

INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ



INFORME

ISSN 0378-7702

Volumen 45, Número 2



Abril - Junio 2018
Callao, Perú



MANUAL: CULTIVO DE MACHA *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) EN LA REGIÓN MOQUEGUA

MANUAL: MACHA CLAM *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) CULTIVATION IN MOQUEGUA REGION

Roger Ayerbe¹
Fernando Lope

Sheyla Zevallos
Heydi Bendita

Vicente Castañeda
Ygor Sanz

RESUMEN

AYERBE R, ZEVALLOS, S, CASTAÑEDA V, LOPE F, BENDITA H, SANZ Y. 2018. Manual: Cultivo de macha *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) en la Región Moquegua. Inf Inst Mar Perú. 45(2): 242-262.- En este documento se describen y dan pautas para cada etapa de cultivo de este bivalvo, abarcando tópicos como la instalación, sistemas de tratamiento del agua, sistemas de cultivo, necesidades y requerimientos de la especie en cultivo. PALABRAS CLAVE: acuicultura, *Mesodesma donacium*, macha, cultivo suspendido

ABSTRACT

AYERBE R, ZEVALLOS, S, CASTAÑEDA V, LOPE F, BENDITA H, SANZ Y. 2018. Manual: Macha clam *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) cultivation in Moquegua region. Inf Inst Mar Peru. 45(2): 242-262.- This document describes and gives guidelines for each stage of cultivation of this bivalve, covering topics such as installation, water treatment systems, cultivation systems, needs and requirements of the species in cultivation. KEYWORDS: aquaculture, *Mesodesma donacium*, Macha clam, suspended cultivation

1. 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) (ZEVALLOS² 2014), endémica de la corriente de Humboldt (Perú y Chile) (GÁLVEZ³ 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 *et al.*⁴ 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 (ÁLAMO y VALDIVIESO 1997, VARGAS⁵ 2003, ZARO⁶ 2004, SANTELICES⁷ 2006). 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 y VALDIVIESO 1987) (Fig. 1).

Este bivalvo tiene importancia económica desde que llegaron los primeros pescadores recolectores a la costa peruana hace 11.000 años (CARRÉ 2007). La pesquería de este recurso, históricamente registró desembarques fluctuantes y decrecientes desde 1980 hasta el 2000 (ZEVALLOS² 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 centenas, lo extrajeron durante las horas de baja marea, hasta 1,8 metros de profundidad, 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.*⁴ 1998). Así mismo, la influencia del fenómeno de El Niño (EN), tuvo efecto negativo al ser una especie vulnerable a incrementos de temperatura y se produjeron varazones en los bancos naturales del litoral de Moquegua y Tacna (QUIROZ y BARRIGA⁸ 1998).

1 Laboratorio Costero de Ilo, jirón Mirave N°01, La Chalaca, Ilo. labilo@imarpe.gob.pe

2 ZEVALLOS S. 2014. Evaluación de la madurez sexual de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) alimentadas con microalgas locales. Tesis. Universidad Católica del Norte. 68 pp.

3 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.

4 SEGURA M, GALINDO O, FLORES D. 1998. Evaluación del recurso “macho” (*Mesodesma donacium*) en el litoral de Ica y Arequipa. Informe Progresivo N° 95. Instituto del Mar del Perú. 3-16 pp.

5 VARGAS L. 2003. Asentamiento larval de la macha *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) sobre tres sustratos de diferente granulometría. Universidad Católica del Norte. 42 pp.

6 ZARO M. 2004. Desarrollo embrionario y larval de *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818), a tres tratamientos de temperatura. Tesis. Coquimbo, Chile. 100 pp.

7 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.

8 QUIROZ M, BARRIGA E. 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.

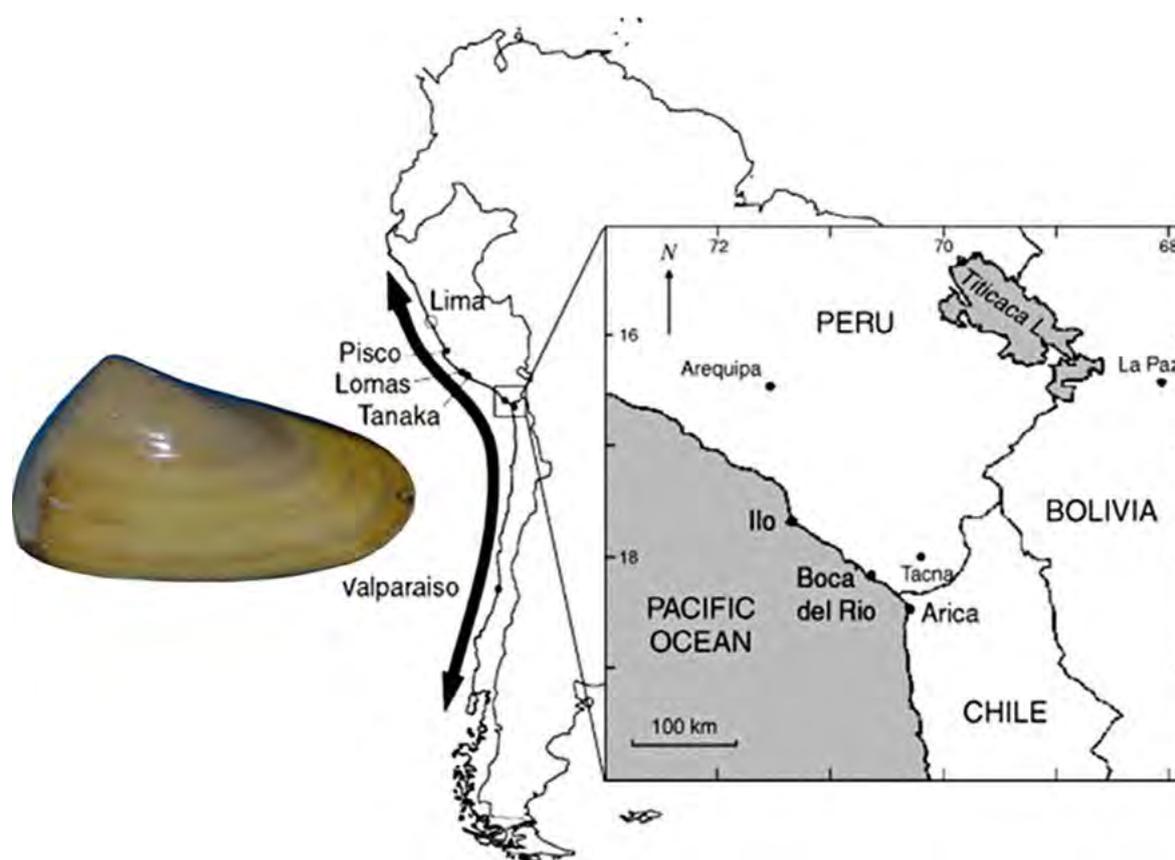


Figura 1.- Distribución de *Mesodesma donacium*. Fuente: Carré *et al.* 2005

Esta problemática motivó a las autoridades a declarar el recurso en veda desde 1999 (Resolución Ministerial N° 099-99-PE) (ZEVALLOS² 2014) y desarrollar la pesca exploratoria para la extracción de 56,75 t autorizada por las Resoluciones Ministeriales N° 035-2009-PRODUCE (24.01.09) y 033-2010-PRODUCE del 19.02.10 (TEJADA 2010⁹).

