

ARTÍCULO

Primeros estadios de cultivo a partir de carpósporas de *Chondracanthus chamissoi* de tres localidades de la costa peruana

First stages of cultivation from *Chondracanthus chamissoi* carpospores from three locations on the Peruvian coast

Samuel Arbaiza^{1*}, Patricia Gil-Kodaka², Natalia Arakaki³ y Krisler Alveal⁴

¹Maestría en Acuicultura, Universidad Nacional Agraria La Molina, La Molina, Lima, Perú

²Facultad de Pesquería, Universidad Nacional Agraria La Molina, La Molina, Lima, Perú. pgilkodaka@lamolina.edu.pe

³Banco de Germoplasma de Organismos Acuáticos, Instituto del Mar del Perú, Callao, Perú. narakaki@imarpe.gob.pe

⁴Departamento de Oceanografía, Universidad de Concepción, Concepción, Chile. kalveal@udec.cl

*Autor correspondiente: sarbaiza@lamolina.edu.pe

Abstract. *Chondracanthus chamissoi* is a red seaweed of commercial importance that is intensively harvested along the Peruvian coast, so it is necessary to have a greater knowledge that leads to develop their cultivation. In this study, specimens from three locations were grown: Paiján (7°46'S; 79°25'W), Ancón (11°46'S; 77°11'W) and Mendieta (14°3'S; 76°15'W). The feasibility of the carpospores methodology is postulated as an alternative to develop its cultivation. In addition, it is proposed that there are similarities in reproductive potential (PR) and the first stages of culture (spore release, settlement and growth) between localities. The RP was higher for Ancón specimens (320 million of spores), followed by Mendieta (144 million) and Paiján (12 million). However, the spore release process for the start of the culture was more effective for Paiján, with an amount of carpospores released of $6.2 \pm 1\%$ of their PR (795,125 \pm 141,121 carpospores per solution), followed by Mendieta with $0.8 \pm 0.12\%$ of its PR (1,134,500 \pm 181,259) and Ancón with $0.4 \pm 0.1\%$ of their PR (1,342,625 \pm 387,436). After 120 days of cultivation, a density of 31 seedlings per cm² was obtained for Ancón, 49 for Mendieta and 18 for Paiján. It is concluded that the culture of *C. chamissoi* using the carpospore methodology is possible. Likewise, there are differences between the PR values and first stages of cultivation of *C. chamissoi* from three different locations.

Key words: Carpospores, yuyo, chicoria, edible seaweed, culture viability

Resumen. *Chondracanthus chamissoi* es un alga roja de importancia comercial que es cosechada intensamente a lo largo de la costa peruana, por lo que es necesario que exista un mayor conocimiento que conlleve a desarrollar su cultivo. En este estudio, se cultivaron especímenes de tres localidades: Paiján (7°46'S; 79°25'O), Ancón (11°46'S; 77°11'O) y Mendieta (14°3'S; 76°15'O). Se postula la factibilidad de la metodología de carpósporas como alternativa para desarrollar su cultivo. Además, se propone que existen similitudes en el potencial reproductivo (PR) y los primeros estadios de cultivo (liberación de esporas, asentamiento y crecimiento) entre las localidades. El PR fue mayor para los especímenes de Ancón (320 millones de esporas), seguido de Mendieta (144 millones) y Paiján (12 millones). Sin embargo, el proceso de liberación de esporas para el inicio de los cultivos fue más efectivo para Paiján, con una cantidad de carpósporas liberadas de $6,2 \pm 1\%$ de su PR (795.125 \pm 141.121 carpósporas por solución), seguido de Mendieta con $0,8 \pm 0,12\%$ (1.134.500 \pm 181.259) y Ancón con $0,4 \pm 0,1\%$ de su PR (1.342.625 \pm 387.436). Después de 120 días de cultivo se obtuvo una densidad de 31 plántulas por cm² para Ancón, 49 para Mendieta y 18 para Paiján. Se concluye que es posible desarrollar el cultivo utilizando la metodología de carpósporas. Asimismo, se constatan diferencias entre el PR y los primeros estadios de cultivo de *C. chamissoi* proveniente de tres localidades distintas.

Palabras clave: Carpósporas, yuyo, chicoria, alga comestible, viabilidad cultivo

INTRODUCCIÓN

Chondracanthus chamissoi (C. Agardh) Kützinger comúnmente conocido como “yuyo”, “mococho” o “chicoria de mar” es un alga roja endémica de las costas del Pacífico sudamericano, que se distribuye desde Paita en Perú (5°04'S; 81°05'O) hasta Chiloé en Chile (42°40'S; 73°55'O) (Dawson *et al.* 1964, Ramírez & Santelices 1991, Riofrio 2003). Los pescadores locales la cosechan debido a su importancia comercial para consumo humano directo y como materia prima para la extracción de carragenano (Acleto 1986a, Bulboa *et al.* 2013). En Perú, es considerada una de las algas rojas más abundantes (Acleto 1986a,

Carbajal *et al.* 2005a, b) y presenta una creciente demanda, la cual se ve reflejada en el incremento de los precios en los mercados. En el Mercado Mayorista Pesquero de Ventanilla (Callao) el precio por kilogramo de alga fresca se ha incrementado en un 500% en un periodo de 15 años, *i.e.*, el valor ha subido de 0,50 US\$ por kg a 2,50 US\$ por kg (PRODUCE 2016a).

C. chamissoi tiene un ciclo vital trifásico isomórfico (Ávila *et al.* 2011). Habita en las zonas rocosas del intermareal y submareal, hasta los 15 m de profundidad (Bulboa & Macchiavello 2006). Tiene una alta plasticidad morfológica con un talo membranoso y flexible que puede

variación en tamaño, forma, color y en la amplitud y grado de ramificación (Dawson *et al.* 1964, Acleto 1986b, Pariona 2004 Calderon *et al.* 2010). Asimismo, *C. chamissoi* tiene diferentes estrategias reproductivas que le permiten mantener sus poblaciones naturales; tales como la formación de un sistema crustoso basal permanente que tiene la habilidad de regenerar nuevas frondas (Alveal 2001), la producción de propágulos (tetrásporas y carpósporas) y la fragmentación del talo (Bulboa *et al.* 2013).

