

Efecto del sistema de recambio de agua sobre el desarrollo, supervivencia y rendimiento del cultivo de larvas de *Argopecten purpuratus* (Pectinidae, Mollusca)

Luis Fernando Rios-Cruz^{1*}, Guillermo Alvares^{1,2}, Eric Hanschke³

INFORMACIÓN DEL ARTÍCULO

Historial del artículo:

Recibido 15 de septiembre de 2023

Aceptado 03 de agosto de 2024

Publicado 21 de noviembre de 2024

READ IN ENGLISH:

<https://doi.org/10.7773/cm.v2024.3437>

AUTOR DE CORRESPONDENCIA

* E-mail: E-mail: luisfr9@gmail.com

¹ Programa de Maestría en Ecosistemas y Recursos Acuáticos, Unidad de Posgrado, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, 15081 Lima, Perú.

² Laboratorio de Biología Acuática y Acuicultura, Departamento de Biología Celular y Genética, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, 15081 Lima, Perú.

³ Seacorp Perú S.A.C., 15074 Miraflores, Perú.

RESUMEN. El cultivo de conchas de abanico en las costas de Perú y Chile está en constante expansión, lo que lleva a un aumento en la producción de larvas y a la creciente necesidad de mejorar la eficiencia para impulsar la productividad del sector. Este estudio se centró en investigar cómo el sistema de recambio de agua afecta el desarrollo, la supervivencia y el rendimiento de las larvas de *Argopecten purpuratus*. Se evaluaron 3 sistemas de recambio de agua estáticos (T1 [recambio cada 12 h], T2 [recambio cada 24 h] y T3 [recambio cada 48 h]) y 2 sistemas de recirculación (RAS 1 y RAS 2), con 3 réplicas por tratamiento. La alimentación suministrada en cada tratamiento consistió en una mezcla de las microalgas *Isochrysis galbana*, *Diacronema lutheri*, *Chaetoceros calcitrans*, *Chaetoceros gracilis* y *Nannochloropsis* sp. a una concentración de 5×10^4 cél·mL⁻¹·d⁻¹. Los resultados mostraron que la supervivencia fue mayor en T1 (80.49%) en comparación con T2 (68.49%) o T3 (67.17%); se observó una menor supervivencia en RAS 2 (52.94%) y RAS 1 (6.34%). Además, T1 resultó en un crecimiento significativamente mayor (altura de la concha: 192.2 ± 9.03 µm; tasa de crecimiento: 3.7 µm·d⁻¹) que en T2 o T3. Aunque RAS 1 fue descartado debido a la alta mortalidad, RAS 2 mostró un desempeño similar al de T1 en cuanto al crecimiento larval. Considerando factores comerciales y eficiencia energética, T2 y T3 arrojaron los resultados más favorables en términos de supervivencia y crecimiento larval.

Palabras clave: larvicultura, sistema de cultivo, alimentación, supervivencia, rendimiento, concha de abanico, sistema de recirculación, recambio de agua.

INTRODUCCIÓN

Desde tiempos antiguos hasta la actualidad, los moluscos bivalvos han sido recursos costeros importantes para la subsistencia humana y su comercialización ocupa un papel destacado en las actividades económicas a nivel mundial (Wolff 1988, Alvarado 2017, López de la Lama et al. 2018). En entornos de acuicultura, los moluscos son organismos ideales para cultivar debido a su capacidad de alimentación, basada en la filtración de los productores primarios que crecen en los tanques de cultivo. Además, los costos asociados con su producción, que incluyen la compra, mantenimiento de redes y sistemas suspendidos, son fácilmente accesibles y relativamente bajos, lo que convierte la acuicultura de moluscos bivalvos en un negocio con un retorno constante de inversión

(Helm et al. 2004, Torkildsen y Magnesen 2004, Kluger et al. 2019). En Perú, la concha de abanico *Argopecten purpuratus* se ha convertido en el molusco bivalvo más importante comercialmente, representando el 33.1% de toda la producción acuícola del país (López de la Lama et al. 2018, PRODUCE 2022).

La producción acuícola de moluscos bivalvos implica varios procesos, incluyendo el suministro o “siembra” de larvas. Este proceso es crítico, ya que la producción general depende directamente del suministro de larvas óptimas. Aunque existen diversos métodos para obtener estas larvas, la industria utiliza comúnmente 2. El primer método implica colocar unidades colectoras en el mar para recolectar larvas o postlarvas presentes en la columna de agua (Wolff 1988, Bandin y Mendo 1999, Galeno y Barbieri 1999, Pérez et al.

Acceso abierto

En línea ISSN: 2395-9053

Verificado con Similarity Check impulsado por iThenticate

<https://doi.org/10.7773/cm.v2024.3437>



Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de [Creative Commons Attribution 4.0 International License \(CC BY 4.0\)](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/), que permite compartir y adaptar el trabajo, siempre y cuando se dé el crédito apropiado a los autores originales y la fuente, proporcione un enlace a la licencia Creative Commons e indique si se realizaron cambios. Las figuras, tablas y otros elementos del artículo están incluidos en la licencia CC BY 4.0 del artículo, a menos que se indique lo contrario. Debe solicitar permiso al titular de los derechos de autor para utilizar material no cubierto por esta licencia. El título de la revista está protegido por derechos de autor propiedad de la Universidad Autónoma de Baja California, y el título y el logotipo de la revista no están sujetos a esta licencia.

2012, Carvalho et al. 2013). Cabe destacar que este método depende en gran medida de las condiciones ambientales y de la capacidad de reclutamiento, que puede variar considerablemente (Helm et al. 2004; Cantillanez et al. 2005; Lagos et al. 2015; Ramajo et al. 2016, 2019, 2020).

El segundo método consiste en la producción controlada de larvas en laboratorios especializados conocidos como “hatcheries” (Spencer 2002, Kamermans et al. 2016, Pérez et al. 2016, López de la Lama et al. 2018). La producción en hatcheries es un proceso complejo e integral que requiere la selección meticulosa de reproductores con características fenotípicas y de desarrollo óptimas, seguida de la inducción de desove (Merino et al. 2009, Soria et al. 2010, Pérez et al. 2012). Después de la fertilización, las larvas resultantes ocupan la columna de agua y su desarrollo depende de factores como la temperatura, la calidad del agua y el sistema de cultivo.

Tradicionalmente, los sistemas de cultivo estáticos han sido los más comúnmente utilizados para la producción de larvas en hatcheries. Estos sistemas se introdujeron en la década de 1960, con los primeros experimentos realizados con especies como *Crassostrea virginica* (Loosanoff y Davis 1963) y *Ostrea edulis* (Walne y Spencer 1974). Posteriormente, el uso de sistemas estáticos se extendió, al ser modificados para otras especies como *A. purpuratus* (Pérez et al. 2012). Sin embargo, el uso de sistemas estáticos se limita a una baja densidad larval y a una cantidad considerable de espacio físico. Además, estos sistemas demandaban grandes volúmenes de agua para la producción, la selección diaria de larvas utilizando tamices de malla y bombeo constante, lo que incrementaba los costos energéticos. Asimismo, los parámetros fisicoquímicos del agua de mar utilizada para el cultivo fluctuaban continuamente debido a las condiciones ambientales cambiantes, incluyendo variaciones en la temperatura, la saturación de oxígeno y los compuestos nitrogenados, lo que aumentaba el riesgo de introducción de patógenos y contaminantes en los sistemas. Estos factores han demostrado tener un impacto negativo en el desarrollo y la supervivencia larval dentro de los sistemas estáticos (Avenidaño et al. 2001, Helm et al. 2004, Supan 2014, Kamermans et al. 2016, Ramos et al. 2021).