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; para generar la tecnología que permita efectuar planes de repoblamiento y cultivo que conduzcan a la sustentabilidad de la especie.

ASPECTOS GENERALES

UBICACIÓN TAXONÓMICA

Phylum: Molusca

Clase: Bivalvia (Lamelibranchia o pelecípodo)

Orden: Veneroida

Familia: Mesodesmatidae

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 (GUZMÁN *et al.* 1998); el umbo (u) se ubica en el tercio posterior de la valva; la concha está compuesta por tres capas: el periostraco externo, el intermedio y el nácar interior (IBÁRCENA *et al.*¹⁰ 2009); su superficie externa muestra líneas

⁹ 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.

¹⁰ IBÁRCENA W, MUÑANTE-ANGULO L, MUÑANTE-MLGAR L, VÁSQUEZ J. 2009. La explotación de la macha (*Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) en el litoral de Tacna Universidad Jorge Basadre Grohmann” de Tacna. Recuperado en: <http://www.unjbg.edu.pe/coin2/pdf/01010800204.pdf>. Consultado 07 de mayo del 2017.

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 diente 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 (GUZMÁN *et al.* 1998) (Fig. 2).

Dentro de las valvas se encuentra el cuerpo blando (Fig. 3) formado por la masa visceral fija dorsoventralmente que sostiene varios órganos. En la parte anteroventral se encuentra 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, ventral o branquial y el sifón exhalante, 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).

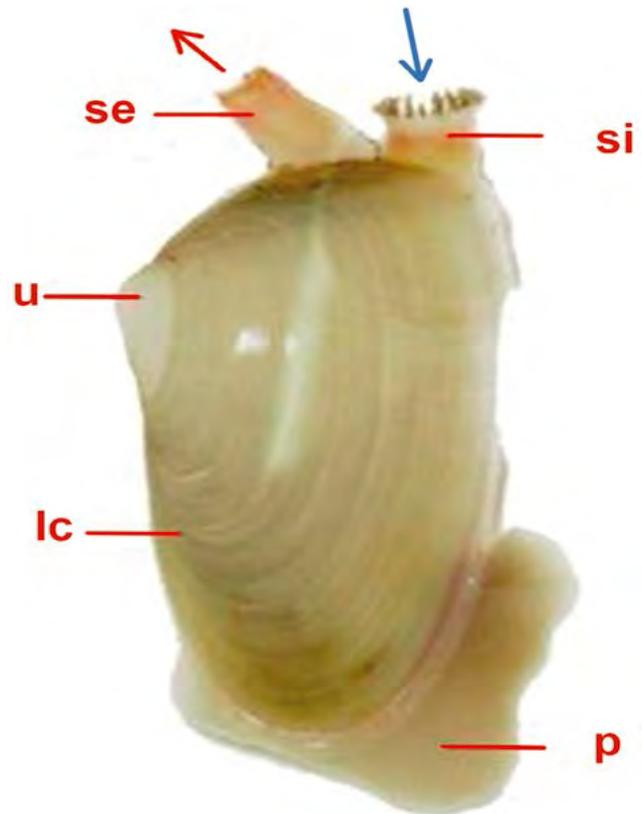


Figura 2.- Morfología externa de *Mesodesma donacium*

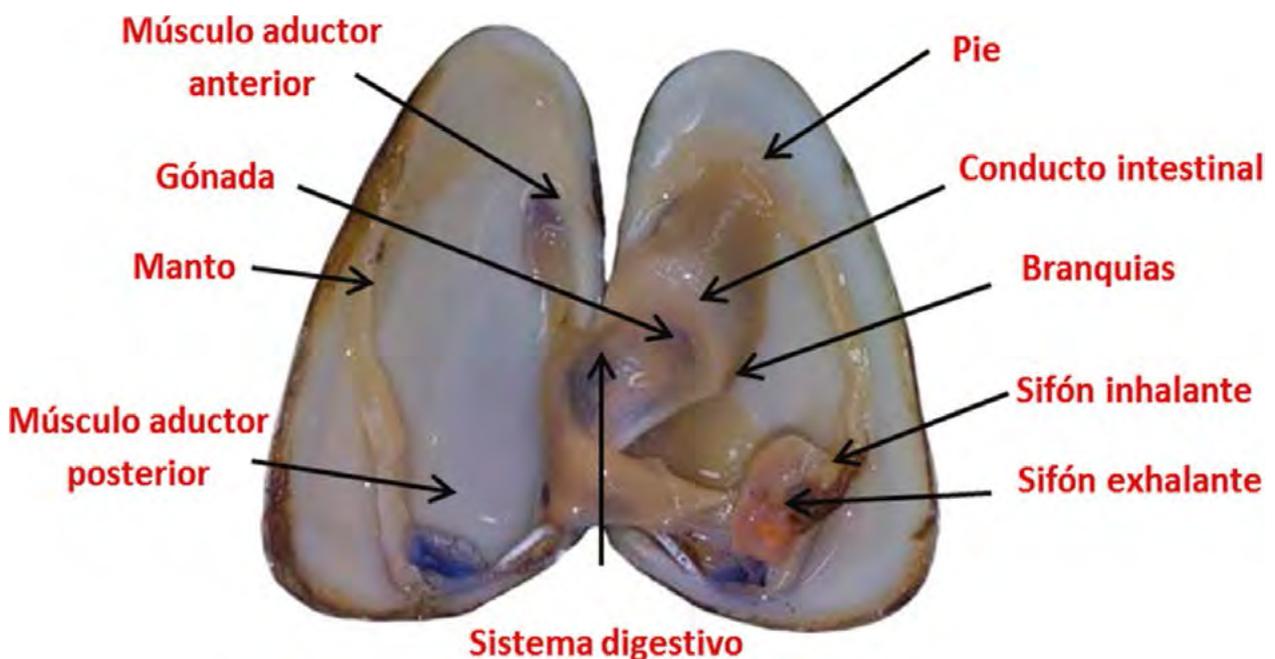


Figura 3.- Morfología interna de *Mesodesma donacium*

Son cavadores, se introducen en la arena mediante movimientos del músculo o pie (Fig. 4) 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) (Fig. 2) 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.

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 *et al.* 1998); así como en la región intermareal en el sector de rompiente hasta 15 metros de profundidad (MIRANDA¹¹ 2001).

Según GALLARDO¹² (1978) los individuos de esta especie presentan desplazamientos estacionales, pudiendo encontrarseles, 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). Forman agregaciones independientes y toleran temperaturas entre 14 y 21 °C; convive con cangrejos Anomuros (muy muy), *Hemigrapsus* y ermitaños del género *Pagurus* (IBÁRCENA *et al.*¹⁰ 2009).

Alimentación y digestión

Las partículas orgánicas y microorganismos (diatomeas, protozoos, etc.) suspendidos en el agua constituyen el alimento de bivalvos; que son recogidas con el mucus existente en las branquias y trasladados con los cilios al surco



Figura 4.- Sifones de *Mesodesma donacium* semi enterrada

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 es un bivalvo filtrador que habita en la región intermareal de playas arenosas, alimentándose de plancton y partículas en suspensión (MUNIZAGA 1995); 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 (FLORES¹³ 2007).

REPRODUCCIÓN

M. donacium es una especie dioica, con fecundación externa, no presenta dimorfismo sexual externo (ZARO⁶ 2004). Presenta dos períodos de desove anual y semianual, los que dependen de las variaciones ambientales locales, principalmente temperatura del agua y disponibilidad de alimento (TARIFEÑO¹⁴ 1980, MARTÍNEZ *et al.* 2000).

