulos, los cuales son conducentes a la liberación de gametos, existen una serie de técnicas empleadas en la inducción al desove para bivalvos en este caso aplicaremos el método mecánico de disección (Stripping).

Técnica de Stripping

Para el proceso reproductivo artificial de "macha" *Mesodesma donacium* en medio controlado, se utilizan ejemplares adultos (10 a 15 ejemplares) (Fig.13a), practicando un corte en el músculo abductor y retractor (Fig.13b) para facilitar la apertura de las valvas y separar la parte blanda de los ejemplares (Fig.13c), una vez separadas las valvas se realiza un pequeño corte en los 2/3 de la parte blanda a nivel de la gónada

(Fig.13d) para la extracción de una muestra de los gametos (Fig.13e) que es observada en el microscopio (Fig.13f), se diferencian sexualmente ya que esta especie no presenta dimorfismo sexual externo, ya que en el caso de hembras se observan los ovocitos (Fig.13g) y en machos se observan espermios (Fig.13h).

Obtención de gametos viables para la fertilización

Mediante continuas disecciones (longitudinales y transversales) a nivel de gónada se produce la liberación forzada de los gametos, los que son recepcionados por separado en depósitos de 2L con agua de mar estéril (Fig. 14). Hay que extremar precauciones para evitar perforar la glándula digestiva durante la extracción de los gametos, ya que se debe evitar la contaminación de los gametos con tejido gástrico, bacterias y otros microorganismos de origen gastrointestinal. (Helm, M. et al. 2006).

Se extraen la mayor cantidad de espermios y ovocitos de sus gónadas, considerando la viabilidad de los productos sexuales a través de movilidad de los espermios y la forma redondeada de los ovocitos vistos al microscopio, las gónadas se enjuagan con agua de mar estéril contenida en una piceta, se filtran tanto ovocitos como espermios usando tamices de 100 y 50 μm respectivamente; los ovocitos se diluyen en 15L de agua de mar estéril, mientras que los espermios se diluyen en 2L de agua de mar estéril para su posterior recuento.

Los ovocitos tamizados son colocados en agua de mar filtrada hasta 1 μm e irradiada con luz ultravioleta (UV) en un envase enrazado a 15L;

de igual forma, los espermios tamizados son colocados en agua de mar filtrada hasta 1 μm e irradiada con luz ultravioleta en un envase enrazado a 2L.

Determinación de la proporción sexual

En el caso de la cuantificación de ovocitos se homogeniza el contenido con la ayuda de un

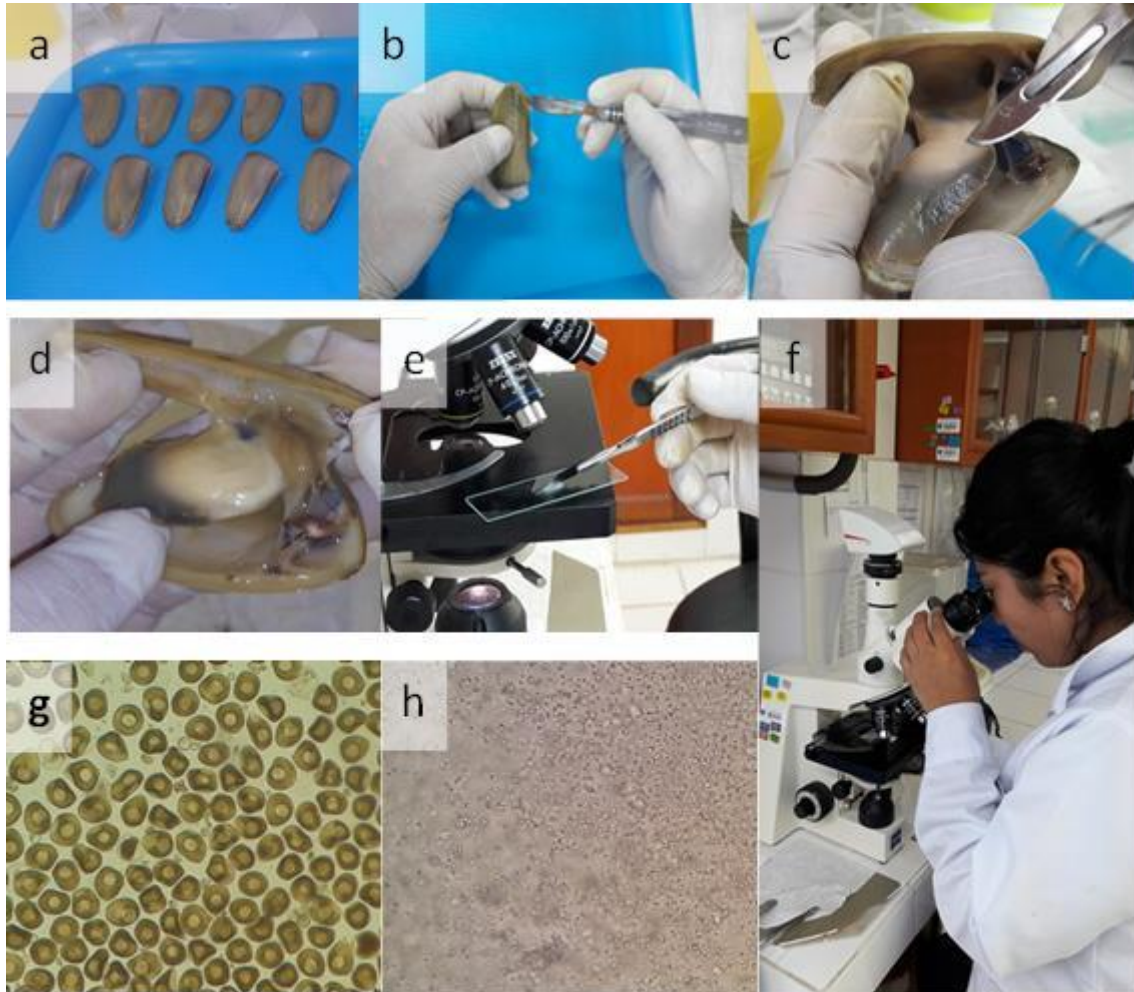


Figura 13: Inducción al desove mediante técnica de Stripping

homogenizador de PVC, se extrae una muestra de 1 mL con una pipeta graduada, se deposita en una cámara Sedgewick Rafter para su cuantificación, usando un estereoscopio MARCA AO American Optical y el valor ponderarlo al volumen total (15L) para establecer la estimación del número total de ovocitos.