En las últimas décadas, la producción de moluscos bivalvos en sistemas de recirculación acuícola (RAS, por sus siglas en inglés) ha demostrado ser una tecnología prometedora (Magnesen y Jacobsen 2012, Blanco y Kamermans 2015, Kamermans et al. 2016, Holbach et al. 2017, Pauletto et al. 2018), ya que permite el cultivo larval de alta densidad con bajo recambio de agua. Sin embargo, los RAS requieren inversiones significativas y capital operativo, así como personal altamente capacitado para su mantenimiento y operación (Vinatea y Andreatta 1997, Merino et al. 2009, Ramos et al. 2021). Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue evaluar los efectos de los sistemas de recambio de agua sobre el desarrollo, la supervivencia y el rendimiento de las larvas de *A. purpuratus* bajo cultivo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Reproductores de *Argopecten purpuratus*

Los reproductores fueron obtenidos de los sistemas de cultivo suspendido de SeaCorp SAC (Lima, Perú). Se monitoreó la trazabilidad por lote, lo que permitió una cuidadosa selección de los reproductores (7.8 ± 1.7 cm) y la determinación de su estado de madurez gonadal (Sanjinez et al. 2016).

Producción de larvas de *Argopecten purpuratus* en condiciones controladas

Después del transporte de los reproductores al hatchery, se eliminaron los epibiontes de sus conchas. Posteriormente, los reproductores fueron sometidos a un proceso de purga en un sistema abierto para minimizar la presencia de excreciones durante el desove. El desove fue inducido mediante desecación; las conchas fueron retiradas del agua y expuestas a la superficie durante aproximadamente 15 min (Velasco et al. 2007). Los individuos que liberaron ovocitos fueron identificados por su color rojizo, siendo seleccionados y colocados en contenedores de 20 L. El tamaño de la población se estimó utilizando un microscopio binocular Nexcope NE620W (Ningbo Yongxin Optics Co., Zhejiang, China) y una cámara de conteo Sedgewick-Rafter. Los individuos que liberaron espermatozoides fueron seleccionados en función de su tamaño (Avenidaño et al. 2001). Tras obtener los gametos, la fertilización se realizó con una proporción de espermatozoides:ovocitos de 4:1 (Gruffydd y Beaumont 1970, Winkler y Estévez 2003). Una vez obtenidos los cigotos, las larvas completaron su desarrollo embrionario durante aproximadamente 2 d antes de iniciar la etapa experimental.

Diseño experimental

Sistema estático

Se establecieron 3 tratamientos del sistema estático con los siguientes regímenes de recambio de agua: T1 (cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.), T2 (cada 24 h a las 6 p.m.) y T3 (cada 48 h a las 7 p.m.). Toda el agua fue cambiada de los tanques en cada recambio. Los tratamientos no se modificaron durante el periodo experimental. Durante cada recambio de agua, las larvas se extraían a través de un tubo (5.08 cm de diámetro) ubicado en el lado inferior del tanque y se tamizaban utilizando diferentes mallas (75 μ m, 100 μ m, 125 μ m y 150 μ m), según el tamaño de las larvas. Cada tratamiento fue replicado por triplicado (Fig. 1).

Sistema de recirculación

Se establecieron 2 tratamientos de sistemas de recirculación (RAS 1 y RAS 2) que emplearon 2 tipos de tamices. El prototipo de RAS 1 utilizó un tamiz con 4 tubos de 2.54 cm

cortados en diagonal (pendiente del 10% en 20 cm), que proporcionaron un área efectiva de $\sim 285 \text{ cm}^2$ para retener las larvas en el sistema (Fig. 2). El prototipo de RAS 2 utilizó una estructura tubular (30.48 cm de diámetro) que permitió colocar el tamiz en ambos lados para maximizar el área ($1,400 \text{ cm}^2$) (Fig. 2). Los tamices se reemplazaron a medida que las larvas crecían ($75\text{-}150 \mu\text{m}$). El RAS adaptó la salida de agua al centro del tanque, pasándola a través de un filtro mecánico compuesto por esponjas negras y un filtro biológico maduro de 10 L (Krüger Kaldnes, Sandefjord, Noruega) y esterilizó el agua mediante radiación UV (Fig. 2) (Merino et al. 2009, Holbach et al. 2017, Silveira et al. 2023).

Variables de respuesta

Se analizaron las variables de respuesta: altura de la concha (μm), tasa específica de crecimiento (TCE) y supervivencia. Para determinar la densidad larval durante el experimento (Tabla 4), se tomaron 3 alícuotas (1 mL) por tratamiento diariamente y las larvas en cada muestra se contaron en una cámara Sedgewick-Rafter. Posteriormente, se midió la altura de la concha en 12 individuos seleccionados aleatoriamente por tratamiento (Fig. 3). Las mediciones se realizaron utilizando un microscopio NE620W (Nexcope, Ningbo Yongxin Optics Co.) y TouchScope Pro (Novel Optics, Ningbo

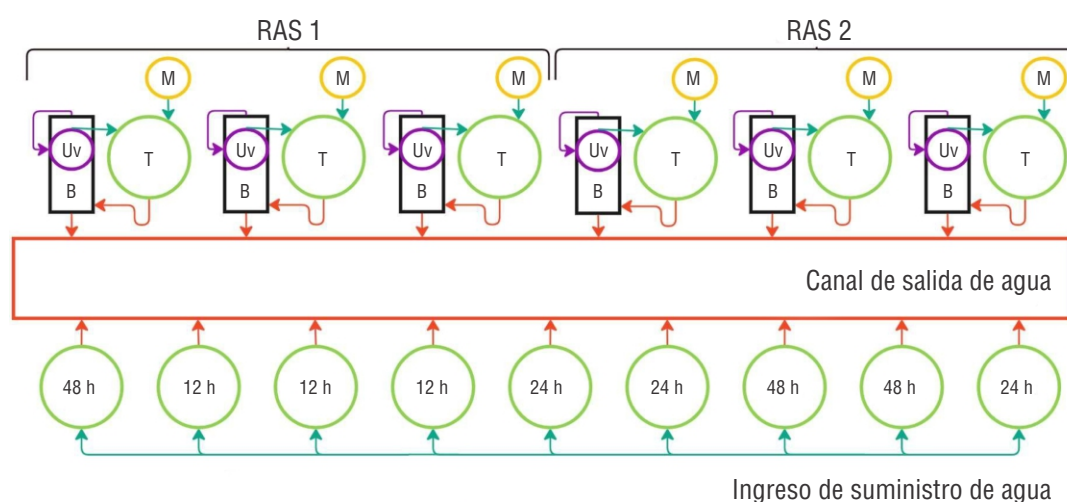


Figura 1. Diseño experimental y distribución de los tratamientos. La sección superior muestra la distribución de los 2 sistemas de recirculación (RAS 1 y RAS 2). Los RAS estaban compuestos por un tanque larval (T) (unidad experimental), un contenedor de microalgas (M), un biofiltro (B) y una lámpara ultravioleta (UV). La sección inferior muestra la distribución de los sistemas estáticos de recambio de agua: T1 (recambio de agua cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.), T2 (recambio de agua cada 24 h a las 6 p.m.) y T3 (recambio de agua cada 48 h a las 7 p.m.). Las líneas turquesas representan las entradas y las líneas rojas representan las salidas de agua de mar.