Alveal (2001) calcula el alto potencial reproductivo (PR) de *C. chamissoi* de Concepción (Chile) con una cantidad aproximada de 150 millones de carpósporas por individuo reproductivo y un rango de 35.000 a 45.000 carpósporas por cistocarpo. Debido a este alto potencial reproductivo, el cultivo de esta especie a partir de esporas tiene la ventaja de obtener una producción masiva a partir de pequeñas cantidades de material fértil (Macaya 2001, Bulboa *et al.* 2013), abriendo la posibilidad de seleccionar variedades para la producción de una mejor calidad de plantas (Alveal *et al.* 1995). Con este tipo de cultivo también se puede controlar el crecimiento de diferentes fases del alga (gametofítica, tetrásporofítica) o una combinación de ambas, permitiendo que puedan ser cultivadas acorde a los requerimientos del mercado (Macaya 2001). Diversas investigaciones relacionadas al cultivo de esta especie se han desarrollado en Chile (Macaya 2001, Macchiavello *et al.* 2003, Bulboa *et al.* 2005, 2008, 2010, 2013; Bulboa 2006, Bulboa & Macchiavello 2006, Ávila *et al.* 2011, Barrientos & Otaíza 2014). Sin embargo, en Perú, no se han documentado ni validado a la fecha trabajos o investigaciones de cultivo a partir de esporas de esta especie.

A pesar que diversos autores señalan que el crecimiento, desarrollo y los procesos reproductivos de las algas dependen de los factores bióticos y abióticos del hábitat donde se desarrollan (Lobban & Harrison 1994, Alveal 2001, Roberson & Coyer 2004, Stewart 2006), no se ha documentado la existencia de diferencias entre el valor del potencial reproductivo y las primeras fases de desarrollo (bajo una misma condición de cultivo) de *C. chamissoi* de distintas localidades. Esta información puede servir de base metodológica para la selección de localidades que presenten los individuos con mejores características para desarrollar el cultivo a partir de carpósporas de *C. chamissoi* en el país y así asegurar la conservación de este importante recurso algal.

Por lo tanto, el objetivo de este trabajo fue determinar la factibilidad de la metodología de cultivo a partir de esporas como alternativa para la producción de *C. chamissoi*, en tres localidades de la costa peruana que presentan una elevada presión extractiva. Se hipotetiza que el potencial

reproductivo y el desarrollo de los primeros estadios de cultivo (liberación de esporas, asentamiento, crecimiento) son similares en los individuos de *C. chamissoi* provenientes de las tres localidades estudiadas. Esto permitiría brindar bases técnicas para desarrollar proyectos de cultivo de esta especie en la costa peruana, disminuyendo la presión extractiva y favoreciendo el desarrollo de actividades sostenibles a nivel local.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los especímenes de *C. chamissoi* fueron recolectados mediante buceo autónomo, de tres localidades con una alta actividad extractiva del recurso. Paján (Ascope, La Libertad) ($7^{\circ}46'S$; $79^{\circ}25'O$), distrito de pescadores y agricultores ubicado en el norte del Perú, presenta una playa abierta con sustrato rocoso uniforme a lo largo de toda la línea de costa. Las praderas de *C. chamissoi* crecen en un rango de 1 a 1,5 m de profundidad, quedando expuestas en el periodo de bajamar. Esta situación favorece una alta actividad extractiva de *C. chamissoi* por asociaciones de algueros a lo largo de todo el año, los cuales comercializan el recurso en los mercados del norte del país para consumo humano directo. Ancón (Lima) ($11^{\circ}46'S$; $77^{\circ}11'O$), distrito turístico y de alta actividad pesquera que presenta praderas de *C. chamissoi* limitadas a los bordes rocosos de la playa, dado que el fondo es arenoso en toda su extensión. Existe una moderada actividad extractiva, realizada por pescadores artesanales que extraen el recurso en meses de alta demanda (diciembre-junio). La zona es muy vulnerable debido a su condición de balneario, así como su cercanía a centros urbanos. Mendieta (Reserva Nacional de Paracas, Pisco, Ica) ($14^{\circ}3'S$; $76^{\circ}15'O$), presenta playas con praderas de *C. chamissoi* intermareales y submareales, que se distribuyen a lo largo de toda la línea de costa, con fondos de naturaleza conchuelo-pedregosos. Presenta una alta actividad extractiva a lo largo de todo el año, realizada por asociaciones de algueros. Estos comercializan el recurso en los mercados de Lima para consumo humano directo y/o procesamiento para la industria del carragenano.

El material colectado fue transportado al Instituto del Mar del Perú - IMARPE (Banco de Germoplasma de Organismos Acuáticos y Laboratorio de Ecofisiología) localizado en Chucuito, Callao ($12^{\circ}3'S$; $77^{\circ}9'O$). Las muestras, dentro de contenedores térmicos aislados, fueron mantenidas a una temperatura entre 10 y 15 °C. Una vez en el laboratorio, los especímenes fueron lavados con agua de mar filtrada y sometidos a una limpieza manual exhaustiva eliminando suciedades y epífitos. Aleatoriamente 15 especímenes cistocápicos de cada población, con disco basal, ejes principales y secundarios completos (no rotos), fueron seleccionados para los análisis posteriores.

CÁLCULO DEL POTENCIAL REPRODUCTIVO (PR)

Antes de calcular el PR, se determinó el peso total de cada individuo cistocárpico (P) seleccionado. Luego se disectaron 8 trozos por espécimen (4 trozos entre la zona media - basal y 4 trozos entre la zona media - apical del eje principal). Cada trozo de aproximadamente 1 cm de longitud fue pesado. Luego se contabilizó el número de cistocarpos maduros presentes (superficie del talo, ramas secundarias y pínulas), mediante observación directa en un estereoscopio Nikon® SMZ 745. Una vez obtenida la cantidad de cistocarpos por trozo (de peso conocido), se obtuvo la cantidad de cistocarpos por gramo (Cg).

Para calcular el número de carpósporas por cistocarpo, se diseccionaron aleatoriamente 12 cistocarpos maduros del eje principal de cada espécimen. Cada cistocarpo fue puesto en una placa petri con 5 mL de agua de mar esterilizada y con la ayuda de los estiletes se liberó todo el contenido. La cantidad de carpósporas presente en la placa petri se determinó utilizando una cámara de Sedgewick Rafter. Finalmente, se extrapó el valor total de carpósporas disueltas en la placa petri al número de carpósporas por cistocarpo (Cc), dado que todas las carpósporas presentes en la placa petri provienen de un solo cistocarpo maduro. Para calcular el PR de cada individuo cistocárpico, se utilizó la siguiente fórmula: $PR = Cg \times Cc \times P$.