Para la cuantificación del número de espermios se toma una muestra (1 mL) con una pipeta graduada en un tubo de ensayo para fijarlo con

lugol, posteriormente se realiza el recuento en la cámara de Neuvahuer usando un microscopio Carl Zeiss (10x), y el valor obtenido se pondera al volumen total (2 L).

Se establece la proporción sexual para la fertilización de gametos es de 1 ovocito: 100 espermios (Arriagada et al. 2013).

Figura 14: Obtención de gametos viables de "macha" *Mesodesma donacium*

FERTILIZACIÓN

Previo a la fertilización y dependiendo de su calidad, los óvulos son hidratados en agua de mar estéril por 20 - 30 minutos y los espermatozoides por 15 minutos.

Para la fertilización se emplea un balde con fondo plano, enrazando a 20L de agua de mar estéril un volumen determinado de óvulos previamente colectados. Esta inseminación se realiza en una proporción de 100 espermios por ovulo (100:1) y para asegurar la fecundación se homogenizan suavemente los gametos entre 10 a 15 minutos (Zaro, 2004) Figura 15.

Una vez fertilizados son trasvasados a bandejas de 20L de agua de mar estéril (filtrada hasta $1\mu\text{m}$ e irradiada con luz ultravioleta) para el respectivo lavado.



Figura 15. Fertilización de gametos de "macha" *Mesodesma donacium*

Lavado de huevos

Se procede al lavado de huevos hasta en 3 oportunidades con intervalos de 30 minutos entre cada uno; durante los lavados se retira la $\frac{3}{4}$ del volumen (sobrenadante) de la parte superior de la bandeja de 20L; después de cada lavado, el volumen original de agua de mar estéril contenida en la bandeja es restaurado con agua de mar estéril. Este procedimiento permite la limpieza de los huevos sin provocar daños, además de la eliminación espermatozoides, células sanguíneas y restos de tejidos gonádicos (Loosanoff y Davis, 1950;1963; Imai, 1970).

Las bandejas permanecen en reposo por 24 horas hasta su traslado a tanques de 250L donde ocurre el desarrollo embrionario a una temperatura de $18^{\circ}\text{C}\pm 1^{\circ}\text{C}$, sin aire y sin recambio de agua por 20 - 22 Hrs. adicionales.

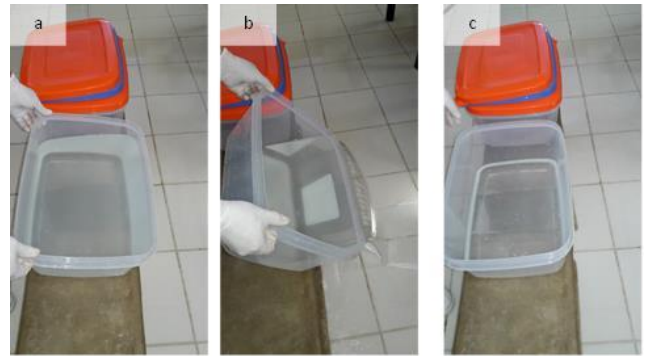


Figura 16. Proceso de lavado de huevos de "macha" *Mesodesma donacium*

CULTIVO EMBRIONARIO

Los embriones de "macha" se mantienen en tanques de cultivo de 250L de capacidad. Durante esta etapa se colectan muestras de la base del tanque cada hora para observar la evolución de su desarrollo por las siguientes 24 Hrs., y una vez alcanzado el estadio de larva trocófora cada 2 horas hasta alcanzar el estadio de Larva "D", para tal efecto se empleó un microscopio Axiostar Plus (10x y 40x) que permitió la descripción de las diferentes fases de desarrollo embrionario y larvario con apoyo de material bibliográfico especializado.

Luego de 5 minutos post-fecundación se observó la formación de la membrana de fecundación, como indicador de la fecundación del ovocito (Fig. 17a). A los 50 minutos post fecundación, el embrión experimenta reducciones meióticas, observadas a través de la formación y liberación del primer corpúsculo polar (Fig. 17b). Después de transcurrida 1:40 aproximadamente post fecundación, se presenta el primer clivaje (Fig. 17c). A continuación, el embrión experimenta una serie de divisiones celulares y a las 2:20 horas se origina el segundo clivaje (Fig. 17d), el tercero aproximadamente a las 02:50 horas (Fig. 17e), posteriormente a las 3:50 horas post-fecundación se origina el estadio de mórula (Fig. 17f) que muestra un ectodermo y una cavidad central denominada blastocele. La blástula (Fig 17g) se evidencia a las 07:00 horas presentando una serie de cilios que le permiten nadar en forma rotatoria (Fig 17h), cualidad que le atribuye el estadio embrionario de blástula rotatoria.

A las 8 horas post fecundación, se observa el estadio de gástrula (Fig. 17i), en la cual se aprecia un orificio externo el blastoporo. A las 23 horas post fecundación se observa el estadio embrionario de larva trocófora (Fig. 17j), cuyo desplazamiento se realiza a través del velo ciliado, a las 31 horas post fecundación se observa la formación de larvas "D" temprana (Fig 17k) y finalmente a las 45 horas se observa larvas "D" bilobulada ciliada con movimiento en la columna de agua (Fig 17l) ((Lepez y Arriagada. 2003) (Anexo 1).

