REPRODUCCIÓN Y CULTIVO DE OSTRA NATIVA *Striostrea prismatica* (Gray, 1825). TUMBES, PERÚ

BREEDING AND CULTURE OF ROCK OYSTER *Striostrea prismatica* (Gray, 1825). TUMBES, PERU

Johnny Robles[1] *Paola Cisneros*[1] *Raquel Siccha-Ramirez*[1]

RESUMEN

Robles J, Cisneros P, Siccha-Ramirez R. 2020. *Reproducción y cultivo de ostra nativa* Striostrea prismatica *(Gray, 1825). Tumbes, Perú. Inf Inst Mar Perú. 47(1): 5-14.-* En la Región Tumbes, a pesar de su biodiversidad y condiciones para la acuicultura solo se cultiva langostino; el descenso de los desembarques de los principales recursos hidrobiológicos requiere identificar nuevas especies con potencial acuícola. El objetivo del estudio fue determinar el método de inducción para desove, obtener gametos viables y efectuar pruebas de larvicultura a fin de obtener semillas de ostra en ambiente controlado. Los reproductores fueron inducidos al desove mediante combinación de estímulos de desecación - shock térmico inverso. De 185 ostras inducidas desovó el 86,96% (54% machos, 46% hembras) con tiempo de respuesta de 2,4± 1h, y producción de óvulos de 53,19± 15,84x10^6. La primera larva veliger se obtuvo 17 horas después de la fertilización, el cultivo larvario duró 29 días con larva pediveliger de 366,21± 23,8 µm de altura valvar (AV). La mayor fijación se produjo en sartas de valvas de la misma especie, obteniéndose semillas de 1 mm en 37 días de cultivo. El cultivo en laboratorio se efectuó durante 50 días, alcanzando 12,3± 4,1 mm de AV. Las semillas fueron sembradas en sistemas suspendidos en un estanque experimental y en el mar. A 175 días de cultivo los ejemplares alcanzaron 47,34 mm de AV en el estanque experimental y 43,0 mm de AV en el mar, con supervivencia de 98,4% en el estanque y 94,6% en el mar.

Palabras clave: *Striostrea prismatica,* acondicionamiento, inducción al desove, larvicultura, semilla

ABSTRACT

Robles J, Cisneros P, Siccha-Ramirez, R. 2020. *Breeding and culture of rock oyster* Striostrea prismatica *(Gray, 1825). Tumbes, Peru. Inf Inst Mar Peru. 47(1): 5-14.-* The Tumbes Region is characterized, despite its biodiversity and conditions for aquaculture, by the exclusive culture of shrimp. The identification of new species with aquaculture potential is required given the decrease in landings of the main hydrobiological resources. The study aimed to determine the spawning induction method, to obtain viable gametes, and to perform larviculture tests to obtain *S. prismatica* seeds in a controlled environment. A combination of drying - reverse thermal shock stimuli was used to induce spawning. A total of 86.96% (54% males, 46% females) out of 185 induced oysters spawned with a response time of 2.4 ± 1h, and egg production of 53.19 ± 15.84x10^6. The first veliger larva was obtained 17 hours post-fertilization, the larval culture lasted 29 days with pediveliger larva of 366.21± 23.8 µm valve height (VH). The greatest fixation was in strings of valves of the same species, producing 1 mm seeds in 37 days of culture. After 50 days of laboratory culture, a VH between 12.3± 4.1 mm was obtained. The seeds were sown in suspended systems in an experimental pond and in the sea. At 175 days of culture, the specimens reached 47.34 mm VH in the experimental pond and 43.0 mm VH in the sea, with survival of 98.4% and 94.6% respectively.

Keywords: *Striostrea prismatica,* conditioning, induction to spawning, larviculture, seed

1. INTRODUCCIÓN

Los moluscos, en particular los bivalvos, son el tercer grupo más importante de los organismos marinos en términos de producción acuícola en el mundo (Lovatelli *et al.*, 2008). En 2005, las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) reportó que se produjo aproximadamente 130.000 toneladas de moluscos en acuicultura, mostrando el interés del sector industrial por cultivar bivalvos de importancia comercial, ya que una de las ventajas de cultivar moluscos es su alimentación por filtración de fitoplancton natural, lo que reduce el monto de la inversión requerida por tratarse de cultivos extensivos, así como su impacto ambiental en comparación con los cultivos de peces y crustáceos. Por otro lado, los bivalvos son una fuente de proteína animal saludable con altos niveles de ácidos grasos esenciales, lo que ha motivado un aumento en su consumo (Uriarte *et al.*, 2008).

1 Instituto del Mar del Perú, Laboratorio Costero de Tumbes, Zorritos, Perú. jrobles@imarpe.gob.pe

La acuicultura de moluscos bivalvos en el Perú está sustentada en el cultivo de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) concha de abanico (Cavero y Rodríguez, 2008), sin embargo existen otras especies de elevado valor comercial interesantes para realizar cultivos, tal es el caso de la ostra *Striostrea prismatica* (Gray, 1825) (Ordinola *et al.*, 2010; Marín, 2011; Loor, 2012; Arguello-Guevara *et al.*, 2013; Ordinola *et al.*, 2013) antes denominada *Crassostrea iridescens*. Esta especie es un bivalvo de la familia Ostreidae, se distribuye desde el Golfo de California en México hasta Máncora al norte del Perú, y habita en áreas rocosas de mar abierto, formando densos bancos entre el tercio intermareal hasta 7 m de profundidad (Mora, 1990; Paredes *et al.*, 2016). Es apreciada en la gastronomía por su carne y en la industria camaronera es utilizada como alimento para reproductores; además, sus valvas sirven para la fabricación de artesanía (Marín, 2011). En el Perú, desde el 2003 presenta un incremento en el esfuerzo extractivo y desde el 2006 fue incluido en el estudio biológico pesquero de cuatro invertebrados de importancia comercial en la Región Tumbes (Ordinola *et al.*, 2010).

