

NOTA CIENTÍFICA

Optimización del tratamiento térmico para la inducción al desove de *Argopecten purpuratus* (Mollusca: Bivalvia)

Thermal treatment methodology optimization for spawning induction of *Argopecten purpuratus* (Mollusca: Bivalvia)

Jhon Dionicio-Acedo^{1*}, Alison Cabrera-Simon², Maryandrea Rosado-Salazar¹ y Arturo Aguirre-Velarde¹

¹Laboratorio de Ecofisiología Acuática, Dirección General de Investigación en Acuicultura, Instituto del Mar del Perú, Esquina Gamarra y General Valle S/N, Chucuito, Callao, Perú

²Dirección de Promoción y Desarrollo Acuícola, Dirección General de Acuicultura, Ministerio de Producción, Calle Uno Oeste N° 060, Urbanización Córpac, San Isidro, Lima, Perú

*Autor corresponsal: jdionicio@imarpe.gob.pe

Abstract.- Based on methodologies currently used in commercial hatcheries, four thermic treatments were compared to induce the gametes expulsion of *Argopecten purpuratus*. The treatments evaluated included: 1) gradual increase in temperature, 2) gradual decrease, 3) 5 °C thermal-shock, 4) 10 °C thermal-shock and 5) control at constant temperature 16 °C. After induction, the number of fertilized oocytes in each treatment was estimated. The results show that a gradual increase in temperature between 16 and 26 °C causes a significantly higher proportion of fertilized oocytes compared to other treatments.

Key words: Hatchery, thermal stimuli, reproductive physiology, aquaculture, scallops

INTRODUCCIÓN

Durante la última década en el Perú, el cultivo de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), bivalvo de la familia Pectinidae, se ha convertido en una actividad acuícola económicamente importante debido al incremento de su producción destinada principalmente a la exportación. Durante el 2013 y 2014 la actividad logró recaudar 159,3 y 125,1 millones de dólares (USD), respectivamente (PRODUCE 2016). Actualmente, la producción de *A. purpuratus* depende fundamentalmente de la disponibilidad de semilla en bancos naturales (Mendo *et al.* 2008, Kluger *et al.* 2019), siendo los principales bancos naturales costeros peruanos de *A. purpuratus*: Bahía de Sechura, isla Lobos de Tierra y Bahía Independencia (Flores 2016), con registros de alta producción en términos de asentamiento larval y reclutamiento (Bárcena *et al.* 2011)¹. Sin embargo, la disponibilidad de recurso en estos bancos ha generado estrategias (intensidad de pesca, tallas de extracción, y traslado de semilla de los bancos a otras áreas de engorde) poco eficientes de explotación por parte de pescadores y maricultores, teniendo como consecuencia pérdidas en biomasa del recurso y económicas considerables (Wolff & Mendo 2000).

La producción en laboratorio (ecloseries o hatchery) de semilla de especies de la Familia Pectinidae en Sudamérica ha sido lograda para *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) en Brasil (Rupp & Parsons 2016), *N. nodosus*, *Argopecten nucleus* (Born, 1778) y *Euvola ziczac* (Linnaeus, 1758) en Venezuela (Lodeiros *et al.* 2016); *A. purpuratus* en Perú (Mendo *et al.* 2016) y Chile (von Brand *et al.* 2016). No obstante, en el Perú, la producción de semilla de *A. purpuratus* en laboratorio es aún una actividad incipiente (Camino *et al.* 2010)² a causa de costos de producción considerablemente elevados en comparación con la captación/recolección en bancos naturales (Bandin & Mendo 1999). Sin embargo, la disponibilidad de semilla en el ambiente natural es aleatoria y su explotación incrementa la presión sobre las poblaciones naturales. En este contexto, es recomendable diversificar su producción para garantizar la sostenibilidad de la actividad acuícola. (Kluger *et al.* 2019). Por tanto, se hace necesario incrementar las capacidades productivas de semilla por métodos artificiales, donde la obtención de gametos viables, a partir de bivalvos maduros, por medio de la inducción al desove, es una primera e importante fase de la producción de semilla en las ecloseries (Velasco *et al.* 2007).