CULTIVO LARVARIO

El sistema de cultivo está constituido por tanques fibra de vidrio de 500L conteniendo agua de mar estéril (microfiltrada hasta 1 μm e irradiada con luz ultravioleta); aireada levemente mediante una piedra difusora conectada a la línea de distribución de aire impulsado por un regenerador (blower 2 HP). Para el recambio de agua, mantenimiento y determinación de parámetros de crecimiento y supervivencia de larvas D; estas son colectadas en un tamiz con abertura de malla de 50 μm dispuesto en un lavador de ligera profundidad que receptiona el agua de mar estéril del tanque que discurre mediante la válvula de drenaje semiabierta.

Esta disposición asegura que el tamiz siempre permanezca sumergido en agua de mar, minimizando los daños provocados a las larvas de "macha" durante la descarga (Figura. 19a). Conforme el tanque se vierte, es posible abrir gradualmente la válvula, evitando provocar un exceso de turbulencia y un caudal demasiado fuerte (Helm, M., et al. 2006). Las larvas de "macha" retenidas en el tamiz se enjuagan cuidadosamente para su trasvase a otro tanque de 250L.

El recambio de agua de mar estéril del tanque se realiza día por medio, así como la recirculación del cultivo, utilizando una pequeña bomba sumergible y tamices de diferente abertura de malla considerando la longitud promedio de la larva (50% de la longitud larval) Figura 19b.

Los tanques de cultivo larvario y el material empleado debe lavarse cuidadosamente con detergentes suaves, enjuagarse con abundante agua dulce, desinfectando con cloro diluido (1:1000 ppm) alrededor de 10 minutos, nuevamente agua dulce y finalmente con agua de mar estéril.

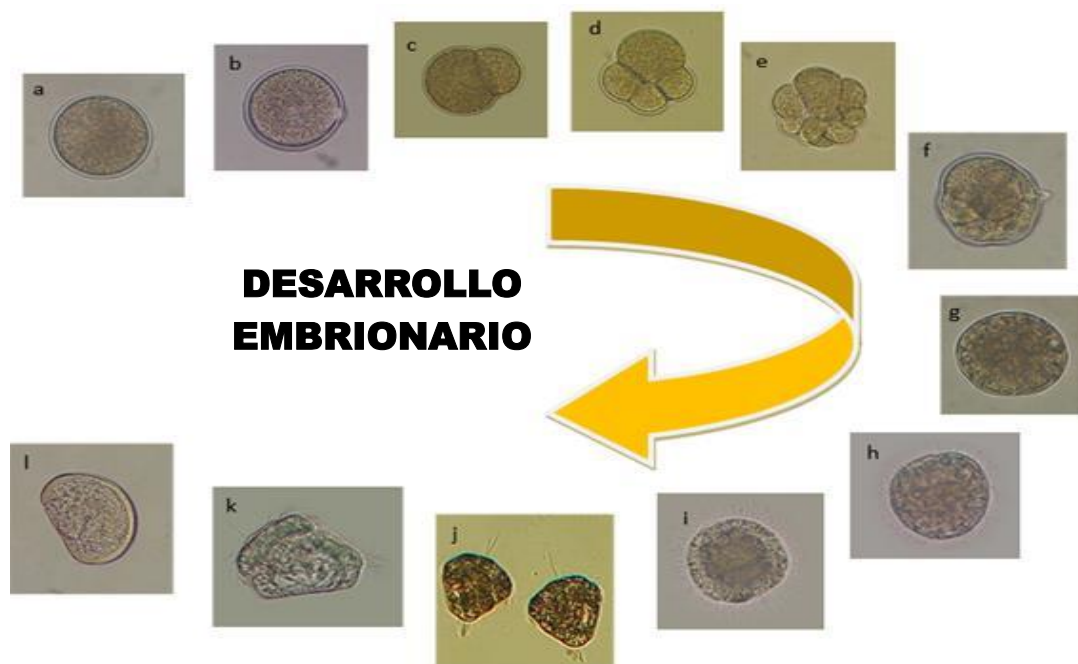


Figura 17. Desarrollo embrionario en "macha" *Mesodesma donacium*



Figura 18. Desarrollo embrionario en "macha" *Mesodesma donacium*

a la charnela, claramente definido y de color café-verdoso por la ingestión de microalgas; a los 8 días de cultivo la larva empieza a umbonarse (figura 20b) y el día 23 de cultivo se observa las primeras larvas pediveligeras (figura 20c).

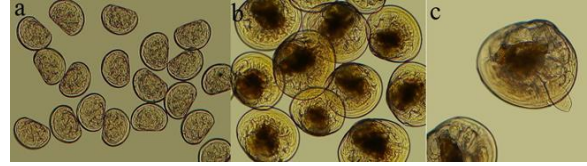


Figura 20. Desarrollo larval de "macha" *M. donacium* en medio controlado (LIA)

CULTIVO POST LARVARIO

Para el cultivo de post larvas se utiliza el sistema "Upwelling" flotante, conformado por tamices individuales de PVC de 10L (Figura 21), con arena fina tamizada $\leq 200 \mu\text{m}$ como medio de sustrato sobre malla nyltal de $125 \mu\text{m}$ de abertura de malla, el sistema permite una circulación permanente de agua de mar con una tasa de renovación diaria de 100 % de agua sin filtrar con temperaturas que fluctúan entre 17 y 19°C para la recirculación de este sistema se emplea el "airlift", un dispositivo que permite la introducción de aire en un nivel bajo la superficie del agua resultando en un desplazamiento de aire/agua/alimento hacia arriba, este sistema se encuentra dentro de un tanque auxiliar de 150L donde se adiciona el alimento.