Las investigaciones sobre ostras en el Perú se iniciaron en Tumbes en 1958, con las especies *Crassostrea corteziensis* a nivel biotecnológico; en 1971 – 1972 el Ministerio de la Producción, en coordinación con el Instituto del Mar del Perú (IMARPE), efectuó estudios de factibilidad del cultivo de *Crassostrea columbiensis* y *C. corteziensis* en los esteros de Tumbes (Vera, 1976 citado en Baltazar *et al.*, 1999).

En este contexto, se necesita identificar nuevas especies marinas con alto potencial acuícola para fomentar la diversificación de la acuicultura de la región, y de esta manera disminuir la presión pesquera a la que actualmente se encuentran sometidas.

Las técnicas para obtener semillas en ambientes controlados y realizar cultivos de moluscos bivalvos son conocidas, existiendo diversas técnicas de inducción al desove, tales como estímulos físicos (cambios de temperatura y salinidad), mecánicos (exposición al aire libre desecación, incremento del alimento, choques eléctricos), químicos (incorporación de cloruros y peróxidos) y biológicos (incorporación de gónadas) (Bautista, 1989; Loor, 2012). Sin embargo, para lograr el éxito en la obtención de semilla es necesario que las diferentes técnicas se experimenten bajo la premisa del ensayo y error en la especie en estudio y bajo las condiciones locales de cada laboratorio.

La ostra *S. prismatica* es una especie con alto potencial acuícola, principalmente por su gran adaptabilidad al medio controlado, buena demanda y alto precio en los mercados. El objetivo de este estudio fue determinar el método de inducción para el desove, obtener gametos viables y efectuar pruebas de larvicultura para lograr semillas en ambiente controlado. Con esta investigación se busca, a largo plazo, realizar repoblamiento y generar la transferencia tecnológica a los pescadores y comunidad costera de la región Tumbes con el fin de garantizar un medio de subsistencia sostenible.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

Recolección y acondicionamiento de reproductores.- Fueron recolectados dos grupos de ostra del medio natural mediante buceo semiautónomo. En febrero 2017, el primer grupo estuvo conformado por 145 ejemplares y en octubre el segundo grupo por 35 ejemplares; en cada periodo fueron alimentadas con una dieta compuesta por dos tipos de microalgas (*Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*) repartidas en dos dosis, a una concentración de $4x10^5$ cel/ostra/hora (Fig. 1), hasta que alcanzaron su desarrollo gonadal en estado maduro (III) o desovante (V), en un periodo de seis semanas, que fue confirmado por análisis morfológico e histológicos (Robles *et al.*, 2016).

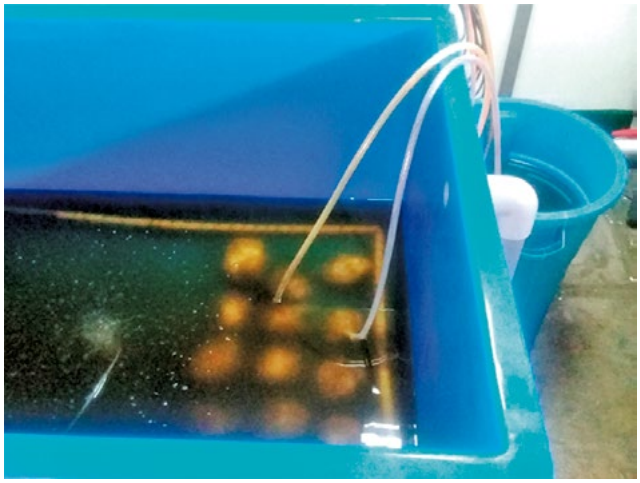

Figura 1.- Tanque de maduración de ostra *S. prismatica*

Inducción al desove.- Luego de verificar el estado de madurez gonadal de las ostras se procedió a limpiarlas, retirando los restos de microalgas y epibiontes que se adhirieron durante el acondicionamiento. Los ejemplares fueron colocados en tanques de fibra de vidrio con agua filtrada (1 µm) y esterilizada con luz ultravioleta (UV), con termostatos (Fig. 2) para controlar la temperatura del agua.

Se ensayaron distintas combinaciones de estímulos para la inducción tales como: a) cambios en la temperatura (incremento cada 30, 60 y 90 minutos) a diferentes temperaturas (28, 30, 33 °C); b) shock térmico con cambios de temperatura (caliente 33 °C – frio 18 °C – caliente 33 °C); c) cambios de temperatura con desecación en diferentes tiempos (medio a 30 °C – desecación al ambiente 26 °C); d) disminución e incremento de la salinidad en diferentes temperaturas y tiempos (salinidad 15, 20, 28 y 33 ups); e) sobre alimentación incrementando la temperaturas; f) desecación más shock térmico inverso con distintas temperaturas y tiempos.

Cuando los ejemplares empezaron a desovar, con el propósito de recolectar los gametos por separado se colocaron en recipientes independientes de 4 L con agua de mar filtrada (1µm) y esterilizada UV, manteniendo la misma temperatura de inicio del desove. Se estimó el número y porcentaje de hembras y machos desovados, el tiempo que tardaron en responder al estímulo inductor, el número total de óvulos liberados, el número total de espermatozoides liberados mediante el conteo de tres sub muestras de agua (1 mL) para luego ser extrapolada al volumen total. Los conteos se efectuaron utilizando un microscopio Leica DM 1000, empleando una cámara Sedgewick Rafter para los óvulos y una placa Neubauer para los espermatozoides.

