UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD CIENCIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA

Capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)

TESIS PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE BIOLOGO ACUICULTOR

Autor

Bach. Rodriguez Iman, Julio Alexsanderd

Asesor

Dr. Loayza Aguilar, Rómulo Eugenio

ORCID: 0000-0002-1247-8277

Coasesor

Mg. Sc. Arbaiza Quispe, Samuel José

ORCID: 0000-0001-6258-429X

Nuevo Chimbote – Perú

2025

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD CIENCIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA

Capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)

TESIS PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE BIOLOGO ACUICULTOR

Autor

Bach. Rodriguez Iman, Julio Alexsanderd

Revisado y visto bueno de:

Dr. Loayza Aguilar, Rómulo Eugenio
DNI: 32813194
ORCID: 0000-0002-1247-8277
Asesor de Tesis

Mg. Sc Arbaiza Quispe, Samuel
DNI: 45557879
ORCID: 0000-0001-6258-429X
Co–Asesor de Tesis

Nuevo Chimbote - Perú
2025

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD CIENCIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA

Capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)

Autor

Bach. Rodriguez Iman, Julio Alexsanderd

Revisado y aprobado por el jurado evaluador

Mg. Lucio Encomendero Yépez
Presidente
ORCID: 0000-0002-2525-2349
DNI: 32969710

Mg. Juan Carhuapoma Garay
Secretario
ORCID: 0000-0002-2525-2349
DNI: 33264920

Dr. Loayza Aguilar, Rómulo Eugenio
Integrante
ORCID: 0000-0002-2525-2349
DNI: 32813194

Nuevo Chimbote – Perú
2025

ACTA DE CALIFICACIÓN DE LA SUSTENTACIÓN DE LA TESIS

En el Distrito de Nuevo Chimbote, en la Universidad Nacional de Santa, en el Laboratorio Biología Acuatica, siendo las 12:00 horas del día Jueves 05 de Junio del 2025, dando cumplimiento a la Resolución N° 130-2025-UNS, se reunió el Jurado Evaluador presidido por Lucio Encomendero Yépez, teniendo como miembros a Juan Carhuapoma Garay (secretario) (a), y Rómulo Loayza Aguilar (integrante), para la sustentación de tesis a fin de optar el título de Biólogo Acuicultor, realizado por el, (la), (los) tesista (as) Julio Alexsanderd Rodriguez Iman, quien (es) sustentó (aron) la tesis intitulada: Capacidad de fijación de fragmentos de Chondracanthus chamissoi en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahia de Samanco (Ancash, Perú)

Terminada la sustentación, el (la), (los) tesista (as)s respondió (ieron) a las preguntas formuladas por los miembros del jurado.

El Jurado después de deliberar sobre aspectos relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo y con las sugerencias pertinentes, declara la sustentación como Excelente asignándole un calificativo de 19 puntos, según artículo 112° del Reglamento General de Grados y Títulos vigente (Resolución N° 337-2024-CU.-R-UNS).

Siendo las 13:40 horas del mismo día se dio por terminado el acto de sustentación firmando los miembros del Jurado en señal de conformidad

Nombre: Lucio Encomendero Yépez
Presidente

Nombre: Juan Carhuapoma Garay
Secretario

Nombre: Rómulo Loayza Aguilar
Integrante

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
SECRETARIA
FACULTAD DE CIENCIAS

Distribución: Integrantes J.E ( ), tesistas ( ) y archivo (02).

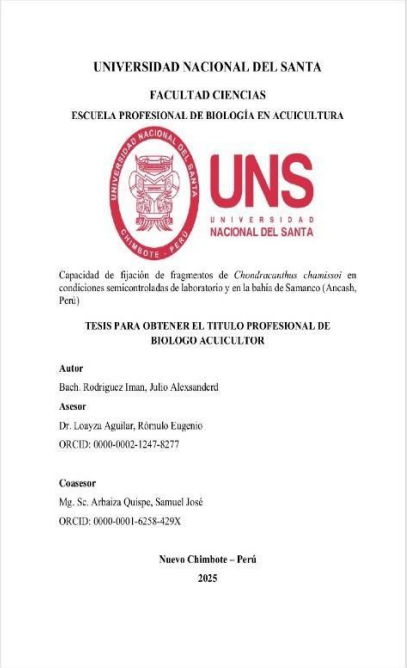
turnitin

Recibo digital

Este recibo confirma quesu trabajo ha sido recibido por Turnitin. A continuación podrá ver la información del recibo con respecto a su entrega.

La primera página de tus entregas se muestra abajo.

Autor de la entrega:	Julio Alexsanderd Rodriguez Iman
Título del ejercicio:	Thesis 4
Título de la entrega:	INFORME DE TESIS - JULIO ALEXSANDERD RODRIGUEZ IMAN.d...
Nombre del archivo:	INFORME_DE_TESIS_FINAL_-_JULIO_ALEXSANDERD_RODRIGUE...
Tamaño del archivo:	53.07M
Total páginas:	62
Total de palabras:	15,945
Total de caracteres:	91,505
Fecha de entrega:	11-jun.-2025 03:13p. m. (UTC+0200)
Identificador de la entrega:	2696928008



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD CIENCIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA EN ACUICULTURA

Capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)

TESIS PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE BIOLOGO ACUICULTOR

Autor

Bach. Rodriguez Iman, Julio Alexsanderd

Asesor

Dr. Loayza Aguilar, Rómulo Eugenio

ORCID: 0000-0002-1247-8277

Coasesor

Mg. Sc. Arbaiza Quispe, Samuel José

ORCID: 0000-0001-6258-429X

Nuevo Chimbote – Perú

2025

Derechos de autor 2025 Turnitin. Todos los derechos reservados.

Capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)

INFORME DE ORIGINALIDAD

16%	15%	7%	4%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	hdl.handle.net Fuente de Internet	5%
2	repositorio.unheval.edu.pe Fuente de Internet	1%
3	boletin.invemar.org.co Fuente de Internet	1%
4	repositorio.uns.edu.pe Fuente de Internet	1%
5	repositorio.unam.edu.pe Fuente de Internet	1%
6	dev.scielo.org.pe Fuente de Internet	1%
7	repositorio.unfv.edu.pe Fuente de Internet	1%
8	www.fao.org Fuente de Internet	<1%
9	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	<1%
10	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
11	revistas.uv.cl Fuente de Internet	<1%

DEDICATORIA

A DIOS por ser la fuerza que guía cada paso de mi camino, hoy dedico el cierre de este capítulo de mi vida universitaria. Con profundo agradecimiento por haberme otorgado salud, fortaleza y protección en cada instante, reconozco tu mano amorosa que ha iluminado mis días y sostenido mis esfuerzos.

A mis padres, Julio Rodríguez Quispe y Sofía Angélica Iman Rubiños, con amor y profunda gratitud de su pequeño hijo, dedico este logro a quienes han sido mis pilares inquebrantables. Su sacrificio y amor incondicional han sido mi guía en cada paso de este camino universitario. Gracias por enseñarme el valor de la perseverancia, la importancia de la constancia ante los obstáculos y por inculcarme los principios que me han moldeado como persona. Que este logro sea un reflejo del inmenso orgullo y gratitud que siento hacia ustedes.

A mis hermanos Roxana Rodríguez, Diego Rodríguez, Juan Rodríguez, y Cynthia Rodríguez, mi querido primo Miguel y a mi querido tío Pedro Rodríguez Quispe, quiero expresar mi profunda gratitud a cada uno de ustedes. Por ser mi apoyo constante y mi compañía en este viaje universitario. Su amor, aliento y presencia han sido un regalo invaluable que me ha dado fuerzas para alcanzar este logro. A mi querido tío Pedro, aunque ya no esté físicamente entre nosotros, su recuerdo y su ejemplo de bondad y sabiduría perduran en mi corazón. Este logro también es suyo, y lo celebro en su memoria con amor y gratitud.

A mi compañera F. Villanueva por estar en mis momentos malos y buenos, por ser soporte de día a día, por motivarme a nunca rendirme y compartir tiempo de su vida

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a Dios por ser la fuente de fuerza, sabiduría y gracia que me ha acompañado en cada paso del presente trabajo de investigación. Este logro es un reflejo de Su bondad y misericordia, y por ello, ofrezco mi más sincero agradecimiento.

A mi asesor Dr. Rómulo Loayza Aguilar y a mi Coasesor Msc. Samuel Arbaiza Quispe, ya que este logro no habría sido posible sin su invaluable orientación y enseñanzas. Gracias por inspirarme a alcanzar mis metas y por ser modelos a seguir en mi desarrollo profesional, orientaciones y compartir experiencias que han reforzado en mucho al trabajo de investigación.

Agradecer a los distinguidos profesores de la Escuela Profesional de Biología en Acuicultura, por su dedicación, conocimiento y apoyo, que han sido fundamentales en mi formación académica y personal durante mi tiempo en la universidad.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a la Asociación de Criaderos de Concha de Abanico Mundo Acuático cuyo trabajo lo dedican en la bahía de Samanco (Ancash, Perú), por brindarme la invaluable oportunidad de realizar el trabajo en campo. Especialmente, deseo agradecer al señor Beto Capila, a Yimi Lezma y a Juan Lezma por su generosidad, orientación y dedicación durante mi tiempo en el campo.

Al Dr. Guillermo Saldaña Rojas por brindarme las facilidades para realizar mi trabajo en laboratorio en su área de tesis.

Al Msc. Lucio Encomendero Yépez por brindarme las facilidades del uso de equipo de campo.

Al Frente de Pescadores Artesanales Acuicultores de Puerto Rico – Bayovar por el apoyo con los equipos de laboratorio.

A la bióloga Heillyn Medina Quezada, por brindarme las facilidades con los equipos de mediciones y materiales.

INDICE

DEDICATORIA VI
AGRADECIMIENTO VII
RESUMEN XII
ABSTRACT XIII
I. INTRODUCCIÓN 1
Problema de investigación 6
Objetivos de investigación 6
Objetivo general 6
Objetivos específicos 6
Hipótesis de investigación 7
II. MARCO TEÓRICO 8
Distribución de *Chondracanthus chamissoi* 8
Morfología 8
Ciclo de vida 8
Estrategias reproductivas 10
Factores abióticos que influyen reproducción 10
III. MARCO CONCEPTUAL 11
Técnicas de siembra en el cultivo de *C. chamissoi* 11
Propagación vegetativa 11
Fijación 12
Capacidad de fijación 12
Factores abióticos que influyen en la fijación 12
IV. ANTECEDENTES 13
V. MATERIALES Y METODOS 19
5.1. Descripción del área de extracción de *Chondracanthus chamissoi* 19
5.2. Proceso de Extracción del Alga 19
5.3. Transporte 19
5.4. Limpieza 20
5.5. Clasificación de fases reproductivas y no reproductivas, selección y corte 20
5.6. Diseño experimental 21
5.6.1. Descripción del diseño 21
5.7. Preparación de condiciones para los fragmentos 21
5.7.1. En laboratorio 21
5.7.2. En condiciones naturales 23
5.8. Siembra 23

5.8.1. En laboratorio....23
5.8.2. En condiciones naturales....24
5.9. Evaluación de Capacidad de Fijación (CF)....26
5.10. Evaluación de parámetros en condiciones de cultivo en laboratorio y en condiciones naturales....28
5.11. Análisis estadístico....28
VI. RESULTADOS....29
VII. DISCUSION....35
VIII. CONCLUSIONES....39
IX. RECOMENDACIONES....40
X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS....41

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida de *Chondracanthus chamissoi* 9
Figura 2. Punto de colecta de *C. chamissoi* 19
Figura 3. Caracteristicas reproductivas evidentes de las frondas de *C. chamissoi* 20
Figura 4. Fragmentos de *C. chamissoi* en fase vegetativa cortados de 4 cm 21
Figura 5. Sistema básico de recirculación utilizado para el proceso de fijación de fragmentos de *C. chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio. 22
Figura 6. Esquema de la infraestructura para la siembra de fragmentos de *C. chamissoi* en sustratos de malla spider. 23
Figura 7. Proceso de siembra de fragmentos de *C. chamissoi* 24
Figura 8. Proceso de preparación de fragmentos de *C. chamissoi* en malla spider..... 25
Figura 9. Instalación de unidades de cultivo en el sistema de cultivo long line 26
Figura 10. Proceso de evaluación de fragmentos fijados de *C. chamissoi* 27
Figura 11. Fragmentos fijados de *C. chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio y en condiciones naturales. 29
Figura 12. Fragmentos de *C. chamissoi* fijados en sustrato de malla spider bajo condiciones semicontroladas de laboratorio. 30
Figura 13. Número de fragmentos fijados y capacidad de fijación (%) en cada repetición del tratamiento en condiciones semicontroladas de laboratorio. 30
Figura 14. Variación de temperatura e irradiación en condiciones semicontroladas de laboratorio y condiciones de naturales 31
Figura 15. Fragmentos de *C. chamissoi* fijados en sustrato de malla spider bajo condiciones de naturales 32
Figura 16. Número de fragmentos fijados y capacidad de fijación (%) en cada repetición del tratamiento en condiciones naturales. 33
Figura 17. Media de número de fragmentos fijados de *C. chamissoi* 34
Figura 18. Media de capacidad de fijación 34

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tabla de diseño experimental. 21
Tabla 2. Comparación de las condiciones ambientales en condiciones semicontroladas de laboratorio y naturales.....31
Tabla 3. Análisis comparativo del número de fragmentos iniciales, fijados y capacidad de fijación entre los tratamientos de estudio.....33

RESUMEN

Chondracanthus chamissoi es una macroalga roja de gran importancia ecológica y económica. Ante su sobreexplotación, se ha promovido su cultivo sostenible mediante propagación vegetativa utilizando discos de fijación secundaria. El presente estudio tuvo como objetivo evaluar la capacidad de fijación de fragmentos de *C. chamissoi* bajo condiciones semicontroladas de laboratorio y en condiciones naturales en la bahía de Samanco, Ancash, Perú, las muestras fueron recolectadas mediante buceo semiautónomo en la bahía El Ferrol (09°04'–09°10'S; 78°33'–78°37'W), en un área de 400 m², y trasladadas a 4 °C al laboratorio de Biología Acuática de la Universidad Nacional del Santa, se utilizaron 5 g de *C. chamissoi* en estadio vegetativo, fragmentados en 55 unidades de 4 cm e inoculados en malla spider, en laboratorio, se empleó un sistema de recirculación con un acuario de 80 L y se adicionó 0.2 mL L^{-1} de Bayfolan®. En cuanto a condiciones naturales, los fragmentos fueron colocados en una línea long line, ambos tratamientos se replicaron 10 veces durante 30 días. Los resultados mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$), con mayor fijación en condiciones naturales (34 fragmentos en promedio; 60%) en comparación con el laboratorio (21 fragmentos; 39%). Se concluye que *C. chamissoi* presenta una mayor capacidad de fijación en condiciones naturales que en condiciones semicontroladas de laboratorio.

Palabras clave: *Chondracanthus chamissoi*, capacidad de fijación, discos de fijación secundaria, propagación vegetativa y malla spider

ABSTRACT

Chondracanthus chamissoi is a red macroalga of great ecological and economic importance. In view of its overexploitation, its sustainable cultivation by vegetative propagation using secondary fixation discs has been promoted. The present study aimed to evaluate the attachment capacity of *C. chamissoi* fragments under semi-controlled laboratory and natural conditions in Samanco Bay, Ancash, Peru. Samples were collected by semi-autonomous diving in El Ferrol Bay (09°04'-09°10'S; 78°33'-78°37'W), in an area of 400 m², and transferred at 4 °C to the Aquatic Biology Laboratory of the Universidad Nacional del Santa, using 5 g of *C. chamisso*i in vegetative stage, fragmented in 55 units of 4 cm and inoculated in spider netting, in the laboratory, a recirculation system was used with an 80 L aquarium and 0.2 mL L^{-1} of Bayfolan® was added. As for natural conditions, the fragments were placed in a long line, both treatments were replicated 10 times for 30 days. Results showed significant differences ($p < 0.05$), with higher fixation under natural conditions (34 fragments on average; 60%) compared to the laboratory (21 fragments; 39%). It is concluded that *C. chamissoi* has a higher fixation capacity under natural conditions than under semi-controlled laboratory conditions.

Key words: *Chondracanthus chamissoi*, attachment capacity, secondary attachment discs, vegetative propagation and spider netting.

I. INTRODUCCIÓN

Desde la década de 1990, el rendimiento global de la pesca se ha visto limitado por la sobreexplotación, por lo tanto, en el futuro cercano, el consumo per cápita de pescado solo podrá mantenerse o aumentar si la acuicultura se convierte en un factor importante en la economía global y en la gestión efectiva de los ecosistemas (Merino et al., 2012). Además, se espera que la población mundial supere los 9 mil millones de personas para 2050, lo que representa un desafío significativo para garantizar la seguridad alimentaria (Khan et al., 2024).

En este contexto, en las últimas dos décadas, la producción pesquera y acuícola global alcanzó un récord en 2020, con 214 millones de toneladas, de esta cifra, 178 millones de toneladas correspondieron a animales acuáticos y 36 millones de toneladas a algas (FAO, 2022). Es relevante señalar que, del total de producción acuícola, el 53.7% (122.6 millones de toneladas) los animales acuáticos representaron el 71.37% (87.5 millones de toneladas) y las algas el 28.63% (35.1 millones de toneladas) (FAO, 2022).

Chan et al. (2024) y Harvey et al. (2024), destacan que la acuicultura representa una fuente fundamental para el abastecimiento de alimentos, capaz de responder a la creciente demanda mundial de productos marinos. Además, señalan que esta actividad permite diversificar la producción acuática y contribuye a fortalecer la resiliencia de la seguridad alimentaria global, al tiempo que satisface las preferencias de los consumidores y favorece la estabilidad de los precios en el mercado.

En línea con estas perspectivas, de acuerdo con los propósitos de los Objetivos de Desarrollo Sostenible, estos deben acelerar medidas para abordar la seguridad alimentaria, conservando al mismo tiempo los recursos naturales (FAO, 2022). Lo cual, para el 2030, se prevé que la producción de alimentos acuáticos aumente un 13 % más, principalmente debido a la intensificación y expansión de la producción acuícola sostenible. Sin embargo, este crecimiento debe preservar la salud de los ecosistemas acuáticos, evitar la contaminación y proteger la biodiversidad y la igualdad social (FAO, 2022, 2024; Norambuena Cleveland et al., 2024). Ante mencionados objetivos, se alienta la transformación azul, cuya estrategia está dirigida a: *"i) aumentar el desarrollo y la adopción de prácticas acuícolas sostenibles; ii) integrar la acuicultura en las estrategias de desarrollo y las políticas alimentarias en los ámbitos nacional, regional y mundial;*

iii) ampliar e intensificar la producción acuícola para que satisfaga la creciente demanda de alimentos acuáticos y fomente los medios de vida inclusivos, y iv) mejorar a todos los niveles las capacidades que permitan desarrollar y adoptar tecnologías y prácticas de ordenación innovadoras para una industria acuícola más eficiente y resiliente" (FAO, 2022, 2024; Lem et al., 2024; Norambuena Cleveland et al., 2024).