CULTIVO A PARTIR DE CARPÓSPORAS

El cultivo a partir de carpósporas se desarrolló de manera independiente para Paiján, Ancón y Mendieta (*i.e.*, tratamiento), aunque fueron expuestos a las mismas condiciones de cultivo. Cada tratamiento tuvo 4 repeticiones, totalizando 12 unidades experimentales.

LIBERACIÓN DE CARPÓSPORAS

Láminas provenientes de especímenes cistocárpicos de cada localidad fueron dispuestas en grupos de 5 g de peso (4 repeticiones por población), secadas con papel toalla, cubiertas con papel aluminio y colocadas entre 4 y 5 °C para inducir la esporulación (Alveal *et al.* 1995). Después de 3 h cada grupo fue colocado en matraces de 500 mL con agua de mar filtrada para liberar las carpósporas. Los matraces estuvieron expuestos a una irradiancia de 40 $\mu\text{mol foton m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (LI-1400 data Logger LI-COR Biosciences), a una temperatura entre 19-20 °C y aireación abundante para evitar el asentamiento de las carpósporas. Después de 12 h, el material fértil fue removido y se determinó el número de carpósporas liberadas en cada matraz mediante 3 conteos de alícuotas de 1 mL en la cámara de Sedgewick Rafter. Como resultado de esta etapa se obtuvieron cuatro soluciones de carpósporas por cada localidad.

INOCULACIÓN DE CARPÓSPORAS SOBRE CUERDAS

Las cuatro soluciones de carpósporas para cada localidad fueron inoculadas independientemente sobre los sustratos artificiales. Cada sustrato consistía en un marco de PVC enrollado con cuerdas de polipropileno de 5 mm (área efectiva de asentamiento de 90 cm²), los cuales fueron colocados horizontalmente en el fondo de botellas de plástico con 1 L de agua de mar filtrada (solo filtros mecánicos de 20, 10, 5 y 1 μm). Previamente las cuerdas de polipropileno fueron hervidas con bicarbonato de sodio por una hora (1 cucharada de bicarbonato por 1 L de agua), tomando en cuenta la afinidad del asentamiento de las esporas con sustratos calcáreos (Macaya 2001, Pariona & Gil-Kodaka 2011). Así mismo, cada sustrato presentó un área efectiva para el asentamiento de 90 cm² (1,5 m de longitud efectiva) expuesta a la "lluvia de esporas". Las 12 botellas (4 botellas por localidad), con los sustratos inoculados, fueron mantenidas por 24 h a temperatura entre 19 y 22 °C, 12:12 (luz: oscuridad), 60-80 $\mu\text{mol foton m}^{-2} \text{s}^{-1}$, con un ligero burbujeo para permitir el asentamiento de las carpósporas sobre los sustratos artificiales. Después de 24 h, los sustratos fueron retirados para evaluar el asentamiento de carpósporas y realizar el cambio de medio de cultivo.

EVALUACIÓN DEL ASENTAMIENTO E INICIO DEL CULTIVO

Para determinar el número de carpósporas asentadas sobre los sustratos artificiales, se realizaron conteos de 25 áreas de 1 mm², seleccionadas aleatoriamente de la superficie total inoculada de cada sustrato (90 cm²). En total se midieron de manera independiente los 12 sustratos inoculados (4 por cada localidad) bajo un estereoscopio Nikon® SMZ 745. Una vez finalizada la medición, cada sustrato inoculado fue puesto nuevamente en las botellas de plástico con 4 L de agua de mar filtrada (solo filtros mecánicos de 20, 10, 5 y 1 μm) a una temperatura entre 19 y 22 °C, fotoperiodo de 16:08 (luz: oscuridad), 60 $\mu\text{mol foton m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (LI-1400 data Logger LI-COR Biosciences) y abundante aireación para el inicio de los cultivos. Cabe resaltar que cada botella de plástico fue independiente, sin recirculación o movimiento continuo de agua entre los sistemas de cultivo. Por lo tanto, se realizaron 2 recambios semanales del 50% del agua de mar adicionando 0,5 mL de nutriente foliar BestGarden®, el cual tenía una concentración de 12 mg de nitrógeno, 1,6 mg de fósforo y 2,92 mg de potasio por litro de nutriente.

CRECIMIENTO Y EVALUACIÓN DE LA SUPERVIVENCIA

Mediciones semanales de talla (longitud desde disco de fijación hasta el ápice), de 50 brotes seleccionados aleatoriamente de cada sustrato, fueron realizadas en un estereoscopio Nikon® SMZ 745 (en total 12 mediciones: 4 por localidad). Cada sustrato estuvo compuesto de 10 líneas de cuerda de polipropileno enrollado sobre el marco de PVC. Por lo tanto, se seleccionaron 5 brotes por línea de cuerda descendiendo de un extremo a otro del sustrato. Con esta medida se determinó la tasa de crecimiento mediante la siguiente fórmula, detallada por Bulboa (2006):

$$TC (\% \text{ por día}) = \{[(Tf \times To^{-1})^{(t)}] - 1\} \times 100$$

Donde TC es la tasa de crecimiento, Tf es la talla final, To es la talla inicial y t el tiempo de duración en días del cultivo. La evaluación duró de 16 semanas. El número de plántulas al final del experimento fue determinado por conteo directo de 25 áreas de 1 cm², seleccionadas aleatoriamente de la superficie de cada sustrato artificial. Estos resultados fueron extrapolados a la superficie total inoculada de cada sustrato (90 cm²) para obtener la relación plántulas por cm².

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todas las variables evaluadas fueron analizadas mediante pruebas no paramétricas debido a que los datos no se ajustaron a una distribución normal bajo la prueba de Anderson – Darling ($\alpha = 0,05$). Por ende, se desarrolló la prueba de Kruskal-Wallis ($\alpha = 0,05$) para determinar la existencia de diferencias significativas entre las localidades. De existir diferencias significativas, se utilizó la prueba de Mann-Whitney ($\alpha = 0,05$) para determinar la relación de diferencias entre las localidades. Se utilizó el paquete estadístico MINITAB 17.

RESULTADOS

CÁLCULO DEL POTENCIAL REPRODUCTIVO (PR)

Los valores de potencial reproductivo (PR) de *C. chamissoi* fueron significativamente diferentes ($P < 0,05$) entre los especímenes de Ancón, Paiján y Mendieta. Los especímenes de Ancón fueron los que presentaron los valores más altos de PR ($329.774.426 \pm 101.495.938$), seguido de Mendieta ($144.576.920 \pm 66.824.693$) y finalmente Paiján ($12.869.573 \pm 6.053.747$) ($P < 0,05$) (Tabla 1).