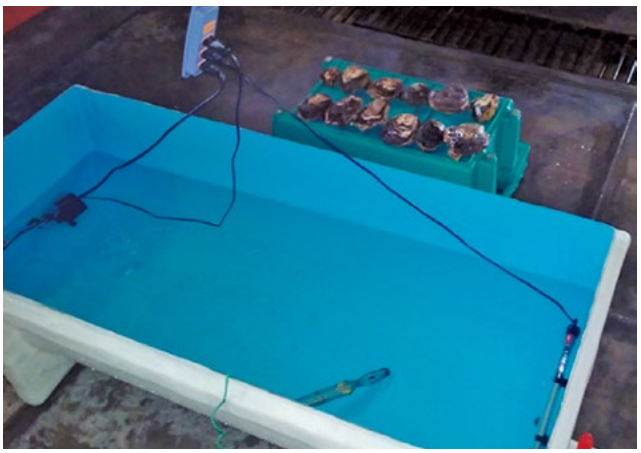

Figura 2.- Tanques de inducción empleando termostato

Fertilización.- Para la fecundación de los óvulos se utilizó espermatozoides de un solo ejemplar en proporción de 10: 1 (espermatozoides: óvulo) (Loor, 2012) y se dejó reposar por 30 minutos. Los óvulos fecundados o cigotos, que fueron limpiados mediante el uso de dos tamices de 100 y 25 µm, se colocaron en un recipiente de 20 L con agua de mar filtrada (1 µm) y esterilizada UV, se determinó el porcentaje de fecundación contando el número de cigotos (huevos con expulsión de cuerpo polar) en relación al número de óvulos producidos, siguiendo la misma metodología descrita para el conteo de óvulos.

Desarrollo embrionario.- Los óvulos fecundados, fueron sembrados en tres tanques cilíndricos de fibra de vidrio de 1200 L cuyo interior es de color celeste, sin alimento y con flujo de aire leve. Cada 30 minutos se recolectaron muestras de cada tanque de cultivo con el propósito de observar el desarrollo embrionario. El agua de mar utilizada fue filtrada (1 µm) y esterilizada UV, mantenida a temperatura de 27,08 °C, oxígeno disuelto de 4,20 $mg.L^{-1}$, pH de 8,08 y salinidad de 30,43 ups. Transcurridas 24 horas, cuando las larvas alcanzaron el estadio veliger también denominada larva D, los tanques se drenaron y las larvas en suspensión fueron recuperadas utilizando un tamiz de 30 µm (Fig. 3) y colocadas en un recipiente de 20 L con agua de mar filtrada. Para estimar la densidad se empleó la misma metodología descrita para el conteo de óvulos. El porcentaje de larvas D se determinó con el número de larvas D cosechadas en relación al número de cigotos sembrados.

Desarrollo larval.- Las larvas D fueron sembradas en los mismos tanques utilizados en el desarrollo embrionario a densidad de 5 $larvas.mL^{-1}$ con aireación moderada, empleando el mismo tipo de agua de mar con temperatura de 26,84 ± 0,71 °C, oxígeno disuelto de 4,38 ± 0,96 $mg.L^{-1}$, pH de 8,14 ± 0,07 y salinidad de 29,86 ± 1,50 ups. Para mantener la calidad del agua se agregó de 3 a 4 ppm de EDTA Na_2 durante toda la etapa larval.

Figura 3.- Tamizado de larvas

Figura 4.- Tanque con valvas de ostra para fijación

En esta etapa se inició la alimentación, con una dieta de microalgas compuesta por *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*, similar a la descrita por Bermúdez (2006) para la ostra *C. gigas*.

Los recambios de agua al 100% y limpieza de los tanques se efectuaron diariamente, las larvas fueron retenidas en tamices de malla nytal, las cuales fueron cambiando a medida que la larva fue creciendo (30, 45, 65, 75, 100 y 120 µm); las larvas recolectadas en los tamices fueron enjuagadas con agua de mar limpia, colocándolas en recipientes de 20 L.

Para determinar supervivencia y crecimiento larvario, se recolectaron cada 24 horas muestras (tres de 1 mL) del recipiente de 20 L, efectuando el conteo, se empleó la misma metodología descrita para el conteo de óvulos, se midió la longitud (LV) y altura de la valva (AV) de 15 ejemplares seleccionados al azar, las que fueron observadas y fotografiadas utilizando un microscopio Leica DM 1000, con cámara digital ICC50W.

Fijación larval.- Después de verificar la presencia de larvas pediveliger (larvas con pie), se las sembró en tanques de fibra de vidrio de 600 L. Para la fijación se utilizó como sustrato concha molida (500 µm) de la misma especie, además de valvas suspendidas en todo el tanque (Fig. 4).

Cultivo de post larvas, semilla.- Luego de la fijación, los recambios de agua se efectuaron utilizando agua de mar sin filtrar y sin esterilizar, se alimentó empleando un mix de microalgas (*Isochrysis galbana, Diacronema lutheri, Chaetoceros gracilis, Chaetoceros calcitrans* y *Nannochloropsis oculata)* en concentraciones de 4 a $16x10^4$ cel.mL^{-1} repartidas en dos dosis.