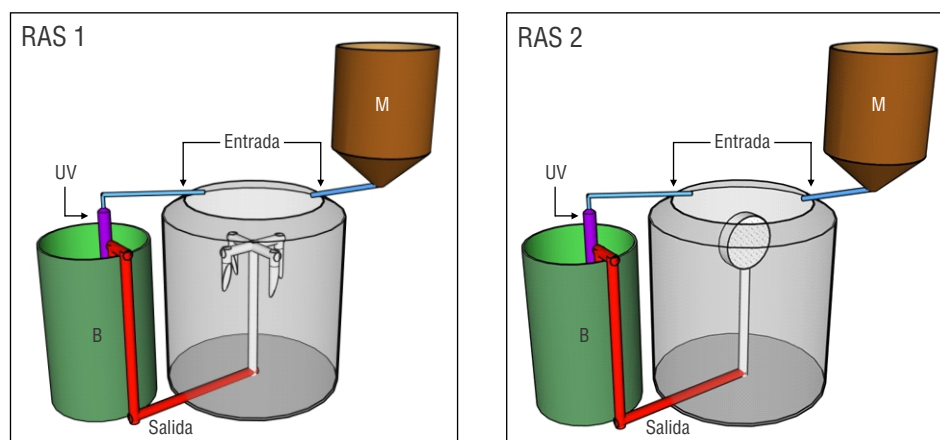


Figura 2. Esquemas 3D simplificados de los 2 prototipos de sistemas de recirculación de agua (RAS): RAS 1 (izquierda) y RAS 2 (derecha). Cada RAS incluyó un contenedor de microalgas (M), un biofiltro (B) y una lámpara ultravioleta (UV). Las entradas y salidas de agua de mar en los RAS 1 y RAS 2 están representadas por tubos azul claro y rojo, respectivamente.

Tabla 1. Composición y concentración (cél·mL⁻¹) del alimento de microalgas suministrado a las larvas de *Argopecten purpuratus* durante el experimento (día 1 al día 19) en los sistemas de recambio estático de agua y en los sistemas de recirculación acuícola (RAS).

Especie de microalga	Día 1-5 (20,000 células·mL ⁻¹)	Día 6-9 (30,000 células·mL ⁻¹)	Día 10-15 (40,000 células·mL ⁻¹)	Día 16-19 (50,000 células·mL ⁻¹)
<i>Isochrysis galbana</i>	10,000	10,000	10,000	10,000
<i>Diacronema lutheri</i>	10,000	10,000	10,000	10,000
<i>Nannochloropsis</i> sp.		10,000	10,000	10,000
<i>Chaetoceros gracilis</i>			5,000	10,000
<i>Chaetoceros calcitrans</i>			5,000	10,000

Yongxin Optics Co.), calibrado a un aumento de 4×. Se midió la distancia desde la región del umbo hasta la valva ventral (dorsoventral) (Fig. 4), según los métodos de Sühnel et al. (2024). La altura media de la concha se usó para calcular la TCE (Avendaño et al. 2001):

$$TCE = \frac{\text{Altura media de la concha}(t_x) - \text{Altura media de la concha}(t_0)}{(t_x) - (t_0)}, \quad (1)$$

donde t_x es el tiempo final y t_0 es el tiempo inicial.

La supervivencia larval (S) se estimó para cada tratamiento (Angel-Dapa et al. 2021):

$$S = \left(\frac{D_f}{D_0}\right) \times 100, \quad (2)$$

donde D_f es la densidad de larvas vivas al final del periodo experimental para cada tratamiento y D_0 es el número de larvas al inicio del experimento.

Manejo experimental y cultivo larval

El experimento se realizó en el laboratorio de producción de semillas de SeaCorp SAC en la bahía de Sechura (Piura, Perú). Se utilizaron 12 tanques blancos de polietileno (1 m de diámetro, 1 m³ de capacidad) como unidades experimentales. El agua de mar se filtró a través de un filtro de arena, lámpara UV y malla de nailon para retener partículas mayores de 10 µm.

Se usó una mezcla de microalgas, incluyendo *Isochrysis galbana*, *Diacronema lutheri*, *Nannochloropsis* sp., *Chaetoceros gracilis* y *Chaetoceros calcitrans*, para alimentar a las larvas, variando las proporciones durante el experimento (Tabla 1). En el tratamiento T1, se suministró la mitad de la dosis de alimento después de cada recambio de agua para prevenir la sobrealimentación y mantener las condiciones experimentales. Se monitorearon diariamente parámetros fisicoquímicos como la temperatura, el pH y los compuestos nitrogenados (nitritos, nitratos y amoníaco).

La temperatura se midió con un termómetro digital TP101 (WMETERS, China) y el pH se registró con un medidor de banco de grado de investigación HI 5521 (Hanna Instruments, Woonsocket, EE. UU.), calibrado con una escala de agua de mar (Dickson 1984). Para evaluar los compuestos nitrogenados se usaron kits de prueba para nitritos, nitratos y amoníaco (API Fish Care, Chalfont, EE.UU.).

El rendimiento se evaluó en función de la presencia de larvas aptas para asentarse, específicamente aquellas con mancha ocular. En el sistema estático, los recambios de agua se realizaron utilizando filtros adecuados para la etapa de desarrollo larval (75-150 µm). En ambos RAS, se instalaron 2 tamices de malla para evitar que las larvas se escaparan excesivamente por la salida de agua y el filtro mecánico (descarga).

Consumo de energía

El sistema de cultivo estático requirió una bomba eléctrica de 1,492 W y una unidad de esterilización UV de 180 W para los recambios de agua. En contraste, ambos RAS necesitaron una bomba de 45 W y un filtro UV de 9 W. El tiempo de uso y el consumo de energía se presentan en la Tabla 2. Cabe señalar que este experimento no consideró el consumo de energía relacionado con la producción de microalgas.

Análisis estadístico

Los análisis estadísticos se realizaron en RStudio v. 4.0.3 (Posit Team 2024). Las variables de respuesta (altura de la concha, densidad, tasa de supervivencia y tasa de crecimiento) presentaron una distribución normal y homogeneidad de varianzas, evaluadas mediante las pruebas de Jarque-Bera y Bartlett, respectivamente. Se utilizó un análisis de varianzas (ANDEVA) para identificar diferencias significativas según el factor de recambio de agua. Posteriormente, se aplicó una prueba *post hoc* de Tukey para evaluar diferencias significativas entre los grupos.

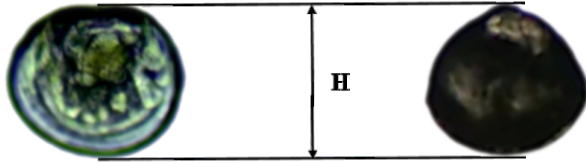


Figura 3. Esquematación de la medición de la altura de la concha (H) para una larva D (izquierda) y una larva velígera con ojos (derecha) observadas bajo un microscopio.