11 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.

12 GALLARDO V. 1978. Seminario/Taller sobre desarrollo de investigación de los recursos marinos de la VIII Región. Universidad de Concepción, Chile. 567 pp.

13 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.

14 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.

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 PEREA¹⁵ (2009) establece 5 estadios para hembras y machos: I – Inmaduro, 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 y STOTZ 1996). Estos, no obstante, pueden alcanzar los 15 m de profundidad (TARIFEÑO 1980)¹⁴. 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 de acuerdo a la figura 5.

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 las rayas, 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.*¹⁰ 2004).

Infestaciones y parásitos

Epibiosis.- La presencia del briozoo *Clytia* sp. (Fig. 6) en la parte superior de las valvas de la macha (sustrato de fijación); se observa con mayor frecuencia en ejemplares de mayor tamaño (TEJADA¹⁶ 2009).

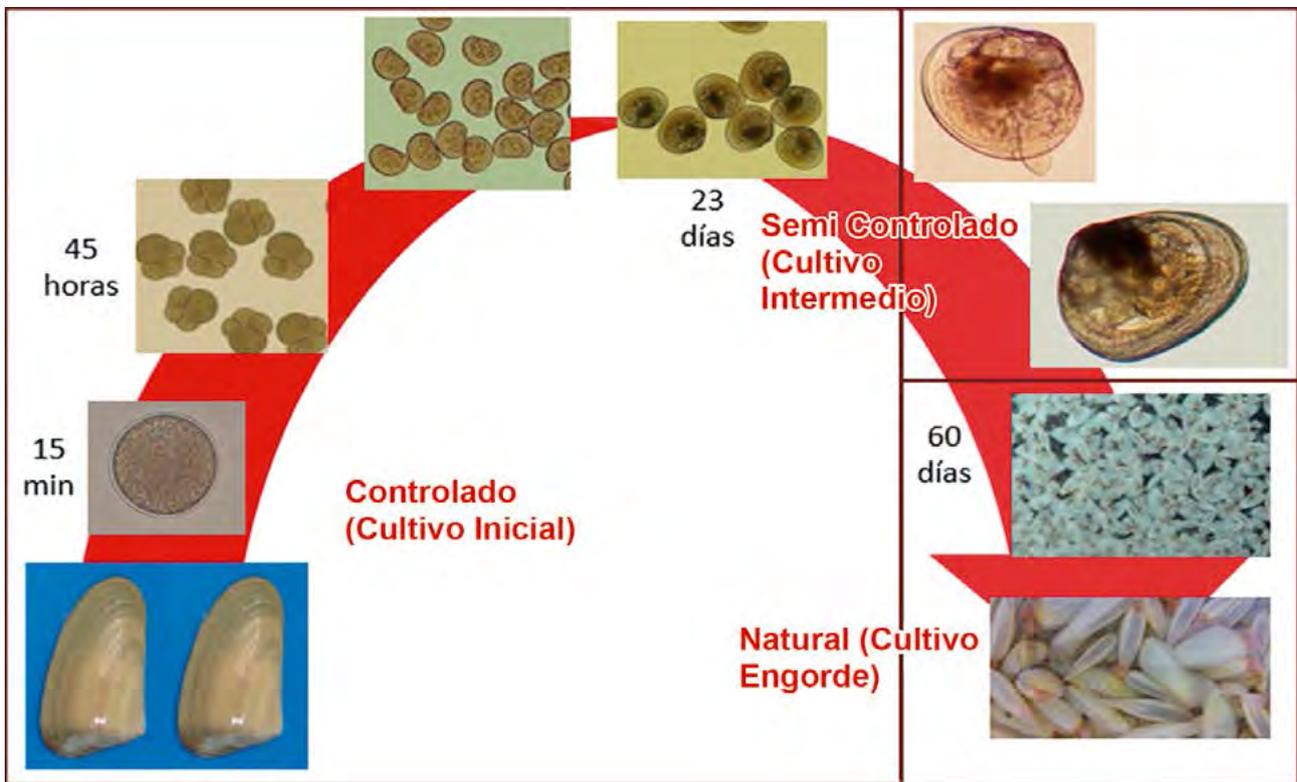


Figura 5.- Ciclo de vida de *Mesodesma donacium*

15 BUITRÓN B, PEREA A. 2009. Informe Interno sobre el estado reproductivo de “machas” *Mesodesma donacium* de la zona de Tacna durante octubre 2009. Instituto del Mar del Perú. IMARPE. 3 pp.

16 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.

Polydora.- La infestación de gusanos espionidos se manifiesta con la presencia de ampollas de lodo (Fig. 7) 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 (GARCÍA¹⁷ 2002)

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 infestadas; por lo que estos procesos de infestación podrían explicar las mortalidades masivas de las poblaciones durante eventos El Niño, ya que es influenciada con el aumento de la temperatura favoreciendo el estrés de las almejas (RIASCOS *et al.* 2008); así mismo, los gusanos polidoriadianos segregan alguna sustancia química que actúa sobre la concha y disuelve directamente los cristales y una parte de la matriz orgánica haciéndolos más débiles (SATO y OKOSHI 2000).

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. El *Rhodobothrium mesodesmatum* (Fig. 8) es un parásito que se localiza en la masa visceral de *M. donacium* cercano a la sección donde se ubica la gónada; de tal forma que la macha se constituye en hospedador intermediario que alberga el estado merocercoide del parásito (CARBAJAL y MELLADO 2007).

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 Tabla 1.



Figura 6.- Presencia de Clytia en *Mesodesma donacium*



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



Figura 8.- Presencia de *Rhodobothrium mesodesmatum* (Campbell y Carvajal, 1979) en *Mesodesma donacium*

Tabla 1.- Composición bioquímica de *M. donacium*

Procedencia	Lípidos	Carbohidratos	Proteínas
MN	1,41	4,82	15,00
MC	1,48	5,68	14,14

17 GARCÍA A. 2002. Estrategias Reproductivas de bivalvos marinos en el Nor Este Mexicano. Tesis. Universidad de Colima. 136 pp.

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:

- Chinguillo: 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

Históricamente se registraron desembarques fluctuantes y decrecientes del recurso desde 1980 hasta el 2000 (ZEVALLOS² 2014) debido a la fuerte explotación a la que fue sometido, sus efectos se reflejaron en la disminución de abundancia en los bancos naturales, además se sumaron factores climatológicos como El Niño” (1982-1983 y 1997 – 1998) que influyeron negativamente en su distribución natural (QUIROZ y BARRIGA⁸ 1998).

El 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, en el litoral se observó la mortandad y desaparición total del recurso.

En 1986 las poblaciones de 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 mortandad y desaparición del recurso de su hábitat (Fig. 9).

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); entre 2008 y 2010 IMARPE sede Ilo registró la extracción furtiva de 70 ton en Arequipa, mientras que en Tacna se extrajeron 56,75 t como parte de la pesca exploratoria autorizada con las Resoluciones Ministeriales N° 035–2009–PRODUCE (24.01.09) y N° 033–2010–PRODUCE del 19.02.10 (TEJADA⁹ 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 *et al.*¹⁰ 2009). En 1984 se emitió la RM N° 108-84-PE, que estableció la talla mínima de extracción en 70 mm.

Veda extractiva.- Con RM N° 099-99-PE se prohíbe la extracción, transporte, retención, comercialización o utilización del producto en cualquiera de sus estados de conservación y sanciona a quienes desacaten la disposición. Actualmente se encuentra vigente la veda extractiva con la finalidad de recuperar los stocks del recurso.