El cultivo se desarrolló durante 50 días en laboratorio, posteriormente las ostrillas fueron removidas del sustrato de fijación, se sembraron en sistema suspendido (linternas) en dos zonas, un grupo en un estanque experimental al interior del Laboratorio Costero de Tumbes y otro grupo en el mar. Para conocer el crecimiento y la supervivencia, cada 30 días se efectuaron muestreos biométricos a ejemplares provenientes de las dos zonas de crianza.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Acondicionamiento de reproductores.- La literatura cita que *S. prismatica*, en medio natural, no presenta una maduración gonadal simétrica, encontrándose ostras en todos los estadios de madurez gonadal durante todo el año (Ordinola *et al.*, 2013), pero con mayor probabilidad de ostras maduras antes de la estación de verano (Meléndez-Galicia *et al.*, 2015). Ésta tendencia se cumple en las poblaciones naturales de ostra

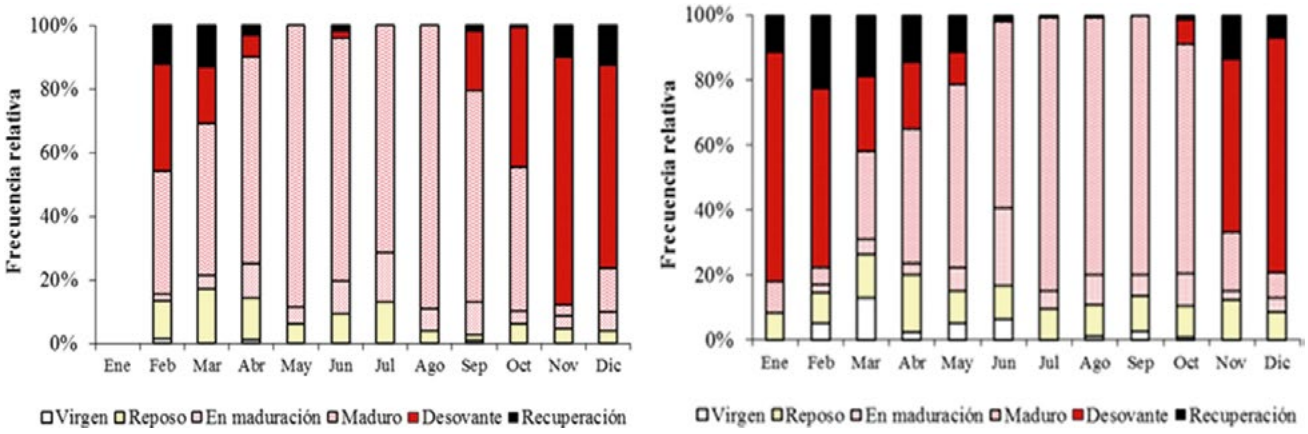

Figura 5.- Evolución de la madurez gonádica de ostra *S. prismatica* en al año 2015(a) y 2014(b)

S. prismatica en la región Tumbes, donde se han reportado ostras en estadio maduro durante todo el año y en estadio desovante durante el verano (Fig. 5) (Alemán *et al*., 2015). A pesar que las ostras hayan alcanzado su madurez, la condición de cautiverio podría generar algún tipo de stress, y éste podría repercutir en su ciclo reproductor, ocasionando que ésta reabsorba su producto sexual y no desoven o sus productos sexuales no sean viables.

En esta investigación se corroboró que la maduración se alcanzó en seis semanas, manteniendo los parámetros físico-químicos como salinidad entre 30 y 34 ups, oxígeno disuelto >3,5 mg.L^{-1}, pH entre 7,2 y 8,2 y temperatura constante a 28 °C; con una dosificación de microalgas compuesta por *I. galbana* y *C. gracilis* a concentración de 4x10^{6} cel./ostra/hora, dividido en dos raciones iguales mañana y tarde (Robles *et al.,* 2016). Resultados similares fueron obtenidos por Loor (2012) y Arguello-Guevara *et al*. (2013), quienes determinaron que *S. prismatica* en siete semanas alcanza el estadio maduro tanto en ejemplares hembras como machos y en condiciones similares de cultivo.

Inducción al desove.- El método de inducción que obtuvo mejores resultados fue la combinación desecación-shock térmico inverso, registrando una respuesta positiva al estímulo en el 86,96% de los organismos. Esta combinación consistió en dejar expuestos al aire libre los ejemplares por 15 horas como mínimo (desecación), luego colocarlos en agua a 36 °C por 3 horas y finalmente disminuir la temperatura del agua 2 °C/hora, hasta obtener la expulsión de los gametos aproximadamente entre 30 y 28 °C de temperatura de agua. Los resultados sugieren que los métodos que involucran un cambio en la temperatura combinado con desecación muestran los mejores desoves tanto para machos como para hembras de *S. prismatica*. Resultados similares fueron obtenidos por Loor (2012) y Arguello-Guevara *et al.* (2013), quienes propusieron al método de inducción TAD (incremento de la temperatura y desecación), como el más eficiente en términos de desove en cautiverio.

Del porcentaje de organismos desovados 54% fueron machos y 46% fueron hembras, los machos fueron los primeros en desovar. El tiempo de respuesta a la combinación de estímulo fue de 2,4 ±1h y la producción de óvulos fluctuó entre 53,19 ±15,84 x 10^{6} óvulos liberados. Loor (2012) indica que estas características reproductivas estarían atribuidas a factores como el tamaño de los reproductores y madurez de sus gametos, proponiendo la posibilidad de que los desoves no son totalmente regulados por factores endógenos, sino por una combinación de factores internos y externos, factores también observados en otros bivalvos.