¹Bárcena V, H Rivera & L Ysla. 2011. Distribución larval y fijación postlarval de *Argopecten purpuratus* en relación a la profundidad, frente a Parachique Bahía de Sechura. Piura. Libro de Resúmenes del Seminario: Bases científicas para el manejo y repoblamiento de la concha de abanico en la Bahía Sechura, 11 de noviembre, Piura, pp. 8-12. <<https://es.scribd.com/doc/309870269/Concha-de-Abanico-Informe>>

²Camino AM, W León & J Mendo. 2010. Crecimiento de postlarvas de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*), en relación a la profundidad frente a la zona de Parachique -Bahía de Sechura, Piura. Libro de Resúmenes del Seminario: Bases científicas para el manejo y repoblamiento de la concha de abanico en la Bahía Sechura, 11 de noviembre, Piura, pp. 18-22. <<https://es.scribd.com/doc/309870269/Concha-de-Abanico-Informe>>

A. purpuratus es una especie con maduración sexual temprana, cuya talla de primera madurez sexual reportada es de 25 mm (Mendo *et al.* 1989). Asimismo, tiene una maduración simultánea y libera gametos secuencialmente (hermafrodita funcional), con fecundación externa (Guzmán *et al.* 1998). Durante el periodo de desove los espermatozoides son liberados antes que los ovocitos por el mismo conducto (Uriarte *et al.* 2001a).

La inducción al desove ha sido estudiada en diferentes especies de pectínidos, practicando diferentes estímulos como concentración de alimento suministrando dosis elevadas de microalgas (Velasco *et al.* 2007); estímulos hormonales mediante la inyección intragonadal de serotonina (Gibbons & Castagna 1984, Vélez *et al.* 1990), dopamina (Hirai *et al.* 1988) y prostaglandina (Osada *et al.* 1989); estímulos químicos, como el uso de peróxido de hidrógeno (Morse *et al.* 1977, Mazon-Suástegui 2011) y estímulos físicos como la exposición a diferentes flujos de agua (Velasco *et al.* 2007), la desecación (Velasco *et al.* 2007) y la temperatura (Vélez *et al.* 1990). Al respecto, entre los distintos métodos disponibles, la temperatura es considerada como un factor determinante en la regulación de la reproducción de bivalvos (Sastrey 1957, Vélez *et al.* 1990, Rodríguez-Jaramillo *et al.* 2001, Velasco *et al.* 2007) y es el método físico más empleado en la inducción al desove en bivalvos debido a su facilidad de aplicarla y por los buenos resultados que produce (Uriarte *et al.* 2001b). En este sentido, el objetivo del presente trabajo fue comparar diferentes tratamientos térmicos en la inducción al desove de reproductores maduros de *A. purpuratus*, complementando la metodología aplicada para inducción al desove de este bivalvo comercial en condiciones controladas.

MATERIALES Y MÉTODOS

CAPTURA Y MANTENIMIENTO DE REPRODUCTORES

En octubre 2016, se colectaron 200 individuos adultos de *Argopecten purpuratus* (altura valvar promedio= 80 mm) a una profundidad de 5 m en el área acuícola de la Playa Atenas, en la Bahía de Paracas, en el litoral de la Provincia de Pisco, Departamento de Ica, Perú (13°49'35"S, 76°17'43"O). Posteriormente, los individuos fueron trasladados al Laboratorio de Ecofisiología Acuática (IMARPE-Sede Callao) en cajas de poliestireno expandido. Al interior de las cajas se intercalaron los organismos con las planchas de esponja sintética (2 cm de espesor) humedecida con agua de mar. Con la finalidad de mantener una temperatura entre 16 y 18 °C se introdujeron paquetes de gel refrigerante en la caja térmica. A su llegada al laboratorio, los individuos fueron limpiados y colocados en 2 tanques de fibra de vidrio (300 L) con aireación constante a una temperatura de 17 °C. Al cabo de 24 h, los individuos de *A. purpuratus* se trasladaron a tanques de 150 L de fibra de vidrio con fondo en forma triangular (ver detalles en Helm *et al.* 2006).