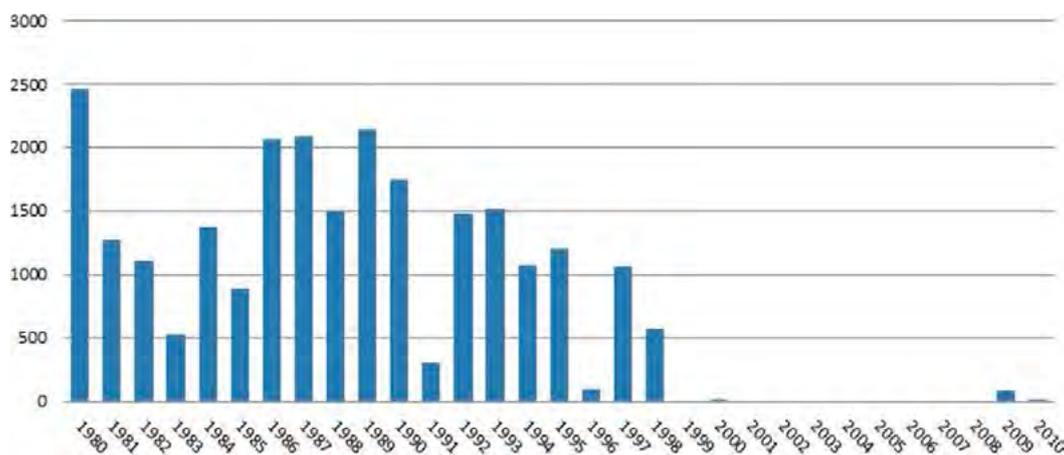


Figura 9.- Desembarque de *Mesodesma donacium* en el sur del Perú (Fuente: Zevallos, 2014)

CULTIVO DE MACHA

En el Laboratorio de Investigación Acuícola (LIA) desde finales del 2009 se está aplicando técnicas de reproducción artificial y metodología 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) estableciendo las bases biológicas y tecnológicas para el cultivo en medio controlado, con la finalidad de incursionar en repoblamiento experimentales en bancos naturales de fondo blando agotados.

Recolección de reproductores

La recolección de reproductores se efectúa con pescadores artesanales de orilla denominados "macheros" (Fig. 10), quienes extraen manualmente una muestra representativa de un banco natural de Mollendo ($17^{\circ}12'S - 71^{\circ}42'W$) y la Punta ($17^{\circ}11'S - 71^{\circ}45'W$) de la región Arequipa durante el periodo de baja marea.

Los ejemplares seleccionados (Fig. 11) se trasladan en cajas isotérmicas conteniendo en la base varias capas de esponjas humedecidas en agua de mar y refrigerada con gelpack para mantener bajas temperaturas ($16^{\circ}C \pm 1^{\circ}C$).

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

Mantenimiento y acondicionamiento de reproductores

El acondicionamiento de reproductores se realiza en un ambiente climatizado; donde los ejemplares seleccionados (65 mm – 80 mm) se instalan en una bandeja rectangular (40 L) con arena media de 0,25 a 0,5 mm de diámetro (ϕ 2-1) previamente tamizada, lavada y dispuesta por debajo del nivel del agua de mar en el interior de un tanque de 250 L, 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 conecta-

da a un regenerador de aire (blower 2,5 HP); sistema tipo "upwelling" que permite la circulación permanente de agua de mar con una tasa de renovación diaria de 100% de agua sin filtrar con temperatura de $18^{\circ}C \pm 1^{\circ}C$ y en el que además se distribuye el alimento por goteo constantemente (Fig. 12).



Figura 10.- Recolección de reproductores de un banco natural



Figura 11.- Reproductores de *Mesodesma donacium*



Figura 12.- Sistema de acondicionamiento de *Mesodesma donacium*

El alimento se proporciona diariamente a concentración de 500.000 cel/mL de *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* y *Phaeodactylum tricornutum* en proporción 0,30; 0,30; 0,40 respectivamente.

Inducción al desove

Técnica de Stripping.- Para el proceso reproductivo artificial de esta especie 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 se observa en el microscopio (Fig. 13f) para diferenciar el sexo, en el caso de hembras se observarán ovocitos (Fig. 13g) y en machos espermios (Fig. 13h).

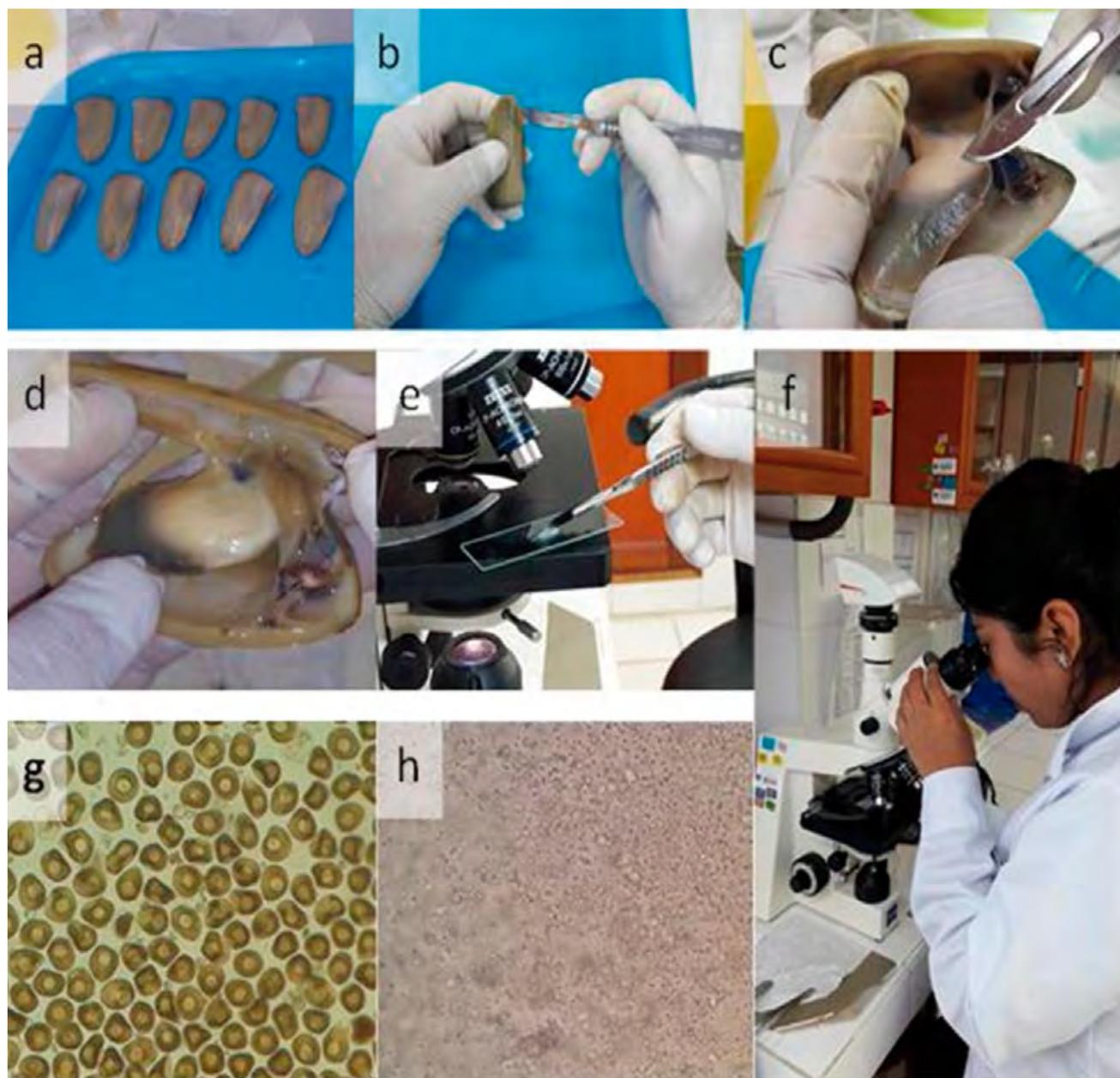


Figura 13.- Inducción al desove mediante técnica de Stripping

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 2 L 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 y BOURNE 2006).