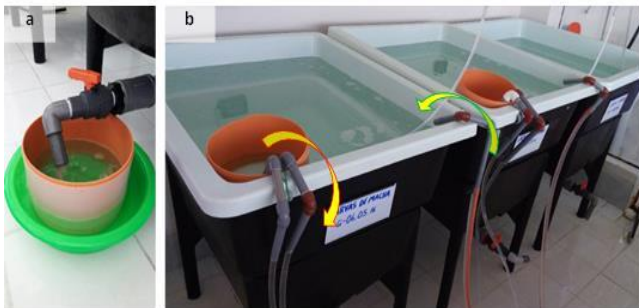


Figura 19. Manejo del cultivo larval de "macha" *M. donacium*
a) disposición del tamiz para captar larvas de tanque de cultivo b) Circulación con agua de mar estéril en tanque de cultivo.

Fases de desarrollo larvario

La etapa de cultivo larvario se observa la totalidad de los individuos en el estado de larva veliger temprana o larva "D"; se inicia con la formación de la primera concha larval o "prodisoconcha I" con las características de valvas en forma D (Figura 20a); a las 40 horas post fecundación con un rango de longitud total de 93 a $97 \mu\text{m}$. Durante esta fase, las larvas presentan un velo ciliado retráctil y un par de flagelos centrales, los que se prolongan al exterior de las valvas durante la natación; el velo ciliado está muy desarrollado y activo; se evidencia un estómago muy desarrollado ocupando la mayor parte de la cavidad corporal en la región cercana

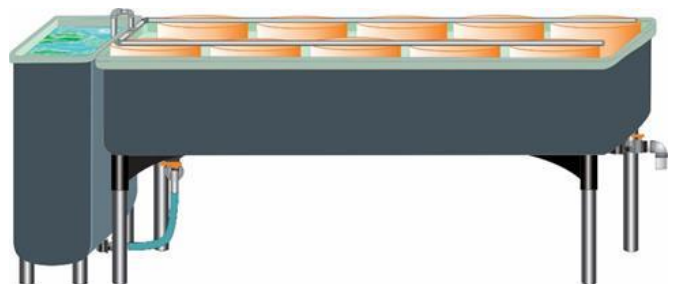


Figura 21. Sistema de cultivo de post larvas de "macha" *M. donacium* en medio controlado (LIA)

La fijación de larvas pre metamórficas competentes se inicia el día 30 post fecundación por espacio de una semana aproximadamente (figura 22); cuyas condiciones de cultivo incluyen el recambio interdiario del 100% de agua de mar

estéril, mantenimiento de $18^{\circ}\text{C}\pm 1^{\circ}\text{C}$ y alimentación con una dieta mixta compuesta por *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* en una proporción 0.4 y 0.6 con una concentración de 90 000 cel/mL durante un mes aproximadamente.

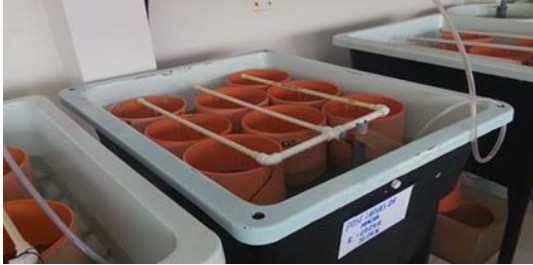


Figura 22. Sistemas de fijación de larvas de "macha" *M. donacium* pre metamórficas.

CULTIVO DE JUVENILES

El sistema de cultivo es similar al descrito para el cultivo post larvario; las diferencias están centradas en el suministro y recambio de agua de mar; ya que el suministro es de flujo abierto con recambios parciales en forma diaria y totales en forma interdiaria empleando agua de mar sin tratar.

ALIMENTACIÓN

La alimentación de "macha" se inicia a las 44 horas después de la fertilización, cuando alcanza la etapa de larva "D", suministrando inicialmente una dieta monoespecífica de *Isochrysis galbana* var. Tahitiana y en las siguientes etapas se incorporaron otras especies como *Chaetoceros gracilis* y *Phaeodactylum tricorutum* conformando

una dieta mixta y la concentración incrementó en función de su etapa de desarrollo, tal como se muestra en la tabla 2.

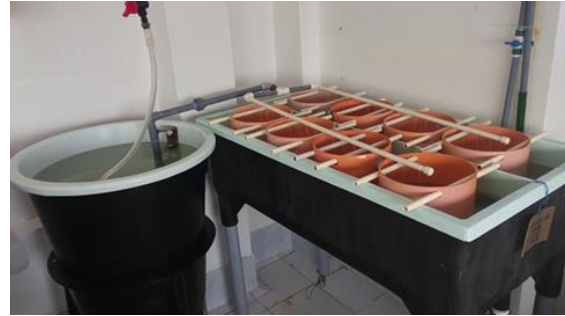


Figura 23. Sistemas de cultivo de juveniles de "macha" *M. donacium* en medio controlado.

Monitoreo de variables abióticas en medio controlado

Se registra la temperatura del agua tratada 2 veces al día (08:00 y 13:00 hrs.) mediante un multiparámetro YSI 550; mientras que para la determinación de variables de oxígeno disuelto y salinidad, se usan datos referenciales diarios registrados en la estación fija del área de Oceanografía.