Dentro del tanque, los organismos fueron dispuestos sobre una malla de plástico semirrígida horizontal separada del fondo con la finalidad de evitar el contacto de los bivalvos con los desechos orgánicos que sedimentan sobre el fondo del tanque. Se mantuvo un sistema de flujo abierto, con una tasa recambio de agua mar de 2 veces el volumen del tanque por día. Se utilizó agua de mar previamente filtrada con filtros cartucho de 10 y 5 µm, a temperatura de 17,0 ± 0,5 °C y aireación constante. La alimentación fue realizada con una mezcla de microalgas consistente en un 50% de volumen de *Isochrysis galbana* y 50% de *Chaetoceros calcitrans*. El volumen diario de fitoplancton utilizado fue de 240 L, el cual se suministró a un flujo de 0,16 L min⁻¹ y una concentración entre 40.000 y 50.000 cél. mL⁻¹. El fotoperiodo fue 12:12 h (luz: oscuridad).

INDUCCIÓN AL DESOVE DE GAMETOS

En trabajos científicos previos, se reporta la inducción térmica controlada para inducir el desove en pectínidos; tales como el shock térmico (Castillo 2008), incremento (Helm *et al.* 2006, Velasco *et al.* 2007) y descenso (Velasco *et al.* 2007) de la temperatura, además del uso de la desecación (Rupp & Poli 1994). Mediante inspección visual (coloración y turgencia de la gónada) se seleccionaron 100 individuos de *A. purpuratus* maduros, los cuales fueron pesados, medidos, etiquetados y dejados en desecación por un periodo de 2 h. El experimento consistió de 5 tratamientos. 1) Incremento gradual de temperatura (IncG); donde la temperatura se incrementó gradualmente con un calentador de resistencia de 300 W de potencia, desde los 16 °C hasta los 26 °C, en el lapso de 3 h; 2) Disminución gradual de temperatura (DisG); donde el agua fue enfriada gradualmente con un enfriador Chiller© de 0,5 HP de potencia, desde los 26 °C hasta los 16 °C, en el lapso de 3 h; 3) Shock térmico de 21 y 16 °C (Sck-5 °C); los organismos fueron sometidos a cambios bruscos de temperatura de 21 y 16 °C, trasladándolos de un recipiente a otro cada 30 min, hasta el momento del desove; 4) Shock térmico de 26 y 16 °C (Sck-10 °C); los individuos fueron sometidos a cambios bruscos de temperaturas de 26 y 16 °C, trasladándolos de un recipiente a otro cada 30 min, hasta el momento del desove; 5) Tratamiento control (Ct); donde se mantuvo la temperatura constante a 16 °C. Se distribuyeron 20 individuos en tanques rectangulares con un volumen de 80 L correspondientes a los tratamientos. Durante la experimentación, la temperatura y saturación de oxígeno (%) fueron monitoreadas constantemente siendo registradas con un Multiparámetro WTW MultiLine® Multi 3430. El experimento fue repetido en tres oportunidades. En todos los ensayos las condiciones de mantenimiento fueron las mismas, siendo el estadio de madurez macroscópico de los individuos el criterio para el inicio de cada experimentación.

COLECTA Y CONTEO DE HUEVOS FECUNDADOS

Al término del desove, los individuos de *A. purpuratus* fueron retirados de los tanques. Seguidamente, el agua fue homogenizada en cada tanque (tratamiento) para obtener 3 muestras de ovocitos, colectando 10 mL de agua en cada una. Posteriormente, las muestras de ovocitos fueron tamizadas, utilizando un tamiz de malla de 100 μm , para eliminar heces y material suspendido. Luego estas muestras de ovocitos fueron fijadas con lugol al 2% de concentración y refrigeradas hasta su conteo. Posteriormente, se contabilizaron las muestras de ovocitos en una cámara de conteo Sedgewick-Rafter (Paul Marienfeld GmbH & Co. KG) de 1 mL (50 x 20 x 1 mm) utilizando un estereoscopio NIKON®, donde se determinó el número los huevos fecundados (presencia de cuerpo polar) y no fecundados (huevo sin presencia de cuerpos polares). La cantidad total de huevos fecundados fue estimada de la siguiente manera:

$$\text{N}^\circ \text{ huevos fecundados} = C_{of} * V_{iq}$$

Dónde:

C_{of} : Concentración promedio de 3 muestras (N° huevos fecundados/L)

V_{iq} : Volumen del tanque experimental (L)