Se extrae la mayor cantidad de espermios y ovocitos de las gónadas, considerando la viabilidad de los productos sexuales por la movilidad de espermios y 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 15 L de agua de mar estéril, mientras que los espermios se diluyen en 2 L 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 15 L; 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 2 L.

Determinación de la proporción sexual

En el caso de la cuantificación de ovocitos se homogeniza el contenido con la ayuda de un 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 y el valor se pondera al volumen total (15 L) para establecer la estimación del número 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 Neubauer usando un microscopio (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).

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 20 L 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 (ZARO⁶ 2004) (Fig. 15). Una vez fertilizados son trasvasados a bandejas de 20 L de agua de mar estéril (filtrada hasta 1 μm e irradiada con luz ultravioleta) para el respectivo lavado.



Figura 14.- Obtención de gametos viables de *Mesodesma donacium*



Figura 15.- Fertilización de gametos de *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 ¾ partes del volumen (sobrenadante) de la parte superior de la bandeja de 20 L; 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 de espermatozoides, células sanguíneas y restos de tejidos gonádicos (LOOSANOFF y DAVIS 1950, 1963).

Los huevos, en las bandejas, permanecen en reposo por 24 horas hasta su traslado a tanques de 250 L donde ocurre el desarrollo embrionario a 18 °C ±1°C de temperatura, sin aire y sin recambio de agua por 20 - 22 horas adicionales.

CULTIVO EMBRIONARIO

Los embriones se mantienen en tanques de cultivo de 250 L 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 horas, y una vez alcanzado el estadio de larva trocófora, cada 2 horas hasta alcanzar el estadio de larva "D", para verificar el proceso se empleó un microscopio (10x y 40x) que permitió la descripción de las diferentes fases de desarrollo embrionario y larvario.

Luego de 5 minutos se observó la formación de una membrana como indicador de la fecundación del ovocito (Fig. 16a). A los 50 minutos post fecundación, el embrión experimenta reducciones meióticas, observadas a través de la formación y liberación del primer corpúsculo polar (Fig. 16b). Después de transcurrida 1:40 horas, aproximadamente, se presenta el primer clivaje (Fig. 16c). A continuación, el embrión experimenta una serie de divisiones celulares y a las 2:20 horas se origina el segundo clivaje (Fig. 16d), el tercero a las 02:50 horas (Fig. 16e), posteriormente a las 3:50 horas se origina el estadio de mórula (Fig. 16f) que muestra un ectodermo y una cavidad central denominada blastocele. La blástula (Fig. 16g) se evidencia a las 07:00 horas presentando una serie de cilios que le permiten nadar en forma rotatoria (Fig. 16h), cualidad que le atribuye el estadio embrionario de blástula rotatoria.

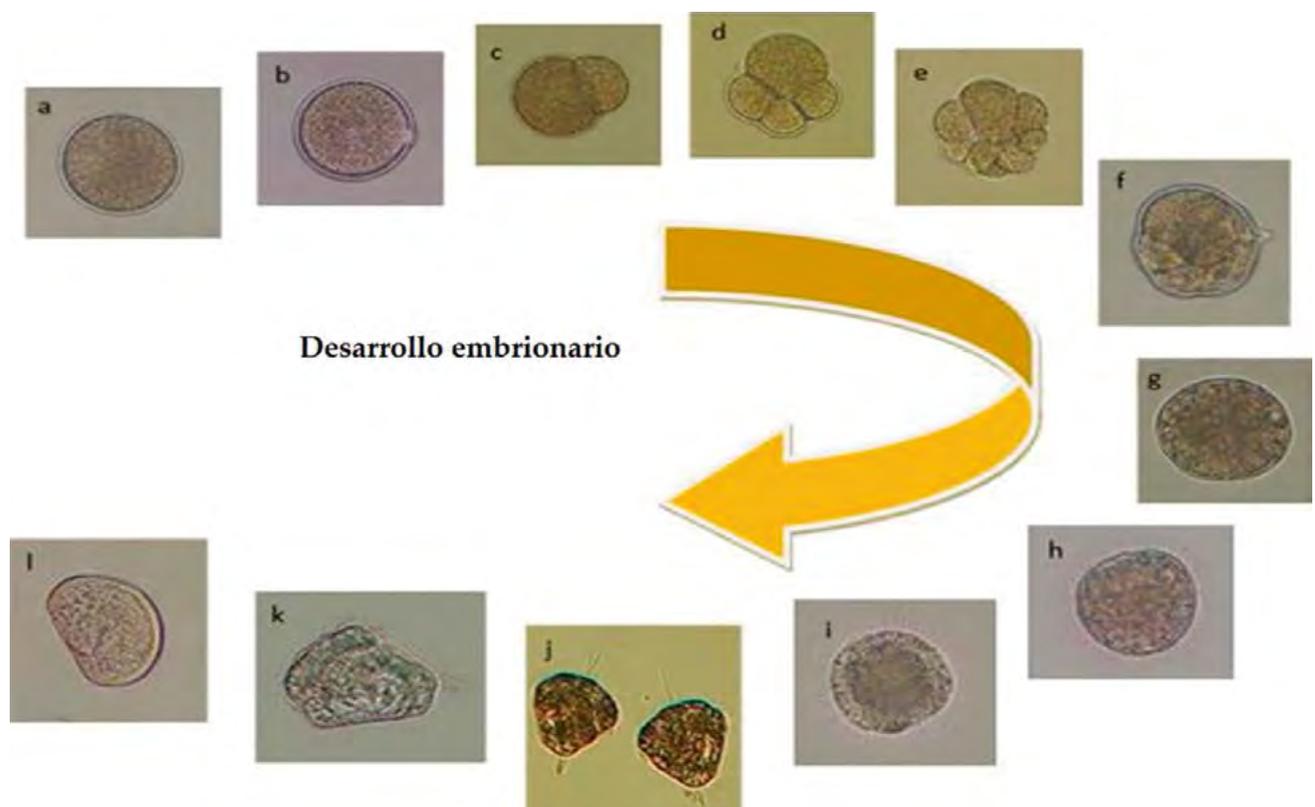


Figura 16.- Desarrollo embrionario en *Mesodesma donacium*

A las 8 horas post fecundación, se observa el estadio de gástrula (Fig. 16i), en la cual se aprecia un orificio externo el blastoporo. A las 23 horas se observa el estadio embrionario de larva trocófora (Fig. 16j) cuyo desplazamiento se realiza a través del velo ciliado; a las 31 horas post fecundación se observa la formación de larvas "D" temprana (Fig. 16k) y finalmente a las 45 horas se observa larvas "D" bilobulada ciliada con movimiento en la columna de agua (Fig. 16l) (LEPEZ y ARRIAGADA¹⁸ 2003) (Anexo 2).