CULTIVO DE ENGORDE

CULTIVO SUSPENDIDO

La línea de cultivo tipo "Long line" adaptado para el cultivo suspendido de macha tiene una extensión de 100 m de largo de línea madre

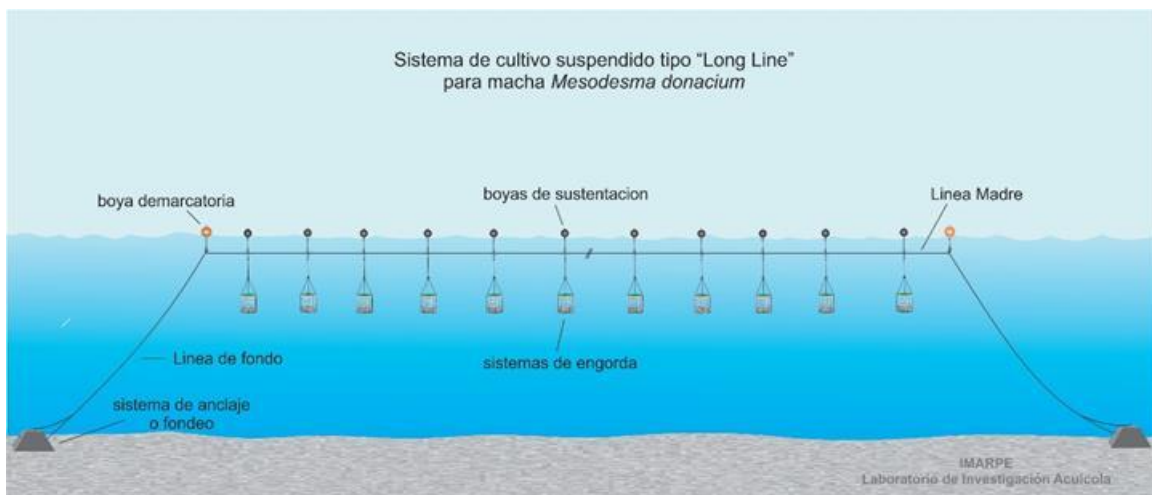


Figura 24. Esquema del sistema suspendido para cultivo de juveniles de "macha"









Tiempo de cultivo	Etapa de cultivo	Densidad	Proporción It:Ch:Ph
44 horas	Larva D 	2×10^4	1,0 - 0,0 - 0,0
72 horas	Larva Umbonada Inicial 	$3 - 4 \times 10^4$	0,5 - 0,5 - 0,0
6 - 7 días	Larva Umbonada Intermedia 	$4 - 5 \times 10^4$	0,5 - 0,5 - 0,0
15 - 16 días	Larva Umbonada Avanzada 	$5 - 6 \times 10^4$	0,5 - 0,5 - 0,0
22 - 23 días	Larva pre metamófica Pediveliger 	$6 - 8 \times 10^4$	0,3 - 0,4 - 0,3
30 días	Post Larva 	$8 - 12 \times 10^4$	0,3 - 0,3 - 0,4
60 días	Juvenil 	$12 - 24 \times 10^4$	0,2 - 0,3 - 0,6
Adultos	Acondicionamiento 	$24 - 50 \times 10^4$	0,2 - 0,2 - 0,6

Tabla 2. Concentración de alimento (cel/mL) por etapa

conformado por cabo de polipropileno (PP) de Ø 18 mm, anclados a dos estructuras de concreto (muertos) de 1000 Kg. Fijados a 6 m de profundidad en el punto más costero y 12 m en el punto más alejado de la costa. Para su flotabilidad se emplean boyas de PVC de 30 cm de diámetro y 15 Kg. de empuje, asegurados por orinques de 2 m de largo de PP de Ø 8 mm a la línea madre que se encuentra a media agua (Figura 24).

Los sistemas de confinamiento (figura 25) son botellones de policarbonato cribados adaptados de 20L, con un área de superficie de 0.28 m² con arena fina como medio de sustrato, sostenidas por una estructura de cuerdas trenzadas (driza), sujetas a snaps (clips) con saca vueltas para zafado rápido. Cada sistema alberga alrededor de 1000 ejemplares de 1 mm de longitud total, y a medida que incrementa su talla se realizan desdobles disminuyendo la densidad de ejemplares juveniles.

Sistemas de flotación demarcatorias y sumergibles (boyas)

Las boyas demarcatorias (boyas esféricas de 30 a 36 cm. de diámetro y 15 kg de empuje) de PVC, tal como indica su nombre, sirven para señalar la ubicación de la línea madre. Las boyas sumergidas (boyas esféricas de 30cm de diámetro) de PVC se utilizan para mantener la flotabilidad del sistema, y se van instalando en la medida que aumenta el peso en la línea.

El long-line se mantiene en su posición gracias a fondeos conectados en ambos extremos. El cabo de fondeo u orinque es del mismo diámetro que el de la línea madre y su longitud es el doble de la distancia que hay desde la línea madre al fondo.

Para el fondeo de la línea madre se utilizaron bloques de concreto con forma tronco piramidal cuadrangular con cáncamos en los lados.

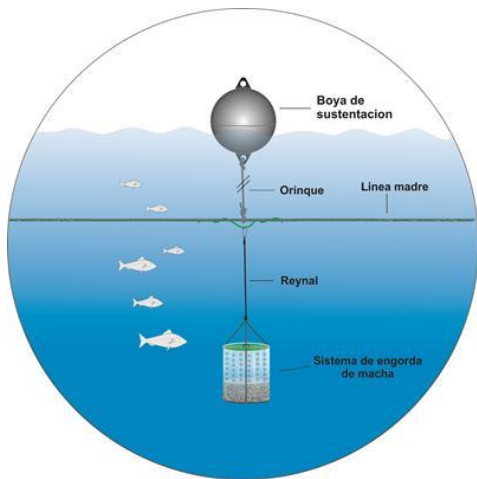


Figura 25. Detalle del sistema de confinamiento o engorde para juveniles de macha

Estos cáncamos constituyen los puntos de conexión para la sujeción del cabo de fondeo y para conectar la línea que permite desplazar el fondeo bajo el agua durante la tensión (Figura 26).