Adicionalmente, el cambio climático está generando transformaciones profundas en los océanos, incluyendo un notable incremento de la temperatura del mar y una mayor frecuencia de olas de calor marinas (Venegas et al., 2023; Trégarot et al., 2024). Simultáneamente, la creciente disolución de dióxido de carbono (CO_2) en el agua provoca acidificación oceánica, reduciendo el pH y la disponibilidad de iones carbonato, fundamentales para organismos calcificantes como moluscos y corales (Bass & Falkenberg, 2023; Jiang et al., 2024). Estos efectos, junto con la desoxigenación y los cambios en la circulación oceánica, afectan directamente la fisiología, distribución y supervivencia de numerosas especies marinas, modifican las redes tróficas y disminuyen la resiliencia de los ecosistemas costeros (Trégarot et al., 2024). En este contexto, la vulnerabilidad climática de los océanos demanda con urgencia la adopción de estrategias sostenibles e innovadoras para mitigar los impactos y proteger la biodiversidad marina (Ben-Hasan & Christensen, 2019).

En base a lo manifestado, las macroalgas emergen como candidatas atractivas para el secuestro de carbono, generación de materia prima bioenergética (Laurens et al., 2020)**,** optimizar la absorción de nutrientes y mejorar la calidad del agua al proporcionar oxígeno (Tom et al., 2021), recurso natural renovable con un alto potencial de uso en una amplia gama de aplicaciones, como el agar, carragenanos y alginatos y por sus tasas de crecimiento altas, ser utilizadas en cultivo, con la ventaja de no competir con tierras fértiles (Buschmann et al., 2017; Buschmann & Camus, 2019, Kammler et al., 2024; Khan et al., 2024).

A nivel social, la maricultura de macroalgas es una actividad viable que requiere una baja inversión de capital y puede mejorar los niveles de vida en diversas regiones. Por ejemplo, en Indonesia, aproximadamente 70.000 familias dependen de esta actividad, cultivando especies como *Kappaphycus* spp. y *Eucheuma denticulatum*, utilizadas para la extracción de carragenina en la industria de alimentos procesados (Mariño et al., 2019).

En cuanto, al ámbito ecológico, las macroalgas desempeñan un papel crucial debido a su función fotosintetizadora, siendo claves en la cadena trófica para el equilibrio ecológico de los ecosistemas marinos, por lo tanto, influyen significativamente en la conservación de

la biodiversidad y la salud de los hábitats acuáticos (Rodríguez et al., 2018; Troell et al., 2023). Como resultado del cultivo de algas, se ofrecen diversos servicios ambientales, como la captura de CO_2, la mitigación de la acidificación oceánica, la formación de barreras protectoras contra oleajes severos, y la provisión de reproducción y hábitat para diversas especies acuáticas (Kotta et al., 2022; Zhang et al., 2022; Khan et al., 2024).

Además el cultivo de algas contribuye con la absorción de nutrientes provenientes de otras actividades económicas (Roleda & Hurd, 2019; Berger, 2020). Por ejemplo, se usan como biofiltro de aguas residuales de camarones (Mawi et al., 2020; Tom et al., 2021), como es el caso de *Ulva* y *Gracilaria*, que disminuyen el nitrógeno, fósforo y carbono provenientes de la actividad dulceacuícola y marina, que transforma los estados oligotróficos hacia mesotróficos e incluso eutróficos (Buschmann & Hernández-González, 2020, Chopin & Tacon, 2021), en cuanto a especies de alto potencial se encuentra *Agarophyton chilense*, debido a su alta capacidad para la eliminación de nutrientes y puede usarse como biofiltro en la piscicultura de *Seriola lalandi* (Ramos & Gallardo, 2021).

En base, a las características que presentan diversas especies de macroalgas, estas se han integrado en tendencias acuícolas como la acuicultura multitrófica integrada (AMTI), y se consideran claves, para su desarrollo, debido al secuestro de nutrientes producido por el cultivo de otras especies, como peces (Huo et al., 2024; Neori et al., 2004; Chopin et al., 2001). En definitiva las macroalgas han resultado ser muy eficientes en la mejora de la calidad del agua, en la cual disminuyen la concentración de nutrientes como nitrógeno, carbono y fósforo generando un balance en el ecosistema (Mawi et al., 2020).

Por su parte, en el Perú, la producción acuícola se centra en monocultivos de *Oncorhynchus mykiss* – trucha (43,7%), *Penaeus vannamei* – langostinos (32,1%) y *Argopecten purpuratus* – concha de abanico (18,8%) (PRODUCE, 2023). Es imprescindible detallar que los monocultivos de las especies mencionadas se han industrializado, lo cual ha generado impactos en el equilibrio ecológico, puntualizando la industria de la actividad de maricultura de *A. purpuratus* (Loayza-Aguilar et al., 2023). Ante lo mencionado, es crucial que la industria acuícola peruana se diversifique y adopte innovaciones, a través de la consolidación de las producciones actuales y el desarrollo de las nuevas oportunidades, en los marcos sostenibilidad, diversidad y competitividad (Berger, 2020; Loayza-Aguilar et al., 2023).

En lo que respecta a la producción de macroalgas en el Perú, se destinan mayoritariamente al comercio exterior (Chile, Francia, y Estados Unidos) como producto para proceso industrial, con un porcentaje menor destinado al comercio nacional en estado fresco para consumo humano directo, así pues se señala que en el 2005 su cosecha 5,585 toneladas métricas brutas (TMB) con crecimiento de 521% de las exportaciones respecto del 2014 (29,089 TMB), sin embargo, existieron dos caídas, la primera en el año 2009 (12,170 TMB), consecuencia de la crisis mundial, y la segunda se presentó en el año 2013 (14,274 TMB), por la baja disponibilidad de macroalgas en el medio natural (Montero & Arbaiza, 2016).

Asimismo, la actividad extractiva artesanal es la mayor fuente de obtención de macroalgas y se destacan las siguientes especies: *Eisenia cokeri*, *Lessonia nigrescens*, *Macrocystis pyrifera*, y *Chondracanthus chamissoi*, las cuales son el sustento del mercado nacional e internacional, sin embargo, la sobreexplotación ha generado impactos negativos para la pesca y la industria de algas (Avila-Peltroche & Padilla-Vallejos, 2020),

Por otro lado, la acuicultura de macroalgas en el Perú solo registra producciones en los departamentos de Lima e Ica. En Lima, se produjeron 40 toneladas en 2013, 1,3 toneladas en 2016 y 0,7 toneladas en 2018, en cuanto a Ica, la producción fue de 4,1 toneladas en 2013, 3,1 toneladas en 2014 y 1,6 toneladas en 2015 y 2017 (PRODUCE, 2023). Estas cifras reflejan una falta de estrategias productivas o de interés por parte del Estado peruano, especialmente considerando que el cambio climático puede tener consecuencias negativas en los ambientes naturales, afectando la extracción natural de macroalgas.

En cuanto a *Chondracanthus chamissoi,* ésta sustenta una de las pesquerías costeras bentónicas más importantes del Perú (Diaz Ruíz et al., 2021), debido a la relevancia comercial tanto a nivel nacional (Arbaiza, Gil-Kodaka, et al., 2019), como internacional. Es ampliamente utilizada en la preparación de ensaladas, guisos, ceviches y en espesante en platos como picantes, parihuelas y sudados (Figueroa et al., 2023). Además, la presencia de fuente de polisacáridos en su pared celular como los carragenanos, tienen un atractivo aprovechamiento y valor nutricional, siendo China, Taiwán, Japón, Francia, Canadá, Estados Unidos, Hong Kong y Chile los principales mercados internacionales (Avila & Villena, 2022).

Por otro lado, la dinámica del recurso de *C. chamissoi* está regida por la disponibilidad de biomasa, la cual se ve afectada por una serie de factores, muchos de ellos de origen

antropogénico, dando como resultado fluctuaciones con repercusiones significativas, como la disminución de los ingresos económicos y los conflictos entre los pescadores (Atoche-Suclupe et al., 2023). Además, el cambio climático se ha convertido en una preocupación a nivel global, ya que todos los países enfrentan riesgos considerables de impactos climáticos, que van desde moderados hasta muy severos (Buschmann et al., 2017). En este contexto, el Perú se encuentra particularmente vulnerable a eventos ambientales como los eventos El Niño (Pécastaing & Salavarriga, 2022), el cual genera varazones de especies hidrobiológicas claves como *Emerita analoga* y *Semimytilus algosus*, macroalgas (*Chondracanthus chamissoi* y *Ulva lactuca*), así como, migraciones y escasez de especies, lo que genera efectos negativos en el ámbito social, político, ambiental y económico (Ganoza Chozo et al., 2021; Gutiérrez & Bouchon, 2021; Correa et al., 2022).

La magnitud de estos riesgos subraya la urgente necesidad de implementar estrategias que fortalezcan la capacidad de adaptación de diversas especies (Holsman et al., 2018; Heck et al., 2023). Por lo tanto, es imperativo establecer un sistema de gestión basado en el conocimiento científico para lograr una explotación sostenible de las macroalgas, incluida *C. chamissoi*, así como desarrollar técnicas acuícolas que mitiguen la sobreexplotación y faciliten futuros programas de repoblación, debido a la escasa progresión en el cultivo de macroalgas en el Perú (Rebaza et al., 2016; Avila-Peltroche & Padilla-Vallejos, 2020).

El cultivo de *Chondracanthus chamissoi* aún está en fase experimental, sin producción registrada entre 2018 y 2022 (PRODUCE, 2023). Se han propuesto dos métodos para obtener semillas: esporocultivo con shocks térmicos en sustratos artificiales (como nylon, rafia y polipropileno), y propagación vegetativa mediante fijación de fragmentos en sustratos como valvas y cabos (Castañeda et al., 2018; Zapata et al., 2020; Arbaiza et al., 2023; Torres-Galarza et al., 2023). Sin embargo, estos enfoques solo se han probado en laboratorio, mostrando limitados resultados debido al escaso desarrollo de discos de fijación secundaria y alta competencia con epífitas y biofouling(Arbaiza, 2022a; Baltazar et al., 2023; Rojas Olivares, 2023a, 2023b).

La propagación vegetativa es una técnica que ha mostrado resultados prometedores en estudios realizados bajo condiciones de laboratorio (Hernández-González et al., 2007; Bulboa et al., 2013; Pang et al., 2023). En este contexto, los ensayos de cultivo en bahías utilizando la propagación vegetativa de *Chondracanthus chamissoi* han demostrado ser técnicamente factibles, aunque las investigaciones en Perú aún son limitadas (Bulboa et al.,

2005). Esta técnica presenta ventajas sobre el esporocultivo, ya que simplifica varias etapas del proceso. Sin embargo, aún hay pocos estudios al respecto. Una ventaja adicional de la propagación vegetativa es que puede reducir la necesidad de prácticas en laboratorio, permitiendo su realización directamente en el mar, lo que la hace muy prometedora desde un punto de vista técnico, productivo y económico (Arbaiza et al., 2021).

Las bahías del departamento de Ancash, como Samanco, Guaynumá, Tortugas, son lugares en donde se podría cultivar *C. chamissoi*, sin embargo, no existen investigaciones en el cultivo de *C. chamissoi*, lo que genera, un vacío de investigación para emprender el cultivo a nivel empresarial.

En específico en la bahía de Samanco no existen estudios sobre el cultivo de macroalgas, en especial de *C. chamissoi*. Aunque la propagación vegetativa ha sido validada en Chile y aplicada en Perú (Pisco y Arequipa), su implementación ha sido limitada y solo en laboratorio, usando sustratos no especializados, además, no se han realizado estudios comparativos de fijación directa en el mar, lo que podría representar una alternativa de bajo costo para futuros proyectos. Por ello, esta investigación busca evaluar la viabilidad técnica del cultivo de C. chamissoi en Samanco y sus posibles beneficios para la región.

Problema de investigación

¿Cuál es la capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* bajo condiciones semicontroladas de laboratorio en comparación con su capacidad de fijación en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)?

Objetivos de investigación

Objetivo general

Evaluar la capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* bajo condiciones semicontroladas de laboratorio y en condiciones naturales en la bahía de Samanco (Ancash, Perú).

Objetivos específicos

Determinar el porcentaje de fijación de fragmentos de *C. chamissoi* bajo condiciones semicontroladas de laboratorio.

Determinar el porcentaje de fijación de fragmentos de *C. chamissoi* bajo condiciones naturales de la bahía de Samanco (Ancash, Perú).

Comparar la eficacia en el porcentaje de fijación de *C. chamissoi* entre condiciones semicontroladas de laboratorio y la bahía de Samanco (Ancash, Perú).

Hipótesis de investigación

Se espera que la capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* sea mayor en condiciones semicontroladas de laboratorio que en el medio natural

II. MARCO TEÓRICO

Distribución de *Chondracanthus chamissoi*

C. chamissoi es un alga macroscópica que pertenece a la división Rhodophyta, de la familia Gigartinaceae, endémica de la costa del Pacifico, se distribuye desde Paita en el norte del Perú, hasta Chiloé al sur de Chile (Calderón et al., 2011; Bulboa et al., 2020; Arakaki et al., 2021). Se encuentra en las zonas rocosas del intermareal y submareal creciendo tanto en regiones expuestas al oleaje como protegidas hasta los 15 m de profundidad (Vásquez & Vega, 2001; Calderón et al., 2011).

Morfología

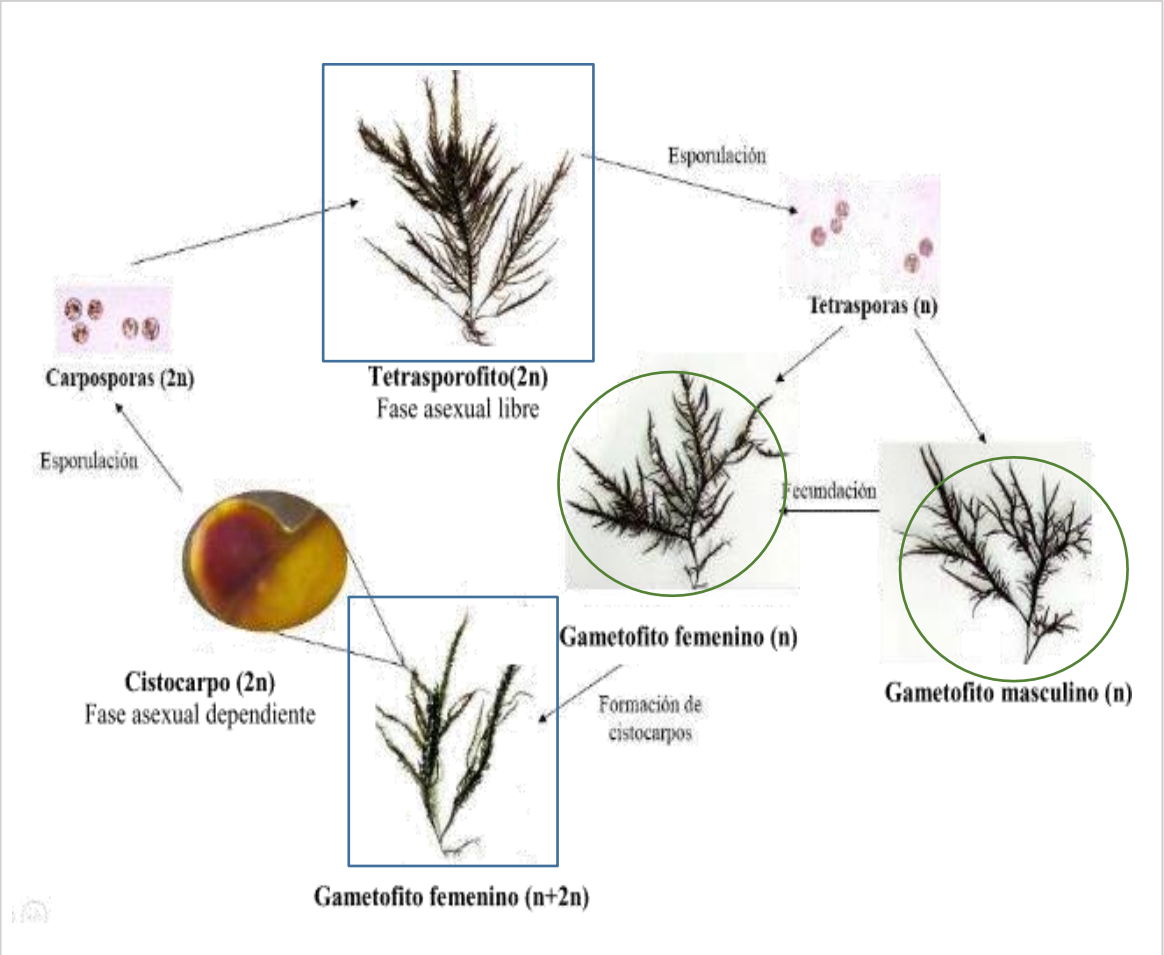
El talo de *C. chamissoi* es membranoso y cartilaginoso, su tamaño promedio es de 36 cm de alto y de ancho variable (Calderón et al., 2011), sobrepasa el centímetro de grosor (Arbaiza, 2016). Además es variable morfológicamente y presenta colores como verde, verde oscuro, rojo, marrón rojizo e incluso tonos negros (Acleto, 1986; Arakaki et al., 2018; Bulboa et al., 2020; Calderón et al., 2011). El disco basal de fijación es pequeño de 3 mm de diámetro, del cual emergen uno o varios estípites cilíndricos que van aplanándose hacia el ápice (Calderón et al., 2011). La ramificación es principalmente dística y pinnada, ocasionalmente subdicotómica, con ramas laterales que se originan sucesivamente y son de diferente tamaño y longitud dependiendo de la edad (Acleto, 1986; Calderón et al., 2011)

Ciclo de vida

El ciclo de vida de *C. chamissoi* es trifásico e isomórfico con alternancia de esporofitos y gametofitos erectos (Avila et al., 2011; Calderón et al., 2011). La fase sexual o gametofítica haploide, está representada por los gametofitos masculinos y femeninos (gametofitos dioicos). Los gametofitos masculinos producen gametos libres denominados espermacios, estos fecundan al gameto femenino “carpogonio” ubicada principalmente en las pinnas de las proliferaciones primarias y secundarias. Los cistocarpos que se desarrollan sobre el gametofito femenino, representan la fase cistocárpica o carposporofito diploide, estos forman carposporas (diploides) que germinan dando lugar a la fase asexual libre o tetrasporofito diploide, de morfología similar a los gametofitos (Acleto, 1986). En cuanto a los individuos tetrasporofíticos poseen pequeños soros tetrasporangiales donde se producen esporas haploides denominadas tetrasporas, luego de ser liberadas, las tetrasporas germinan

originando gametofitos haploides femeninos o masculinos (Bulboa & Macchiavello, 2006; Avila et al., 2011; Calderón et al., 2011; Arbaiza, 2016; Bulboa et al., 2020).