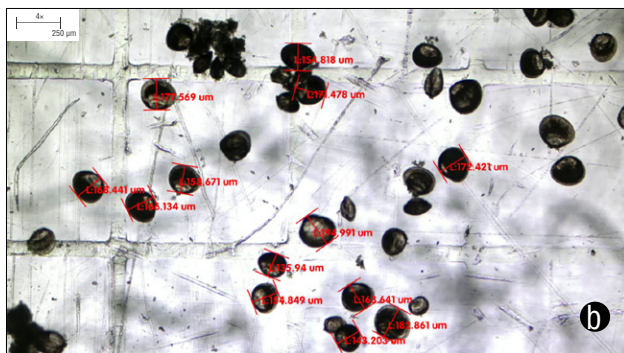
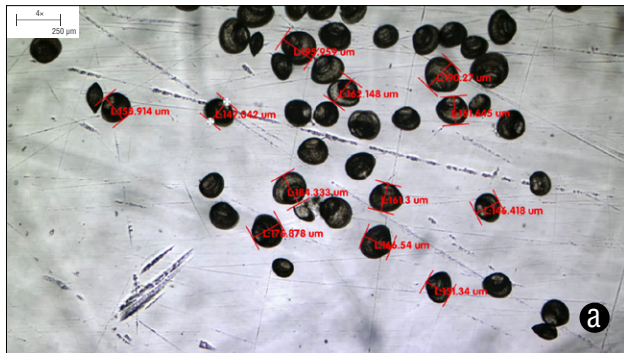


Figura 4. Mediciones de la altura de la concha (H) de larvas de *Argopecten purpuratus* en el día final de evaluación: (a) muestra de T2 (recambio de agua cada 24 h a las 6 p.m.) y (b) muestra de T3 (recambio de agua cada 48 h a las 7 p.m.).

RESULTADOS

Condiciones de cultivo

La temperatura (17.65 ± 0.48 °C) y el pH (7.54 ± 0.1) variaron entre los tratamientos, pero se mantuvieron consistentes con las condiciones naturales (Sicard et al. 1999, Martínez y Pérez 2003, Merino et al. 2009). Se observó una tendencia al aumento de la temperatura en el tratamiento T3 (recambio de agua cada 48 h) y en los sistemas RAS 1 y RAS 2 (sistemas de recambio continuo), mientras que esta tendencia no se observó en T1 (intercambio cada 12 h) ni en T2 (cada 24 h) (Tabla 3). Los valores de compuestos nitrogenados estuvieron por debajo de los límites de detección de los kits empleados (<0.01 mg·L⁻¹).

Supervivencia larval

La supervivencia fue significativamente diferente ($P < 0.05$) entre el tratamiento T1 (80.49%), T2 (68.49%) y T3 (67.17%). El análisis de Tukey confirmó que el régimen T1 proporcionó las condiciones más favorables para la supervivencia larval. En contraste, se observó una mayor tasa de mortalidad en los RAS: 93.66% de mortalidad en RAS 1 y 52.94% de supervivencia en RAS 2 (Tabla 4, Fig. 5).

Altura de la concha y tasa de crecimiento

La altura final de la concha fue estadísticamente diferente ($P < 0.05$) entre los tratamientos, con el mayor valor (192.2 ± 9.03 μm) en el tratamiento T1 (Fig. 6). Cabe destacar que el tamaño larval es un indicador clave de la calidad y capacidad de las larvas para sobrevivir y desarrollarse. También se observaron diferencias significativas en la tasa de crecimiento entre los tratamientos (Tabla 4). Los datos de RAS 1 solo están disponibles hasta el día 11 debido a la alta mortalidad. Por otro lado, la tasa de crecimiento en RAS 2 fue similar a la de T1 (Tabla 4), lo que sugiere que RAS 2 fue igualmente efectivo para el crecimiento larval como los sistemas estáticos.

DISCUSIÓN

Densidad y supervivencia

Se observó una supervivencia notablemente mayor en T1 (80.49%), que empleó un sistema de cultivo estático (recambio total cada 12 h). Este resultado se atribuyó principalmente al régimen de recambio de agua de T1, que implicaba reponer agua y alimento 2 veces al día. En este tratamiento, se suministró alimento fresco (mitad de una ración) a las larvas después de cada recambio de agua (Martínez et al. 1995, Torkildsen y Magnesen 2004, Turini et al. 2014, Arfken et al. 2021, Sarkis y Lovatelli 2022). En contraste, en T2 (intercambio cada 24 h) y T3 (cada 48 h), las larvas recibieron una ración completa después de cada recambio, estos tratamientos mostraron valores de supervivencia similares entre sí, pero inferiores a las de T1.

La alimentación desempeña un papel crucial en el desarrollo larval (Carvalho et al. 2013, Ran et al. 2020, Rojas et al. 2023). En particular, el suministro oportuno de alimento con características adecuadas contribuye significativamente a la salud y supervivencia de las larvas en estos sistemas de cultivo (Martínez et al. 1995, Arfken et al. 2021, Rojas et al. 2021). En sistemas estáticos donde se reemplaza completamente el agua, es esencial proporcionar alimento inmediatamente después de cada recambio (Martínez et al. 1995; O'Connor y Heasman 1997; Nevejan et al. 2003a, b; Cheng et al. 2020) para garantizar que las larvas tengan acceso a los nutrientes necesarios para un crecimiento adecuado (Martínez et al. 2000, Cheng et al. 2020, Rojas et al. 2023).

Tabla 2. Consumo de energía por metro cúbico de agua de los sistemas de recambio estático de agua (T1 [cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.], T2 [cada 24 h a las 6 p.m.] y T3 [cada 48 h a las 7 p.m.]) y de los sistemas de recirculación acuícola (RAS 1 y RAS 2) empleados para el cultivo de larvas de *Argopecten purpuratus*.

Sistema	Potencia (Kw)	Uso (min·d ⁻¹)	Consumo de energía (kWh·d ⁻¹)
T1	1.792	40	1.115
T2	1.792	20	0.557
T3	1.792	10	0.279
RAS 1 y 2	0.06	960	0.864

Tabla 3. Tabla 3. Parámetros fisicoquímicos promedio de los sistemas de recambio estático de agua (T1 [cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.], T2 [cada 24 h a las 6 p.m.] y T3 [cada 48 h a las 7 p.m.]) y de los sistemas de recirculación acuícola (RAS 1 y RAS 2) durante la fase experimental.

Treatment	Temperature (°C)	pH	Nitrogen compounds (mg·L ⁻¹)
T1	17.54 ± 0.42	7.57 ± 0.15	<0.01
T2	17.49 ± 0.36	7.52 ± 0.07	<0.01
T3	17.57 ± 0.32	7.53 ± 0.08	<0.01
RAS 1	18.22 ± 0.61	7.53 ± 0.07	<0.01
RAS 2	18.15 ± 0.67	7.53 ± 0.08	<0.01

Tabla 4. Supervivencia y tasa de crecimiento específico (TCE) de las larvas de *Argopecten purpuratus*.

Tratamiento	Supervivencia (%)	Densidad inicial (larva·mL ⁻¹)	Densidad final (larva·mL ⁻¹)	Altura inicial de la valva (μm)	Altura final de la valva (μm)	TCE (μm)
T1	80.499 ^a	7.6 ± 0.28	6.11 ± 0.21	95.24 ± 7.76	192.2 ± 9.03 ^a	3.7
T2	68.498 ^b	7.84 ± 0.41	5.36 ± 0.27	95.16 ± 7.19	169.19 ± 13.83 ^b	3.02
T3	67.172 ^b	7.85 ± 0.29	5.27 ± 0.29	95.61 ± 7.97	163.46 ± 15.07 ^b	2.81
RAS 1*	6.343 ^d	7.58 ± 0.35	0.48 ± 0.15	95.17 ± 8.27	112.2 ± 6.56 ^c	0.87
RAS 2	52.94 ^c	7.68 ± 0.28	4.07 ± 0.23	98.59 ± 8.02	189.01 ± 17.6 ^a	3.42

* El tratamiento se retiró el día 11 del periodo experimental. Las letras indican diferencias significativas.