Fertilización.- Transcurridos 15 minutos después de añadir los espermatozoides al recipiente conteniendo los óvulos se observó la expulsión del cuerpo polar. El porcentaje de fertilización fue de 98,95%, este resultado es ligeramente superior al reportado por Loor (2012), quien consideró el criterio de selección de los reproductores el tamaño de las valvas (>10 cm), en este trabajo se consideró el mismo criterio de selección de los reproductores con tamaño de valva superior a 12 cm con la intención de asegurar que hayan alcanzado su primera madurez sexual.

Asimismo, para garantizar la fertilización, se utilizó un solo ejemplar con espermatozoides con mejores condiciones de cantidad y movilidad, teniendo en cuenta la importancia de las condiciones en el acondicionamiento tales como calidad y cantidad del alimento para obtener la máxima fecundidad, calidad del huevo y la viabilidad de las larvas (Marín, 2011; Loor, 2012; Arguello-Guevara *et al.*, 2013).

Desarrollo embrionario.- El desarrollo embrionario empezó 15 minutos después de añadir los espermatozoides al recipiente conteniendo los óvulos (Tabla 1, Fig. 6). La primera larva veliger se observó a las 17 horas después de la fertilización, presentando características similares a lo reportado por Loor (2012) y Arguello-Guevara *et al.* (2013) y descritas para otros géneros de bivalvos (Bautista, 1989).

Desarrollo larval.- Se obtuvo 89,7% de larvas veliger. El cultivo larvario inició a las 24 horas de la fertilización, sembrando los tanques a una densidad de 5 larvas.mL^{-1} con aireación moderada, empleando agua de mar filtrada (1 µm) y esterilizada UV. En la Tabla 2, se muestran los estadios y las tallas promedio (altura y longitud de la valva) durante los 29 días de cultivo, además de los tamices utilizados durante el cultivo.

Tabla 1.- Desarrollo embrionario de *Striostrea prismatica* (temperatura 27,08 °C, oxígeno disuelto 4,20 mg.L^{-1}, pH 8,08 y salinidad 30,43 ups)

Estadio	Tiempo después de la fertilización	Diámetro $\bar{x}$ ± D.S.(µm)
Ovulo	-	46,5 ± 1,1
Cigoto	15 - 40 min	-
Primera división	60 - 90 min	-
Segunda división	90 - 120 min	-
Mórula	4 - 6 h	-
Blástula	7 - 9 h	-
Larva trocófora	10 - 17 h	54,3 ± 1,6
Larva D	17 – 20 h	56,2 ± 1,5

D.S.=Desviación estándar

El crecimiento larvario en AV fue exponencial registrando un incremento diario de 4,6 µm.dia^{-1} en larvas D, 8,3 µm.dia^{-1} en larvas umbonada temprana, 20,1 µm.dia^{-1} en larvas umbonada tardía, 12,8 µm.dia^{-1} en larvas umbonada tardía con mancha ocular y 21,2 µm.dia^{-1} en larvas pediveliger (Fig. 7).

La alimentación en el cultivo larvario, se efectuó empleando las microalgas *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* tal como se describe en la Tabla 3, alimentación sugerida para *Crassostrea gigas* por Bermúdez (2006), siendo estas microalgas las más utilizadas en el cultivo larvario de moluscos

Tabla 2.- Desarrollo larval de *Striostrea prismatica* (temperatura 26,84 ±0,71 °C, oxígeno disuelto 4,38 ±0,96 mg.L^{-1}, pH 8,14±0,07, salinidad 29,86 ±1,50 ups) y tamices utilizados

Días después de la fertilización	Estadio larval	Talla de la larva		Tamiz
		Altura valvar $\dot{x}$ ± D.S. (µm)	Longitud valvar $\dot{x}$ ± D.S. (µm)	
0	D	56,2±1,5	68,5±1,6	30
1	D	60,23±1,8	72,7±1,5	30
7	Umbonada temprana	92,6±3,7	97,0±2,2	45
18	Umbonada tardía	179,8±22,9	191,1±34,2	65
22	Umbonada con mancha ocular	260,0±59,8	268,0±58,3	100
27	Pediveliger	323,8±14,2	337,1±11,6	120
29	Pediveliger	366,21±23,8	355,2±17,4	120

D.S.=Desviación estándar

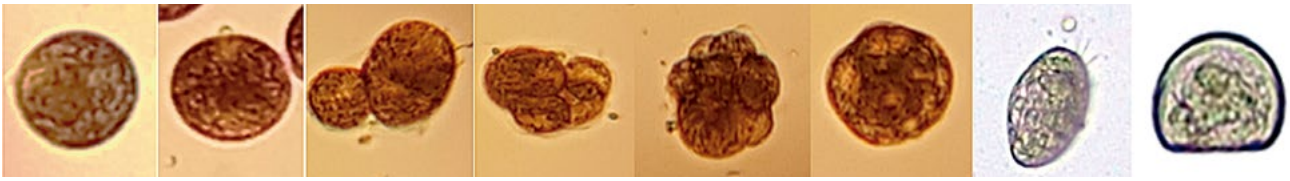

Figura 6.- Desarrollo embrionario de *Striostrea prismatica* en las primeras 20 horas de fertilizado, (a) ovocito, (b) cigoto, (c) primera división, (d) segunda división, (e) mórula, (f) blástula, (g) larva trocófora (h) larva veliger o larva D.