En la fase carposporofítica, los cistocarpos son esféricos, prominentes, de hasta 1mm de diámetro (Acleto, 1986; Arbaiza, 2016), agregados en los márgenes de las frondas, ramificaciones, en la base de las pínulas o sobre toda la superficie del talo (Acleto, 1986; Calderón et al., 2011; Arbaiza, 2016). Las frondas masculinas se diferencian morfológicamente al presentar los extremos del eje principal y de las ramas notoriamente puntiagudas y libres de ramificación hasta cierta distancia (Acleto, 1986). En el caso del tetrasporofito, los soros tetraesporangiales son visibles como almohadillas de color marrón rojizo, localizados en los bordes superiores al eje principal y de las ramas, o en la base de las ramas cortas. Generalmente los individuos tetraspóricos tienen una disposición opuesta de las pínulas muy característica y particular (Acleto, 1986; Calderón et al., 2011; Arbaiza, 2016; Arbaiza et al., 2021).



Fuente: Arbaiza (2021)

Figura 1. Ciclo de vida de *C. chamissoi* trifásico: e isomórfico con alternancia de esporofitos tetrasporofitos y carposporofitos (cuadrado azul) y gametofitos erectos (circulo verde)

Estrategias reproductivas

Las estrategias reproductivas que permiten el mantenimiento en praderas naturales de *C. chamissoi* son la producción de gametos, la producción de carposporas y tetrasporas, la fragmentación del talo (Bulboa et al., 2013) y la formación de un sistema basal permanente sobre el sustrato que tiene la capacidad de regenerar frondas (Acleto, 1986). La fragmentación del talo en esta especie, así como su capacidad de readhesión se produce a lo largo de todo el año (Macchiavello et al., 2003). Además el mayor crecimiento vegetativo se produce principalmente en primavera y verano (Cistian Bulboa et al., 2010).

Factores abióticos que influyen reproducción

Los factores que influyen en la reproducción son i) La temperatura afecta las reacciones químicas y el metabolismo del alga, generando alteraciones en la fotosíntesis, respiración, inducción a la esporulación, germinación, crecimiento y desarrollo. ii) La intensidad de luz y el fotoperiodo muestran diferentes respuestas fotosintéticas; ciertas algas están adaptadas a luz tenue (sombra), mientras que otras requieren de una alta radiación (sol). iii) Los nutrientes (macronutrientes y micronutrientes) son esenciales para el metabolismo de las algas. iv) El movimiento del agua influye en la absorción de nutrientes, el intercambio de gases, la distribución de la luz, la fijación y la supervivencia. vii) El pH afecta el equilibrio químico del agua de mar. viii) La salinidad por su parte, influye en la presión osmótica, es decir, el paso de agua a través de las membranas celulares de las plantas, así como en el movimiento activo de iones a través de la membrana, entre otras funciones (Arbaiza, 2022; Baltazar et al., 2023).

III. MARCO CONCEPTUAL

Técnicas de siembra en el cultivo de *C. chamissoi*

La micropropagación o esporocultivo y propagación vegetativa simple son las técnicas empleadas (Choncha et al., 2022). Esta última se desarrolla mediante talos fragmentados o por la formación de discos de fijación secundaria (DFS); esta técnica consiste en trozar el alga y colocar fragmentos dentro o sobre un sustrato, lo cual promueve la formación de DFS (Bulboa et al., 2013; Sáez et al., 2008). Por otro lado, el esporocultivo estaba basado en la aplicación de choques térmicos para inducir la esporulación, posteriormente, las esporas se asientan en un sustrato propicio para su desarrollo (Diaz Ruíz et al., 2021; Torres-Galarza et al., 2023).

Propagación vegetativa

La propagación vegetativa se manifiesta a través de fragmentos vegetativos (Bulboa et al., 2005; Bulboa & Macchiavello, 2006) o por la formación de discos de fijación secundaria (DFS) (Bulboa et al., 2013; Sáez et al., 2008). Este método de cultivo se basa en el aprovechamiento al propiciar a *C. chamissoi* mediante el sustrato, el cual genera los puntos de contacto de DFS los cuales inducen nuevos brotes independientes del alga inicial (Bulboa & Macchiavello, 2006; Arbaiza et al., 2015; Arbaiza, Baltazar, et al., 2019; Arbaiza et al., 2023).

El uso de diversos sustratos, tales como mallas de hilo y de plástico, valvas de moluscos bivalvos e incluso sustratos de fibra o cerámica, de los cuales, se ha reportado que el sustrato de valva de molusco presenta un crecimiento más favorable, especialmente en la formación de discos de fijación, ya que representa un mayor desarrollo (Baltazar et al., 2019; Espinoza & Cahui, 2019; Oyarzo et al., 2021; Zapata et al., 2020). Para ello es indispensable emplear individuos vegetativos (Bulboa & Macchiavello, 2006) e implementar un sistema de recirculación, optimización de la calidad del agua, mediante un filtro UV, el cual se considera un elemento vital en el proceso de formación de DFS en los fragmentos *C. chamissoi* (Bulboa et al., 2013; Arbaiza et al., 2019, 2021).

Su cultivo tiene la ventaja de poder realizarse a lo largo de todo el año debido a que no depende de individuos con estructuras reproductivas (carposporofitos y tetrasporofitos); ya que estos en muchos casos son escasos en cierto tiempo del año o en determinadas regiones (Macchiavello et al., 2012; Arbaiza, 2022; Baltazar et al., 2023). Además, es una

metodología sencilla y no necesita mayor tiempo en condiciones controladas, generalmente puede estar solo un mes en condiciones controladas hasta la formación de discos para luego ser sembradas en el mar (Macchiavello et al., 2012; Arbaiza et al., 2021; Arbaiza, 2022;; Baltazar et al., 2023;)

Fijación

La fijación ocurre cuando los fragmentos de *C. chamissoi* forman discos de fijación secundarios (DFS) a un sustrato; proceso que implica el contacto de las pínulas, ramas laterales o basales de los fragmentos del alga con el sustrato, generando puntos de contacto que forman los discos de fijación secundaria (DFS), esto genera nuevos brotes independientes del alga inicial (Bulboa & Macchiavello, 2006; Arbaiza et al., 2015; Baltazar et al., 2019; Suárez, 2019), para ello, es indispensable el empleo de individuos gametofitos (vegetativos), debido al mayor porcentaje de formación de discos de fijación secundaria y supervivencia, frente a individuos carposporofitos y tetrasporofitos (Bulboa & Macchiavello, 2006).

Capacidad de fijación

La capacidad de fijación es expresada en proporción de fragmentos fijados con respecto al número total de fragmentos iniciados en un área específica del sustrato, la cual se evalúa mediante los fragmentos, pínulas, ramas laterales o basales de *C. chamissoi*, las cuales tienen una óptima re adhesión a cerámicos, valvas de moluscos, vidrio, lo que forma discos de fijación secundaria (Otaíza & Fonseca, 2011; Bulboa et al., 2013).

Factores abióticos que influyen en la fijación

El tiempo de exposición en el traslado del alga al lugar de procesamiento, las condiciones hidrodinámicas y de otros factores, como la luz y el sustrato, son factores a tener muy en cuenta en la fijación de *C. chamissoi* (Fonck et al., 2008). En base a lo mencionado los fragmentos más jóvenes y no reproductivos (gametofitos) se fijan más fácilmente, además, los niveles bajos de luz y el flujo lento de agua pueden inducir la respuesta de transformación y aumentar el número de puntos de fijación, además, alternativamente un tratamiento previo de fragmentos en estas condiciones antes de sembrarlos en sus sustratos también puede mejorar la adhesión (Rodríguez & Otaíza, 2018).

IV. ANTECEDENTES

La propagación vegetativa en el cultivo intensivo de *C. chamissoi* es una técnica prometedora en los últimos años, no obstante la mayoría de las investigaciones se han desarrollado en condiciones controladas, produciendo talos vegetativos, para luego ser trasladados a mar, para su crecimiento (Hernández-González et al., 2007; Bulboa et al., 2013; Pang et al., 2023).

Chondracanthus chamissoi destaca como especie de relevancia comercial tanto a nivel nacional (Arbaiza, Gil-Kodaka, et al., 2019), como internacional (Avila & Villena, 2022). Las investigaciones previas centradas en el cultivo por propagación vegetativa de *C. chamissoi*, la mayoría se ha llevado a cabo en condiciones controladas, en laboratorio, con el uso de diversos sustratos como las valvas de moluscos, con resultados variables en el proceso de fijación (Arbaiza, Baltazar, et al., 2019; Zapata et al., 2020)

Las condiciones de fijación en laboratorio del cultivo de *C. chamissoi* por propagación vegetativa se basan en un fotoperiodo de 12:12 (luz: oscuridad), pH de 7.70 – 8.00, temperatura de 18 – 20 °C, salinidad 37 – 38 ‰, densidad de flujo de fotones de 40 - 730 µmol fotón m^{-2} s^{-1} y una luminosidad de 3000 lux (Sáez et al., 2008; Bulboa et al., 2013; Baltazar et al., 2019; Espinoza & Cahui, 2019; Zapata et al., 2020; Oyarzo et al., 2021).

El tiempo de fijación de *C. chamissoi* varía de 15 a 90 días, con tamaños iniciales desde 1 mm hasta 4,78 mm. ± 0.12 mm/día de crecimiento, además, la supervivencia en este proceso bajo condiciones controladas es de 60 – 80% en malla anchovetera (Bulboa et al., 2013; Espinoza & Cahui, 2019; Zapata et al., 2020).

Las densidades de cultivo de *C. chamissoi* varían según el tipo de sustrato. En malla de material plastificado se emplean densidades de 20 a 25 g de alga por metro, aunque, esta densidad puede variar según el tamaño del sustrato y la metodología empleada, la cual llega hasta 100 g (Arbaiza, Gil-Kodaka, et al., 2019; Zapata et al., 2020). Por otro lado, en sustratos de moluscos bivalvos se emplean densidades de 4 – 5 g por valva (Arbaiza, Baltazar, et al., 2019; Arbaiza et al., 2023).

La formación de discos de fijación secundaria (DFS) de *C. chamissoi* en Paiján (Perú) en condiciones semi-controladas de laboratorio fue evaluada por Arbaiza et al. (2015),empleando individuos gametofitos sin estructuras reproductivas evidentes, los cuales fueron colocados sobre las valvas de *Argopecten purpuratus*, con ayuda de una liga, y

sometieron al alga, para que todos los puntos en contacto generen discos de fijación secundaria (DFS) en un periodo de 45 días. Los parámetros de cultivo fueron: 16:08 (luz: oscuridad), temperatura entre 19 – 21 °C, abundante aireación y dos recambios de agua semanal del 50 % de agua de mar con 0.5 mL de nutriente foliar comercial (Bayfolan) por litro. Los resultados mostraron un valor promedio de 6 DFS por valva con un crecimiento promedio de 1.22 mm al final del experimento.

Espinoza & Cahui (2019), calcularon la supervivencia y crecimiento en la fijación de *C. chamissoi* en condiciones de laboratorio, en la cual emplearon tres tipos de sustratos: bolsa de red de frutas, malla Raschel y malla anchovetera. En cada uno de ellos se inoculó en su interior 10 fragmentos isomórficos de 2 a 3 g, después de 3 a 4 días, los fragmentos cicatrizaron y las frondas empezaron a elongarse por la apertura de las mallas de cada sustrato de forma independiente. Al finalizar el periodo experimental de 30 días, se observó que la malla anchovetera presentó la mayor tasa de supervivencia de 60%, con una temperatura de 16 a 18 °C, un fotoperiodo de 16:08 horas y una luminosidad de 3000 lux durante todo el período experimental.

Por otro lado, Arbaiza, Baltazar, et al. (2019), evaluaron la capacidad de propagación vegetativa de *C. chamissoi* "yuyo" de cinco localidades de Pisco (Ica, Perú) durante un periodo de 25 días. Utilizaron líneas de cultivo para inducir la formación de DFS en laboratorio, las cuales consistieron en cabos con 5 valvas de *Argopecten purpuratus*, separadas entre sí por 10 a 12 cm. Sobre cada valva, agregaron cuatro gramos de material vegetal, incluyendo tratamientos: gametofitos (vegetativos) y esporofitos (tetrasporofitos y carposporofitos), de cada tratamiento por separado. Las condiciones de cultivo se mantuvieron a una temperatura entre 22 – 23 °C, fotoperiodo diurno (12 horas luz y 12 de oscuridad), salinidad a 37 – 38 ppm, con una abundante aireación. No realizaron recambios de agua durante todo el proceso de cultivo. Después de 25 días de cultivo, las algas fueron retiradas cuidadosamente de las valvas y se llevó a cabo un conteo de los DFS formados con ayuda de una lupa de mano. Se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos con organismos vegetativos, carposporofitos y tetrasporofitos, evidenciando una mayor formación de DFS con organismos vegetativos, con una media de 16.88 ± 0.65 DFS por valva, frente a los 13 DFS por valva con organismos tetrasporofitos y 5 DFS por valva con organismos carposporofitos. Estos resultados indican que los organismos gametofitos (sin

estructuras reproductivas evidentes) presentan una mejor fijación y desarrollo de DFS en condiciones controladas, seguidos por los tetrasporofitos.

Zapata et al. (2020), compararon la propagación vegetativa de *C. chamissoi* en tres tipos de sustrato, bajo condiciones controladas en laboratorio durante 40 días de cultivo, con una densidad inicial de 100 g. Los parámetros de cultivo incluyeron una temperatura de 18 °C, un pH entre 7.6 y 7.8, y un fotoperiodo de 8 horas de luz y 16 horas de oscuridad. Los sustratos utilizados para la comparación fueron los siguientes TA, valva de almeja; TB, malla de fruta; TC, cabo de propileno; y TP, valva de *Concholepas concholepas*. Según el estudio, los DFS se observaron en los días 20 y 23 en los sustratos TA, TB y TP, en cuanto al sustrato TP, no se observó la formación de DFS y se consideró no viable. La supervivencia más alta se registró en los tratamientos TB y TP, ambos con un 85.75 %, mientras que en el tratamiento TA fue del 74.39 %.

Arbaiza et al. (2023), evaluaron la propagación vegetativa de *C. chamissoi* en la región de Ica (Perú) mediante discos de fijación secundaria durante el cultivo en interiores. Fertilizaron el agua de mar con Bayfolan® en una concentración de 0,2 mL L^{-1}. Las condiciones de cultivo fueron de temperatura de 20 °C, aireación constante, un fotoperiodo de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad, una intensidad de luz de 25–30 µmol fotones m^{-2} s^{-1} y una salinidad de 36–37 ‰. Después de 25 días de cultivo, se retiraron los fragmentos de las valvas y se determinó el número de discos de fijación secundaria por valva. El número de discos de fijación secundaria por valva osciló entre 7 y 17, siendo superior en los fragmentos gametofíticos sin estructuras evidentes en comparación con los fragmentos tetrasporofíticos y carposporofíticos.

Bulboa et al. (2005), compararon frondas gametofíticas y tetrasporofíticas de *C. chamissoi* en cuerdas en la bahía Herradura (Chile). Insertaron tratamientos entre las trenzas de cuerdas de polipropileno de 2 m (7 mm de diámetro) con un peso de 10-15 g por cuerda, introduciendo el eje principal de las frondas en la cuerda y dejando las ramas laterales libres para crecer. Durante un periodo de 3 meses, las cuerdas se devolvieron al laboratorio y se limpiaron cada 30 días. Los resultados mostraron que las biomasas máximas alcanzadas por las frondas gametofíticas fueron de 122 g/m (SD ± 28), 84 g/m (SD ± 5) y 85 g/m (SD ± 23) a 1, 3 y 5 metros de profundidad, respectivamente. En cuanto a las frondas esporofíticas, los picos de biomasa fueron de 115 g/m (SD ± 11) a 1 m, 79 g/m (SD ± 7) a 3 m y 37 g/m (SD ± 2) a 5 m de profundidad. Además, manifestaron que el cultivo vegetativo de *C. chamissoi*

en bahías ha demostrado su factibilidad técnica debido a las altas tasas de supervivencia de discos de fijación secundaria (DFS) en condiciones semicontroladas en todos los tratamientos experimentales

Asimismo, Bulboa et al. (2005), Bulboa & Macchiavello (2006) evidenciaron que el cultivo de *C. chamissoi* puede ser cultivado mediante fragmentados, incluso durante períodos invernales donde la productividad natural es reducida. Además, el cultivo vegetativo a través de la formación de discos de fijación secundaria (DFS) se revela más conveniente, dado que estos son altamente resistentes y se ajustan con celeridad a las condiciones marinas (Macchiavello et al., 2012; Arbaiza, 2016; Oyarzo et al., 2021).

Bulboa et al. (2013), determinaron que *C. chamissoi* muestra una alta capacidad de adaptación a las manipulaciones de cultivo en condiciones exteriores en tierra. Además, registraron una elevada supervivencia después de trasplantar los sustratos con talos de fijación al cultivo marino, incluyendo la formación de nuevos discos de fijación (DFS) durante el tiempo de cultivo en sistemas suspendidos. Después de 40 días de cultivo en condiciones exteriores en tierra, se obtuvieron brotes de DFS con longitudes de 0,8 a 5,4 mm que mostraron una alta tolerancia al proceso de trasplante en mar abierto, lo que apoya la viabilidad para la propagación vegetativa de *C. chamissoi* por DFS. El porcentaje de talos adheridos tras 40 días de cultivo, este osciló entre el 19 ± 6% para el sustrato natural (valva de molusco) y el 99 ± 1% para la malla de red.

Sáez & Macchiavello (2018), evaluaron los discos de fijación secundaria como una nueva alternativa para restaurar poblaciones de *C. chamissoi* en la bahia Herradura (Chile). Emplearon 50 fragmentos de algas gametofíticas y tetrasporofíticas en sustratos de piedra y valvas de *Argopecten purpuratus*. Después de 12 días de cultivo, registraron el número de frondas reinsertadas como porcentaje de las ramas inicialmente encontradas y de las frondas reinsertadas al sustrato. En cuanto a las tasas de reinserción al sustrato calcáreo, estas fueron del 20 ± 5% y 17 ± 6% para las frondas tetrasporofíticas y gametofíticas femeninas, respectivamente. Para el sustrato rocoso, las tasas de reinserción fueron del 23 ± 4% y 26 ± 3% para las hojas tetrasporofíticas y gametofíticas femeninas. Después de 20 días, el número de DFS formados por las frondas sobre el sustrato calcáreo fue de 10 ± 4 y 7 ± 1 para las frondas tetrasporofíticas y gametofíticas femeninas, respectivamente. Para el sustrato rocoso, los valores de DFS formados fueron de 15 ± 4% y 12 ± 3%, para las frondas tetrasporofitas y gametofíticas femeninas. Luego, los sustratos con los DFS se mantuvieron

en condiciones de mar durante 83 días, registrando una temperatura de 19 °C e irradiación de 11.981,5 ± 2.323,0. Al finalizar el experimento (83 días), los DFS generados inicialmente por ambos tipos de frondas y en ambos sustratos mostraron una disminución en número en relación al número inicial de DFS transferidos al mar. La supervivencia en el sustrato calcáreo fue del 50 ± 17% y 44 ± 13% para las frondas tetrasporofíticas y gametofíticas femeninas, respectivamente, mientras que en el sustrato rocoso alcanzó el 40 ± 9% y 26 ± 3% para las tetrasporofíticas y gametofíticas, respectivamente.