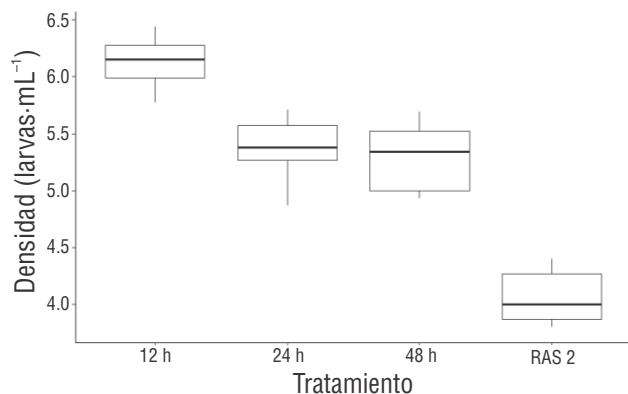


Figura 5. Densidad de larvas de *Argopecten purpuratus* al final de la etapa experimental para cada tratamiento: T1 (recambio de agua cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.), T2 (recambio de agua cada 24 h a las 6 p.m.), T3 (recambio de agua cada 48 h a las 7 p.m.) y RAS 2 (sistema de recirculación 2).

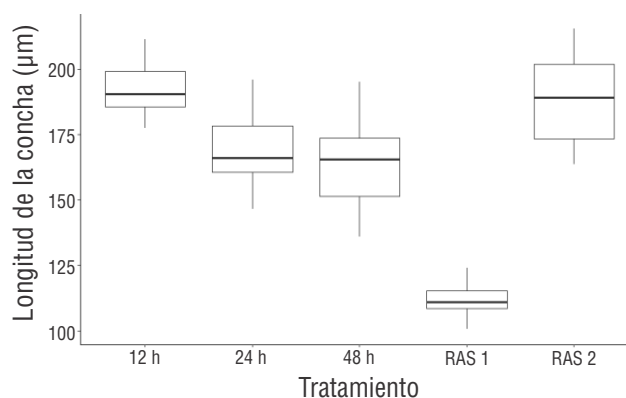


Figura 6. Altura de la concha de larvas de *Argopecten purpuratus* al final de la etapa experimental para cada tratamiento: T1 (recambio de agua cada 12 h a las 6 a.m. y 6 p.m.), T2 (recambio de agua cada 24 h a las 6 p.m.), T3 (recambio de agua cada 48 h a las 7 p.m.), RAS 1 (sistema de recirculación 1) y RAS 2 (sistema de recirculación 2).

En estudios previos, la provisión de alimento en 2 raciones diarias resultó en un mejor crecimiento para *A. purpuratus* y *Mimachlamys asperrima* en comparación con una sola ración diaria, aunque con un rendimiento menor al obtenido con alimentación continua (Martínez et al. 1995, O'Connor y Heasman 1997, Tidwell 2012, Qiu et al. 2015). Cabe destacar que Martínez et al. (1995) no mencionaron el uso de un sistema de recirculación. Estos resultados son similares a los del presente estudio: las larvas en T1, alimentadas 2 veces al día, lograron la mayor supervivencia y crecimiento. Además, la densidad celular se incrementó gradualmente de 20 cél·μL⁻¹ a 50 cél·μL⁻¹, utilizando una mezcla de *I. galbana*, *D. lutheri*, *Nannochloropsis* sp., *C. gracilis* y *C. calcitrans* (Tabla 1). Esta estrategia de alimentación se implementó para garantizar una cobertura nutricional integral basada en las características de cada tipo de microalga (Martínez et al. 1995, Brown et al. 1997, Narvarte y Pascual 2001, Kuhn et al. 2013, Rojas et al. 2021).

Los tratamientos RAS 1 y RAS 2 mostraron una baja supervivencia debido al estrés mecánico causado por la recirculación inherente de agua en estos sistemas (Tabla 4, Fig. 6) (Merino et al. 2009, Badiola et al. 2012, Ramos et al. 2021). Debido a la mortalidad observada y a la obstrucción de los tamices, RAS 1 tuvo que ser eliminado del experimento en el día 11. La diferencia en el área de filtración entre RAS 1 (285 cm²) y RAS 2 (1,400 cm²) fue notable y mejoró la filtración al reducir la fuerza de succión y el daño por fricción entre las larvas y el tamiz.

A pesar de la mejora en el área de filtración, RAS 2 no logró igualar las tasas de supervivencia de los tratamientos con sistemas estáticos. Esto subraya la importancia de considerar no solo el área de filtrado, sino también otros factores, como la fuerza de succión y las condiciones generales del sistema en los RAS. Es necesario limpiar los tamices diariamente para evitar obstrucciones en el flujo de agua, ya que estas pueden crear un entorno propicio para la proliferación de bacterias y

otros microorganismos, promoviendo así la mortalidad larval (Andersen et al. 2000, Supan 2014, Ramos et al. 2021). Por lo tanto, para optimizar la supervivencia, se requieren ajustes en los procesos de filtrado, limpieza y mantenimiento (Vinatea y Andreatta 1997, Badiola et al. 2012, Hua et al. 2013, Kuhn et al. 2013, Cortés y Merino 2020, Yu et al. 2020, Arfken et al. 2021, Ramos et al. 2021).

Estos hallazgos destacan la relevancia de la frecuencia y el régimen de alimentación en sistemas de cultivo estáticos, ya que los estudios han demostrado concluyentemente que proporcionar alimento con mayor frecuencia mejora significativamente la supervivencia larval (Martínez et al. 1995, O'Connor y Heasman 1997, Soria et al. 2007, Merino et al. 2009). Los RAS presentan desafíos adicionales debido al estrés mecánico inherente. Por ello, la implementación de estos sistemas requerirá ajustes específicos en los procesos de limpieza y mantenimiento para optimizar la supervivencia larval (Smaal et al. 2019, Morris 2020, Sarkis y Lovatelli 2022). A diferencia de los sistemas estáticos, los RAS son operativamente más complejos, ya que deben ser monitoreados y deben controlarse variables adicionales como la calidad del agua y los niveles de oxígeno (Congrove 2012, Blanco y Kamermans 2015, Pauletto et al. 2018, Silveira et al. 2023).

Altura de la concha y tasa de crecimiento

Los valores obtenidos para la TCE (Tabla 4) se encuentran dentro del rango reportado por Martínez et al. (1995) (6.06-6.88 μm·d⁻¹), Avendaño et al. (2001) (2.88-7.61 μm·d⁻¹) y Nevejan et al. (2003b) (1.38-7.5 μm·d⁻¹). Es importante destacar que todos los autores mencionados realizaron sus bioensayos con *A. purpuratus*. Merino et al. (2009) reportaron tasas de crecimiento más altas, entre 9.56 y 13.15 μm·d⁻¹, considerando temperaturas de 18.2-20.8 °C, las cuales fueron ligeramente superiores a las del presente estudio.

Sin embargo, en términos de supervivencia, el sistema estático logró mejores resultados y fue capaz de producir larvas aptas para el asentamiento en un periodo de tiempo más corto (~15 d) en comparación con los sistemas de recirculación (RAS, ~20 d). Estos resultados son muy similares a los del presente estudio, con larvas listas para el asentamiento al día 19 de cultivo, además de una mayor supervivencia y un mayor porcentaje de larvas competentes producidas en T1 (recambio de agua cada 12 h). Por el contrario, se observó una supervivencia significativamente menor en T3 (recambio de agua cada 48 h) y en RAS 2.