TRATAMIENTO DE DATOS

Los resultados fueron expresados como cantidad de huevos fecundados en las tres repeticiones del experimento. En cada experimento, con fines comparativos, se procedió a calcular la suma del número total de los huevos fecundados de todos los tratamientos y se determinó un índice de producción de huevos basado en la proporción obtenida en cada tratamiento respecto del total (para cada experimento). Se realizaron análisis comparativos de los índices de producción entre los tratamientos mediante un método no paramétrico (prueba de Kruskal-Wallis) para evaluar la existencia de diferencias significativas. Seguidamente se realizó el test de Dunn para determinar las diferencias entre pares de tratamientos de ovocitos fecundados. El análisis estadístico fue realizado con el software R (R Core Team 2018).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los desoves de *Argopecten purpuratus* por efecto del tratamiento térmico fueron obtenidos en todas las repeticiones del experimento, expulsando tanto gametos masculinos como femeninos. En un primer momento se observó la expulsión de los espermatozoides (color blanquecino), seguida de la expulsión de ovocitos (color naranja). Una vez iniciado el experimento, los primeros desoves ocurrieron a partir de las 2 o 3 h siguientes. Desde el inicio del desove, la expulsión de gametos culminó luego de un máximo de 3 h.

El porcentaje de huevos fecundados, respecto a los ovocitos no fertilizados, fue superior al 98% en todos los tratamientos. En cuanto a la productividad relativa, en la Figura 1 se observa los gráficos de cajas correspondientes al índice de producción de huevos fecundados obtenidos en los diferentes tratamientos de inducción al desove. Las observaciones mostraron que el primer grupo de *A. purpuratus* en desovar fue aquel expuesto al tratamiento Sck-10 °C. Asimismo, se determinó que los individuos sometidos al IncG tuvieron siempre un índice de producción de huevos fecundados significativamente mayor a los demás tratamientos ($P < 0,05$). Por el contrario, en los tratamientos de Sck-5 °C y en el control (Ct) se obtuvieron los menores índices de producción de huevos ($P < 0,05$), demostrando que otros tratamientos no tienen la misma replicabilidad. Comparativamente, se ha observado en estudios similares que el incremento gradual de la temperatura ambiente hasta los ~27 °C ha sido efectivo para inducir el desove de *A. purpuratus* (Castillo 2008). Asimismo, en bivalvos como *Perna viridis* (Linnaeus, 1758) (Sreedevi *et al.* 2014), *A. nucleus* y *Nodipecten nodosus* (Velasco *et al.* 2007), el tratamiento térmico ha mostrado efectos positivos en la expulsión gametos. Estas evidencias, permiten inferir que la estimulación térmica en *A. purpuratus* provocada por el IncG podría estar activando con mayor efectividad la liberación de neurotransmisores como la serotonina (5-HT) (Hirai *et al.* 1988) y prostaglandina E2 (PGE2) (Martínez *et al.* 2000), involucrados en el desove en pectínidos. Adicionalmente, fue observado que una exposición de *A. purpuratus* a un ambiente cálido (primavera) duplicó los niveles de EPG2, contrariamente a los expuestos en condiciones frías (invierno) (Martínez *et al.* 2000).

En el presente ensayo, los individuos de *A. purpuratus* fueron expuestos a desecación por un periodo de 2 h como un método de estrés para favorecer la expulsión de gametos maduros en los diferentes tratamientos térmicos. Los resultados indican que este método no influyó negativamente en la expulsión de gametos, puesto que en todos los tratamientos se obtuvo la expulsión de los gametos (masculino y femenino). Al respecto, existe evidencia que la desecación en pectínidos como estrés, tiene un efecto positivo como estímulo del desove. En este sentido, en pectínidos como *A. nucleus*, metodologías que incluyen desecación provocan una efectiva expulsión de gametos (Velasco *et al.* 2007).

Por otra parte, si bien el tratamiento térmico acompañado de la desecación induce la expulsión de gametos, el grado de madurez de los individuos fue determinante para lograrlo, puesto que incluso se obtuvieron desoves en el tratamiento control. Estas observaciones, reafirman la importancia del estadio de madurez en el éxito de la inducción al desove y la viabilidad de los gametos (Helm *et al.* 2006, Nava & García de Severeyn 2010).