Oyarzo et al. (2021), evaluaron los discos de fijación secundaria del alga comestible *C. chamissoi*. Emplearon tres tipos de sustratos: placas de cerámica, en las cuales inocularon ocho talos de *C. chamissoi* de 5 a 8 cm de longitud; tubos de PVC, donde se inocularon 24 talos de 5 a 8 cm de longitud, fijados con malla plástica y bandas elásticas; y placas de fibra de vidrio, donde colocaron un total de 41 talos de 5 a 8 cm. Los parámetros de cultivo incluyeron una temperatura constante, y la densidad de flujo de fotones (PFD) en el interior fue de 103 ± 68 μmol fotones m^{-2} s^{-1}. Los talos de *C. chamissoi* se adhirieron exitosamente a los tres sustratos a través de DFS, y de estos talos surgieron nuevos crecimientos, cada uno formando otros DFS y cubriendo así más área. La fijación de los talos fue del 100% en placas de cerámica y tuberías de PVC, mientras que en las placas de fibra de vidrio fue del 98%, sin diferencias significativas entre los tratamientos. Por otro lado, la supervivencia de los DFS fue del 7 ± 5% en tuberías de PVC, del 33 ± 9% en placas de cerámica y del 63 ± 24% en placas de fibra de vidrio.

En cuanto a especies de la división Rhodophyta, Sainz-Villegas et al. (2023), caracterizaron el proceso de propagación vegetativa de *Gelidium corneum*, bajo niveles crecientes de temperatura e irradiación, sobre dos fases del proceso de propagación vegetativa: la capacidad de reincorporación y la supervivencia de los fragmentos reincorporados, para ello clasificaron a los rizoides adheridos a aquellos fragmentos apicales con menos de un 10% de rizoides dañados (estado "vivo") y a aquellos fragmentos con más de un 10% mostrando daños (estado "no vivo"), en la cual el rizoide dañado lo considera cuando mostró síntomas de despigmentación o necrosis tisular.

Por otro lado, las condiciones oceanográficas de la bahía de Samanco se basan en los estudios de García-Nolazco (2023), que abarcan el período de 2003 a 2019. Para nuestro estudio, se tomaron datos específicamente de la estación 5 (09° 11' 33,4" S - 78° 33' 13,8" W), ubicada en las proximidades. Las temperaturas en el fondo marino promedian los 20,3

°C, con valores mínimos de 16,5 °C y máximos de 24,8 °C, la salinidad alcanza un promedio de 35,1 ppt, con mínimos de 34,9 ppt y máximos de 35,2 ppt, la transparencia del agua se sitúa en torno a los 2,9 metros, con valores máximos de 6,0 y mínimos de 1,7 y el pH oscila alrededor de 8,24, con máximos de 9,16 y mínimos de 7,74. Mencionadas condiciones brindan un rango de temperatura, salinidad y pH, en la cual el cultivo de *C. chamissoi* puede aprovecharse mediante diversos cultivos

V. MATERIALES Y METODOS

5.1. Descripción del área de extracción de *Chondracanthus chamissoi*

La recolección de *C. chamissoi* se llevó a cabo en la bahía El Ferrol, ubicada al norte de la bahía de Samanco entre las coordenadas 09°04' - 09°10'S y 78°33' - 78°37'W (Fig. 2). Esta bahía presenta una geomorfología casi cerrada, delimitada por las islas Blanca, Ferrol Norte, Ferrol Medio y Ferrol Sur, la cual ocupa un área aproximada de 73.518 km^2 (Jacinto et al., 1997; Tresierra et al., 2007). La temperatura del agua varía estacionalmente entre 15 y 20 °C, con valores más bajos durante los meses de invierno y más altos en verano, el pH del agua varía entre 7.20 y 8.50. Además, la salinidad se mantiene relativamente estable, alrededor de 34.80 ppt (Jacinto et al., 1997; Tresierra et al., 2007; García et al., 2019; Ganoza et al., 2020).

5.2. Proceso de extracción del alga

Las frondas de *C. chamissoi* se obtuvieron mediante buceo semiautónomo, cortando manualmente de los lechos naturales submareales, a una profundidad de 2 a 3 metros, en un área de aproximadamente 400 m^2, en la zona enrocada de la playa El Viento de la bahía El Ferrol. En total, se extrajeron 2 kg de frondas las que fueron almacenadas en un recipiente térmico, la elección del lugar se debió a la mayor presencia de *C. chamissoi* en esa zona, en base a recomendaciones de diversos extractores de algas de la zona.

Figura 2. Punto de colecta de *C. chamissoi* y cultivo en condición natural

5.3. Transporte

Las frondas se transportaron en un cooler a 4°C, siguiendo la metodología de Arbaiza et al. (2023), desde el punto de colecta ubicado en la playa aguas frías, hasta el Laboratorio de Biología Acuática de la Universidad Nacional del Santa. El periodo de traslado no excedió de una hora.

5.4. Limpieza

En cuanto, las muestra llegaron al laboratorio, se procedió a la limpieza de las frondas, siguiendo las recomendaciones descritas por Arbaiza (2022), el cual implica el retiro exhaustivo de suciedad y organismos no deseados.

En este proceso se utilizó agua de mar esterilizada, con frote enérgico de las algas para asegurar la eliminación de todas las impurezas (conchuelas, cangrejos, pequeñas piedras, sedimentos y otras algas). El procedimiento concluyó con el retiro de algas en mal estado (con signos de daño o decoloradas), envejecidas y muy sucias.

5.5. Clasificación de fases reproductivas y no reproductivas, selección y corte

En la clasificación de fases biológicas se empleó el método descrito por Arbaiza (2022), separando las fases reproductivas de *C. chamissoi* en tres categorías: carposporofíticas, tetrasporofíticas y vegetativas. Este método se basa en la observación a tras luz, que permite identificar características distintivas de cada fase: las frondas carposporofíticas se identifican por la presencia de estructuras reproductivas llamadas cistocarpos, que se asemejan a "pequeñas bolitas"; las tetrasporofíticas presentan estructuras reproductivas en forma de "pequeñas almohadillas" oscuras de color marrón, que se distribuyen sobre todas las pínulas del alga, y las vegetativas se caracterizan por no presentar ninguna estructura reproductiva evidente (fig. 3).

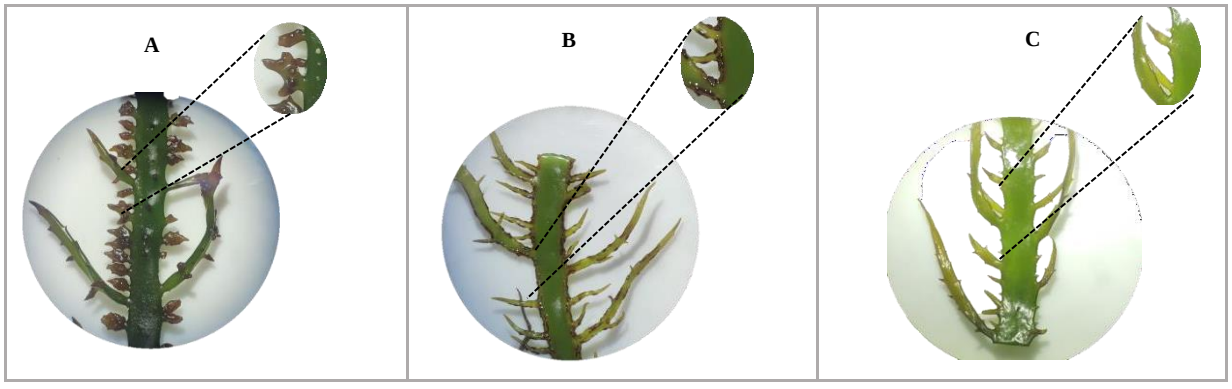


Figura 3. Caracteristicas reproductivas evidentes de las frondas de *C. chamissoi* recepcionadas en el estudio. A) fronda carposporofítica: característica por el cistocarpo estructura reproductiva “característica de asemejarse a pequeñas bolitas”, B) fronda tetrasporofítica: característica por la presencia de los tetrasporangios estructura reproductiva “característica forma de "pequeñas almohadillas" oscuras de color marrón” y C) fronda vegetativa: Característica de no presentar ninguna estructura reproductiva.

Se seleccionaron únicamente individuos vegetativos de *C. chamissoi*. Esta selección se basó en el estudio de Arbaiza (2022), quien demostró una mayor fijación y supervivencia de organismos vegetativos en comparación con individuos carposporofíticos y tetrasporofíticos. Separado el estadio vegetativo, se procedió a cortar el alga con la ayuda de una cuchilla, en fragmentos de un tamaño homogéneo de 4 cm (fig. 4).

Figura 4. Fragmentos de *C. chamissoi* en fase vegetativa cortados de 4 cm.

5.6. Diseño experimental

5.6.1. Descripción del diseño

Se empleó un diseño completamente al azar (DCA) con dos tratamientos y 10 repeticiones en condiciones semicontroladas de laboratorio y condiciones naturales.

Tabla 1. Tabla de diseño experimental.

Tratamientos	Condiciones	Repeticiones	Características
Tratamiento 1	Laboratorio	10	Cada unidad experimental fue sembrada con 5 g de fragmentos de *C. chamissoi* inoculadas dentro del sustrato de malla spider de 0.25 m
Tratamiento 2	Condiciones naturales	10	Cada unidad experimental fue sembrada con 5 g de fragmentos de *C. chamissoi* inoculadas dentro del sustrato de malla spider de 0.25 m

5.7. Preparación de condiciones para los fragmentos

5.7.1. En laboratorio

Se diseñó e instaló un sistema de recirculación básico (fig. 5), que comprendía un tanque reservorio de agua marina (300 L), bomba de elevación, filtros de cartucho de polipropileno (50, 20 y 5 µm), un filtro de lámpara ultravioleta y un acuario de vidrio (80 L) con un foco de 800 lúmenes (36.56 µmol m^{-2} s^{-1}).

El acuario contaba con un sistema de tuberías y válvulas de media pulgada que conectaba el tanque reservorio con el acuario.

El agua de mar, después de ser depositada, pasaba por filtros de sedimentos y un filtro UV para su esterilización, lo que ayudaba a eliminar microorganismos patógenos y otros contaminantes presentes.

El acuario se cubrió con malla Raschel (90% de sombra) en la parte superior para reducir la irradiación lumínica y facilitar el proceso de fijación de los fragmentos de *C. chamissoi* (Oyarzo et al., 2021).

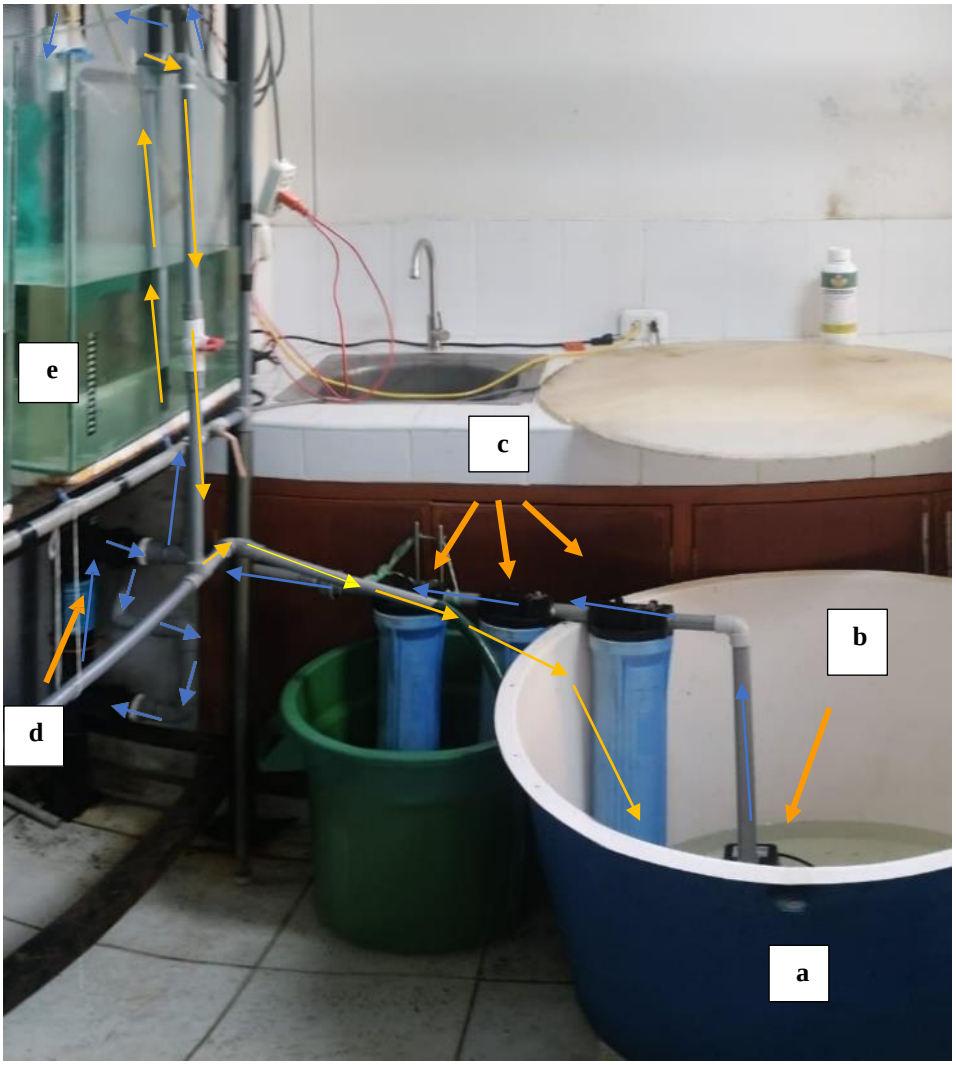


Figura 5. Sistema básico de recirculación utilizado para el proceso de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones semicontroladas de laboratorio. El sistema incluye: a) un tanque reservorio de 300 litros, b) una bomba de elevación, c) filtros de cartucho de polipropileno con tamaños de poro de 50, 20 y 5 µm, d) un filtro con lámpara UV, y e) un acuario de 80 litros. Las flechas azules indican la entrada de agua marina al acuario, mientras que las flechas amarillas muestran la salida del agua de mar hacia el sistema de tratamiento.

5.7.2. En condiciones naturales

Para el sistema de cultivo en mar, se implementó una línea de cultivo tipo long line de 100 metros de longitud suspendido a 3 m de la superficie. La mencionada área de cultivo, perteneció a la Asociación de Criaderos de Concha de Abanico Mundo Acuático (9°11'45.62"S y 78°33'41.54"O) ubicada en la zona caleta El Dorado de la bahía de Samanco (fig. 6).

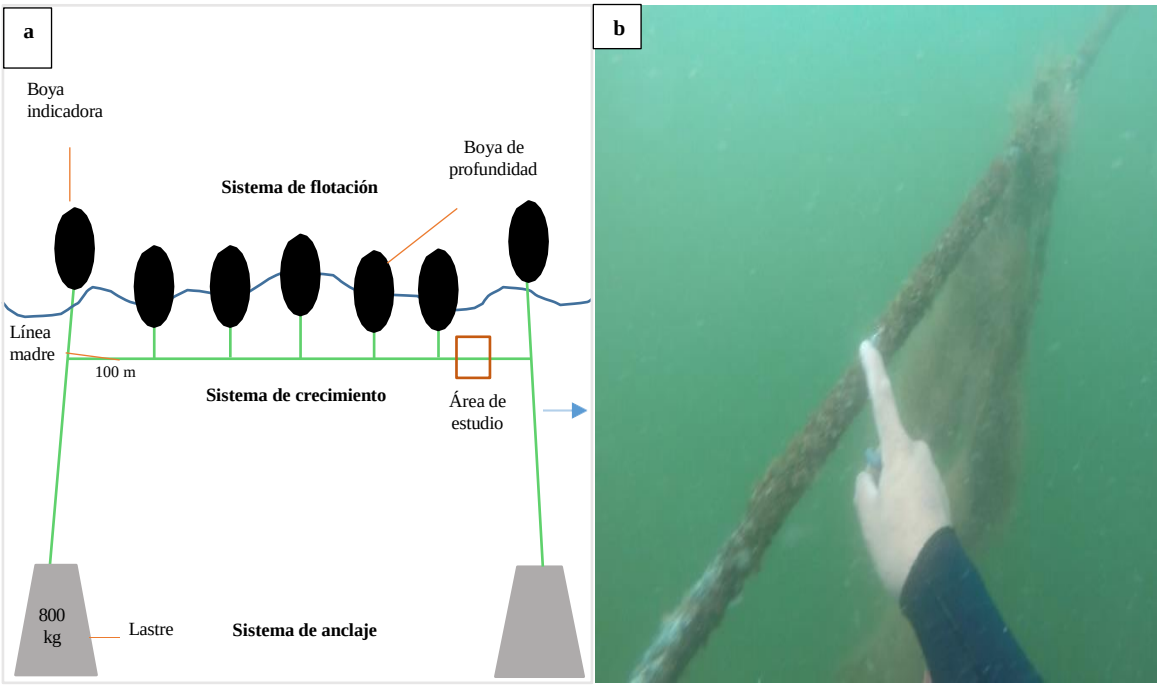


Figura 6. Esquema de la infraestructura para la siembra de fragmentos de *C. chamissoi* en sustratos de malla spider. a) Sistema long line de cultivo de *Cassotrea gigas* – ostra del pacifico y sus componentes. b) Línea de 2 metros de cabo polipropileno, para la instalación de los sustratos de malla spider inoculadas con fragmentos de *C. chamissoi*.

5.8. Siembra

5.8.1. En laboratorio

En la siembra, se utilizó como sustrato, para la fijación, malla "spider" de material plastificado, con dimensiones de 4 cm de ancho y 25 cm de largo, la cual sirvió como unidad de cultivo.

Se pesaron 10 veces por separado 5 g de los fragmentos cortados de *C. chamissoi* en una balanza digital Ohos Sout Pro SP601 (± 0.01 g) (fig. 7 a). Luego, en cada unidad, se hizo un nudo en uno de los extremos de la malla "spider" y se introdujo en un tubo de 1 pulgada, en donde cuidadosamente se agregaron los fragmentos y se dispersaron para garantizar una distribución homogénea en toda la malla.