Figura 26. Detalle del sistema de anclaje o fondeo del Long line

Monitoreo de variables abióticas en medio natural

Corrientes

Para el estudio e corrientes se aplica el método Lagrangiano donde se emplea un GPS y crucetas o derivadores con el fin de obtener la trayectoria de la corriente, flujos o velocidad en un intervalo de tiempo. Los paneles de las crucetas quedan situadas por debajo de la superficie del agua lo que disminuye el arrastre por viento y aumenta el arrastre debido a las corrientes marinas; información que posibilita graficar en la carta de

la zona de emplazamiento del cultivo de engorde (Figura 27).

Es recomendable registrar quincenalmente los principales parámetros oceanográficos: físicos (temperatura, transparencia, sustrato y viento), químicos (salinidad, oxígeno disuelto) y biológicos (predadores, plancton).

Para lo cual se emplea un termómetro con rango de -10 a 50 °C para medir la temperatura, el disco Secchi para medir la transparencia del agua de mar, información virtual de la NOAA para determinar la dirección y velocidad del viento; el sustrato es renovado cuando se extraen los juveniles para consignar datos de crecimiento y mortalidad.

Se toman muestras de agua en botellas de vidrio ámbar y de plástico para su traslado al laboratorio de Hidrografía y Oceanografía donde se determinan el oxígeno disuelto y la salinidad empleando el método de Winkler y el Salinometro Portasal respectivamente.

El plancton se colecta por arrastre durante 5 minutos, usando una malla de 70 μ en una embarcación con motor fuera de borda a una velocidad de 3 nudos; las muestras se trasladan al laboratorio para su análisis según las pautas explicadas en MORON et al (1988), considerando la proporción de los principales grupos de plancton, así como de las especies más abundantes, otorgándoles valores convencionales según metodología estandarizada del área, tal como sigue: Ausencia: 0; Presencia: 1; Escaso: 2; Abundante: 3; Muy abundante: 4.

DETERMINACIÓN DEL CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA

Muestreo

A partir del inicio del cultivo larval se extraen tres alícuotas (16mL) en tubos Falcón, previa homogenización del volumen de agua de mar

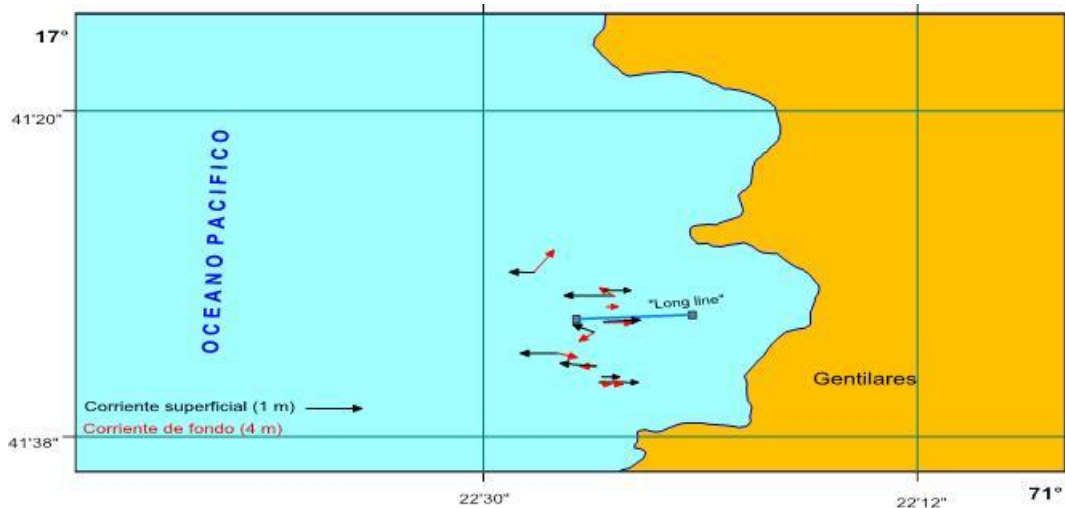


Figura 27. Flujo de las corrientes superficiales y subsuperficiales en la zona de Gentilares - Ilo

estéril; las muestras son fijadas con lugol para la posterior medición de 60 – 100 larvas D, usando el micrómetro incorporado en el microscopio compuesto y su cuantificación por barrido usando una placa Petri cuadrículada y un Estereoscopio.

Las post larvas son retenidas quincenalmente en un tamiz de 250 μm que permite el paso de la arena para su mantenimiento; son dispuestas en una probeta 10mL, extrayendo una submuestra de volumen conocido para la cuantificación de 30 – 50 post larvas, observando mediante el estereoscopio y medición de longitud total usando el micrométrico ocular con el objetivo 5x del microscopio compuesto.

Los juveniles mantenidos en contenedores en medio controlado y en botellones cribados en medio natural se recuperan quincenalmente del sustrato de arena, los que son medidos con un vernier (mm) y pesados con una balanza electrónica OHAUS (0.001 g) considerando:

L_t = Longitud total antero posterior (mm)
 P_t = Peso total (g)

En todos los casos, el resultado es ponderado al volumen del contenedor o tanque en el que están dispuestos; y los ejemplares se reincorporan al sistema de cultivo.

Determinación de la tasa de crecimiento

Se determina con la siguiente ecuación:

$$TC = (L_{t+1} - L_t) / (t_{i+1} - t_i) \quad (\text{Gulland, 1971})$$

Donde:

TC = Tasa de Crecimiento

t_i = Tiempo (mes) de muestreo cero

t_{i+1} = Tiempo de muestreo subsecuente al t_i

L_{t_i} = Longitud correspondiente al tiempo t_i

$L_{t_{i+1}}$ = Longitud correspondiente al tiempo t_{i+1}

Determinación de la tasa de supervivencia

El porcentaje de supervivencia se calcula con la siguiente fórmula:

$$\% \text{Supervivientes} = N_{t_i} / N_{t_0} * 100 \quad \text{Ricker (1975)}$$

Donde:

%S = Porcentaje de supervivencia

N_{t_i} = Número de individuos correspondiente al tiempo final (mes)

N_{t_0} = Número de individuos correspondiente al tiempo cero

REFERENCIAS

Alamo V. y V. Valdivieso. 1997. Lista sistemática de Moluscos marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú. Callao – Perú. 205 pp.