Tabla 1. Potencial reproductivo (PR) de *C. chamissoi* de Ancón, Paiján y Mendieta /
Reproductive potential (PR) of *C. chamissoi* from Ancón, Paiján and Mendieta

Características evaluadas	Valor	Localidad		
		Ancón	Paiján	Mendieta
Número de cistocarpos (por gramo)	Máximo	6.200	2.742	3.388
	Mínimo	2.229	1.620	1.160
	Promedio	3.384 ± 1.017^a	2.168 ± 365^b	2.199 ± 642^b
Número total de cistocarpos (por espécimen)	Máximo	16.221	4.792	9.070
	Mínimo	8.643	1.021	1.600
	Promedio	16.488 ± 5.075^a	2.574 ± 1.210^c	4.819 ± 2.227^b
Número de carpósporas (por cistocarpo)	Máximo	40.000	15.000	60.000
	Mínimo	20.000	5.000	30.000
	Promedio	20.000^b	5.000^c	30.000^a
Potencial reproductivo (cantidad total de carpósporas que pueden ser liberadas por especimen)	Máximo	539.748.000	239.607.000	272.085.600
	Mínimo	172.864.800	5.103.000	48.000.000
	Promedio	$329.774.426 \pm 101.495.938^a$	$12.869.573 \pm 6.053.747^c$	$144.576.920 \pm 66.824.693^b$

^{a,b,c}Diferencias significativas determinadas por la prueba de Mann-Whitney ($\alpha = 0,05$) donde $a > b > c$

Tabla 2. Resultados de cada etapa del cultivo de *C. chamissoi* a partir de carpósporas de Ancón, Paiján y Mendieta / Results at each stage of *C. chamissoi* culture via carpospores from Ancón, Paiján and Mendieta

Característica evaluada	Descripción	Localidad		
		Ancón	Paiján	Mendieta
Liberación de carpósporas	Peso de individuos cistocárpicos (g)	4,5 ± 0,5 ^a	4,5 ± 0,6 ^a	5,1 ± 0,3 ^a
	Relación de carpósporas liberadas por gramo de individuo cistocárpico	2685,3 ± 774,8 ^a	1590,3 ± 282,2 ^b	2269 ± 362,5 ^a
	Número total de carpósporas liberadas en la solución (carpósporas por solución)	1.342.625 ± 387.436 ^a	795.125 ± 141.121 ^b	1.134.500 ± 181.259 ^a
	Eficiencia (% de carpósporas liberadas con respecto al PR)	0,4 ± 0,1 ^c	6,2 ± 1,1 ^a	0,78 ± 0,12 ^b
Asentamiento de carpósporas sobre los sustratos artificiales	Número de carpósporas asentadas por cm ² de sustrato artificial	750 ± 100 ^a	450 ± 50 ^c	600 ± 100 ^b
	Número total de carpósporas asentadas por sustrato artificial (área de 90 cm ²)	67.500 ± 11.620 ^a	40.500 ± 5.196 ^c	54.000 ± 14.697 ^b
	Porcentaje de asentamiento del total de carpósporas inoculadas (%)	5 ^a	5 ^a	4,8 ^a
Crecimiento de las plántulas sobre los sustratos artificiales	Tasa de crecimiento diario de las plántulas (%)	2,4 ± 0,12 ^a	1,6 ± 0,05 ^b	2,3 ± 0,03 ^a
	Talla final de las plántulas (µm)	671,1 ± 69,5 ^a	364,3 ± 31,6 ^c	447,6 ± 55,4 ^b
Supervivencia de plántulas	Número final de plántulas sobre los sustratos artificiales	2833 ± 1590 ^b	1680 ± 381 ^c	4463 ± 766 ^a
	Número de plántulas por cm ²	31 ± 17 ^b	18 ± 4 ^c	49 ± 8 ^a
	Supervivencia del total de carpósporas asentadas (%)	4,2 ± 1 ^a	4 ± 1,5 ^a	9 ± 0,7 ^a

^{a,b,c}Diferencias significativas determinadas por la prueba de Mann-Whitney ($\alpha = 0,05$) donde $a > b > c$

CULTIVO A PARTIR DE CARPÓSPORAS

El proceso de liberación de carpósporas fue significativamente más efectivo para Paiján ($P < 0,05$) con 795.125 ± 141.121 carpósporas por solución, lo que representa un $6,2 \pm 1,1\%$ de su PR. Sigue Mendieta con $1.134.500 \pm 181.259$ carpósporas por solución ($0,78 \pm 0,12\%$ de su PR) y finalmente Ancón con $1.342.625 \pm 387.436$ carpósporas por solución ($0,4 \pm 0,1\%$ de su PR) (Tabla 2).

Después de 24 h de realizada la inoculación sobre los sustratos artificiales, se observó que solo el 5% de las carpósporas inoculadas se asentaron sobre las cuerdas. Esto fue válido para todas las localidades. Los valores más altos de número total de carpósporas asentadas en los sustratos de 90 cm² se presentaron para los individuos de Ancón (67.500 ± 11.620 carpósporas asentadas), seguido de Mendieta (54.000 ± 14.697 carpósporas asentadas) y finalmente Paiján (40.500 ± 5.196 carpósporas asentadas) ($P < 0,05$) (Tabla 2).

No se observaron diferencias en los primeros estadios de desarrollo en las tres localidades de estudio. Es decir, en todas las localidades se observó la formación de los discos

de fijación pasados 15 a 21 días de realizada la inoculación de las carpósporas. Desde el día 30 se observó la formación del eje principal sin ramificaciones y finalmente después del día 50, se observaron brotes a partir del mismo disco de fijación (Fig. 1). Así mismo, a partir de la primera semana de cultivo se evidenció la presencia de microorganismos creciendo sobre toda la superficie de los sustratos artificiales. En algunas áreas estos microorganismos cubrían los sustratos con una matriz gelatinosa o biopelícula, la cual impedía el asentamiento de las carpósporas de *C. chamissoi* y ocasionaba que estas esporas se desarrollaran sin haberse asentado. Por lo tanto, estos individuos no fueron tomados en cuenta para el análisis de crecimiento. Los valores de crecimiento de las plántulas a lo largo del cultivo fueron más altos en Ancón, seguido de Mendieta y finalmente Paiján (Fig. 2). Las tasas de crecimiento diarias fueron para los especímenes provenientes de Ancón (2,4%) y Mendieta (2,3%), mientras que en Paiján se observó un valor menor (1,6%) ($P < 0,05$) (Tabla 2). Dos botellas tuvieron que ser retiradas del análisis (una de Ancón y la otra de Paiján), debido a inconvenientes con la calidad de agua.