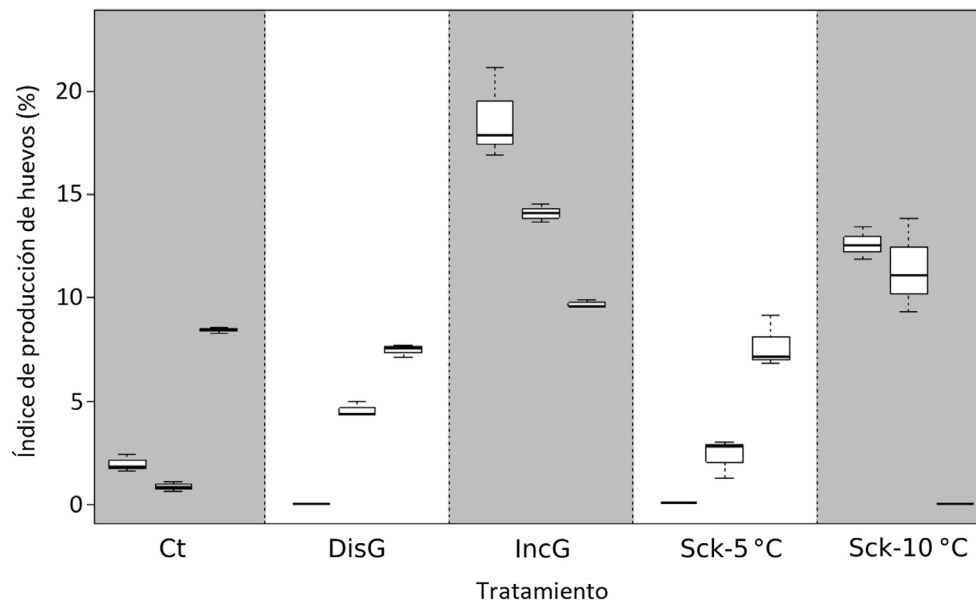


Figura 1. Diagrama de cajas indicando el índice de producción de huevos fecundados en *A. purpuratus* a diferentes tratamientos térmicos: Control (Ct) 16 °C; Descenso gradual (DisG) desde 26 hasta 16 °C; Incremento gradual (IncG) desde 16 hasta 26 °C; Shock térmico (Sck-5 °C) entre 21 y 16 °C y Shock térmico (Sck-10 °C) entre 26 y 16 °C / Egg production index of *A. purpuratus* at different thermal treatments: Control (Ct) 16 °C; Gradual decrease (DisG) from 26 to 16 °C; Gradual increase (IncG) from 16 to 26 °C; Thermal shock (Sck-5 °C) between 21 and 16 °C and Thermal shock (Sck-10 °C) between 26 and 16 °C

La respuesta del desove frente a diferentes estímulos térmicos realizados en el laboratorio contrasta con observaciones en ambiente natural, donde, el desove de *A. purpuratus* suele estar asociado a cambios de temperatura (Avilés & Muciño 1988, Paulet *et al.* 1988, Vélez *et al.* 1993) Al respecto, se ha evidenciado que incrementos de temperatura durante eventos El Niño son favorables para la reproducción en *A. purpuratus* (Wolff 1985, 1988), tal como se evidenció durante El Niño 1983/84, donde, la temperatura superficial del mar en los bancos de *A. purpuratus* de la zona Pisco generalmente a 16 °C se incrementaron hasta los 25 °C favoreciendo la reproducción y consecuente reclutamiento del recurso (Mendo & Wolff 2003).

La información proporcionada en el presente trabajo contribuye a la optimización en productividad y control de metodologías usadas para la inducción al desove de *A. purpuratus* en las ecloseries comerciales. De acuerdo a los resultados, se concluye que el incremento gradual de temperatura, desde 16 °C hasta 26 °C (en un periodo de 3 h), es un método eficaz para obtener desoves masivos en *A. purpuratus* con elevadas tasas de fecundación. Sin embargo, estudios futuros deberán centrarse en el mejoramiento de aspectos relacionados a larvicultura como la nutrición, calidad de agua, control de enfermedades y globalmente del manejo de los diferentes estadios hasta la producción de semilla comercializable, esto con la finalidad

de incrementar la competitividad las ecloseries comerciales optimizando los procesos de producción de semilla que permitan sostener el crecimiento de la actividad de cultivo de *A. purpuratus*.