Tras completar las 10 repeticiones, cada unidad, se ató con hilo rafia a una barra de tubo de PVC de media pulgada. Esta barra contenía piedras en su interior y se selló para asegurar que los sustratos se mantuvieran en el fondo de los acuarios (fig. 7 b). Además, cada repetición se rotuló con tinta de un corrector de letras. El agua del acuario se fertilizó con el nutriente foliar Bayfolan® en una concentración final de 0,2 mL L^{-1} cada cuatro días, en atención a la recomendación de Arbaiza et al. (2023), para formación de discos de fijación secundaria en *C. chamissoi* en sustratos de valva de *Argopecten purpuratus*.

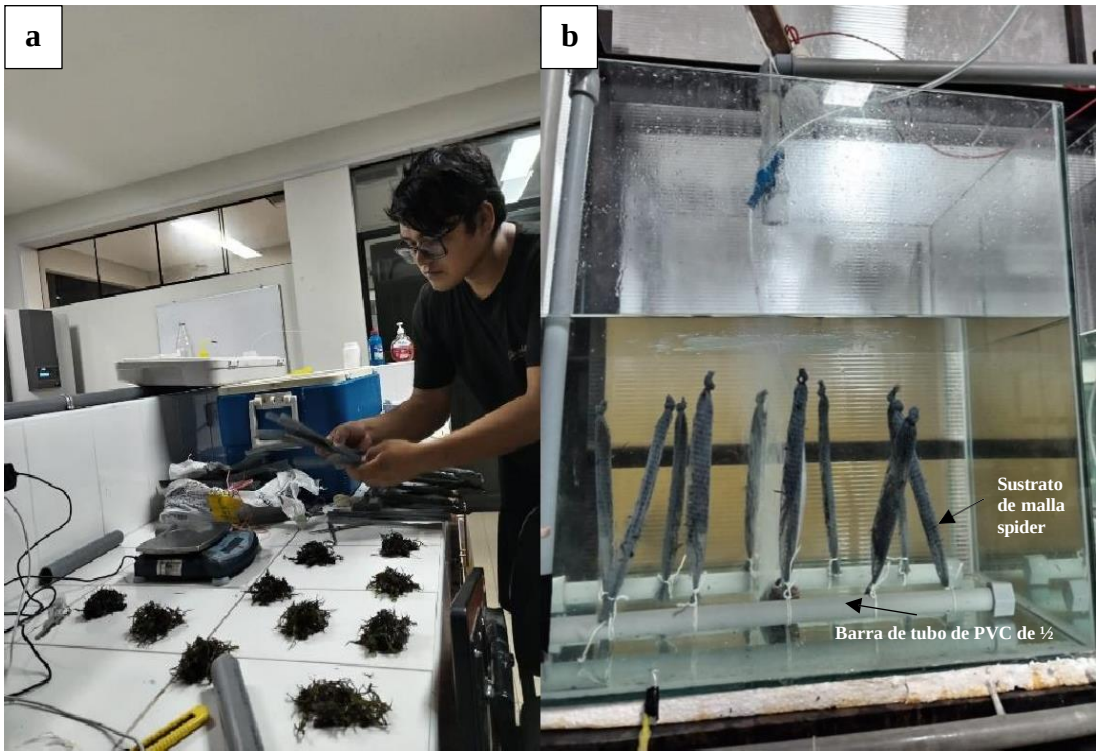


Figura 7. Proceso de siembra de fragmentos de *C. chamissoi* para la evaluación en condiciones semicontroladas de laboratorio. a) Pesado, y llenado de fragmentos de en la malla spider y b) Sustratos de malla spider con fragmentos de *C. chamissoi* en acuario (80 L).

5.8.2. En condiciones naturales

5.8.2.1. Descripción del área de siembra

5.8.2.2. Llenado de fragmentos de *C. chamisso*i en sustratos

El proceso de siembra de los fragmentos de *C. chamissoi*, la siembra se realizó a bordo de la embarcación modo similar al del laboratorio. La malla se envolvió cuidadosamente para generar tensión, y los fragmentos se agregaron con moderación y se dispersaron para garantizar una distribución homogénea en toda la malla en las diez repeticiones. Este se realizó a bordo de una embarcación marina equipada con un toldo de malla Raschel, con el fin de evitar la deshidratación de las algas. Terminadas las 10 repeticiones éstas se

depositaron en una malla la cual se colocó en el borde de la embarcación sostenida con un cabo a la embarcación con el fin de que pueda tener contacto con el mar y evitar que se deshidrate (fig. 8).

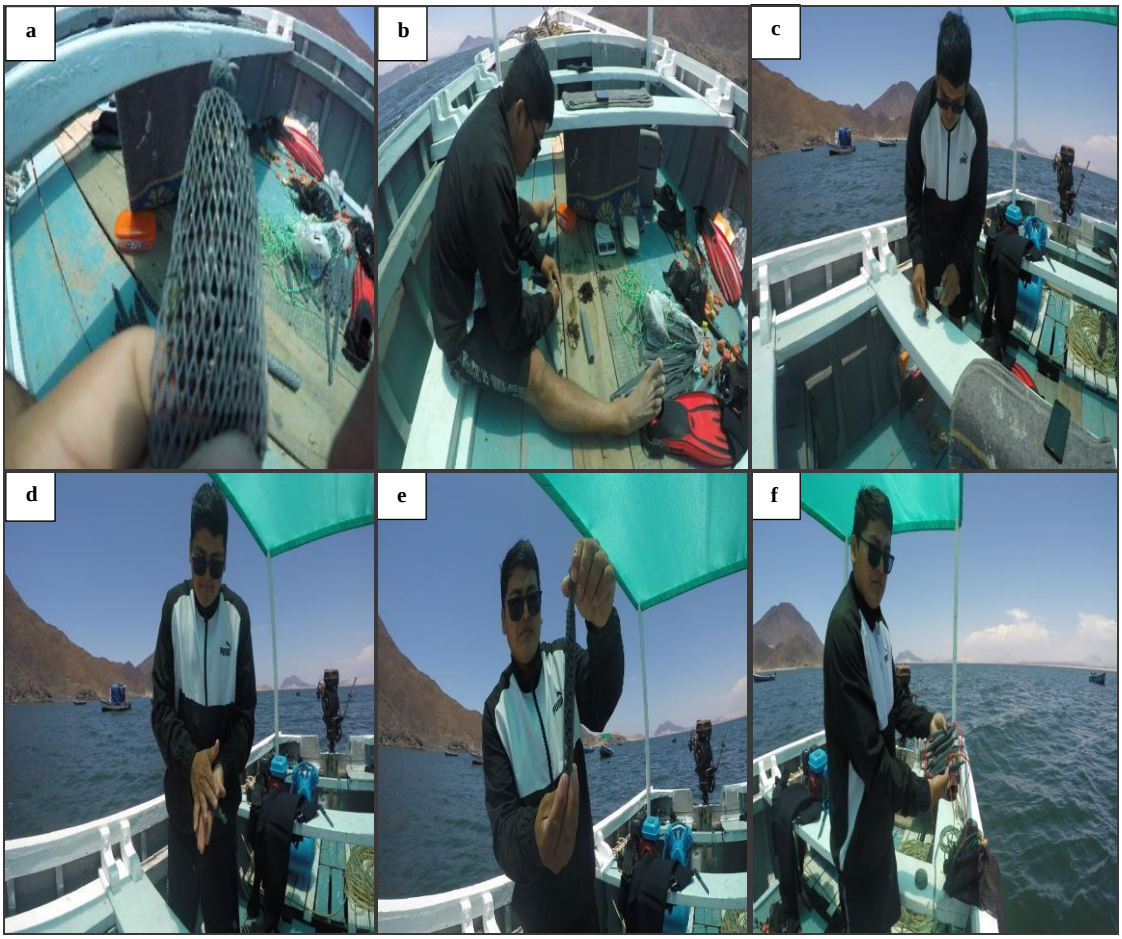


Figura 8. Proceso de preparación de fragmentos de *C. chamissoi* en malla spider para su sembrado en condiciones naturales. a) colocación de los fragmentos de en la malla spider, b) corte y pesado de *C. chamissoi*¸ c) llenado de fragmentos en la malla spider, d) frote enérgico, para que los fragmentos estén dispersos en toda la malla, e) fragmentos en malla spider y f) repeticiones del tratamiento depositadas momentáneamente en el mar, para ser instaladas.

5.8.2.3. Proceso de instalación y monitoreo

Las unidades de cultivo inoculadas fueron aseguradas a la línea de siembra suspendida (long line), utilizando el nudo ballestrinque doble con asa, mediante buceo semiautónomo. Además, una vez instaladas las mallas, a cada una se le ató una boya de material plastificado con el fin de prevenir el enredo (fig. 9a). Estas mallas permanecieron instaladas durante un periodo de 30 días y fueron monitoreadas semanalmente. Para registrar el proceso de desarrollo de las mallas cada semana, se utilizó una cámara acuática GoPro Hero.

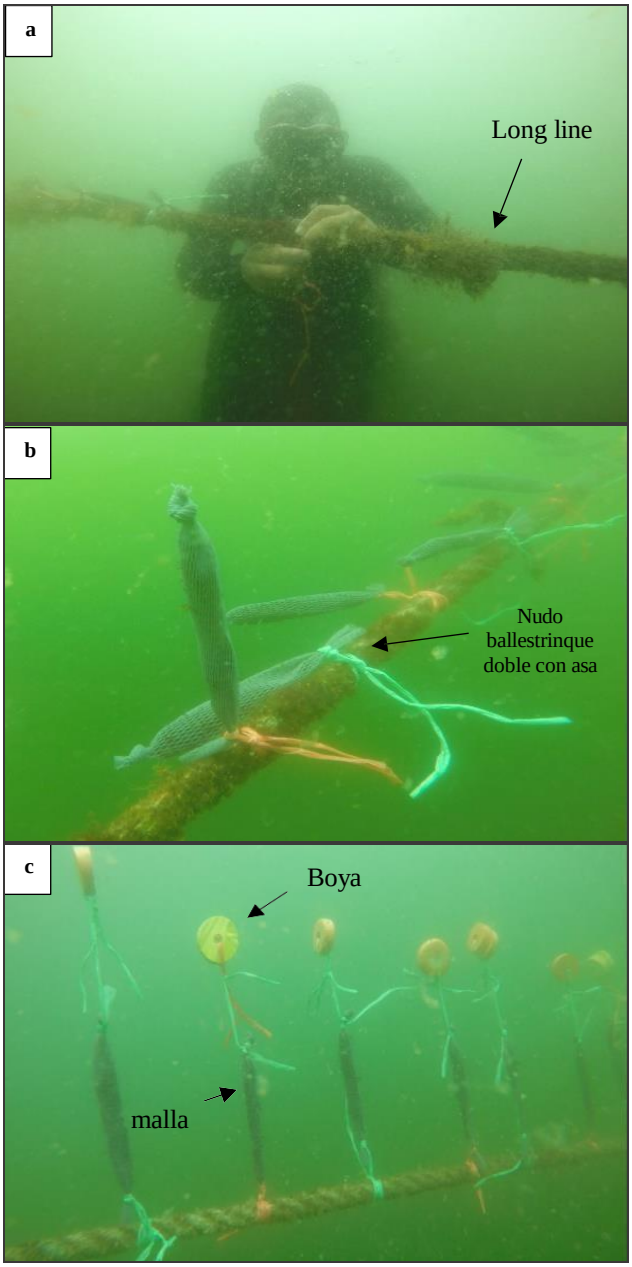


Figura 9. Instalación de unidades de cultivo en el sistema de cultivo long line, para el proceso de fijación de fragmentos de *C. chamissoi*. a) Buzo instalando unidades de cultivo a la línea long line, b) Repeticiones del tratamiento instaladas c) Incorporación de boyas a las mallas spider.

5.9. Evaluación de Capacidad de Fijación (CF)

Concluida la parte experimental, tanto en condiciones semicontroladas de laboratorio como en condiciones naturales, se procedió a evaluar la fijación de los fragmentos insertados. Para ello, se desató la malla spider y se la colocó sobre una tabla sujeta con seis pernos para mantener la tensión de la malla. Posteriormente, se realizó un corte a lo largo de toda la malla para permitir la evaluación visual de la fijación (fig. 10). Este proceso se llevó a cabo

con la ayuda de pinzas, y los fragmentos fijados se colocaron en placas Petri rotuladas por repetición, lo que permitió el conteo según su origen.

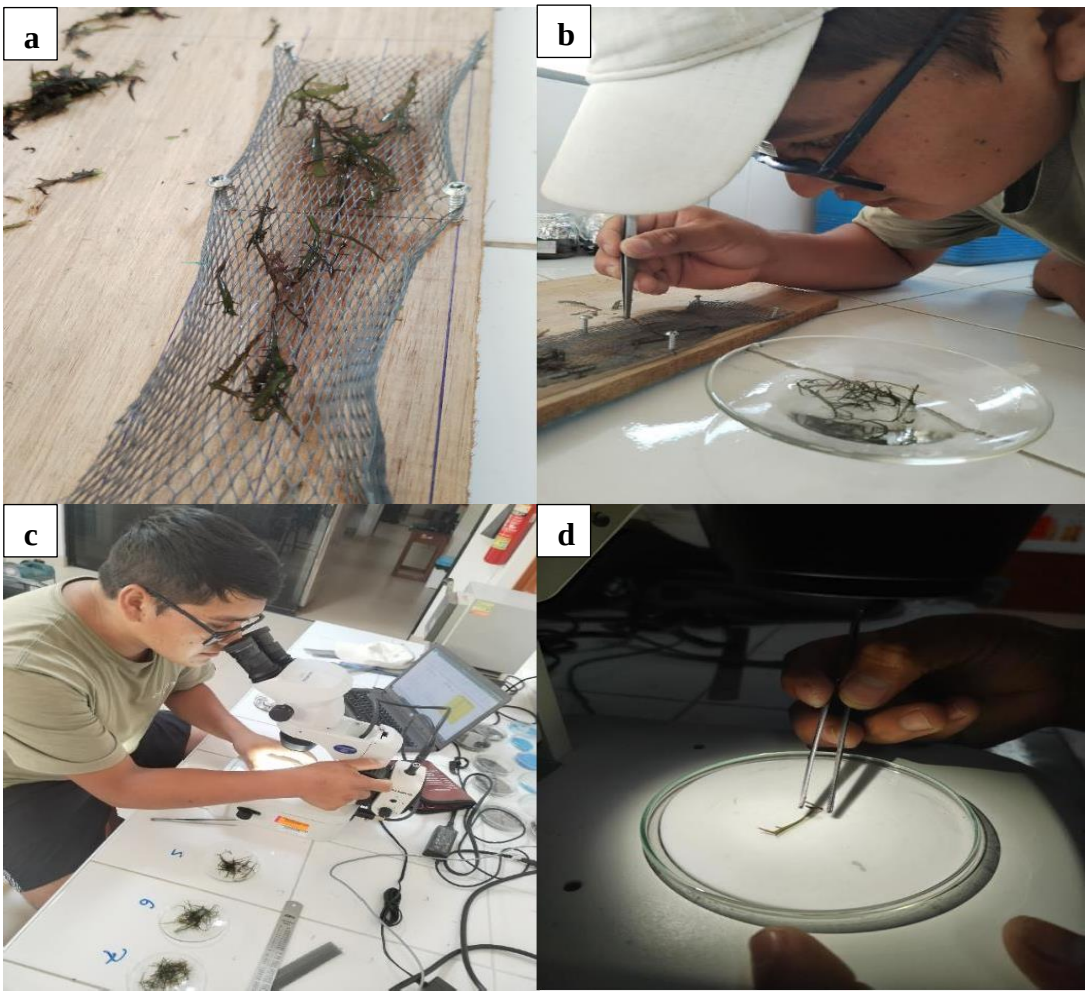


Figura 10. Proceso de evaluación de fragmentos fijados de *C. chamissoi*. a) malla spider situada en el marco de madera y cortada, para su evaluación de fragmentos fijados, b) retiro de fragmentos fijados y colocados en placas Petri y c - d) observación y corroboración de formación de disco de fijación en fragmentos fijados, en el microscopio estereoscopio.

Contabilizado el total de fragmentos fijados por repetición de los tratamientos en condiciones semicontroladas de laboratorio (enero) y en condiciones naturales (marzo) se calculó la capacidad de fijación utilizando la fórmula propuesta por Bulboa et al. (2013):

$$CF\ (\%) = \left(\frac{\text{Número de fragmentos fijados}}{\text{Número total de fragmento iniciales}}\right) \times 100$$

5.10. Evaluación de parámetros en condiciones de cultivo en laboratorio y en condiciones naturales

El monitoreo de los parámetros físicos y químicos del agua en el cultivo bajo condiciones semicontroladas de laboratorio se realizó diariamente a las 09:00 y 15:00, donde se registraron la salinidad (± 0,1 ppt), temperatura (± 0,1 °C), y conductividad (± 0,1 µS/cm) con el uso de un Multiparámetro Ecosense modelo S300A, pH (± 0,01 unidades) con el medidor portátil para pH y la irradiación (± 0,5% lux) con el luxómetro Extech.

Por otro lado, para el muestreo de la calidad de agua en condiciones naturales, se empleó un Data Logger HOBO® UA-002-64, que registró diariamente la temperatura e irradiación. Este dispositivo fue instalado en la línea long line mediante buceo semiautónomo.

5.11. Análisis estadístico

Para el procesamiento de la base de datos se determinó en primer lugar la normalidad utilizando la prueba de Shapiro-Wilk, luego se aplicó el análisis de varianza simple y la prueba de Tukey, ambos con el nivel de significancia del 5%. Los datos se expresaron como media. El análisis estadístico se efectuó con el Software InfoStat versión 2020e para Windows 10.

VI. RESULTADOS

En condiciones semicontroladas de laboratorio, con el fin de garantizar la precisión en el registro de resultados, se procedió a retirar cuidadosamente los fragmentos fijados de cada repetición del tratamiento. Se comprobó que todos los sustratos evaluados presentaron fragmentos adheridos incluyendo las condiciones naturales, lo que evidencia la efectividad del sustrato de fijación (malla spider) empleado (fig.11). Además, se observó la formación de discos de fijación secundaria y puntos de contacto de los fragmentos con el sustrato, sobre los cuales se desarrollaron nuevos ejes erectos (fig. 12). Este proceso fue consistente ambos tratamientos (Fig. 13 y 14), lo que sugiere un comportamiento morfofisiológico favorable para la propagación vegetativa del alga bajo diferentes condiciones ambientales.

Figura 11. Fragmentos fijados de *C. chamissoi*. a. Fragmento fijado en sustrato de malla "spider" en condiciones semicontroladas de laboratorio. b. Fragmento fijado en sustrato de malla "spider" en condiciones naturales.