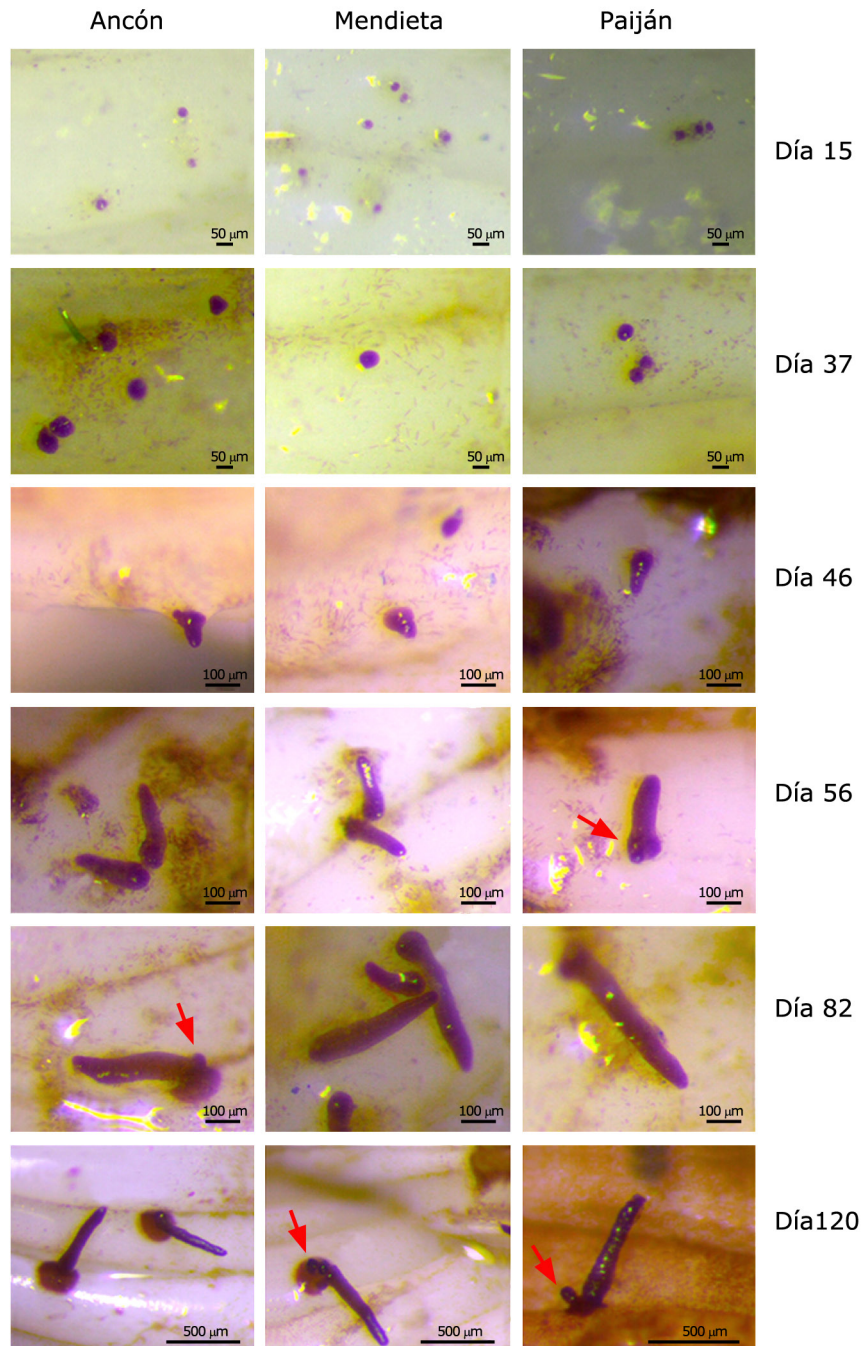


Figura 1. Desarrollo de plántulas de *C. chamissoi* a través del cultivo de carpósporas de Ancón, Mendieta y Paiján sobre cuerdas de polipropileno en condiciones de cultivo semi-controladas. Las flechas rojas indican la formación de nuevos brotes a partir de un mismo disco / Seedling development of *C. chamissoi* through carpospores cultivation from Ancón, Mendieta and Paiján on polypropylene ropes under semi-controlled cultivation conditions. Red arrows indicate formation of new shoots of the same disk

La talla final de las plántulas de los cultivos fue significativamente mayor para Ancón ($671,1 \pm 69,5 \mu\text{m}$), seguido por los cultivos de Mendieta ($447,6 \pm 55,4 \mu\text{m}$) y finalmente de Paiján ($364,3 \pm 31,6 \mu\text{m}$) ($P < 0,05$) (Tabla 2, Fig. 2). El número de plántulas sobrevivientes en los sustratos de 90 cm^2 fue mayor en Mendieta (4.463 ± 766 plántulas), seguido de Ancón (1.680 ± 381 plántulas) y Paiján (2.833 ± 1.590 plántulas), con una supervivencia de 9, 4,2 y 4%, respectivamente ($P < 0,05$) (Tabla 2).

DISCUSIÓN

La factibilidad de la metodología de cultivo a partir de carpósporas como una alternativa de producción sostenible, fue determinada Ancón, Paiján y Mendieta, localidades que presentan una escasez de *C. chamissoi* debido a factores antropogénicos, como la presión extractiva y/o deterioro del ambiente (Carbajal *et al.* 2005a, b). Las praderas de *C. chamissoi* de estas localidades se encuentran además en áreas circundantes a los principales puntos de desembarque