CULTIVO LARVARIO

El sistema de cultivo está constituido por tanques fibra de vidrio de 500 L 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) (Fig. 17).

Para el recambio de agua, mantenimiento y determinación de parámetros de crecimiento y supervivencia de larvas D; estas se recolectan 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 semiabierto.

Esta disposición asegura que el tamiz siempre permanezca sumergido en agua de mar, minimizando los daños provocados a las larvas durante la descarga (Fig. 18a). Conforme el tanque se vierte, es posible abrir gradualmente la válvula, evitando provocar un exceso de turbulencia y caudal demasiado fuerte (HELM y BOURNE 2006). Las larvas retenidas en el tamiz se enjuagan para su trasvase a otro tanque de 250 L.



Figura 17.- Tanque para cultivo de larvas de *Mesodesma donacium*

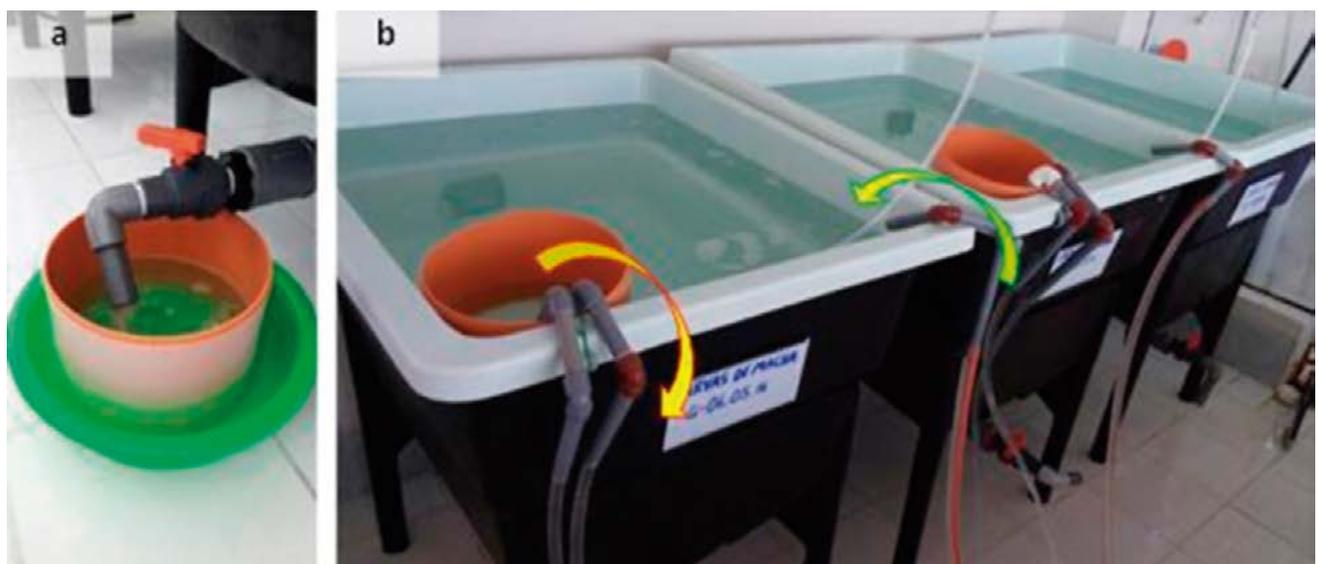


Figura 18.- Manejo del cultivo larval de *M. donacium* a) disposición del tamiz para captar larvas de tanque b) circulación con agua de mar estéril en tanque de cultivo

¹⁸ LEPEZ I, ARRIAGADA D. 2003. Producción de semillas de moluscos filtradores en sistema controlado (Hatchery). Universidad de Concepción-Dichato. Chile. Concepción-Dichato. Chile.

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) (Fig. 18b).

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.

Fases del desarrollo larvario

Se observa la totalidad de los individuos en el estado de veliger temprana o larva "D".

A las 40 horas post fecundación se inicia la formación de la primera concha larval o "prodisoconcha I" con las características de valvas en forma D (Fig. 19a) con rango de longitud total de 93 a 97 µm.

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 desarrollado y

activo; se evidencia un estómago ocupando la mayor parte de la región cercana a la charnela, está claramente definido y de color café-verdoso por la ingesta de microalgas.

A los 8 días de cultivo la larva empieza a umbonarse (Fig. 19b) y al día 23 de cultivo se observan las primeras larvas pediveligeras (Fig. 19c).

CULTIVO POST LARVARIO

En el cultivo de post larvas se utiliza el sistema "upwelling" flotante, conformado por tamices individuales de PVC de 10 L (Fig. 20), con arena fina tamizada $\leq 200 \mu\text{m}$ como medio de sustrato sobre malla nylal de 125 µm de abertura de malla. El sistema permite la circulación permanente de agua de mar con 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 150 L donde se adiciona el alimento.

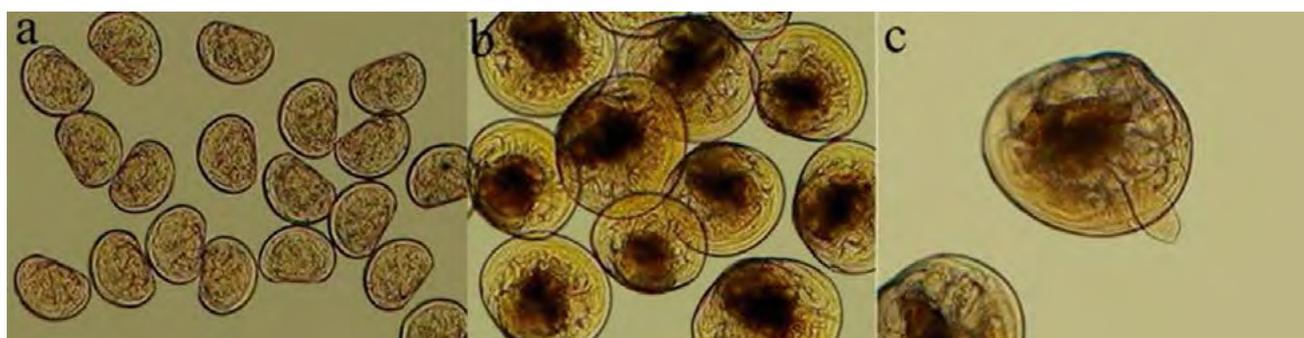


Figura 19.- Desarrollo larval de *Mesodesma donacium* en medio controlado (LIA)



Figura 20.- Sistema de cultivo de post larvas de *Mesodesma donacium* en medio controlado



Figura 21.- Sistemas de fijación de larvas de *M. donacium* pre metamórficas

La fijación de larvas pre metamórficas competentes, se inicia el día 30 post fecundación por espacio de una semana aproximadamente (Fig. 21). Las condiciones de cultivo (Fig. 22) incluyen el recambio interdiario del 100% de agua de mar estéril, mantenimiento de $18\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1\text{ }^{\circ}\text{C}$ y alimentación con dieta mixta compuesta por *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* en proporción 0,4 y 0,6 con una concentración de 90.000 cel/mL durante un mes.

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.



Figura 22.- Sistemas de cultivo de juveniles de *M. donacium* en medio controlado

Alimentación

La alimentación se inicia 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 incorporan otras especies como *Chaetoceros gracilis* y *Phaeodactylum tricornutum* conformando una dieta mixta y la concentración incrementa en función a la etapa de desarrollo, tal como se muestra en la tabla 2.