Arriagada, D.; I. López; M. Ruiz; I. Contreras. 2013. Inducción al desove de la navaja *Ensis macha* mediante inyección de serotonina.

- Revista de biología marina y oceanografía. Vol.48 N°.3 Valparaíso.
- Carbajal J. y A. Mellado. 2007. Utilización de la morfología de las larvas merocercoides presentes en moluscos, en la dilucidación de la taxonomía de las especies de *Rhodobothrium* (Cestoda: Tetraphyllidea). Gayana 71(1):114 – 119 pp.
- Carré M. 2007. El mes de recolección de la macha (*Mesodesma donacium*) determinado por sus líneas de crecimiento: aplicaciones arqueológicas. Bulletin de l'Institut Français d'Études Andines. 36 (2): 299-304 pp.
- Flores F. 2007. "Evaluación de la dieta de la macha *Mesodesma donacium* (Lamarck 1818) en el litoral sur del Perú durante febrero y marzo 2007. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Perú. 75 pp.
- Fuentes, I.F. 1988. Desarrollo y morfología externa comparada de larvas y post larvas de *Mesodesma donacium* y *Mulinia* sp. Universidad Católica del norte, Chile.
- Gálvez, M. 2015. Descripción del desarrollo gonadal de *Mesodesma donacium* (Bivalvia: Mesodesmatidae), durante el periodo 2006 – 2014, en el litoral de Tacna. Tesis. Universidad Científica Del Sur. 95 pp.
- García A. 2002. Estrategias Reproductivas de bivalvos marinos en el Nor Este Mexicano. Tesis. Universidad de Colima. 136 pp.
- Helm, M. y N. Bourne. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero. Servicio de Recursos de Aguas Continentales y Acuicultura. Dirección de Recursos Pesqueros de la FAO. Roma, Italia.
- Lepez, I & Arriagada, D. 2003. Producción de semillas de moluscos filtradores en sistema controlado (Hatchery). Universidad de Concepción-Dichato. Chile.
- Lepez, I & Arriagada, D. 2006. Caracterización del desarrollo embrionario y larval de *Mesodesma donacium* en condiciones de cultivo masivo. Universidad de Concepción-Dichato. Chile
- Loosanoff, V.L. y H.C. Davis, 1950. Conditioning *V. mercenaria* for spawning in winter and breeding its larvae in the laboratory. Bio. Bull., woods Hole, 98:60-65.
- Loosanoff, V.L. y H.C. Davis, 1963. Rearing bivalve mollusks. P. 1-136. En: advances in marine Biology. Ed. F. S. Russel. Acad. Press, London.
- Martínez G., C. Aguilera y L. Metifogo. 2000. Interactive effects of diet and temperature on reproductive conditioning of *Argopecten purpuratus* broodstock. Aquaculture 183.149–159 pp.
- Miranda, C. 2001. La desaparición del banco de machas *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Mollusca: Bivalvia: Mesodesmatidae) en la bahía de Coquimbo IV Región, Chile: sus probables causas. Tesis de Biología Marina, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, 50 pp.
- Moreno, R.A., Neill, P.E., Rozbaczylo, N., 2006. Native and nonindigenous boring polychaetes in Chile: a threat to native and commercial mollusc species. Rev. Chil. Hist. Nat. 79, 263–278.
- Munizaga, M. 1995. Morfología gamética y fecundación en *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Mollusca: Bivalvia: Mesodesmatidae). Universidad Católica del Norte Facultad de Ciencias del Mar, Departamento de Acuicultura. Coquimbo, Chile. 80 pp.
- Ortiz M. y Stotz W. 1996. Distribución de juveniles recientemente asentados de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Mollusca: Bivalvia: Mesodesmatidae) en tres bahías de la cuarta región: Variables físicas y químicas que le caracterizan. Biol. Pesquera (Chile), 25: 27–40 pp.
- Quiroz M. y E. Barriga. 1998. Evaluación del recurso macha (*Mesodesma donacium*) en el

- litoral de Moquegua y Tacna. Informe Progresivo N° 86. Instituto del Mar del Perú. 3-11 pp. 48
- Riascos J.; O. Heilmayer; M. Oliva; J. Laudien y W. Arntz. 2008. Infestation of the surf clam *Mesodesma donacium* by the spionid polychaete *Polydora biocippitalis*. Journal of Sea Research 59. 217–227 pp.
- Ricker W. 1975. Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations.
- Santelices A. 2006. Evaluación del crecimiento y supervivencia de juveniles de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) mantenidos en diferentes densidades de cultivo y tipos de sustrato. Tesis para optar al título de Ingeniero en Acuicultura. Universidad Católica del Norte. Sede Coquimbo. 66 pp.
- Sato, W. and K. Okoshi. 2000. Structural characteristics of self-excavated burrows by boring Polydorid Species (Polychaeta, Spionidae). Bulletin of Marine Science, 67(1): 235–248 pp.
- Segura M., O. Galindo y D. Flores. 1998. Evaluación del recurso “macha” (*Mesodesma donacium*) en el litoral de Ica y Arequipa. Informe Progresivo N° 95. Instituto del Mar del Perú. 3-16 pp.
- Storer, T. y R. Usinger. 1961. Zoología General. Segunda edición. Ediciones Omega. España.
- Tarifeño E. 1980. “Studies on the biology of the clam *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Bivalvia: Mesodesmatidae) from Chilean sandy beaches”. Ph. D. Dissertation, University of California. Los Angeles, USA.
- Tejada, A. 2009. Monitoreo de las actividades de pesca experimental del recurso macha *Mesodesma donacium* en el litoral de la Región Tacna RM N°035-2009-PRODUCE. Instituto del Mar del Perú, Sede Regional Ilo. Informe. 13 pp.
- Tejada, A. 2010. Monitoreo de las actividades de pesca experimental del recurso macha *Mesodesma donacium* en el litoral de la Región Tacna RM N°033-2010-PRODUCE. Instituto del Mar del Perú, Sede Regional Ilo. Informe. 7 pp.
- Vargas, L. 2003. Asentamiento larval de la macha, *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) sobre tres sustratos de diferente granulometría. Universidad Católica del Norte. 42 pp.
- Zaro, M. 2004. Desarrollo embrionario y larval de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818), a tres tratamientos de temperatura. Tesis. Coquimbo, Chile. 100 pp.
- Zevallos, S. 2014. Evaluación de la madurez sexual de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) alimentadas con microalgas locales. Tesis. Universidad Católica del Norte. 68 pp.