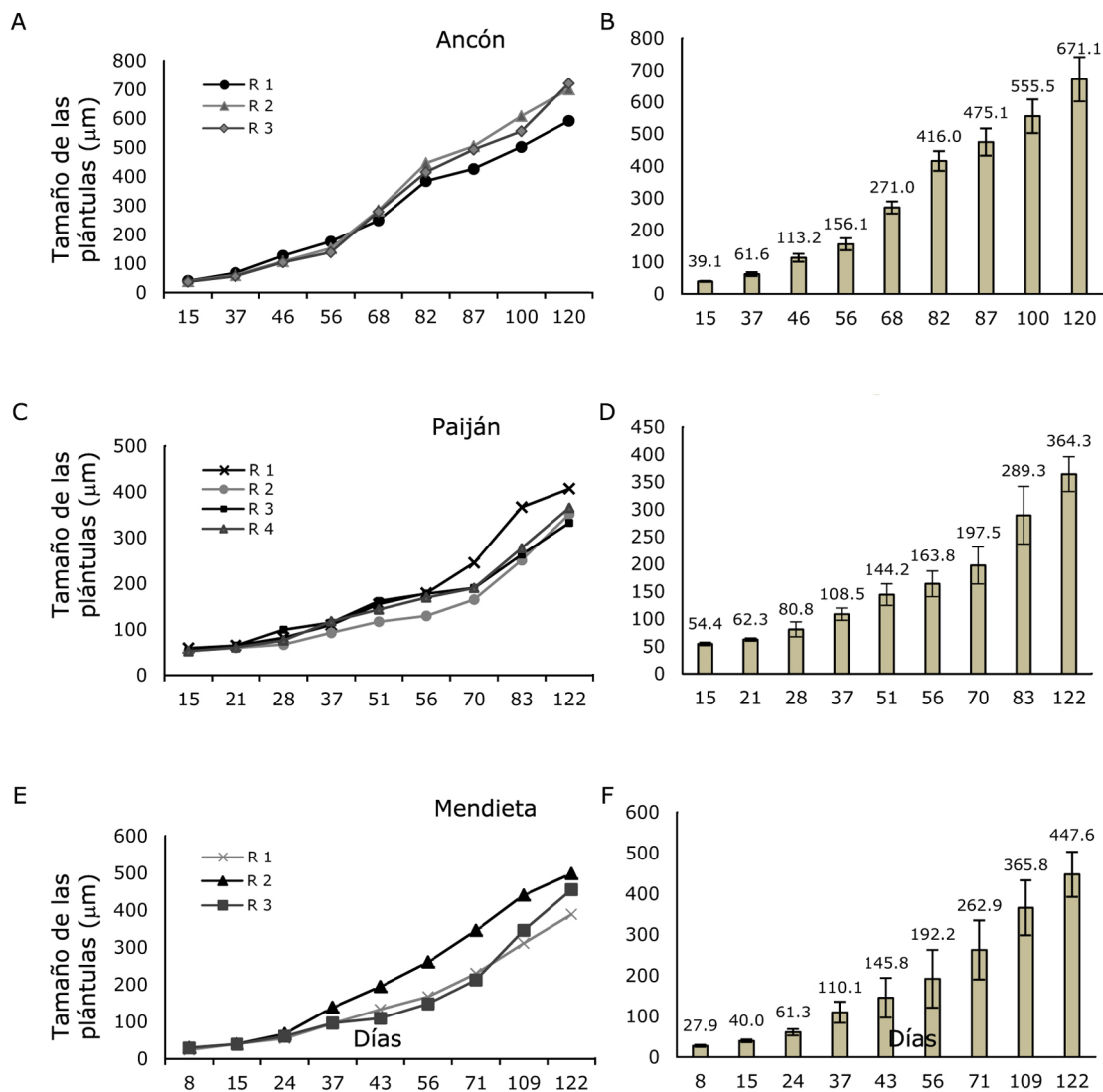


Figura 2. Crecimiento de las plántulas de *C. chamissoi* de Ancón, Paján y Mendieta durante el cultivo bajo condiciones semi-controladas. A, C y E) Crecimiento de las plántulas de *C. chamissoi* correspondiente a las repeticiones (R1, R2, R3 y R4) de un mismo tratamiento (localidad). B, D y F) Crecimiento de las plántulas de *C. chamissoi* durante el cultivo representado por el tamaño promedio / Seedling growth of *C. chamissoi* from Ancón, Paján and Mendieta during cultivation under semi-controlled conditions. A, C, and E) Growth of *C. chamissoi* seedlings corresponding to replicates (R1, R2, R3 and R4) of the same treatment (locality). B, D and F) Growth of *C. chamissoi* seedlings during cultivation represented by average size

de recursos hidrobiológicos del litoral peruano (PRODUCE 2016b). De esta manera, desarrollar el procedimiento de cultivo con especímenes de estas localidades brinda el sustento y respaldo técnico adecuado para fomentar el desarrollo de proyectos de cultivo locales de *C. chamissoi*.

Características morfológicas evaluadas en los especímenes provenientes de Ancón, Paján y Mendieta mostraron diferencias debido posiblemente a la localización de las 3 praderas naturales. La pradera de Mendieta se encuentra en una playa semi-protégida y es submareal, mientras que la pradera de Ancón se encuentra en una playa protegida y es intermareal. En cuanto a Paján, la pradera se encuentra en una playa expuesta y es intermareal. Lobban &

Harrison (1994) detallan que las características morfológicas de las algas pueden depender del movimiento del agua, acción del oleaje y las corrientes. Según los autores, en zonas con poca acción de las olas, las algas pueden tener talos gruesos y alcanzar mayores tamaños, a diferencia de zonas con elevado movimiento de agua y acción fuerte del oleaje, donde las algas suelen ser delgadas y de pequeño porte. Por otro lado, se conoce que *C. chamissoi* presenta una alta plasticidad morfológica (Aceto 1986b, Pariona 2004, Bulboa *et al.* 2006, Calderón *et al.* 2010, Yang *et al.* 2015). El potencial reproductivo (PR) fue determinado para cuantificar la eficiencia del proceso de liberación de carpósporas (porcentaje de carpósporas liberadas en

la solución de esporas con respecto al valor del PR). Especímenes de las 3 localidades fueron inducidos a esporular bajo los mismos estímulos (oscuridad, cambio de temperatura y desecación), obteniéndose distintos porcentajes de eficiencia. La evidencia sugiere que la liberación de carpósporas está controlada por factores ambientales del hábitat donde se desarrollan las algas (Santelices 1990, Lobban & Harrison 1994, Macaya 2001). Por tanto, los especímenes provenientes de la zona intermareal de Paiján son susceptibles a los largos periodos de desecación, a diferencia de los especímenes de Ancón y Mendieta, los cuales tienen un hábito submareal. Macaya (2001) sugiere que muchas algas rojas submareales son menos tolerantes a salinidades extremas que algas intermareales. A pesar del distinto hábitat de origen, en todos los tratamientos se obtuvo una solución de carpósporas con densidades que pueden sustentar los procesos de cultivo.