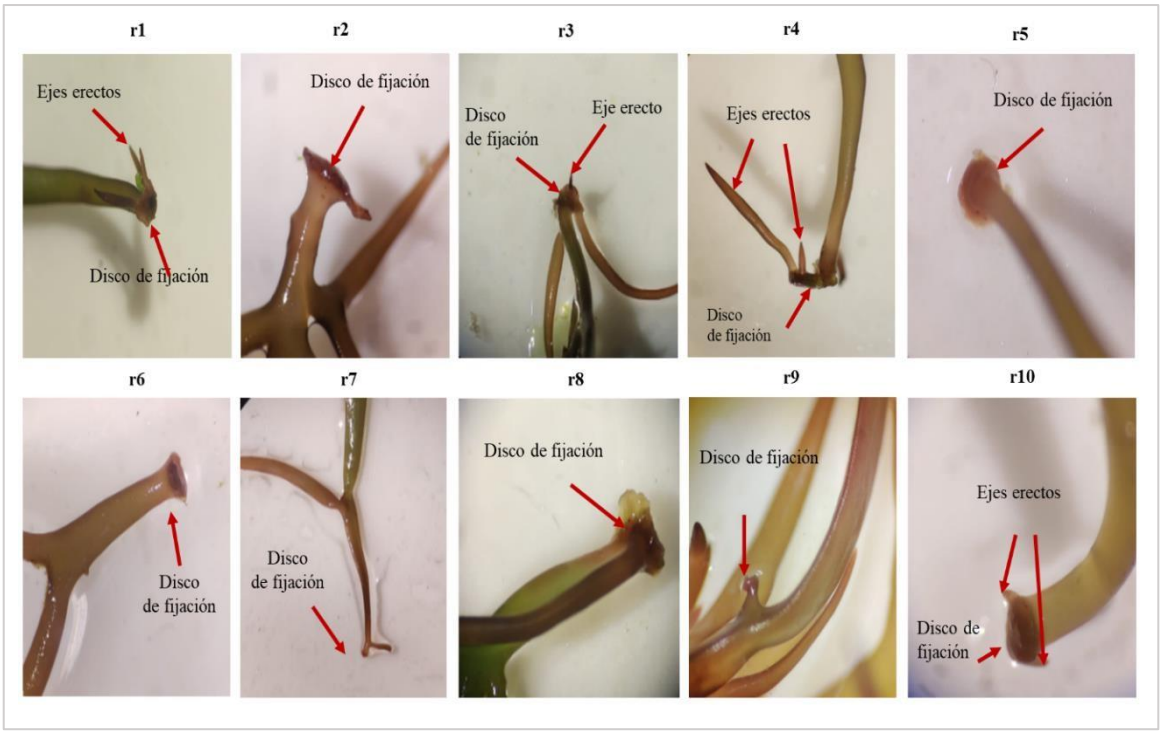
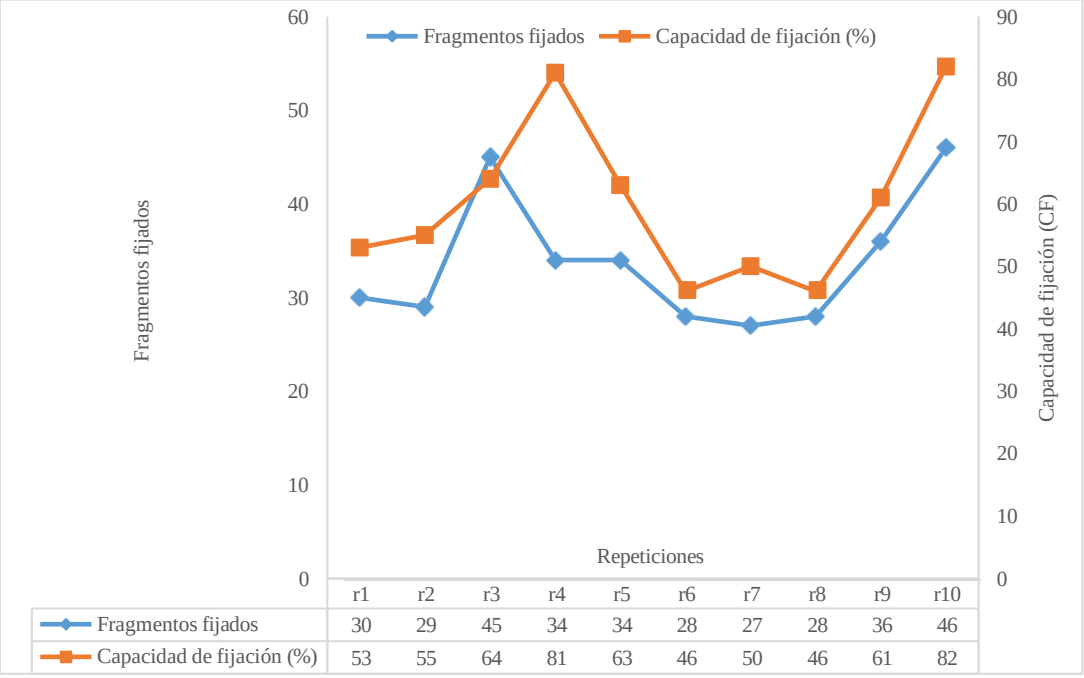


Figura 12. Fragmentos de *C. chamissoi* fijados en sustrato de malla spider bajo condiciones semicontroladas de laboratorio.

Al concluir el período experimental (día 30), se registró en las 10 repeticiones un promedio 21 de fragmentos fijados de *C. chamissoi* en el sustrato de malla spider con un promedio de capacidad de fijación de 39%.



	r1	r2	r3	r4	r5	r6	r7	r8	r9	r10
Fragmentos fijados	30	29	45	34	34	28	27	28	36	46
Capacidad de fijación (%)	53	55	64	81	63	46	50	46	61	82

Figura 13. Número de fragmentos fijados y capacidad de fijación (%) en cada repetición del tratamiento en condiciones semicontroladas de laboratorio.

Parámetros de cultivo en condiciones semicontroladas de laboratorio y condiciones naturales

Durante el periodo de estudio, que coincidió con la ocurrencia del evento El Niño, se monitorearon los parámetros ambientales en condiciones semicontroladas de laboratorio y en condiciones naturales. La Figura 14 muestra la variación temporal de la irradiancia (en lux) y la temperatura (°C), mientras que la Tabla 2 resume los valores promedio registrados.

Tabla 2. Comparación de las condiciones ambientales en condiciones semicontroladas de laboratorio y naturales.

Parámetros	Condiciones semicontroladas de laboratorio	Condiciones naturales
Temperatura (°C)	25.72 ± 0.30	24.33 ± 1.28
Intensidad luminosa (lux)	210 ± 14.19	641.77 ± 56.18
µmol m^{-2} s^{-1}	3.89 ± 0.26	11.87 ± 1.04

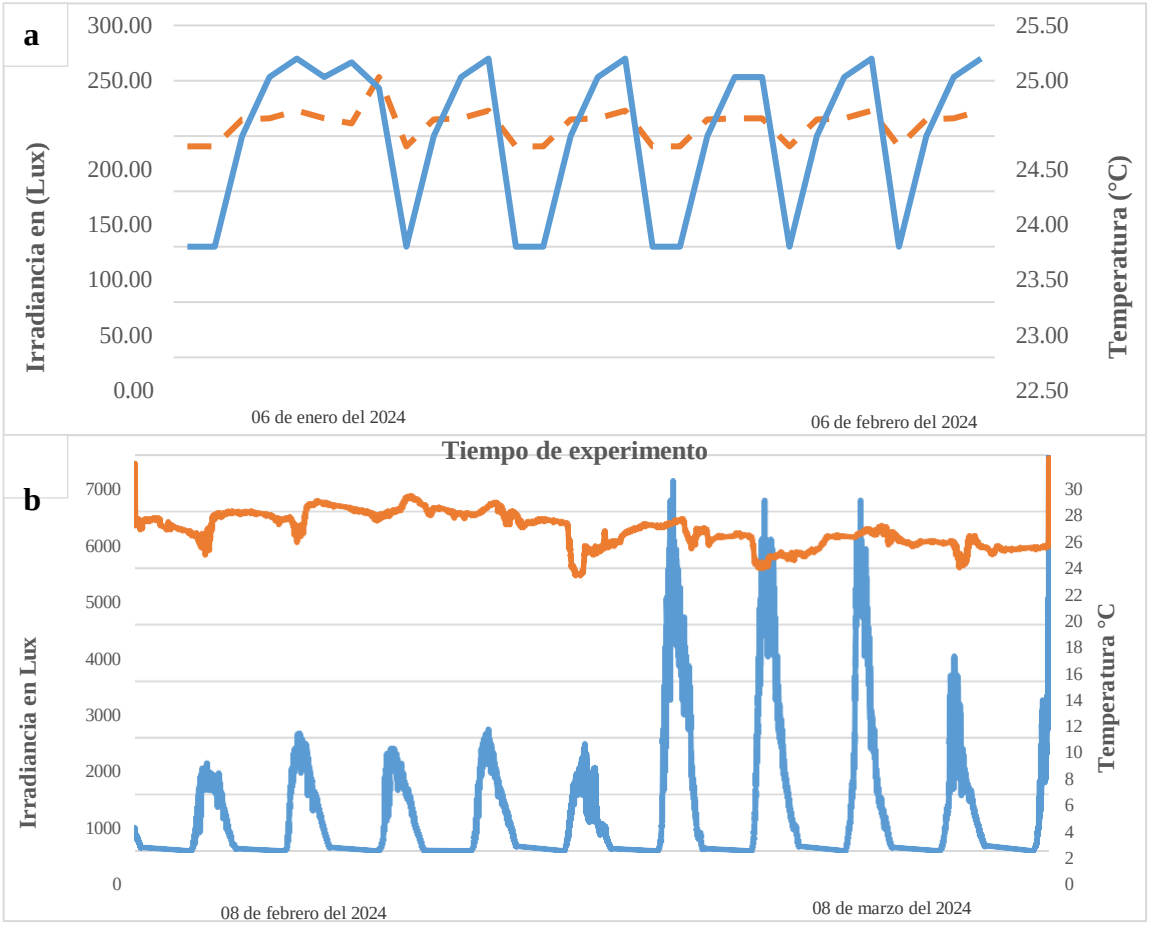


Figura 14.

Variación de temperatura de agua (línea naranja) e irradiación en lux (línea celeste) en el proceso de fijación de C. chamissoi. a) En condiciones semicontroladas de laboratorio y b) Condiciones de naturales ubicada en la bahía de Samanco, (Ancash – Perú).

La temperatura en condiciones semicontroladas de laboratorio, se mantuvo relativamente estable, con un promedio de 25.72 ± 0.30 °C, mientras que en condiciones naturales se observó mayor variabilidad, con un promedio de 24.33 ± 1.28 °C, en cuanto a la intensidad luminosa, los valores fueron considerablemente más altos en condiciones naturales, alcanzando un promedio de 641.77 ± 56.18 lux, frente a 210 ± 14.19 lux en laboratorio. Esta diferencia también se refleja en los valores de irradiancia convertidos a unidades de densidad de flujo fotónico (µmol m^{-2} s^{-1}), con 11.87 ± 1.04 en condiciones naturales y 3.89 ± 0.26 bajo condiciones controladas.

En condiciones naturales, todas las repeticiones mostraron mayores fragmentos fijados (tabla 4); Así mismo, se observaron, formación de discos de fijación secundaria y sobre ellos crecimiento de ejes erectos (fig. 15).

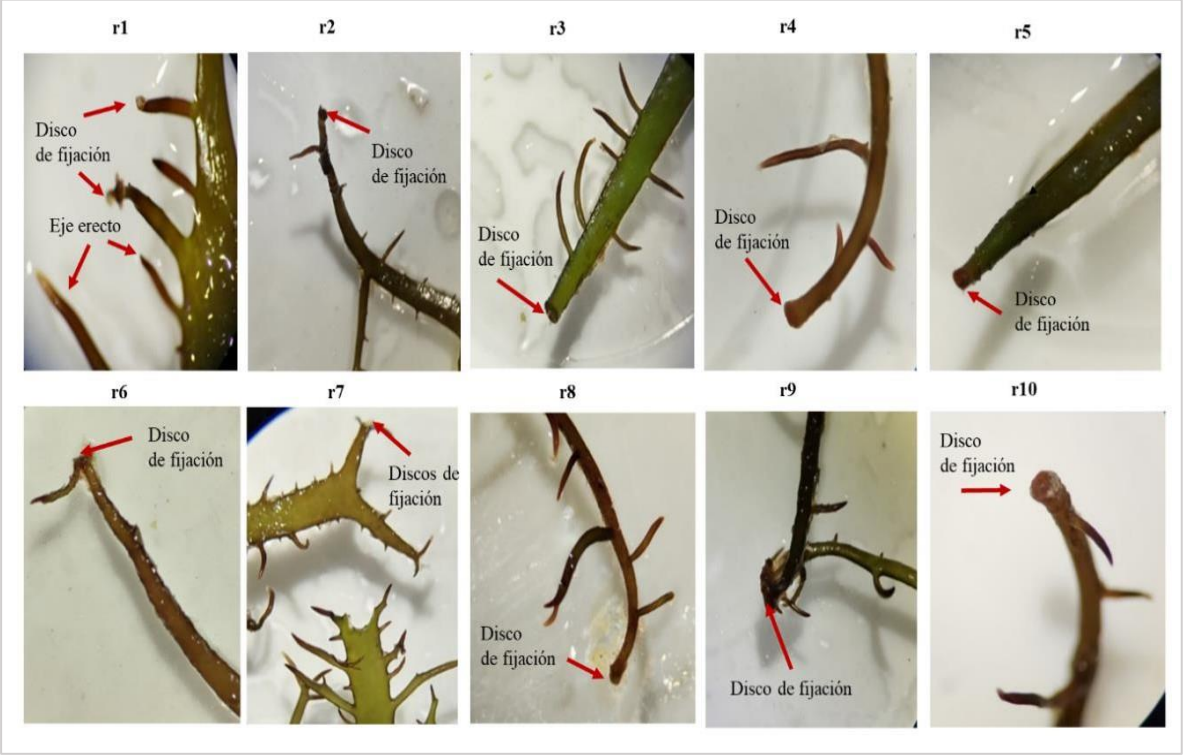


Figura 15. Fragmentos de *C. chamissoi* fijados en sustrato de malla spider bajo condiciones de naturales

Concluido el período experimental (día 30), se registró en promedio 34 fragmentos fijados de *C. chamissoi* en el sustrato de malla spider con 57 fragmentos iniciales, en base a ello se calculó la capacidad de fijación la cual fue de 60% (fig. 16).

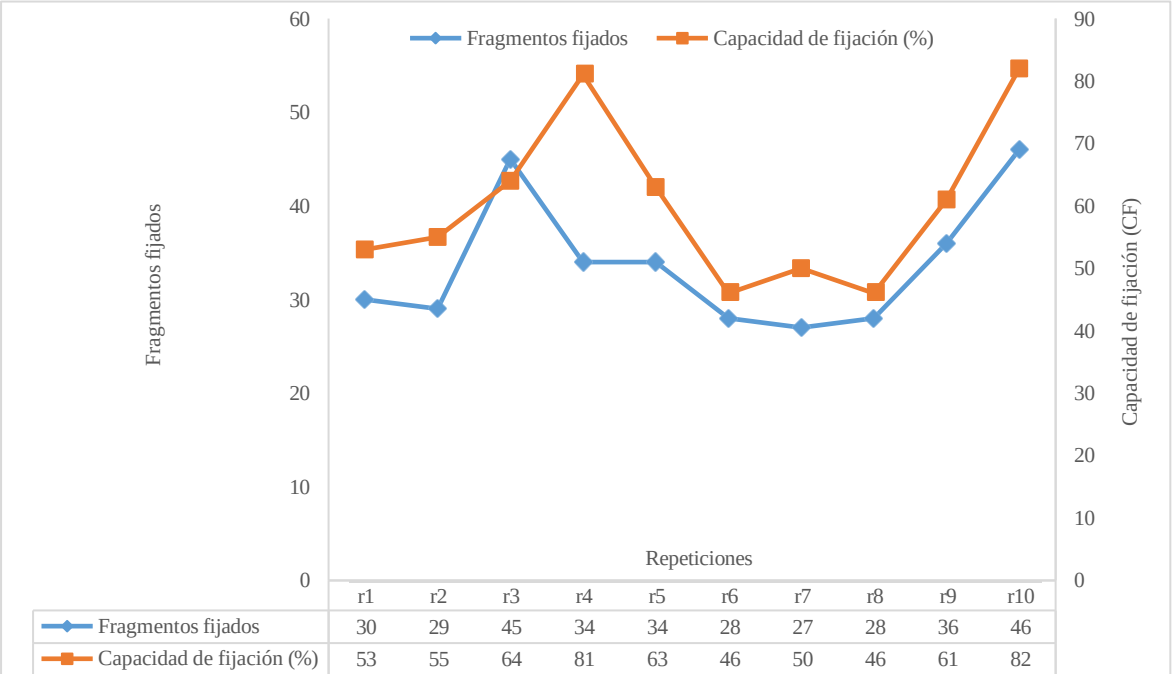


Figura 16. Número de fragmentos fijados y capacidad de fijación (%) en cada repetición del tratamiento en condiciones naturales.

Se determinó que existen diferencias significativas ($p < 0,05$), entre las medias de la capacidad de fijación de los fragmentos de *C. chamissoi*, sometidos a condiciones semicontroladas de laboratorio y ambiente natural (tabla 3).

Tabla 3. Análisis comparativo del número de fragmentos iniciales, fijados y capacidad de fijación entre los tratamientos de estudio

Descripción	**Número promedio de tratamientos**	
	Condiciones de laboratorio	**Condiciones naturales**
Fragmentos inoculados	55 ± 7	57 ± 7
Fragmentos fijados	21 ± 3 **(a)**	34 ± 7 **(b)**
Capacidad de fijación (%)	39 % **(a)**	60 % **(b)**

*La significancia estadística fue determinada con una varianza (ANOVA) y la prueba de Tukey con α=0.05.

**Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

En los fragmentos sometidos a condiciones naturales, presentó incremento diferencias ($p<0,05$) en el número de fragmentos fijados, con una media de 34 fragmentos, en comparación con el tratamiento en condiciones semicontroladas de laboratorio, el cual mostró una media de 21 fragmentos (fig. 17), asimismo, la capacidad de fijación del tratamiento en condiciones naturales fue de 60% frente a 39% del tratamiento en condiciones semicontroladas de laboratorio (fig. 18).