Además, es importante discutir el consumo de energía de cada sistema (Tabla 2). Al considerar el equipo y los tiempos de operación por metro cúbico de agua al día, se observó que la demanda energética fue mayor en T1 (recambio de agua cada 12 h), seguido por RAS 1 y RAS 2. Por lo tanto, la alta inversión energética requerida para operar T1 puede impactar los costos de producción. Por otro lado, los rendimientos de T2 y T3 pueden considerarse óptimos desde una perspectiva comercial. De hecho, si evaluamos los rendimientos obtenidos en T2 y T3 como referencia comercial, estos tratamientos resultaron los más adecuados. Aunque RAS 2 logró tasas de crecimiento más altas, también afectó negativamente la supervivencia larval, limitando su viabilidad en términos de rendimiento y eficiencia (Badiola et al. 2012). Kamermans et al. (2016) determinaron que tanto los sistemas convencionales de recambio de agua como los sistemas de recirculación produjeron rendimientos similares para *Crassostrea gigas*, *Pecten maximus*, *Mytilus edulis* y *Ruditapes decussatus*, sin considerar los costos energéticos asociados ni los riesgos inherentes al recambio completo de agua en sistemas convencionales.

CONCLUSIONES

El estrés mecánico y la necesidad de ajustar los procesos de limpieza y mantenimiento son aspectos cruciales que deben considerarse al optimizar la supervivencia larval en sistemas de recirculación. Por otro lado, el sistema de recambio de agua estático demostró que una mayor frecuencia de alimentación mejoró significativamente la supervivencia larval, destacando la importancia de diseñar regímenes de alimentación apropiados para este tipo de sistema de cultivo. En términos de desempeño, el equilibrio óptimo se encuentra entre los regímenes de recambio de agua cada 24 y 48 h. Estos intervalos permiten mantener una supervivencia larval aceptable mientras se reduce la demanda energética asociada, lo que los hace preferibles al régimen de recambio de agua cada 12 h.

Traducido al español por los autores.

Declaraciones Finales

Material suplementario

Este trabajo no incluye material suplementario.

Agradecimientos

Los autores agradecen al equipo completo del laboratorio de SeaCorp S.A.C., con un reconocimiento especial a Hugo Inga, cuya disposición fue crucial para llevar a cabo la parte operativa de este estudio. Además, extendemos nuestro sincero agradecimiento al Bsc. Arturo Mires por sus valiosos comentarios y sugerencias constructivas.

Fondos

Este estudio fue financiado por el Programa de Innovación en Acuicultura y Pesca (PNIPA) a través del proyecto “Adaptación de un Sistema de Producción Innovador y Eco-amigable en un Hatchery de Concha de Abanico, Utilizando Energías Limpias e Incrementando la Eficiencia Energética para Reducir Costos y Asegurar el Suministro de Semilla en la Bahía de Sechura” (número de subvención SP-2020-00595).

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

Contribuciones de los autores

Conceptualización: LRC, GA, EH (igual); Curación de datos: LRC; Análisis formal: LRC; Adquisición de fondos: EH; Investigación: LRC; Metodología: LRC; Administración del proyecto: LRC, EH; Recursos: LRC; Software: LRC; Supervisión: LRC, GA; Validación: LRC; Visualización: LRC; Redacción del borrador original: LRC; Redacción, revisión y edición: LRC, GA.

Disponibilidad de datos

Los datos de este estudio están disponibles a través del autor de correspondencia previa solicitud razonable.

Uso de herramientas de inteligencia artificial

Los autores no emplearon herramientas de inteligencia artificial en este trabajo.

REFERENCIAS

- Alvarado R. 2017. El Modelo de Bass en la literatura sobre *Argopecten purpuratus*. *Ciência Da Informação*. 46(2):67-83.
- Andersen S, Burnell G, Bergh Ø. 2000. Flow-through systems for culturing great scallop larvae. *Aquacult Int*. 8:249-257. <https://doi.org/10.1023/A:1009271220868>
- Angel-Dapa MA, Nava-Gómez GE, López-Galindo L, Carpizo-Ituarte E, Castellanos-Martínez S, Correa-Reyes G, García-Esquível Z. 2021. Effect of larval density and algal concentration on growth, survival and feeding rates of the scallop *Nodipecten subnodosus* (Sowerby, 1835). *Aquacult Res*. 52(10):4776-4785. <https://doi.org/10.1111/are.15311>