Tabla 3.- Concentración de microalgas respecto a días de cultivo larvario de *Striostrea prismatica*

Días de cultivo	Concentración x 10^4 cel.mL^{-1}	*Isochrysis galbana* %	*Chaetoceros gracilis* %
1 - 2	0,5	100	-
3 - 6	1,0	100	-
7 - 8	1,5	70	30
9 - 12	1,5	60	40
13 - 19	2,0	50	50
20 - 24	2.5	40	60
24 - 29	3,0	40	60

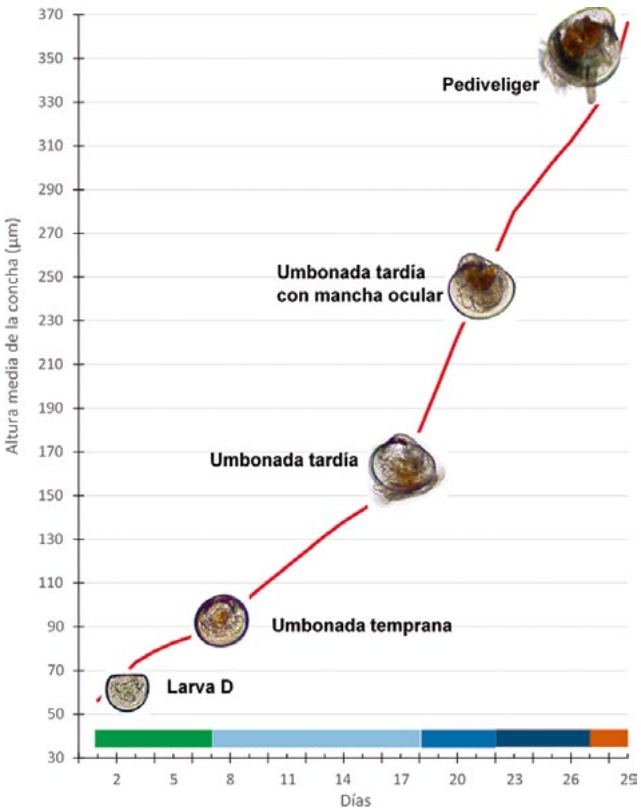

Figura 7.- Crecimiento larvario en altura media de la concha (µm) de la ostra *Striostrea prismatica*. Barra de colores representa el tiempo de cada estadio

bivalvos por proporcionar un excelente valor nutricional (Loor, 2012).

La supervivencia obtenida en el cultivo larvario fue 53,1%, observándose mortalidad constante hasta los 17 días de cultivo, posteriormente la mortalidad fue mínima. Estos resultados se pueden atribuir a diversos factores entre ellos, la utilización de EDTA Na_2 el cual ayuda a mantener la calidad del agua (Blacio & Álvarez, 2001), considerando que nuestro abastecimiento de agua proviene de un sistema *Weel point*, que se encuentra ubicado en la orilla del mar, y el EDTA Na_2 fue empleado durante todo el cultivo larvario. Otro factor importante es la cantidad, calidad y proporción de las microalgas alimento, cultivo que se realizó en forma seriada en el mismo laboratorio. El último factor es el manejo empleado en todo el proceso teniendo en cuenta la desinfección y realizando los cambios de tamices de manera oportuna evitando proliferación de protozoarios.

Fijación larval.- Se observó mayor porcentaje de fijación en las valvas suspendidas (sartas); sin embargo, no se pudo determinar el porcentaje de fijación debido a la aglomeración de las semillas fijadas. Estas valvas fueron utilizadas directamente sin previa preparación (envejecimiento), Baltazar *et al.*, (1999) indican que se utilicen valvas con un tiempo de exposición en el agua de mar (envejecimiento), haciendo que la superficie se cubra con una película de bacterias no patógenas y microalgas denominado perifiton que facilita la fijación.

Cultivo de post larvas, semilla.- El día 30 se observó post larvas recién fijadas con medidas 405,7 ± 101,6 µm, el día 32 se observó post larvas con medidas 476,7 ± 103,3 µm y a partir del día 37 se tuvo post larvas de 1 mm, denominándolas semillas (Fig. 8).

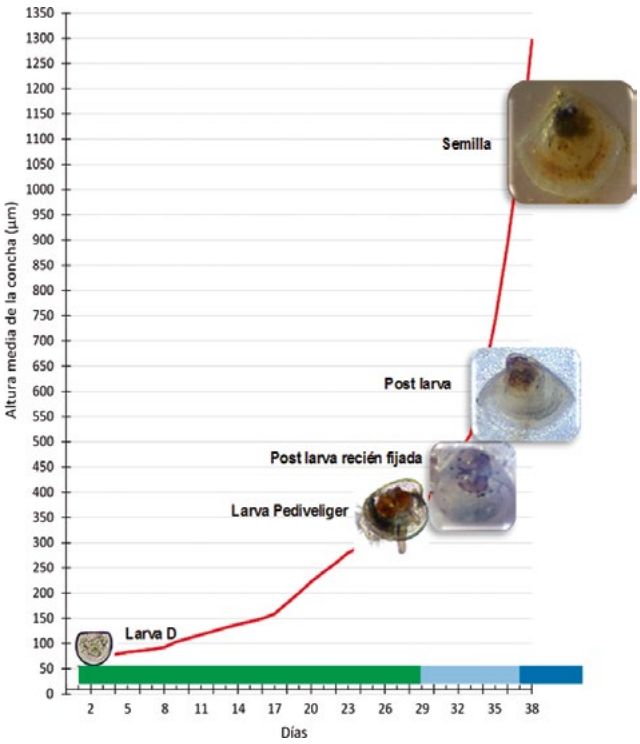

Figura 8.- Crecimiento larvario, post larvario hasta semilla de 1 mm, en altura media de la concha (µm) de la ostra *Striostrea prismatica* (barra de colores representa el tiempo de cada periodo)