El bajo porcentaje de asentamiento en los sustratos artificiales (5% del total de carpósporas inoculadas), evidenciado de manera independiente en las 3 localidades, puede estar asociado a la alta tasa de mortalidad. Este fenómeno ha sido reportado por varios autores para las etapas tempranas del desarrollo algal (Santelices 1990, Glenn *et al.* 1996, Ávila *et al.* 1999, Maggs & Callow 2003, Bulboa 2006). Numerosos factores influyen en el asentamiento de esporas, entre los cuales se encuentran la naturaleza del sustrato, las interacciones bióticas y las variables fisicoquímicas (Lobban & Harrison 1994, Maggs & Callow 2003, Agrawal 2009). De acuerdo a Maggs & Callow (2003), la presencia de biopelículas bacterianas influye en el asentamiento de esporas alterando la topografía de la superficie y las propiedades fisicoquímicas del sustrato. Ciertas bacterias del género *Pseudoalteromonas*, *Alteromonas* o *Pseudomonas* forman biopelículas en diferentes ambientes marinos y producen una variedad de compuestos que tienen propiedades anti-incrustantes con la capacidad de inhibir el asentamiento de esporas (Maggs & Callow 2003, Agrawal 2009). Existen además estudios que demuestran la actividad inhibitoria de bacterias en el asentamiento y germinación de esporas en *Ulva lactuca* y *Polysiphonia* (Egan *et al.* 2000, Silva-Aciaras & Riquelme 2008). Así mismo, Agrawal (2009) indica que la fijación de las diatomeas en el sustrato puede prevenir el asentamiento y la germinación de esporas en *Monostroma* y *Fucus spiralis*. En el presente estudio, el agua de mar utilizada para los cultivos fue filtrada mecánicamente (20, 10, 5 y 1 μm), sin tratamientos de esterilización ni adición de productos químicos que pudieran impedir el desarrollo de microorganismos.

A pesar de las elevadas mortalidades, se obtuvo un buen asentamiento de carpósporas en los sustratos artificiales, si se compara con los resultados obtenidos por Bulboa (2006): 280 ± 20 carpósporas por cm^2 . Como el valor de asentamiento más bajo en esta investigación fue de 400 carpósporas por cm^2 (Paiján), se puede decir que se ha obtenido un óptimo asentamiento, a pesar que solo el 5% de las esporas inoculadas se asentaron sobre los sustratos artificiales. Además, en este cultivo experimental se han requerido 3,3 g de material fértil para esporular, en condiciones semi-controladas, 1 m de cuerda de 5 mm. Estos son parámetros similares a los utilizados por Bulboa (2006), quien utilizó 40 g de alga para esporular 15 m de cuerda de 3 mm (2,6 g por metro de cuerda de 3 mm), en condiciones controladas de laboratorio. Los valores de crecimiento de las plántulas en todas las localidades no fueron óptimos. Previamente, Bulboa (2006) obtuvo plántulas de *C. chamissoi* de 900 μm después de 60 días de cultivo en condiciones controladas. En el presente estudio, después de 120 días de cultivo se logró una supervivencia entre 4 y 9% del total de carpósporas asentadas inicialmente, obteniéndose para Ancón 31 plántulas por cm^2 , 49 para Mendieta y 18 para Paiján. La obtención de este resultado, indica que este proceso debe ser optimizado. Bulboa *et al.* (2013) demostraron que es más conveniente para la etapa de incubación de plántulas de *C. chamissoi* usar sistemas de cultivo con entradas continuas de agua de mar, para obtener un suministro constante de nutrientes y evitar cambios abruptos de las condiciones fisicoquímicas. Dichos cambios se observaron en el presente estudio, en los cultivos con botellas sin flujo de agua, especialmente en 2 botellas que tuvieron que ser retiradas del análisis.

Los resultados demuestran que los valores de capacidad reproductiva y los primeros estadios de cultivo (liberación de esporas, asentamiento y crecimiento) difieren en las tres localidades de *C. chamissoi* evaluadas. Sin embargo, a pesar de las diferencias, se demuestra la posibilidad de desarrollar el cultivo de *C. chamissoi* mediante la metodología de carpósporas bajo condiciones de cultivo similar. Por lo tanto, esta investigación genera una base técnica que sin duda fomentará proyectos de cultivo locales que aprovechen el alto potencial reproductivo de esta especie para cultivarla a partir de carpósporas. Se debe tener en consideración el hábito y las características ecológicas de los especímenes a recolectar, dado que las condiciones de cultivo por sí solas pueden asegurar la eficacia, más no la eficiencia del proceso (liberación de esporas, asentamiento, crecimiento y supervivencia). Así mismo, se deben realizar mejoras a los sistemas de cultivo empleados para hacer rentable el procedimiento de cultivo, como implementación de un sistema de recirculación de flujo continuo y la optimización del proceso de control de la calidad de agua mediante la adición de filtros UV para la esterilización del agua.

AGRADECIMIENTOS

Al Instituto del Mar del Perú (IMARPE) por brindar las facilidades logísticas para el desarrollo del presente trabajo y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYTEC) por el financiamiento recibido como participante de la Maestría en Acuicultura (Convenio de Gestión N°017-2013-FONDECYT).