LITERATURA CITADA

- Avilés Q & D Muciño. 1988.** Acondicionamiento gonádico y desove de *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en condiciones de laboratorio. Revista Latinoamericana de Acuicultura 38: 13-20.
- Bandín R & J Mendo. 1999.** Asentamiento larval de la concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en colectores artificiales en la Bahía Independencia, Pisco, Perú. Investigaciones Marinas 27: 3-13.
- Castillo R. 2008.** Acondicionamiento de reproductores y obtención de semillas de concha de abanico *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), en un sistema controlado experimental en el Puerto de Ilo, 36 pp. Informe Anual, Instituto del Mar del Perú, Callao.
- Flores J. 2016.** Transporte y retención de larvas de concha de abanico *Argopecten purpuratus* entre la bahía de Sechura y la Isla Lobos de tierra usando un modelo lagrangiano. Tesis Maestría, Facultad de Ciencias y Filosofía, Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima, 96 pp.
- Gibbons M & M Castagna. 1984.** Serotonin as an inducer of spawning in six bivalve species. Aquaculture 40: 189-191.
- Guzmán N, S Saá & L Ortlieb. 1998.** Catálogo descriptivo de los moluscos litorales (Gastropoda y Pelecypoda) de la zona de Antofagasta, 23 S (Chile). Estudios Oceanológicos 17: 17-86.

- Helm M, N Bourne & A Lovatelli. 2006.** Cultivo de bivalvos en criadero: un manual práctico. FAO Documento Técnico de Pesca 471: 1-184.
- Hirai S, T Kishimoto, A Kadam, H Kanatani & S Koide. 1988.** Induction of spawning and oocyte maturation by 5-hydroxytryptamine in the surf clam. *Journal of Experimental Zoology* 245(3): 318-321.
- Kluger L, MH Taylor, M Wolff, W Stotz & J Mendo. 2019.** From an open-access fishery to a regulated aquaculture business: the case of the most important Latin American bay scallop (*Argopecten purpuratus*). *Reviews in Aquaculture* 11(1): 187-203.
- Lodeiros C, L Freitas, J Alió, M Núñez & J Himmelman. 2016.** Scallop aquaculture and fisheries in Venezuela. In: Shumway E & G Parsons (eds). *Scallops: Biology, ecology, aquaculture and fisheries*, pp. 1073-1087. Elsevier Science, Amsterdam
- Martínez G, L Mettifogo, R Lenoir & A Olivares. 2000.** Prostaglandins and reproduction of the scallop *Argopecten purpuratus*: II. Relationship with gamete release. *Journal of Experimental Zoology* 287: 86-91.
- Mazon-Suástegui JM, AN Maeda-Martínez, M Robles-Mungaray, JP Roche, GS Rupp, MM Bem, LA Velasco & LF Freitas-Valbuena. 2011.** Avances en la reproducción de juveniles de *Nodipecten* spp. En: Maeda-Martínez A & C Lodeiros-Seijo (eds). *Biología y cultivo de los pectínidos del género Nodipecten*, pp. 275-311. Limusa, Ciudad de México.
- Mendo J & M Wolff. 2003.** El impacto de El Niño sobre la producción de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en Bahía Independencia, Pisco, Perú. *Ecología Aplicada* 2(1): 1-7.
- Mendo J, C Yamashiro, J Rubio & A Kameya. 1989.** Evaluación de la población de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en la Bahía Independencia, Pisco, Perú. Informe IMARPE 94: 1-65. <<http://biblioimarpe.imarpe.gob.pe/bitstream/123456789/2039/1/INF%2094.pdf>>
- Mendo J, M Wolff, W Carbajal, I Gonzales & M Badjeck. 2008.** Manejo y explotación de los principales bancos naturales de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en la costa peruana. En: Lovatelli A, A Farías & 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 12: 101-114. FAO, Roma.
- Mendo J, M Wolff, T Mendo & LYsla. 2016.** Scallop fishery and culture in Peru. In: Shumway E & G Parsons (eds). *Scallops: Biology, ecology, aquaculture and fisheries*, pp. 1089-1109. Elsevier Science, Amsterdam.
- Morse DE, H Duncan, N Hooker & A Morse. 1977.** Hydrogen peroxide induces spawning in mollusks, with activation of prostaglandin endoperoxide synthetase. *Science* 196(4287): 298-300.
- Nava D & Y García de Severeyn. 2010.** Desove inducido en moluscos bivalvos del sistema de Maracaibo. *Ciencia* 18(3): 153-164.