Integrantes

Coordinador del Laboratorio Costero de Ilo

- Ygor Sanz Ludeña

Investigadores

- Roger Ayerbe Ochoa
- Sheyla Zevallos Feria
- Vicente Castañeda Muñoz

Colaboradores

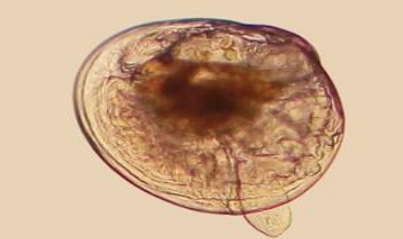
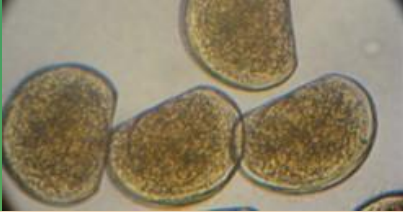
- Fernando Lope Sosa
- Heydi Bendita Mayta
- Rusbel Cuayla Mamani
- Julio Choque Paco

ANEXO 1

PROTOCOLO DE CULTIVO DE "MACHA"

Mesodesma donacium

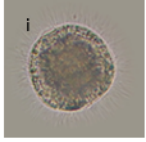
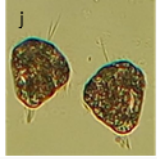


- a. Colectar muestras de ejemplares adultos del medio natural y seleccionar aquellos que presenten características óptimas.
- b. Trasladar al laboratorio en caja isotérmica con esponja humedecida en agua de mar.
- c. Estibar y registrar medidas morfométricas (longitud y peso total).
- d. Acondicionar en tanques con sistema air lift usando recipientes con sustrato arenoso previamente tratado (tamizado y lavado).
- e. Inducir al desove usando técnica de disección de la gónada o "stripping" para extraer gametos.
- f. Fertilizar gametos en proporción 100:1 ovocitos : espermios
- g. Lavar tres veces los huevos fertilizados
- h. Desarrollar el cultivo embrionario alrededor de 40 horas post fecundación a $18^{\circ}\text{C}\pm 1^{\circ}\text{C}$
- i. Desarrollar el cultivo larvario por 23 días post fecundación
- j. Desarrollar el cultivo post larvario por 50 días post fecundación.
- k. Desarrollar el cultivo de juveniles por 60 días
- l. Traslado de juveniles a un sistema de cultivo suspendido (Long line).
- m. Mantenimiento y limpieza semanal de los sistemas de confinamiento del Long line
- n. Registro de parámetros de crecimiento y ambientales.



ANEXO 2

DESARROLLO EMBRIONARIO

Tiempo (horas)	Descripción	
00:05	Una vez fecundados, los huevos presentan la membrana de fertilización y mantiene forma esférica.	
00:50	Embrión experimentó reducciones meióticas, observadas a través de la formación y liberación del corpúsculo polar posterior a ello experimenta una serie de divisiones celulares.	
01:40	Primer clivaje del embrión 2 células.	
02:20	Segundo clivaje del embrión 4 células.	
02:50	Tercer clivaje del embrión 8 células.	
03:50	Origen al estadio de mórula, posteriormente se convierte en blástula.	
06:30	Diferenciación de la blástula.	
07:00	La blástula rotatoria presenta una serie de cilios que le permiten nadar en forma rotatoria.	

08:00	Diferenciación de la gástrula.	
23:00	Estadio embrionario de larva trocófora.	
31:00	Formación de larvas D temprana.	
45:00	Larvas D cuyo desplazamiento se realizó a través del velo ciliado.	

ANEXO 3

DESARROLLO LARVARIO

Tiempo Post fecundación	Descripción	Figura
40 horas	Larva D o larva con charnela recta; presentan velo ciliado retráctil, desarrollado y activo; un par de flagelos centrales que se prolongan al exterior de las valvas durante la natación; estómago ocupando la mayor parte de la cavidad corporal en la región cercana a la charnela	
8 días	Larva umbonada temprana con crecimiento alométrico de la concha en la región del umbo, ocasionada por un cambio en la curvatura de la charnela	
12 días	Larva umbonada avanzada con un umbo nudoso, velo desarrollado, sin presencia de filamentos bisales ni mancha ocular y la presencia de pie retraído	
23 días	Larva Pediveligera cuyo velo es reabsorbido, umbo nudoso diferenciado, flagelo apical, estatocisto, filamentos branquiales, mayor desarrollo y funcionalidad del pie, formación de la disoconcha con banda en el margen valvar indica finalización del proceso metamórfico	