LITERATURA CITADA

- Acleto C. 1986a.** Algas marinas del Perú de importancia económica. Serie de Divulgación 5: 1-107. Universidad Nacional Mayor de San Marcos / Museo de Historia Natural, Lima.
- Acleto C. 1986b.** Algunos aspectos biológicos de *Gigartina chamissoi* (C. Ag.) J. Agardh (Rhodophyta, Gigartinales). Revista de Ciencias, Universidad Nacional Mayor de San Marcos 74(1): 38-47.
- Agrawal SC. 2009.** Factors affecting spore germination in Algae - review. Folia Microbiologica 54(4): 273-302.
- Alveal K. 2001.** Estrategias reproductivas de Rhodophyta y sus nexos con biodiversidad. En: Alveal K & T Antezana (eds). Sustentabilidad de la biodiversidad, pp. 367-388. Universidad de Concepción, Concepción.
- Alveal K, H Romo & C Werlinger. 1995.** Cultivo de *Gracilaria* a partir de esporas. En: Alveal K, ME Ferrario, EC Oliveira & E Sar (eds). Manual de métodos ficológicos, pp. 599-609. Universidad de Concepción, Concepción.
- Ávila M, E Ask, B Rudolph, M Nuñez & R Norambuena. 1999.** Economic feasibility of *Sarcothalia* (Gigartinales, Rhodophyta) cultivation. Hydrobiologia: 398: 435-442.
- Ávila M, M Piel, J Cáceres & K Alveal. 2011.** Cultivation of the red alga *Chondracanthus chamissoi*: sexual reproduction and seeding production in culture under controlled conditions. Journal of Applied Phycology 23: 529-536.
- Barrientos E & DR Otaíza. 2014.** Juveniles generados a partir de esporas no asentadas de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) presentan capacidad de adhesión al sustrato. Revista de Biología Marina y Oceanografía 49(1): 135-140.
- Bulboa C. 2006.** Bases bio-tecnológicas para o cultivo de *Chondracanthus chamissoi*, uma alga vermelha de importância econômica da costa chilena. Tesis Doctorado en Ciencias, Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, São Paulo, 126 pp.
- Bulboa C & J Macchiavello. 2006.** Cultivation of cystocarpic, tetrasporic and vegetative fronds of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) on ropes at two localities in Northern Chile. Investigaciones Marinas 34(1): 109-112.
- Bulboa C, J Macchiavello, E Oliveira & E Fonck. 2005.** First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützting (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile. Aquaculture Research 36: 1069-1074.
- Bulboa C, J Macchiavello, E Oliveira & K Véliz. 2008.** Grow rate differences between four Chilean populations of edible seaweed *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales). Aquaculture Research 39: 1550-1555.
- Bulboa C, J Macchiavello, K Véliz & CE Oliveira. 2010.** Germination rate and sporeling development of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) varies along a latitudinal gradient on the coast of Chile. Aquatic Botany 92: 137-141.
- Bulboa C, K Véliz, F Sáez, C Sepúlveda, L Vega & J Macchiavello. 2013.** A new method for cultivation of the carrageenophyte and edible red seaweed *Chondracanthus chamissoi* based on secondary attachment disc: Development in outdoor tanks. Aquaculture 410/411: 86-94.
- Calderón M, MH Ramírez & D Bustamante. 2010.** Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral peruano. Revista Peruana de Biología 17(1): 115-121.
- Carbajal W, J De la Cruz & J Galán. 2005a.** Prospección del recurso *Chondracanthus chamissoi* "cochayuyo" en la caleta de Cherrepe (Lambayeque), Julio 2005, 2 pp. Instituto del Mar del Perú, Lambayeque.
- Carbajal W, J Galán & J De la Cruz. 2005b.** Prospección del recurso *Chondracanthus chamissoi* "cochayuyo" en la playa de Huanchaco (Trujillo), Junio-Julio 2005, 2 pp. Instituto del Mar del Perú, Trujillo.
- Dawson Y, C Acleto & N Foldvik. 1964.** The seaweeds of Peru. Nova Helwigia 13: 1-111.
- Egan S, T Thomas, C Holmström & S Kjelleberg. 2000.** Phylogenetic relationship and antifouling activity of bacterial epiphytes from the marine alga *Ulva lactuca*. Environmental Microbiology 2: 343-347.
- Glenn EP, D Moore, K Fitzsimmons & C Azevedo. 1996.** Spore culture of the edible red seaweed, *Gracilaria parvispora* (Rhodophyta). Aquaculture 142: 59-74.
- Lobban R & P Harrison. 1994.** Seaweed ecology and physiology, 366 pp. Cambridge University, New York.
- Macaya E. 2001.** Uso de carpósporas para el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützting 1843 (Rhodophyta; Gigartinales): Inducción a la esporulación y fijación sobre diferentes sustratos. Tesis de Biólogo Marino, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, 72 pp.
- Macchiavello J, C Bulboa & M Edding. 2003.** Vegetative propagation and spore recruitment in the carrageenophyte *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) in northern Chile. Phycological Research 51: 45-50.
- Maggs AA & ME Callow. 2003.** Algal spores. Encyclopedia of Life Sciences. <doi: 10.1038/npg.els.0000311>
- Pariona E. 2004.** Determinación de la abundancia de las fases reproductivas de *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützting y reclutamiento sobre sustrato calcáreo en una pradera de playa Mendieta. Reserva Nacional de Paracas-Perú. Tesis de Biólogo, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, 124 pp.
- Pariona E & P Gil-Kodaka. 2011.** Colonización de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) sobre sustratos calcáreos en Playa Mendieta, Reserva Nacional de Paracas. Anales Científicos 72(1): 19-26.

- PRODUCE. 2016a.** Estadísticas pesca y manufactura. Mercados mayoristas pesqueros. Información histórica. Ministerio de la Producción, Perú. <<http://www.produce.gob.pe/index.php/ciudadano/26-servicios-en-linea/105-mercados-mayoristas-pesqueros>>
- PRODUCE. 2016b.** Anuario estadístico Pesquero y Acuícola 2016. Ministerio de la Producción, Lima. <<http://ogeice.produce.gob.pe/index.php/shortcode/oe-documentos-publicaciones/publicaciones-anuales/item/775-anuario-estadistico-pesquero-y-acuicola-2016>>
- Ramírez ME & B Santelices. 1991.** Catálogo de las algas marinas bentónicas de la costa temperada del Pacífico Sudamericano. Monografías Biológicas 5: 1-437. Facultad de Ciencias Biológicas, Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago.
- Riofrío O. 2003.** Efecto de la variabilidad térmica sobre la biología vegetativa y reproductiva de *Chondracanthus chamissoi* (Agardh) Kützing (Rhodophyta) en la bahía de Ancón, Perú. Tesis de Biólogo, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, 41 pp.
- Roberson LM & JA Coyer. 2004.** Variation in blade morphology of the kelp *Eisenia arborea*: incipient speciation due to local water motion? Marine Ecology Progress Series 282: 115-128.
- Santelices B. 1990.** Patterns of reproduction, dispersal and recruitment in seaweeds. Oceanography Marine Biology: An Annual Review 28: 177-276.
- Silva-Aciare F & C Riquelme. 2008.** Inhibition of attachment of some fouling diatoms and settlement of *Ulva lactuca* zoospores by film forming bacterium and their extracellular products isolated from biofouled substrata in Northern Chile. Electronic Journal of Biotechnology 11: 1-11.
- Stewart HN. 2006.** Morphological variation and phenotypic plasticity of buoyancy in the macroalga *Turbinaria ornata* across a barrier reef. Marine Biology 149: 721-730.
- Yang M, E Macaya & MS Kim. 2015.** Molecular evidence for verifying the distribution of *Chondracanthus chamissoi* and *C. teedei* (Gigartinaceae, Rhodophyta). Botanica Marina 58(2): 103-113.

Recibido el 19 de mayo de 2018 y aceptado el 2 de julio de 2019

Editor Asociado: Pilar Muñoz M.