- Osada M, M Nishikawa & T Nomura. 1989.** Involvement of prostaglandins the spawning of the Scallop, *Patinopecten yessoensis*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C Comparative Pharmacology* 94(2): 595-601.
- Paulet Y, A Lucas & A Gerard. 1988.** Reproduction and larval development in two *Pecten maximus* (L.) populations from Brittany. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 119: 145-156.
- PRODUCE. 2016.** Anuario estadístico pesquero y acuícola 2016. Ministerio de la Producción, Lima. <<http://ogeiee.produce.gob.pe/index.php/shortcode/oe-documentos-publicaciones/publicaciones-anuales/item/775-anuario-estadistico-pesquero-y-acuicola-2016>>
- R Core Team. 2018.** R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. <<http://www.R-project.org/>>
- Rodriguez-Jaramillo C, N Maeda-Martínez, ME Valdez, T Reynoso-Granados, P Monsalvo-Spencer, D Prado-Ancona & MT Sicard. 2001.** The effect of temperature on the reproductive maturity of the penshell *Atrina maura* (Sowerby, 1835) (Bivalvia: Pinnidae). *Journal of Shellfish Research* 20: 39-47.
- Rupp GS, & GJ Parsons. 2016.** Aquaculture of the Scallop *Nodipecten nodosus* in Brazil. In: Shumway E & G Parsons (eds). *Scallops: Biology, ecology, aquaculture and fisheries*, pp. 999-1017. Elsevier Science, Amsterdam.
- Rupp GS & CR Poli. 1994.** Spat production of the sea scallop *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758), in the hatchery: initial studies in Brazil. *Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences* 2: 91-96.
- Sastry A. 1957.** Temperature effects in reproduction of the bay scallop, *Aequipecten irradians* Lamarck. *The Biological Bulletin* 130(1): 118-134.
- Sreedevi P, V Uthayakumar, R Jayakumar & V Ramasubramanian. 2014.** Influence of rearing water temperature on induced gonadal development and spawning behavior of tropical green mussel, *Perna viridis*. *Asian Pacific Journal of Reproduction* 3(3): 204-209. <[https://doi.org/10.1016/S2305-0500\(14\)60027-0](https://doi.org/10.1016/S2305-0500(14)60027-0)>
- Uriarte I, A Farias & J Carlos. 2001a.** Effect of antibiotic treatment during larval development of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*. *Aquaculture Engineering* 25: 139-147.
- Uriarte I, G Rupp & A Abarca. 2001b.** Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. En: Maeda-Martínez AN (ed). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*, pp. 147-171. Limusa, México.
- Velasco LA, J Barros & E Acosta. 2007.** Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture* 266(1/4): 153-165.
- Vélez A, E Alifa & O Azuaje. 1990.** Induction of spawning by temperature and serotonin in the hermaphroditic tropical scallop, *Pecten ziczac*. *Aquaculture* 84(3/4): 307-313. <[https://doi.org/10.1016/0044-8486\(90\)90095-5](https://doi.org/10.1016/0044-8486(90)90095-5)>

Vélez A, E Alifa & L Freites. 1993. Inducción de la reproducción en la vieira *Euvola (Pecten) ziczac* (Mollusca: Bivalvia) maduración y desove. *Caribbean Journal of Science* 29: 209-213.

von Brand E, A Abarca, GE Merino & W Stotz. 2016. Scallop fishery and aquaculture in Chile: A history of developments and declines. In: Shumway E & G Parsons (eds). *Scallops: Biology, ecology, aquaculture and fisheries*, pp. 1047-1072. Elsevier Science, Ámsterdam

Wolff M. 1985. Abundancia masiva y crecimiento de pre-adultos de la concha de abanico peruana (*Argopecten purpuratus*) en la zona de Pisco bajo condiciones de El Niño 1983. *Boletín Extraordinario, Instituto del Mar del Perú*, Callao, pp. 87-89.

Wolff M. 1988. Spawning and recruitment in the Peruvian scallop *Argopecten purpuratus*. *Marine Ecology Progress Series* 42(3): 213-217.

Wolff M & J Mendo. 2000. Management of the Peruvian bay scallop (*Argopecten purpuratus*) metapopulation with regard to environmental change. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 126: 117-126.

Recibido 21 de enero 2020 y aceptado el 23 de marzo 2021