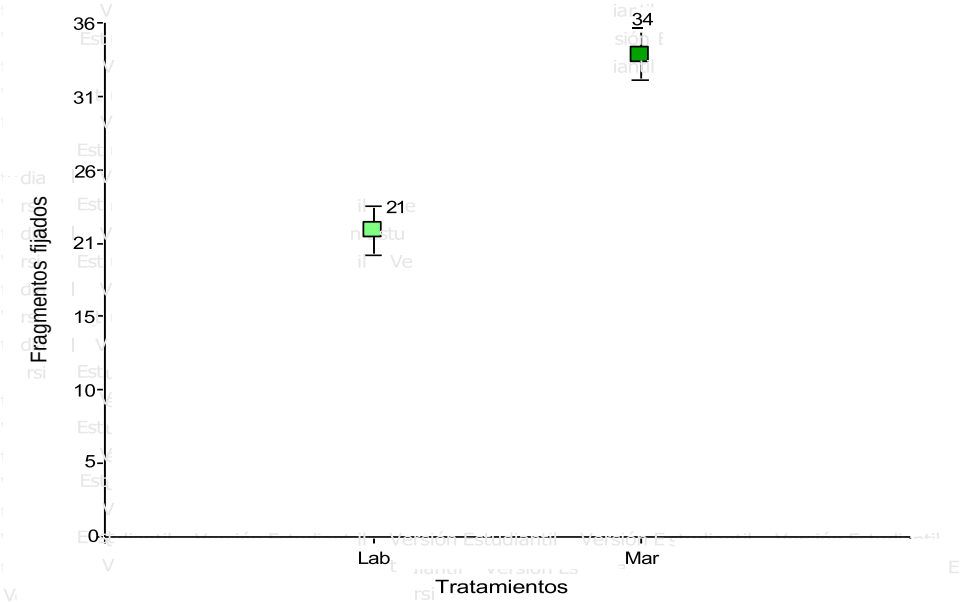


Figura 17. Media de número de fragmentos fijados de *C. chamissoi* bajo condiciones naturales y de semicontroladas de laboratorio

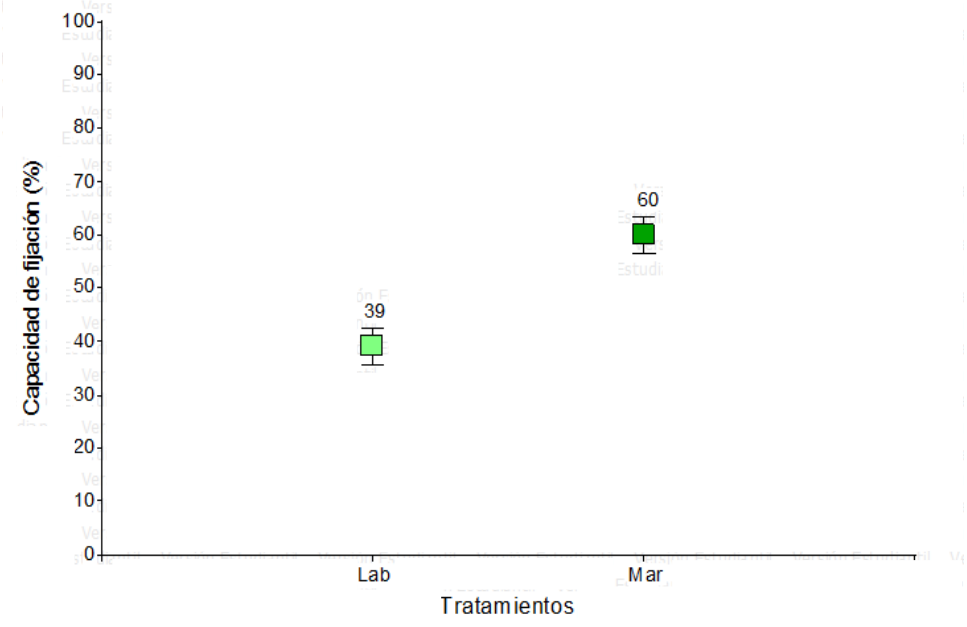


Figura 18. Media de capacidad de fijación bajo condiciones naturales y de semicontroladas de laboratorio

VII. DISCUSION

Este estudio sugiere la potencialidad de la capacidad de fijación de *Chondracanthus chamissoi* mediante la formación de discos de fijación secundaria (DFS), a través de la propagación vegetativa sobre el sustrato artificial de malla de spider (tabla 5). Aunque esta capacidad ha sido previamente observada en sustratos naturales (valvas carbonatadas) y artificiales (cabos de nylon), tanto en condiciones controladas y semicontroladas según diversos estudios (Hernández-González et al., 2007; Bulboa et al., 2013; Sáez & Macchiavello, 2018; Baltazar et al., 2019; Espinoza & Cahui, 2019; Zapata et al., 2020; Oyarzo et al., 2021), sin embargo, aún no existen estudios donde se han comparado los mencionados escenarios.

Además, se confirma la influencia de la irradiación y la temperatura en la capacidad de fijación de *Chondracanthus chamissoi*, factores críticos en las etapas iniciales del proceso de propagación vegetativa, esenciales para el mantenimiento de sus poblaciones. Esta afirmación se sustenta en el estudio de Atoche-Suclupe et al. (2023), quienes destacan que la dinámica del recurso está determinada por la disponibilidad de biomasa, la cual, a su vez, se ve afectada por variaciones en factores ambientales y antropogénicos.

Los resultados obtenidos evidenciaron una capacidad de fijación del 60 % para los fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* en condiciones naturales utilizando malla Spider como sustrato, significativamente superior al 39 % observado en condiciones semicontroladas de laboratorio durante el mismo período de 30 días. Este hallazgo destaca la eficacia del ambiente natural para promover la fijación, incluso bajo temperaturas elevadas de 24 °C, propias del evento de El Niño, en contraste con los 19 °C reportados en estudios previos, como el de Sáez & Macchiavello (2018), quienes documentaron una fijación del 26 % en sustratos de valvas de moluscos.

La superioridad de la malla Spider puede atribuirse a su rugosidad, que proporciona un mayor número de puntos de anclaje efectivos para los discos de fijación secundaria (DFS). Este aspecto ha sido señalado como determinante en la elección de sustratos adecuados para *C. chamissoi* (Fonck et al., 2008; Huaman Fernandez et al., 2024). Adicionalmente, en condiciones naturales, la interacción de factores abióticos como el recambio continuo de agua y la presencia de corrientes marinas garantiza una disponibilidad dinámica de nutrientes, favoreciendo tanto el crecimiento como la fijación de los fragmentos (Bulboa et al., 2005; Rodríguez & Otaíza, 2018).

En contraste, en condiciones semicontroladas de laboratorio, la menor fijación podría estar vinculada a la falta de control adecuado sobre factores críticos como la temperatura, la irradiación lumínica y el flujo de nutrientes. Aunque se implementó un sistema de recirculación y el uso de fertilizante Bayfolan® (Arbaiza et al., 2023), las condiciones subóptimas de temperatura (25 °C) y luz (4 µmol m^{-2} s^{-1}) podrían haber limitado la eficiencia de los procesos fisiológicos necesarios para la fijación exitosa.

Por tanto, este estudio no solo reafirma la viabilidad del cultivo de *C. chamissoi* en condiciones naturales, sino que también subraya la importancia de seleccionar cuidadosamente los sustratos y optimizar las condiciones controladas para replicar el éxito natural en ambientes de laboratorio. Estas observaciones contribuyen al desarrollo de estrategias más eficaces para el cultivo y manejo sostenible de esta especie.

Los resultados obtenidos en condiciones semicontroladas de laboratorio evidenciaron una capacidad de fijación del 39 ± 9 %, significativamente menor a lo reportado por Bulboa et al. (2013) y Oyarzo et al. (2021). Estos estudios lograron tasas de fijación superiores al 80 % y cercanas al 100 %, respectivamente, manteniendo temperaturas entre 13-15 °C e intensidades lumínicas de 100-150 µmol m^2 s^{-1}, además de una alta disponibilidad de nutrientes. Este contraste destaca la influencia crítica de factores abióticos en la fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi*.

En este estudio, la temperatura en laboratorio alcanzó los 25 °C y la irradiancia lumínica fue de 4 µmol m^2 s^{-1}, condiciones que, según Fonck et al. (2008), inducen estrés térmico y dificultan procesos fisiológicos como la fotosíntesis y la producción de compuestos estructurales necesarios para la fijación. Este estrés se ve agravado por la baja intensidad lumínica, lo que limita la formación de discos de fijación secundarios (DFS), como lo señalan Arbaiza et al. (2023).

Adicionalmente, la escasa renovación de nutrientes en condiciones controladas puede haber restringido la disponibilidad de compuestos esenciales como nitratos y fosfatos, afectando la viabilidad de los fragmentos. En ambientes naturales, el constante recambio de agua favorece no solo la disponibilidad de nutrientes, sino también la eliminación de metabolitos, condiciones ideales para el crecimiento y fijación de *C. chamissoi* (Kotta et al., 2022). Esto explica por qué en condiciones naturales se logró una fijación del 60 %, incluso bajo temperaturas elevadas de 24 °C.

En conjunto, estos resultados subrayan que, aunque las condiciones naturales proporcionan un entorno óptimo para el desarrollo de *C. chamissoi*, la replicación de estos factores en laboratorio requiere una gestión precisa de variables críticas como la temperatura, la irradiación lumínica y el flujo de nutrientes. Optimizar estas condiciones podría mejorar la eficiencia en cultivos controlados, ofreciendo alternativas viables para la propagación de esta especie.

En el estudio realizado en condiciones semicontroladas de laboratorio, se implementaron técnicas de cultivo basadas en trabajos previos como el de Arbaiza et al. (2023), que incluyen un sistema de recirculación con filtros de cartucho de polipropileno, una lámpara ultravioleta para la esterilización del agua y la adición del fertilizante Bayfolan® (0.2 mL L^{-1}). Además, se seleccionaron cuidadosamente frondas de *C. chamissoi* en estado vegetativo, lo que, según diversos autores, representa un factor determinante para la fijación exitosa (Arbaiza et al., 2023; Arbaiza, Baltazar, et al., 2019; Bulboa et al., 2008; Fonck et al., 2008; Huaman Fernandez et al., 2024).

Sin embargo, a pesar de seguir estas recomendaciones, los resultados obtenidos no alcanzaron los niveles esperados de fijación (39 ± 9 %). Esto podría atribuirse a que las condiciones de temperatura (25 °C) e irradiación lumínica (4 µmol m^2 s^{-1}) no estuvieron dentro de los rangos óptimos reportados por Bulboa et al. (2008) y Huaman Fernandez et al. (2024), quienes sugieren que la temperatura ideal para *C. chamissoi* se encuentra entre 15 y 23 °C y la irradiación debe oscilar entre 40 y 100 µmol m^2 s^{-1} para promover una fijación eficiente.

En este contexto, es importante resaltar que estas condiciones subóptimas no descalifican la viabilidad del procedimiento, sino que ofrecen información relevante para ajustar futuros protocolos de cultivo en tierra. Estudios recientes como el de Arbaiza et al. (2023) enfatizan la necesidad de un manejo integrado de factores como la temperatura, flujo de agua, luz y la nutrición para optimizar la fijación en sistemas de cultivo cerrados. Este tipo de investigación es fundamental para adaptar técnicas que permitan replicar en tierra el éxito obtenido en ambientes naturales, donde la interacción de múltiples factores es más difícil de controlar.

Por lo tanto, este estudio no debe ser interpretado como un intento fallido de cultivo, sino como una evaluación experimental que proporciona datos valiosos para futuros desarrollos en la acuicultura de *Chondracanthus chamissoi*. En esta línea, se recomienda explorar la

implementación de sistemas de iluminación LED regulable y control de temperatura automatizado para replicar con mayor precisión las condiciones ambientales óptimas, incrementando así la fijación y garantizando la viabilidad del cultivo en sistemas terrestres.

Temperaturas elevadas tanto en condiciones naturales (24 °C) como en laboratorio (25 °C), subraya la capacidad de *C chamissoi* para adaptarse a ambientes desafiantes. Durante el evento de El Niño, representado por un aumento anómalo de la temperatura superficial del mar, se evidenció que la especie es capaz de desarrollar discos de fijación secundaria (DFS) en condiciones naturales, demostrando su robustez frente a fluctuaciones térmicas.

Bulboa et al. (2008) sostienen que *C. chamissoi* puede tolerar temperaturas de hasta 25 °C, aunque este límite puede inducir estrés fisiológico, especialmente si la irradiación lumínica es subóptima. De acuerdo con estos autores, la luz y la temperatura son factores abióticos críticos que no solo regulan la fijación, sino también la distribución geográfica de la especie, sin embargo, en condiciones semicontroladas de laboratorio, la combinación de temperaturas elevadas (25 °C) y baja irradiación (4 μmol m^{-2} s^{-1}) podría haber afectado la eficiencia de fijación observada (39 %). Este contraste sugiere que, aunque *C. chamissoi* puede adaptarse a temperaturas altas en el medio natural debido al recambio continuo de agua y la disponibilidad de nutrientes, en entornos controlados se requiere una gestión más precisa de estos factores.

Por tanto, es fundamental destacar que, si bien la especie muestra una capacidad de adaptación a temperaturas elevadas en ambientes naturales, replicar estas condiciones en laboratorio requiere ajustes en la irradiación y el control térmico para evitar efectos negativos en la fijación y supervivencia de los fragmentos.

A pesar de las elevadas temperaturas en la bahía de Samanco (24 °C), este estudio demuestra que el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* mediante propagación vegetativa es viable en condiciones naturales. Esto se debe a su capacidad para formar discos de fijación secundaria (DFS) en diversos sustratos, como malla Raschel, malla anchovetera y valvas, los cuales han sido evaluados en condiciones normales de temperatura en estudios previos (Bulboa et al., 2005, 2013; Bulboa & Macchiavello, 2006; Hernández-González et al., 2007; Oyarzo et al., 2021; Sáez et al., 2008; Torres-Galarza et al., 2023; Zapata et al., 2020).

VIII. CONCLUSIONES

La capacidad de fijación de fragmentos de *Chondracanthus chamissoi* bajo condiciones semicontroladas de laboratorio (39%), presentó una diferencia estadística significativa en comparación con las condiciones naturales de la bahía de Samanco (Ancash, Perú) (60%).

La eficacia en el porcentaje de fijación de *C. chamissoi* entre condiciones semicontroladas de laboratorio y la bahía de Samanco (Ancash, Perú), fue independiente debido a que no se logró un control óptimo en condiciones semicontroladas, sin embargo, en base a los fragmentos fijados ésta fue mayor en condiciones naturales.

En ambas condiciones, se constató la formación de discos de fijación y el desarrollo de nuevos ejes erectos, lo que confirma el potencial morfofisiológico de esta especie para su uso en programas de cultivo y restauración, siendo especialmente promisorio el uso de ambientes naturales para la propagación a mayor escala.

IX. RECOMENDACIONES

Establecer una fase de adaptación a los fragmentos a las condiciones de cultivo previo a su fijación en el sustrato de malla spider. Esta adaptación facilitará que las especies se ajusten al caudal de agua del cultivo, la presencia de nutrientes, la luz, entre otros elementos del entorno. Además, se recomienda que este procedimiento tenga un mínimo de 10 días de duración, en función del material y las condiciones de laboratorio.

El sustrato de malla spider emerge como una alternativa sobresaliente en contraste con los sustratos de válvulas de moluscos, atribuible a su facilidad técnica, habilidad para acoplar fragmentos y manejo sencillo durante el mantenimiento del cultivo. Esta ofrece beneficios prácticos y operativos que tienen el potencial de incrementar la eficiencia en la selección y productividad en el cultivo de *C. chamissoi*.

Evaluar el crecimiento en longitud y biomasa de fragmentos en el cultivo de *C. chamissoi* en condiciones naturales con densidades mayores a las expuestas en nuestro trabajo de investigación y bajo condiciones climatológicas normales. Esto permitirá obtener una comprensión más completa de la capacidad de fijación y rendimiento de la especie en diferentes entornos, lo cual es crucial para optimizar las prácticas de cultivo y maximizar la producción de manera sostenible.

Se recomienda el uso de malla spider para el cultivo vegetativo de *C. chamissoi* con inoculación directa en el mar en la bahía de Samanco, Ancash – Perú a nivel de investigación piloto, debido a su moderada capacidad de fijación.

Evaluar la capacidad de fijación en condiciones normales y el proceso de cicatrización, con el fin de que los fragmentos puedan aumentar la capacidad de fijación en el sustrato de malla spider, tanto en condiciones de laboratorio y naturales.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Acleto, C. (1986). ALGUNOS ASPECTOS BIOLOGICOS DE Gigartina chamissoi (C. Ag.) J Agardh (RHODOPHYTA, GIGARTINALES). In *Revista de ciencias U.N.M.S.M.* (Vol. 74, Issue 1, pp. 38–47). https://doi.org/10.1002/pssb.2220520102

Arakaki, N., Gil-Kodaka, P., Carbajal, P., Gamarra, A., & Ramírez, M. E. (2018). *Algas rojas: costa central del Perú* (p. 1).

Arakaki, Natalia, Suárez-Alarcón, S., Márquez-Corigliano, D., Gil-Kodaka, P., & Tellier, F. (2021). The widely distributed, edible seaweeds in Peru, Chondracanthus chamissoi and Chondracanthus chamissoi f. glomeratus (Gigartinaceae, Rhodophyta), are morphologically diverse but not phylogenetically distinct. *Journal of the World Aquaculture Society*, *52*(6), 1290–1311. https://doi.org/10.1111/jwas.12849

Arbaiza, S. (2016). *Viabilidad reproductiva para el cultivo de Chondracanthus chamissoi proveniente de tres poblaciones del litoral peruano*.

Arbaiza, S. (2021). *"ABUNDANCIA DE FASES REPRODUCTIVAS Y ANÁLISIS DEL POTENCIAL REPRODUCTIVO DE Chondracanthus chamissoi DE PLAYA MENDIETA, PARACAS, PERÚ."* 10–12. http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2131/L02-C389-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Arbaiza, S. (2022). *MANUAL DE CULTIVO DE YUYO PARA LA BAHÍA DE SECHURA* (Fundación Ayuda en Acción (ed.); Primera). https://cooperacion.xunta.gal/

Arbaiza, S., Avila-Peltroche, J., Castañeda-Franco, M., Mires-Reyes, A., Advíncula, O., & Baltazar, P. (2023). Vegetative Propagation of the Commercial Red Seaweed Chondracanthus chamissoi in Peru by Secondary Attachment Disc during Indoor Cultivation. *Plants*, *12*(10). https://doi.org/10.3390/plants12101940

Arbaiza, S., Baltazar, P., Castañeda, M., Ruiz, W., & Advincula, O. (2019). Evaluación de la capacidad de propagación vegetativa de Chondracanthus chamissoi "Yuyo" de cinco localidades de Pisco-Ica, Perú. *IX FIRMA Manabí, Ecuador 2019. IV Jornadas de Acuicultura, Pesquería y Ambiente EAP-UTM-ULEAM. I Simposio AquaCibus 2019*, *July*, 2–3. https://doi.org/10.13140/RG.2.2.16442.21448

Arbaiza, S., Gil-Kodaka, P., & Arakaki, N. (2015). *FIJACIÓN DE CARPOSPORAS Y FORMACIÓN DE DISCOS DE FIJACIÓN SECUNDARIA DE Chondracanthus chamissoi " YUYO " (PAIJÁN , PERÚ) EN CONDICIONES SEMI CONTROLADAS DE LABORATORIO*. *February 2016*.