Monitoreo de variables abióticas en medio controlado

Se registra la temperatura del agua tratada 2 veces al día (08:00 y 13:00 horas); 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" adaptada para el cultivo suspendido de macha tiene una extensión de 100 m de largo de línea madre, conformado por cabo de polipropileno (PP) de Ø 18 mm, fijados a dos estructuras de concreto (muertos) de 1000 kg, anclados 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 (Fig. 23).



Figura 23.- Esquema del sistema suspendido para cultivo de juveniles de "macha"

Para el fondeo de la línea madre se utilizaron bloques de concreto con forma tronco piramidal cuadrangular con cáncamos en los lados. 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 (Fig. 24).

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

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 metamórfica 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

Los sistemas de confinamiento (Fig. 25) son botellones de 20 L de policarbonato cribados/adaptados, con un área de superficie de 0,28 m², conteniendo arena fina como medio de sustrato, sostenidos 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 se incrementa la talla se realizan desdobles disminuyendo la densidad de ejemplares juveniles.



Figura 24.- Detalle del sistema de anclaje o fondeo del long line

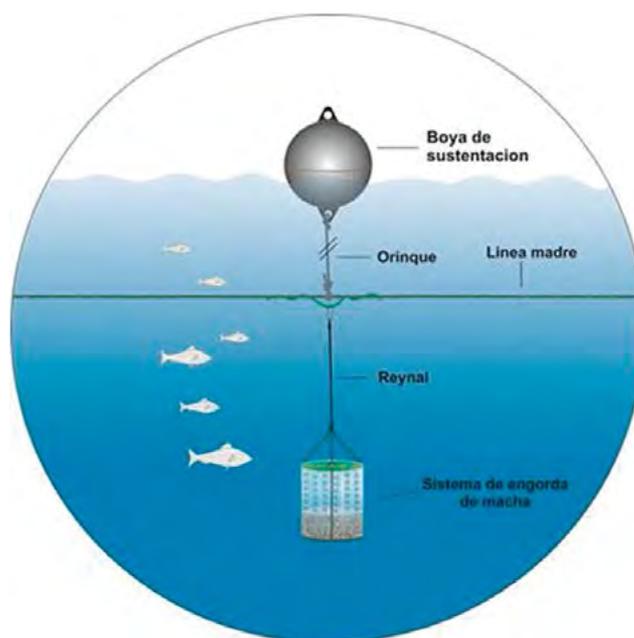


Figura 25.- Detalle del sistema de confinamiento o engorde para juveniles

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 30 cm 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.

MONITOREO DE VARIABLES ABIÓTICAS EN MEDIO NATURAL

Corrientes

Para el estudio de 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 (Fig. 26).

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 temperatura, el disco Secchi para medir transparencia del agua de mar, información virtual de la NOAA para determinar 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 determina oxígeno disuelto y salinidad empleando el método de Winkler y el salinómetro Portasal respectivamente.

El plancton se recolecta 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 Morón *et al.*¹⁹ (1988), considerando la proporción de los principales grupos de plancton, así como de las especies más abundantes, otorgándoles valores convencionales tal como sigue: Ausencia: 0; Presencia: 1; Escaso: 2; Abundante: 3; Muy abundante: 4.

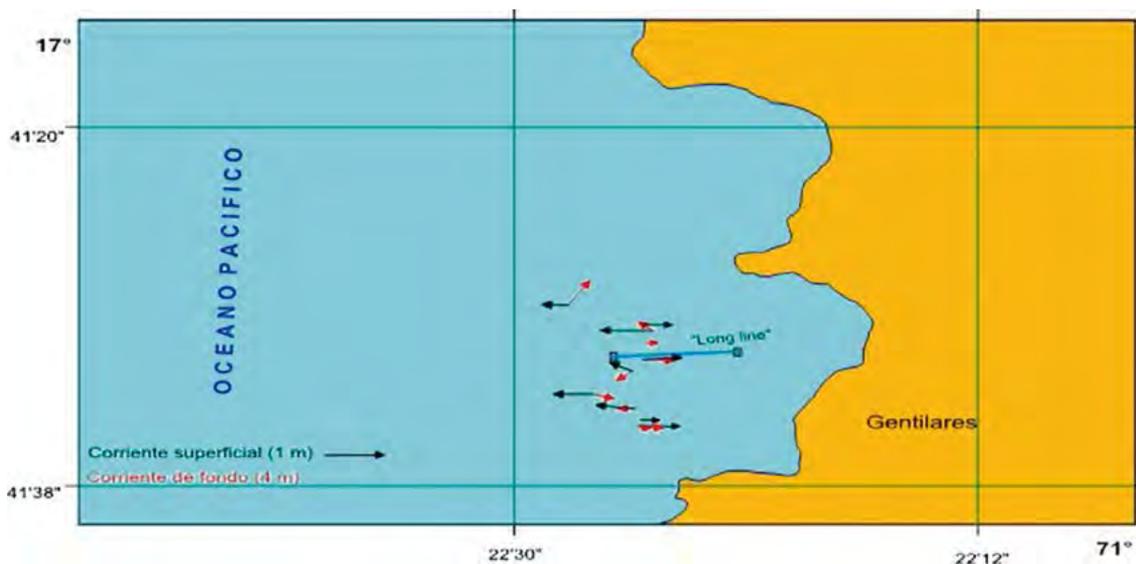


Figura 26.- Flujo de las corrientes superficiales y subsuperficiales. Zona de Gentilares - Ilo

¹⁹ MORÓN O, LOSTANAU N, ESCUDERO L. 1988. Parámetros oceanográficos en Bahía Independencia, Perú, entre mayo de 1985 y julio 1987. Instituto del Mar del Perú. Memorias del 2do Congreso Latinoamericano sobre Ciencias del Mar (COLACMAR) Lima, Perú.

DETERMINACIÓN DE CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA**Muestreo**

A partir del inicio del cultivo larval se extraen tres alícuotas (16 mL) en tubos Falcón, previa homogenización del volumen de agua de mar 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 de 10 mL, extrayendo una submuestra de volumen conocido para la cuantificación de 30 – 50 post larvas observando mediante el estereoscopio y la 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 (0,001 g) considerando:

Lt = Longitud total antero posterior (mm)

Pt = 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:

$$TC = (LT_{i+1} - LT_i) / (t_{i+1} - t_i) \text{ (GULLAND 1971)}$$

Donde:

TC = Tasa de Crecimiento

t_i = Tiempo (mes) de muestreo cero

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

Lt_i = Longitud correspondiente al tiempo t_i

Lt_{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:

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

Donde:

%S = Porcentaje de supervivencia

Nt_i = Número de individuos correspondiente al tiempo final (mes)