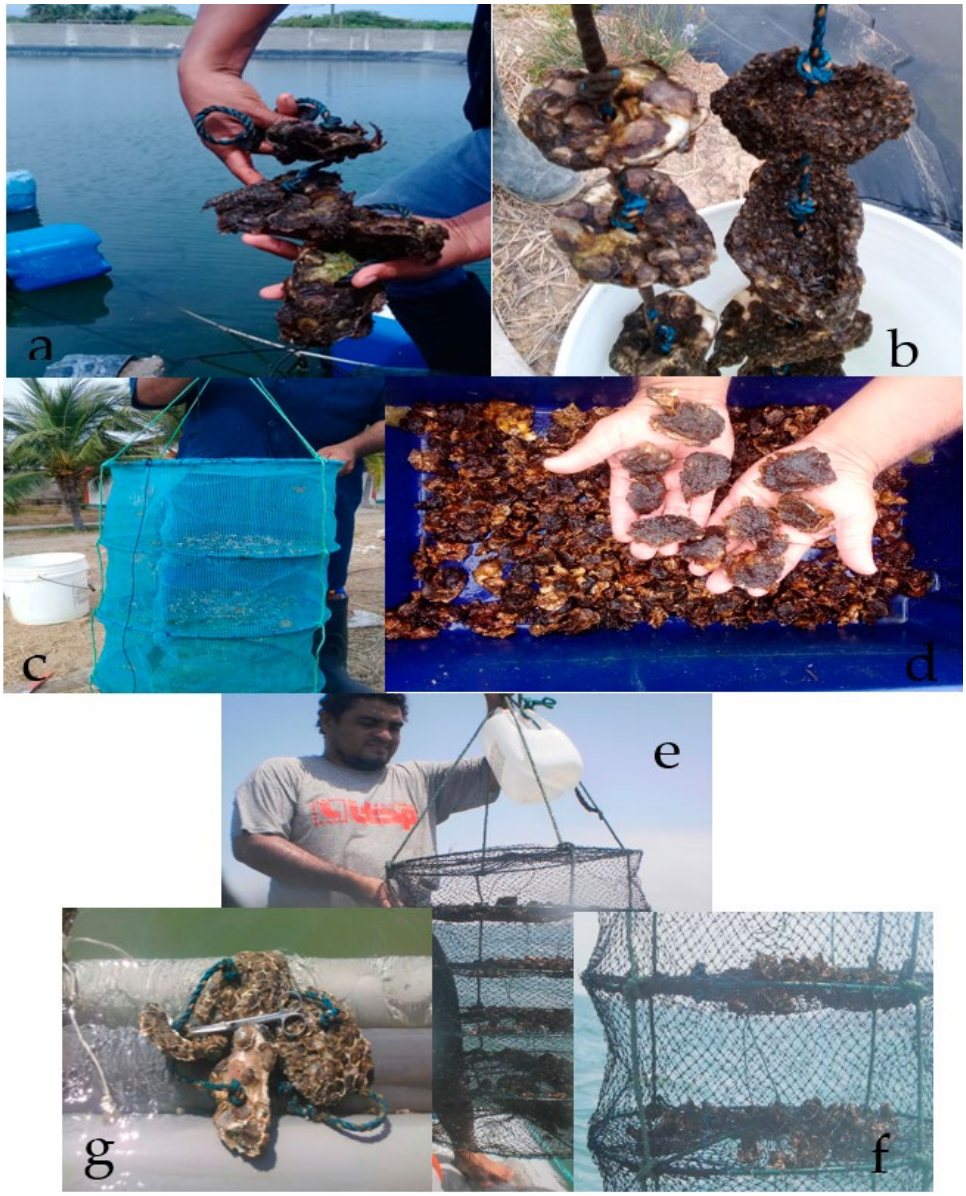

Figura 9.- Cultivo de semillas de ostra *Striostrea prismatica* en estanque experimental dentro de Laboratorio Costero de Tumbes (a, b: sartas con semilla de ostra, c: linterna con semilla de ostra d: semillas) y en el mar (e, f: semillas en linternas, g: semillas en valvas)

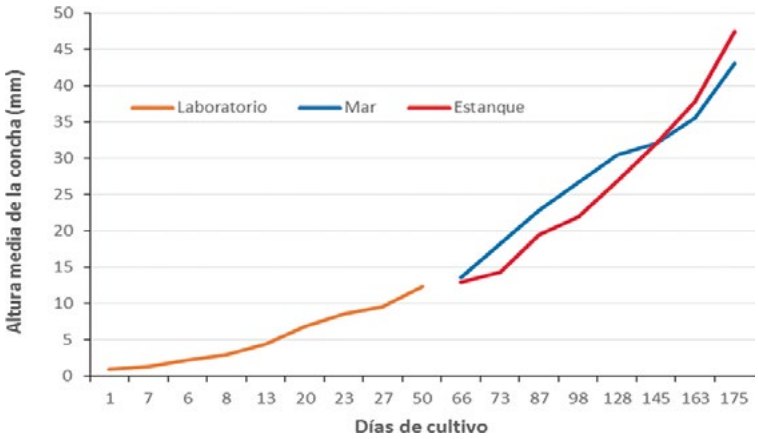

Figura 10.- Crecimiento de semillas de ostra *Striostrea prismatica* en estanque experimental en Laboratorio Costero de Tumbes y en mar

Durante los 50 días de cultivo en el laboratorio las semillas alcanzaron un crecimiento de 12,3±4,1 mm en altura media de la valva, posteriormente las semillas fueron sembradas en estanque experimental dentro del LCT y en el mar. Durante 175 días, en el estanque, las semillas de ostra alcanzaron un crecimiento de 47,34 mm, el crecimiento promedio mensual fue de 7,89 mm/mes; mientras que en el mar, las ostras alcanzaron un crecimiento de 43,0 mm, con 7,17 mm/mes. Se registró una ligera diferencia en el tamaño promedio de las semillas de ostra entre las dos zonas evaluadas (Figs. 9, 10), ocasionada posiblemente por la presencia de depredadores y epibiontes adheridos en las linternas en el mar.