- Arfken A, Song B, Allen SK, Carnegie RB. 2021. Comparing larval microbiomes of the eastern oyster (*Crassostrea virginica*) raised in different hatcheries. *Aquaculture*. 531:735955. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735955>
- Avendaño M, Le Pennec M, Marcela C. 2001. Anormalidades en larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819). *Estudios oceanológicos*. 20:33-42.
- Badiola M, Mendiola D, Bostock J. 2012. Recirculating aquaculture systems (RAS) analysis: Main issues on management and future challenges. *Aquacultural Engineering*. 51:26-35. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2012.07.004>
- Bandin RL, Mendo JA. 1999. Asentamiento larval de la concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en colectores artificiales en la Bahía Independencia, Pisco, Perú. *Investig mar*. 27:3-13. <https://doi.org/10.4067/S0717-71781999002700001>
- Benítez S, Figueroa Á, Lagos NA, Silva AX, Duarte C, Vargas CA, Lardies MA, Cárdenas L. 2023. Differential gene expression analysis in the scallop *Argopecten purpuratus* exposed to altered pH and temperature conditions in an upwelling-influenced farming area. *Comp Biochem Physiol Part D: Genomics and Proteomics*. 45:101046. <https://doi.org/10.1016/j.cbcd.2022.101046>
- Blanco Garcia A, Kamermans P. 2015. Optimization of blue mussel (*Mytilus edulis*) seed culture using recirculation aquaculture systems. *Aquacult Res*. 46(4):977-986. <https://doi.org/10.1111/are.12260>
- Brown MR, Jeffrey SW, Volkman JK, Dunstan GA. 1997. Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture*. 151(1-4):315-331. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(96\)01501-3](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(96)01501-3)
- Cantillanez M, Avendaño M, Thouzeau G, Le Pennec M. 2005. Reproductive cycle of *Argopecten purpuratus* (Bivalvia: Pectinidae) in La Rinconada marine reserve (Antofagasta, Chile): Response to environmental effects of El Niño and La Niña. *Aquaculture*. 246(1-4):181-195. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.12.031>
- Carvalho YBM, Ferreira JF, da Silva FC, Bercht M. 2013. Factors influencing larval settlement of the Atlantic Lion's Paw Scallop, *Nodipecten nodosus*. *J Shellfish Res*. 32(3):719-723. <https://doi.org/10.2983/035.032.0313>
- Cheng P, Zhou C, Chu R, Chang T, Xu J, Ruan R, Chen P, Yan X. 2020. Effect of microalgae diet and culture system on the rearing of bivalve mollusks: Nutritional properties and potential cost improvements. *Algal Res*. 51:102076. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102076>
- Congrove M. 2012. Feasibility of a recirculating aquaculture system for early larval culture of *Crassostrea virginica*. Virginia (USA): Virginia Institute of Marine Science, William & Mary. Final project report. 42 p.
- Cortés C, Merino GE. 2020. Settling velocity and particle size bioengineering parameters gathered from solids generated by wild-caught premature punctuated snake-eels (*Ophichthus remiger*) reared in a marine prototype recirculating aquaculture system. *Aquacultural Engineering*. 90:102102. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2020.102102>
- Da Costa F, Cerviño-Otero A, Iglesias Ó, Cruz A, Guévelou E. 2020. Hatchery culture of European clam species (family Veneridae). *Aquacult Int*. 28(4):1675-1708. <https://doi.org/10.1007/s10499-020-00552-x>
- Galeno D, Barbieri MAB. 1999. Temperatura superficial del mar de satélites NOAA y captación de semilla de *Argopecten purpuratus* en Bahía Inglesa, Chile. *Invest Mar*. 27:119-123. <https://doi.org/10.4067/S0717-71781999002700014>
- Gruffydd LD, Beaumont A. 1970. Determination of the optimum concentration of eggs and spermatozoa for the production of normal larvae in *Pecten maximus* (Mollusca, Lamellibranchia). *Helgoland Marine Research*. 20(1):486-497. <https://doi.org/10.1007/BF01609924>
- Helm MM, Bourne N, Lovatelli A, Bourne N, FAO. 2004. *Hatchery Culture of Bivalves: A practical manual*. Rome (Italy): Food and Agriculture Organization of the United Nations. 177 p.
- Holbach M, Robert R, Miner P, Mingant C, Boudry P, Tremblay R. 2017. Effects of hydrodynamic factors on *Pecten maximus* larval development. *Aquacult Res*. 48(11):5463-5471. <https://doi.org/10.1111/are.13361>
- Hua D, Neves RJ, Jiao Y. 2013. Effects of algal density, water flow and substrate type on culturing juveniles of the rainbow mussel (*Villosa iris*) (Bivalvia: Unionidae) in a laboratory recirculating system. *Aquaculture*. 416-417:367-373. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.09.002>
- Joaquim S, Matias D, Matias AM, Leitão A, Soares F, Cabral M, Chicharo L, Gaspar MB. 2014. The effect of density in larval rearing of the pullet carpet shell *Venerupis corrugata* (Gmelin, 1791) in a recirculating aquaculture system. *Aquacult Res*. 47(4):1055-1066. <https://doi.org/10.1111/are.12561>
- Kamermans P, Blanco A, Joaquim S, Matias D, Magnesen T, Nicolas JL, Petton B, Robert R. 2016. Recirculation nursery systems for bivalves. *Aquacult Int*. 24(3): 827-842. <https://doi.org/10.1007/s10499-016-9990-3>
- Kluger LC, Taylor MH, Wolff M, Stotz W, Mendo J. 2019. From an open-access fishery to a regulated aquaculture business: The case of the most important Latin American bay scallop (*Argopecten purpuratus*). *Rev Aquacult*. 11(1):187-203. <https://doi.org/10.1111/raq.12234>
- Kuhn DD, Angier MW, Barbour SL, Smith SA, Flick GJ. 2013. Culture feasibility of eastern oysters (*Crassostrea virginica*) in zero-water exchange recirculating aquaculture systems using synthetically derived seawater and live feeds. *Aquacultural Engineering*. 54:45-48. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2012.10.008>
- Lagos L, Herrera M, Sánchez-Lazo C, Martínez-Pita I. 2015. Effect of larval stocking density on growth, survival and whole body cortisol of the Mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) larvae reared under laboratory conditions. *Aquacult Res*. 46(7):1648-1656. <https://doi.org/10.1111/are.12318>
- Loosanoff VL, Davis HC. 1963. Rearing of bivalve mollusks. *Adv Mar Biol*. 1:1-136.
- López de la Lama R, Valdés-Velasquez A, Huicho L, Morales E, Rivera-Ch M. 2018. Exploring the building blocks of social capital in the Sechura Bay (Peru): Insights from Peruvian scallop (*Argopecten purpuratus*) aquaculture. *Ocean & Coastal Management*. 165:235-243. <https://doi.org/10.1016/j.ocecoaman.2018.08.030>
- Magnesen T, Jacobsen A. 2012. Effect of water recirculation on seawater quality and production of scallop (*Pecten maximus*) larvae. *Aquacultural Engineering*. 47:1-6. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2011.12.005>
- Martínez G, Aguilera C, Mettifogo L. 2000. Interactive effects of diet and temperature on reproductive conditioning of *Argopecten purpuratus* broodstock. *Aquaculture*. 183(1-2):149-159. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(99\)00291-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(99)00291-4)
- Martínez G, Caceres LA, Uribe E, Diaz MA. 1995. Effects of different feeding regimens on larval growth and the energy budget of juvenile Chilean scallops, *Argopecten purpuratus* Lamarck. *Aquaculture*. 132(3-4):313-323. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)00359-V](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)00359-V)
- Martínez G, Pérez H. 2003. Effect of different temperature regimes on reproductive conditioning in the scallop *Argopecten purpuratus*. *Aquaculture*. 228(1-4):153-167.