Nt₀ = Número de individuos correspondiente al tiempo cero

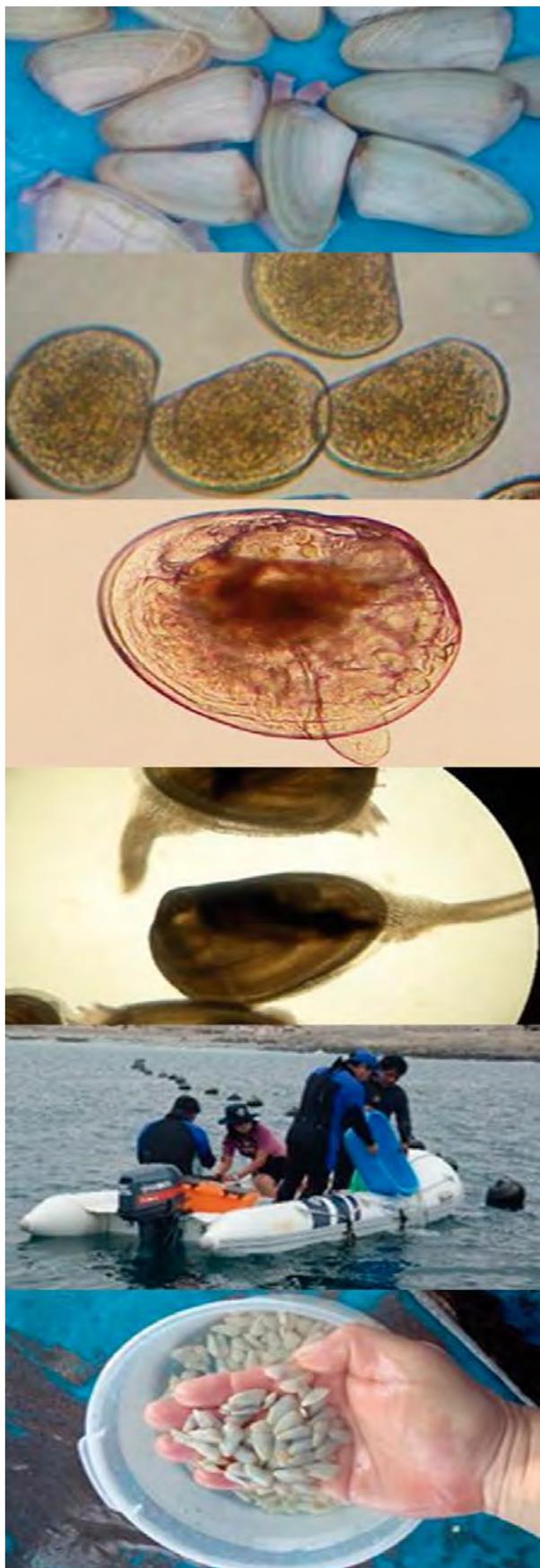
REFERENCIAS

- ÁLAMO V, VALDIVIESO V. 1997. Lista sistemática de Moluscos marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú. Callao – Perú. 205 pp.
- ARRIAGADA D, LÉPEZ I, RUIZ M, CONTRERAS I. 2013. Inducción al desove de la navaja *Ensis macha* mediante inyección de serotonina. Revista de biología marina y oceanografía. Valparaíso. Vol. 48 N° 3.
- BARDACH J E, RYTHER J H, McLARNEY W O. 1986. Aquaculture. The Farming and Husbandry of Freshwater and Marine Organisms. Wiley-Interscience. NY. 868 pp.
- CARBAJAL J, MELLADO A. 2007. Utilización de la morfología de las larvas merocercoideas presentes en moluscos, en la dilucidación de la taxonomía de las especies de *Rhodobothrium* (Cestoda: Tetrphyllidea). Gayana. 71(1):114 – 119.
- CARRÉ M. 2007. El mes de recolección de la macha (*Mesodesma donacium*) determinado por sus líneas de crecimiento: aplicaciones arqueológicas. Bulletin del Institut Français d'Études Andines. 36 (2): 299-304.
- GULLAND J. 1971. Manual de métodos para la evaluación de las poblaciones de peces. Editorial Acribia. FAO. 164 pp
- GUZMÁN N, SAÁ S, ORTLIEB L. 1998. Catálogo descriptivo de los moluscos litorales (Gastropoda y Pelecypoda) de la zona de Antofagasta 23°S (Chile). Estud. Oceanol. 17: 17-86.
- HELM M, BOURNE N. 2006. Cultivo de bivalvos en criadero. Servicio de Recursos de Aguas Continentales y Acuicultura. Dirección de Recursos Pesqueros de la FAO. Roma, Italia.
- JARAMILLO E, PINO M, FILÚN I, GONZÁLEZ M. 1994. Longshore distribution of *Mesodesma donacium* (Bivalvia: Mesodesmatidae) on Sandy beach of the south if Chile. The Veliger. 37(2): 192-200.

- LOOSANOFF V L, DAVIS H C. 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, DAVIS HC. 1963. Rearing bivalve mollusks. P. 1-136. In: *Advances in marine Biology*. Ed. F. S. Russel. Acad. Press, London.
- MARINCOVICH Jr. L. 1973. Intertidal mollusks of Iquique, Chili. *Natural History Museum of Los Angeles County Science Bulletin*. 16: 1-49.
- MARTÍNEZ G, AGUILERA C, METIFFOGO L. 2000. Interactive effects of diet and temperature on reproductive conditioning of *Argopecten purpuratus* broodstock. *Aquaculture*. 183: 149-159.
- 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, 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.
- RIASCOS J, HEILMAYER O, OLIVA M, LAUDIEN J, ARNTZ W. 2008. Infestation of the surf clam *Mesodesma donacium* by the spionid polychaete *Polydora biocipitalis*. *Journal of Sea Research*. 59: 217-227.
- RICKER W. 1975. *Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations*.
- SALGADO I, ISHIYAMA V. 1979. Ciclo de Madurez Sexual y Desove de la Macha *Mesodesma donacium*. *Revista de Ciencias UNMSM*. Vol. 71. N° 1. 28 pp.
- SATO W, OKOSHI K. 2000. Structural characteristics of self-excavated burrows by boring Polydoridae Species (Polychaeta, Spionidae). *Bulletin of Marine Science*. 67(1): 235-248.
- STORER T, USINGER R. 1961. *Zoología General*. Segunda edición. Ediciones Omega. España.

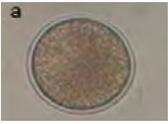
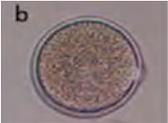
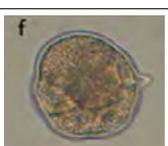
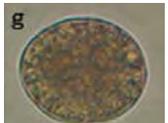
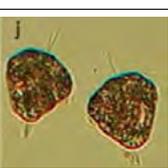
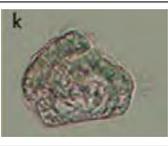
ANEXO 1: PROTOCOLO DE CULTIVO DE MACHA

Mesodesma donacium

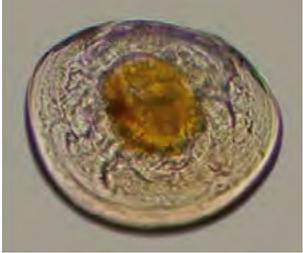
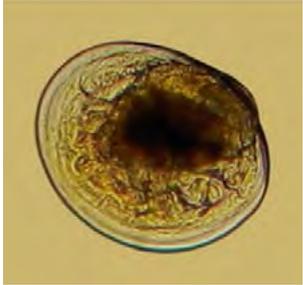


- a Colectar muestras de ejemplares adultos del medio natural y seleccionar aquellos que presenten características óptimas.
- b Trasladar al laboratorio en caja isotérmica con esponja humedecida en agua de mar.
- c Estibar y registrar medidas morfométricas (longitud y peso total).
- d Acondicionar en 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 membrana de fertilización y mantiene forma esférica.	
00:50	Embrión experimenta reducciones meióticas, observadas a través de la formación y liberación del corpúsculo polar y experimenta 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	