La supervivencia de las semillas de ostra *Striostrea prismatica* mostró un patrón similar en ambas zonas de cultivo con 98,4% en el estanque experimental dentro del Laboratorio y 94,6% en el mar, respectivamente.

4. CONCLUSIONES

Se determinó la combinación de estímulos físicos y mecánicos eficiente y viable para la obtención de gametos de ostra *Striostrea prismatica.*

Se obtuvo producción masiva de larvas y semillas bajo condiciones controladas.

Es factible el cultivo de ostra *Striostrea prismatica* en sistemas suspendidos con semillas obtenidas en condiciones de laboratorio.

Agradecimientos

La investigación fue realizada con financiamiento del PpR Ordenamiento y Desarrollo de la Acuicultura (DGIA-IMARPE). Los autores agradecen a Derly Herrera personal técnico del Área de Acuicultura por su colaboración. Asimismo a todo el personal del Laboratorio Costero de Tumbes por el valioso apoyo en la ejecución del proyecto.

REFERENCIAS

Alemán S, Montero P. 2015. Informe Interno Seguimiento de la Pesquería de Invertebrados Marinos. Informe Anual 2015. Inst. Mar del Peru.

Arguello-Guevara W, Loor A, Sonnenholzner S. 2013. Broodstock conditioning, spawning induction, and early larval development of the tropical rock oyster *Striostrea prismatica* (Gray 1825). Journal of Shellfish Research. 32(3): 665 - 670.

Baltazar P, Bermudes P, Rivera W. 1999. Cultivo de ostra *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1795) en un vivero artesanal, la Arena Casma. Revista Peruana de Biología. 6(2): 123 – 130.

Bautista C. 1989. Moluscos, Tecnología de Cultivo. Ediciones Mundi-Prensa. España. 167 pp.

Bermúdez P. 2006. Guía técnica Cultivo suspendido de la ostra del pacífico *Crassostrea gigas.* Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero – FONDEPES. 27 pp.

Blacio E, Álvarez R. 2001. Tecnología de cultivo de scallops (*Argopecten circularis* Sowerby, 1835) en Ecuador. Contribución del CENAIM durante el VI congreso Ecuatoriano de Acuicultura. Vol. 8 (1): 56 – 58 p. https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/8746/1/14.pdf.Obtenido en enero 2015.

Cavero P, Rodríguez P. 2008. Producción sostenida de moluscos bivalvos en el Perú: acuicultura y repoblamiento. En A. Lovatelli, A. Farías e I. Uriarte (eds). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. p. 209 - 218.

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

Loor A. 2012. Desarrollo de protocolos de manejo para la inducción al desove y larvicultura de la ostra nativa *Crassostrea iridescens* (Hanley, 1854). Tesis de grado. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil. 115 pp.

Marín H. 2011. Evaluación de Diferentes Regímenes de Alimentación para el Acondicionamiento Reproductivo de la Ostra Nativa *Crassostrea iridescens* (Hanley, 1854).Tesis de grado, Escuela Superior Politécnica del Litoral, CENAIM. 8 - 65 p.

Meléndez-Galicia C, Estrada-Navarrete F D, Hernández-Covarrubias V, Arellano-Torres A A, Hernández-Montaño D. 2015. Madurez gonádica del ostión de roca *Crassostrea iridescens*, de la costa de Michoacán, México. Ciencia Pesquera. 23(1): 25 - 36.

Mora E. 1990. Catálogo de bivalvos marinos del Ecuador. Boletín científico y técnico. Instituto Nacional de Pesca.

Ordinola E, Alemán S, Montero P, Llanos J. 2010, La ostra *Crassostrea iridescens* (Hanley) en Tumbes, Perú, Primavera 2007; Inf. Inst. Mar Perú. 37(3-4): 139 – 150 p.

Ordinola E, Alemán S, Montero P. 2013. Biología y pesquería de cuatro especies de invertebrados marinos de importancia comercial. Región Tumbes, II Etapa – 2007. Inf. Inst. Mar Perú. 40(3-4): 254 - 273.

Paredes C, Cardoso F, Santamaría J, Esplana J, Llaja L. 2016. Lista anotada de los bivalvos marinos del Perú. Revista peruana de biología. 23(2): 127 - 150 p. http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v23n2/a06v23n2.pdf. Obtenido en diciembre 2017.

Robles J, Cisneros P, Siccha R. 2016. Informe interno. Informe Anual 2016. Inst. Mar del Perú. 20 pp

Uriarte I, Lovatelli A, Farías A, Astorga M, Molinet C, Medina M, Avendaño M, Lodeiros C, Velasco L, Rupp G, Cáceres-Martínez J, Mendo J. 2008. Cultivo y manejo de moluscos bivalvos en América Latina: resultados y conclusiones del primer taller - ACUIBIVA 2007. En A. Lovatelli, A. Farías e I. Uriarte (eds). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina. Taller Técnico Regional de la FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. FAO Actas de Pesca y Acuicultura. No. 12. Roma, FAO. pp. 1–23.