- Merino G, Uribe E, Soria G, von Brand E. 2009. A comparison of larval production of the northern scallop, *Argopecten purpuratus*, in closed and recirculating culture systems. *Aquacultural Engineering*. 40(2):95-103. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2008.11.002>
- Morris LA. 2020. Developing a protocol for the sustainable culture of microalgae for mangrove oyster (*Crassostrea rhizophorae*) under hatchery conditions in Jamaica. Reykjavik (Iceland): UNESCO GRÓ-Fisheries Training Programme. Final Project. 44 p.
- Narvarte MA, Pascual MS. 2001. Diet trials on tehuelche scallop *Aequipecten tehuelchus* (d'Orb) larvae. *Aquacult Int*. 9:127-131. <https://doi.org/10.1023/A:1014257008017>
- Nevejan N, Saez I, Gajardo G, Sorgeloos P. 2003a. Energy vs. essential fatty acids: What do scallop larvae (*Argopecten purpuratus*) need most?. *Comp Biochem Physiol Part B: Biochem Mol Biol*. 134(4):599-613. [https://doi.org/10.1016/S1096-4959\(03\)00020-4](https://doi.org/10.1016/S1096-4959(03)00020-4)
- Nevejan N, Saez I, Gajardo G, Sorgeloos P. 2003b. Supplementation of EPA and DHA emulsions to a *Dunaliella tertiolecta* diet: Effect on growth and lipid composition of scallop larvae, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819). *Aquaculture*. 217(1-4):613-632. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00585-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00585-9)
- O'Connor WA, Heasman MP. 1997. Diet and feeding regimens for larval doughboy scallops, *Mimachlamys asperrima*. *Aquaculture*. 158(3-4):289-303. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00194-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00194-4)
- Pauletto M, di Camillo B, Miner P, Huvet A, Quillien V, Milan M, Ferraresso S, Pegolo S, Patarnello T, Bargelloni L. 2018. Understanding the mechanisms involved in the high sensitivity of *Pecten maximus* larvae to aeration. *Aquaculture*. 497:189-199. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.07.059>
- Pérez EP, Azocar C, Araya A, Astudillo O, Ramos M. 2012. Comparison of growth among cohorts obtained *Argopecten purpuratus* larval recruitment in natural and hatchery = Comparación del crecimiento de *Argopecten purpuratus* entre cohortes obtenidas de captación de larvas en ambiente natural y de hatchery. *Lat Am J Aquat Res*. 40(4):1026-1038. <https://doi.org/10.3856/vol40-issue4-fulltext-18>
- Pérez HM, Brokordt K, Gallardo A, Vidal I, Guderley H. 2016. A diet rich in polyunsaturated fatty acids improves the capacity for HSP70 synthesis in adult scallop *Argopecten purpuratus* and their offspring. *Mar Biol*. 163:193. <https://doi.org/10.1007/s00227-016-2963-2>
- Posit Team. 2024. RStudio: Integrated Development Environment for R. v. 4.0.3. Boston (USA): Posit PBC. <http://www.posit.co>
- [PRODUCE] Ministerio de la Producción. 2022. Anuario Estadístico Pesquero y Acuicola. Lima (Peru): PRODUCE. Annual directory, 2022.
- Qiu T, Liu Y, Zheng J, Zhang T, Qi J. 2015. A feeding model of oyster larvae (*Crassostrea angulata*). *Physiol Behav*. 147:169-174. <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2015.04.043>
- Ramajo L, Fernández C, Núñez Y, Caballero P, Lardies MA, Poupin MJ. 2019. Physiological responses of juvenile Chilean scallops (*Argopecten purpuratus*) to isolated and combined environmental drivers of coastal upwelling. *ICES J Mar Sci*. 76(6):1836-1849. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsz080>
- Ramajo L, Marbà N, Prado L, Peron S, Lardies MA, Rodríguez-Navarro AB, Vargas CA, Lagos NA, Duarte CM. 2016. Biomineralization changes with food supply confer juvenile scallops (*Argopecten purpuratus*) resistance to ocean acidification. *Global Change Biol*. 22(6):2025-2037. <https://doi.org/10.1111/gcb.13179>
- Ramajo L, Valladares M, Astudillo O, Fernández C, Rodríguez-Navarro AB, Watt-Arévalo P, Núñez M, Grenier C, Román R, Aguayo P, et al. 2020. Upwelling intensity modulates the fitness and physiological performance of coastal species: Implications for the aquaculture of the scallop *Argopecten purpuratus* in the Humboldt Current System. *Sci Total Environ*. 745:140949. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140949>
- Ramos CD, da Silva FC, Gomes CHA, Langdon C, Takano P, Gray MW, de Melo CMR. 2021. Effect of larval density on growth and survival of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* in a recirculation aquaculture system. *Aquaculture*. 540:736667. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736667>
- Ran Z, Kong F, Xu J, Liao K, Xu X, Shi P, Chen K, Zhou C, Yan X. 2020. Fad and Elovl expressions, fatty acid compositions, and feed effects of three representative microalgae in *Sinonovacula constricta* (Lamarck 1818) at early developmental stages. *Aquaculture*. 521:735101. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735101>
- Rojas I, Cárcamo CB, Defranchi Y, Jenó K, Rengel J, Araya M, Tarnok ME, Aguilar L, Álvarez G, Schmitt P, et al. 2023. A diet rich in HUFAs enhances the energetic and immune response capacities of larvae of the scallop *Argopecten purpuratus*. *Animals*. 13(8):1416. <https://doi.org/10.3390/ani13081416>
- Rojas I, Rivera-Ingraham GA, Cárcamo CB, Jenó K, de la Fuente-Ortega E, Schmitt P, Brokordt K. 2021. Metabolic cost of the immune response during early ontogeny of the scallop *Argopecten purpuratus*. *Front Physiol*. 12:718467. <https://doi.org/10.3389/fphys.2021.718467>
- Sanjinez M, Berrú P, Taípe A, Alfaro S. 2016. Protocolo para muestreo biológico y biométrico de bivalvos marinos. Callao (Perú): Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Technical report. Vol. 43(4). 16 p.
- Sarkis A, Lovatelli A. 2022. Hatchery-based seed production of the Japanese scallop, *Mizuhopecten yessoensis*. Rome (Italy): FAO. 142 p. <https://doi.org/10.4060/cc0535en>
- Sicard MT, Maeda-Martínez AN, Ormart P, Reynoso-Granados T, Carvalho L. 1999. Optimum temperature for growth in the catarina scallop (*Argopecten ventricosus-circularis*, Sowerby II, 1842). *J Shell Res*. 18(2):385-392.
- Silveira M, Becerra GR, Araujo de Miranda GCH, Ramos FJP, Lagreze SFI, Brito FT, Nandi CG, Rodrigues de Melo CM. 2023. Effect of larval density and diet on the growth and survival of *Perna perna* mussels in recirculation system (RAS). *AquaTechnica:Revista Iberoamericana de Acuicultura*. 5(2):80-90. <https://doi.org/10.5281/zenodo.7987022>
- Smaal AC, Ferreira JG, Grant J, Petersen JK, Strand Ø. 2019. Goods and Services of Marine Bivalves. Cham (Switzerland): Springer International Publishing. 591 p. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-96776-9>
- Soria G, Merino G, von Brand E. 2007. Effect of increasing salinity on physiological response in juvenile scallops *Argopecten purpuratus* at two rearing temperatures. *Aquaculture*. 270(1-4):451-463. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.05.018>
- Soria G, Tordecillas-Guillen J, Cudney-Bueno R, Shaw W. 2010. Spawning induction, fecundity estimation, and larval culture of *Spondylus calcifer* (Carpenter, 1857) (Bivalvia: Spondylidae). *J Shell Res*. 29(1):143-149. <https://doi.org/10.2983/035.029.0108>
- Spencer BE. 2002. *Molluscan Shellfish Farming*. Oxford (UK): Blackwell Publishing. 274 p.
- Sühnel S, Squella FJL, da Silva FC, de Melo CMR. 2024. Water exchange rate and stocking density on the larviculture of the scallop *Nodipecten nodosus* in recirculation aquaculture system. *Aquaculture* 589:740922. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740922>

- Supan J. 2014. High-Density Rearing of Oyster Larvae in Flow-Through Systems. Fact sheet. N° 4311. Stoneville (USA): Southern Regional Aquaculture Center (SRAC). 5 p.
- Tidwell J. 2012. Aquaculture production systems. Oxford (UK):Wiley-Blackwell. 421 p.
- Torkildsen L, Magnesen T. 2004. Hatchery Production of Scallop Larvae (*Pecten maximus*) – Survival in Different Rearing Systems. *Aquacult Int.* 12(4–5):489-507. <https://doi.org/10.1023/B:AQUI.0000042143.53903.21>
- Turini CS, Sühnel S, Lagreze-Squella FJ, Ferreira JF, de Melo CMR. 2014. Effects of stocking-density in flow-through system on the mussel *Perna perna* larval survival. *Acta Sci Anim Sci.* 36(3):247. <https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v36i3.23685>
- Velasco LA, Barros J, Acosta E. 2007. Spawning induction and early development of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. *Aquaculture.* 266(1–4):153-165. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.02.015>
- Vinatea L, Andreatta ER. 1997. Comparative study of continuous and static water renewal strategies in the larviculture of *Penaeus paulensis* (Pérez Farfante, 1967) associated with high stocking densities and different water renewal rates. *Aquaculture.* 154(3–4):247-259. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00054-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00054-9)
- Walne PR, Spencer BE. 1974. Experiments on the growth and food conversion efficiency of the spat of *Ostrea edulis* L in a recirculation system. *ICES J Mar Sci.* 35(3):303-318. <https://doi.org/10.1093/icesjms/35.3.303>
- Winkler FM, Estévez BF. 2003. Effects of self-fertilization on growth and survival of larvae and juveniles of the scallop *Argopecten purpuratus* L. *J Exp Mar Biol Ecol.* 292(1):93-102. [https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(03\)00147-3](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(03)00147-3)
- Wolff M. 1988. Spawning and recruitment in the Peruvian scallop *Argopecten purpuratus*. *Mar Ecol Prog Ser.* 42:213-217. <https://doi.org/10.3354/meps042213>
- Yu XB, Zhao Z, Tang R, Xiong B, Wu ZL, Su SQ, Yao WZ. 2020. Assessment of the environmental purification of triangle sail mussel (*Hyriopsis cumingii*) in recirculating aquaculture systems. *Appl Ecol Environ Res.* 18(2):3439-3454. https://doi.org/10.15666/aecer/1802_34393454