Arbaiza, S., Gil-Kodaka, P., Arakaki, N., & Alveal, K. (2019). Primeros estadios de cultivo a partir de carpósporas de *Chondracanthus chamissoi* de tres localidades de la costa peruana. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, *54*(2), 204–213. https://doi.org/10.22370/rbmo.2019.54.2.1901

Arbaiza, S., Gil, R., Gil, P., Merino, L., Ramírez, P., Rivera, H., Villena, G., & Resurrección, J. (2021). *DIVERSIFICACIÓN ACUÍCOLA HACIA EL CULTIVO DE MACROALGAS* (Fundación Ayuda en Acción, Cetmar, Anfaco-Cecopesca, & M. de la P. (PRODUCE) (eds.); Primera ed). Biblioteca Nacional del Perú N° 2021-04122.

Atoche-Suclupe, D., Campos, L., Uribe, R. A., Buitrón, B., Veneros, B., & Berríos, F. (2023). Describing factors that influence Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta) fishery in northern Peru under the DPSIR conceptual framework: Implications for the design of integral management strategies. *Ocean and Coastal Management*, *244*(April). https://doi.org/10.1016/j.ocecoaman.2023.106814

Avila-Peltroche, J., & Padilla-Vallejos, J. (2020). The seaweed resources of Peru. *Botanica Marina*, *63*(4), 381–394. https://doi.org/10.1515/bot-2020-0026

Avila, J., & Villena, G. (2022). Analysis of Peruvian seaweed exports during the period 1995-2020 using trade data. *Botanica Marina*, *65*(3), 209–220. https://doi.org/10.1515/bot-2022-0002

Avila, M., Piel, M. I., Caceres, J. H., & Alveal, K. (2011). Cultivation of the red alga Chondracanthus chamissoi: Sexual reproduction and seedling production in culture under controlled conditions. *Journal of Applied Phycology*, *23*(3), 529–536. https://doi.org/10.1007/s10811-010-9628-1

Baltazar, P., Arbaiza, S., Castañeda, M., Ruiz, W., & Advincula, O. (2019). Evaluación de la capacidad de propagación vegetativa de Chondracanthus chamissoi "Yuyo" de cinco localidades de Pisco-Ica, Perú. *IX FIRMA Manabí, Ecuador 2019. IV Jornadas de Acuicultura, Pesquería y Ambiente EAP-UTM-ULEAM. I Simposio AquaCibus 2019*, *July*, 2–3. https://doi.org/10.13140/RG.2.2.16442.21448

Baltazar, P., Castañeda, M., & Oyola, W. (2023). *MANUAL CULTIVO DE YUYO LICMA-UCSUR* (W. (2023). M. C. D. Y. L.-U. (Issue A. Baltazar, P., Castañeda, M., & Oyola (ed.); Primera ed, Issue August).

Bass, A. V., & Falkenberg, L. J. (2023). Contrasting behavioural responses to ocean acidification and warming have the potential to disrupt herbivory. *Climate Change Ecology*, *5*(August 2022), 100068. https://doi.org/10.1016/j.ecochg.2023.100068

Ben-Hasan, A., & Christensen, V. (2019). Vulnerability of the marine ecosystem to climate change impacts in the Arabian Gulf—an urgent need for more research. *Global Ecology and Conservation*, *17*, e00556. https://doi.org/10.1016/j.gecco.2019.e00556

Berger, C. (2020). La acuicultura y sus oportunidades para lograr el desarrollo sostenible en el Perú. *South Sustainability*, *1*, 1–11. https://doi.org/10.21142/ss-0101-2020-003

Bulboa, C. R., Macchiavello, J. E., Oliveira, E. C., & Fonck, E. (2005). First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed Chondracanthus chamissoi (C. Agardh) Kützing (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile. *Aquaculture Research*, *36*(11), 1069–1074. https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01321.x

Bulboa, Cistian, Macchiavello, J., Véliz, K., & Oliveira, E. C. (2010). Germination rate and sporeling development of Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales) varies along a latitudinal gradient on the coast of Chile. *Aquatic Botany*, *92*(2), 137–141. https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2009.10.016

Bulboa Contador, C., Massad, I. P., Contreras-Porcia, L., Zapata, J., Castañeda, F., Ramírez, M. E., & Gil-Kodaka, P. (2020). Concise review of genus Chondracanthus (Rhodophyta: Gigartinales). *Journal of Applied Phycology*, *32*(2), 773–785. https://doi.org/10.1007/s10811-019-01956-w

Bulboa, Cristian, & Macchiavello, J. (2006). Cultivo de frondas cistocárpicas, tetraspóricas y vegetativas de Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales) en dos localidades del norte de Chile. *Investigaciones Marinas*, *34*(1), 109–112. http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-71782006000100010&lng=en&nrm=iso&tlng=en

Bulboa, Cristian, Macchiavello, J., Oliveira, E., & Fonck, E. (2005). First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed Chondracanthus chamissoi (C. Agardh) Kützing (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile. *Aquaculture Research*, *36*(11), 1069–1074. https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01321.x

Bulboa, Cristian, Macchiavello, J., Oliveira, E., & Véliz, K. (2008). Growth rate differences between four Chilean populations of edible seaweed Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales). *Aquaculture Research*, *39*(14), 1550–1555. https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2008.02028.x

Bulboa, Cristian, Véliz, K., Sáez, F., Sepúlveda, C., Vega, L., & Macchiavello, J. (2013). A new method for cultivation of the carragenophyte and edible red seaweed Chondracanthus chamissoi based on secondary attachment disc: Development in

outdoor tanks. *Aquaculture*, *410–411*, 86–94. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.06.018

Buschmann, A. H., Camus, C., Infante, J., Neori, A., Israel, Á., Hernández-González, M. C., Pereda, S. V., Gomez-Pinchetti, J. L., Golberg, A., Tadmor-Shalev, N., & Critchley, A. T. (2017). Seaweed production: overview of the global state of exploitation, farming and emerging research activity. *European Journal of Phycology*, *52*(4), 391–406. https://doi.org/10.1080/09670262.2017.1365175

Buschmann, A., & Hernández-González, M. (2020). Acuicultura Integrada Multi-Trófica (IMTA) y sus desafíos para el secuestro de carbono y biomitigación de procesos de eutrofización costera. *Revista Bio Ciencias*. https://doi.org/10.15741/revbio.05.500

Calderón, M., Ramírez, M. E., & Bustamante, D. (2011). Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral peruano. *Revista Peruana de Biología*, *17*(1), 115–121. https://doi.org/10.15381/rpb.v17i1.59

Castañeda, M., Arbaiza, S., Diaz, F., Castillo, Y., Baltazar, P., & Advíncula, O. (2018). Evaluación del fotoperiodo en el asentamiento de tetraesporas de Chondracanthus chamissoi sobre cuerdas de polipropileno en condiciones semi-controladas de laboratorio. *Anales Científicos*, *79*(2), 459. https://doi.org/10.21704/ac.v79i2.1256

Chan, H. L., Cai, J., & Leung, P. S. (2024). Aquaculture production and diversification: What causes what? *Aquaculture*, *583*(January), 740626. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740626

Choncha, J., Cunha, T., Campos, R., Laneuville, V., Barbarino, E., & Negrão, D. (2022). Current and promising applications of seaweed culture in laboratory conditions. *Aquaculture*, *560*(January), 738596. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.738596

Chopin, T., Buschmann, A. H., Halling, C., Troell, M., Kautsky, N., Neori, A., Kraemer, G. P., Zertuche-González, J. A., Yarish, C., & Neefus, C. (2001). Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: A key toward sustainability. *Journal of Phycology*, *37*(6), 975–986. https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2001.01137.x

Correa, D., Castañeda, J., Castro, J., Ramírez, P., De la Cruz, J., Bances, S., & Torres, D. (2022). Impacto de El Niño Costero 2017 sobre el ambiente marino y en recursos pesqueros de mayor importancia en Lambayeque (lisa, cachema y caballa). *Boletin Instituto Del Mar Del Perú*, *36*(2), 510–523. https://doi.org/10.53554/boletin.v36i2.350

Diaz Ruíz, J. T., Fretell Timoteo, W. J., Baltazar Guerrero, P. M., Castañeda Franco, M., Meza Balvin, S. J., & Ordoñez Suñiga, C. A. (2021). Factibilidad económica de la producción de Chondracanthus chamissoi, cultivo vía esporas en laboratorio, San Andrés-Pisco, Perú. *Arnaldoa*, *28*(1), 163–182. https://doi.org/http://doi.org/10.22497/arnaldoa.281.28110

Espinoza, C., & Cahui, J. M. (2019). EVALUACIÓN DE LA SUPERVIVENCIA Y CRECIMIENTO DEL Chondracanthus Chamissoi EN CONDICIONES CONTROLADAS DURANTE EL AÑO 2019. *REVISTA CIENCIA Y TECNOLOGÍA Para El Desarrollo*, *5*, 101–107.

FAO. (2022). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022. Hacia la transformación azul*. FAO. https://doi.org/10.4060/cc0463es

FAO. (2024). *Estrategia de la FAO sobre el cambio climático 2022–2031*.

Figueroa, V., Farfán, M., & Aguilera, J. M. (2023). Seaweeds as Novel Foods and Source of Culinary Flavors. *Food Reviews International*, *39*(1), 1–26. https://doi.org/10.1080/87559129.2021.1892749

Fonck, E., Martínez, R., Vásquez, J., & Bulboa, C. (2008). Factors that affect the re-attachment of Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales) thalli. *Journal of Applied Phycology*, *20*(3), 311–314. https://doi.org/10.1007/s10811-007-9251-y

Ganoza Chozo, F., Gonzales Bazalar, R., Ramírez Quezada, A., Pinto Chahua, E., & Pumachagua Rosales, E. (2021). Vulnerabilidad de los recursos hidrobiológicos durante el Niño Costero 2017 en zonas de la Región Lima. *Instituto Del Mar Del Perú - IMARPE*. https://repositorio.imarpe.gob.pe/handle/20.500.12958/3525

Ganoza, F., Guzmán, M., García, V., Enríquez, E., & Velazco, F. (2020). Condiciones ambientales y sedimentológicas de la Bahía Ferrol. *Bol Inst Mar Perú*, *35*(2), 304–334.

García-Nolazco, V. M. (2023). Efectos de la contaminación generado por la actividad pesquera y acuícola sobre el ecosistema marino de la bahía de Samanco, Ancash entre el 2003 al 2019. In *Universidad Nacional de Santa Chimbote-Perú*. http://repositorio.uns.edu.pe/bitstream/handle/UNS/2690/42788.pdf?sequence=1&isAllowed=y%0Ahttps://www.uv.mx/personal/yvelasco/files/2012/08/Implicaciones_educativas_de_la_teoria_sociocultural_de_Vigotsky.pdf

García, V., Orozco, R., & Perea de la Matta, M. (2019). CALIDAD DEL AMBIENTE MARINO Y COSTERO EN LA REGIÓN ÁNCASH, 2018. *Instituto Del Mar Del Peru Imarpe*, *34*(2).

https://revistas.imarpe.gob.pe/index.php/boletin/article/view/273/263

Gutiérrez, D., & Bouchon, M. (2021). EL NIÑO COSTERO 2017 Y SUS IMPACTOS EN EL ECOSISTEMA MARINO. *Boletin Instituto Del Mar Del Perú*, *36*(2), 16. https://doi.org/10.53554/boletin.v36i2.340

Harvey, M., Barrett, L. T., Morris, R. L., Swearer, S. E., & Dempster, T. (2024). Ocean sprawl: The global footprint of shellfish and algae aquaculture and its implications for production, environmental impact, and biosecurity. *Aquaculture*, *586*(February), 740747. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740747

Heck, N., Beck, M. W., Reguero, B., Pfliegner, K., Ricker, M., & Prütz, R. (2023). Global climate change risk to fisheries – A multi-risk assessment. *Marine Policy*, *148*(November 2022). https://doi.org/10.1016/j.marpol.2022.105404

Hernández-González, M. C., Buschmann, A. H., Cifuentes, M., Correa, J. A., & Westermeier, R. (2007). Vegetative propagation of the carrageenophytic red alga Gigartina skottsbergii Setchell et Gardner: Indoor and field experiments. *Aquaculture*, *262*(1), 120–128. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.04.048

Holsman, K., Hollowed, A., Ito, S., Bograd, S., Hazen, E., King, J., Mueter, F., & Perry, R. I. (2018). Climate change impacts, vulnerabilities and adaptations: North Pacific and Pacific Arctic marine fisheries. In *Impacts of climate change on fisheries and aquaculture: synthesis of current knowledge, adaptation and mitigation options* (Vol. 627).

Huaman Fernandez, D., Baltazar Guerrero, P., Arbaiza-Quispe, S., & Advíncula Zeballos, O. (2024). Evaluación en la formación de discos de fijación secundaria de Chondracanthus chamissoi (yuyo) en condiciones de cultivo semi-controladas. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, *53*(2), 31–44. https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2024.53.2.1269

Huo, Y., Stuart, K., Rotman, F., Ernst, D., & Drawbridge, M. (2024). The culture of fish, mussels, sea cucumbers and macroalgae in a modular integrated multi-tropic recirculating aquaculture system (IMTRAS): Performance and waste removal efficiencies. *Aquaculture*, *585*(February), 740720. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740720

Jacinto, M., Guzmán, M., Morón, O., Delgado, E., & Córdova, J. (1997). *Evaluación de la calidad del medio marino en la bahía de Ferrol, Chimbote. Octubre 1995* (pp. 3–22).

Jiang, J., Cao, L., Jin, X., Yu, Z., Zhang, H., Fu, J., & Jiang, G. (2024). Response of ocean

acidification to atmospheric carbon dioxide removal. *Journal of Environmental Sciences (China)*, *140*, 79–90. https://doi.org/10.1016/j.jes.2023.04.029

Kammler, S., Malvis Romero, A., Burkhardt, C., Baruth, L., Antranikian, G., Liese, A., & Kaltschmitt, M. (2024). Macroalgae valorization for the production of polymers, chemicals, and energy. *Biomass and Bioenergy*, *183*(February), 107105. https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2024.107105

Khan, N., Sudhakar, K., & Mamat, R. (2024). Macroalgae farming for sustainable future: Navigating opportunities and driving innovation. *Heliyon*, *10*(7), e28208. https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e28208

Kotta, J., Raudsepp, U., Szava-Kovats, R., Aps, R., Armoskaite, A., Barda, I., Bergström, P., Futter, M., Gröndahl, F., Hargrave, M., Jakubowska, M., Jänes, H., Kaasik, A., Kraufvelin, P., Kovaltchouk, N., Krost, P., Kulikowski, T., Kõivupuu, A., Kotta, I., … Barboza, F. R. (2022). Assessing the potential for sea-based macroalgae cultivation and its application for nutrient removal in the Baltic Sea. *Science of the Total Environment*, *839*(February). https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.156230

Laurens, L. M. L., Lane, M., & Nelson, R. S. (2020). Sustainable Seaweed Biotechnology Solutions for Carbon Capture, Composition, and Deconstruction. *Trends in Biotechnology*, *38*(11), 1232–1244. https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2020.03.015

Lem, A., Castro de Souza, M., & Griffin, W. (2024). *La importancia del comercio internacional para los productos pesqueros y acuícolas*. https://doi.org/10.4060/cc9061es

Loayza-Aguilar, R. E., Huamancondor-Paz, Y. P., Saldaña-Rojas, G. B., & Olivos-Ramirez, G. E. (2023). Integrated Multi-Trophic Aquaculture (IMTA): Strategic model for sustainable mariculture in Samanco Bay, Peru. In *Frontiers in Marine Science* (Vol. 10, Issue March, pp. 1–11). https://doi.org/10.3389/fmars.2023.1151810

Macchiavello A., J. E., Bulboa C., C. R., & Edding V., M. (2003). Vegetative propagation and spore-based recruitment in the carrageenophyte Chondracanthus chamissoi (Gigartinales, Rhodophyta) in northern Chile. *Phycological Research*, *51*(1), 45–50. https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.2003.tb00169.x

Macchiavello, J., Sepúlveda, C., Araya, C., Mendiz, C., Martínez, P., Sáez, F., & Calderón, D. (2012). Manual de Cultivo de Chondracanthus chamissoi (Chicorea de Mar). Acuicultura en áreas de manejo: Una innovación para mejorar su desempeño mediante el cultivo suspendido de chicorea de mar (Chondracanthus chamissoi) en la Región de

Antofagasta. In *Universidad Católica del Norte.*

Mariño, M., Breckwoldt, A., Teichberg, M., Kase, A., & Reuter, H. (2019). Livelihood aspects of seaweed farming in Rote Island, Indonesia. *Marine Policy*, *107*(January), 103600. https://doi.org/10.1016/j.marpol.2019.103600

Mawi, S., Krishnan, S., Din, M. F. M., Arumugam, N., & Chelliapan, S. (2020). Bioremediation potential of macroalgae Gracilaria edulis and Gracilaria changii co-cultured with shrimp wastewater in an outdoor water recirculation system. *Environmental Technology and Innovation*, *17*, 100571. https://doi.org/10.1016/j.eti.2019.100571

Merino, G., Barange, M., Blanchard, J. L., Harle, J., Holmes, R., Allen, I., Allison, E. H., Badjeck, M. C., Dulvy, N. K., Holt, J., Jennings, S., Mullon, C., & Rodwell, L. D. (2012). Can marine fisheries and aquaculture meet fish demand from a growing human population in a changing climate? *Global Environmental Change*, *22*(4), 795–806. https://doi.org/10.1016/j.gloenvcha.2012.03.003

DECRETO SUPREMO N° 019-2009-PRODUCE, El Peruano (2009).

Neori, A., Chopin, T., Troell, M., Buschmann, A. H., Kraemer, G. P., Halling, C., Shpigel, M., & Yarish, C. (2004). Integrated aquaculture: Rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern mariculture. *Aquaculture*, *231*(1–4), 361–391. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.11.015

Norambuena Cleveland, R., Soto, D., Núñez Montaner, L., & Aguilar-Manjarrez, J. (2024). *Evaluación del estado de avance de políticas y planes de adaptación al cambio climático en la acuicultura en América Latina y el Caribe* (N.º 1270, Vol. 1270). FAO. https://doi.org/10.4060/cc9985es

Otaíza, R. D., & Fonseca, F. G. (2011). Effect of dissolved calcium on the formation of secondary attachment structures in different types of branches of Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales). *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, *46*(2), 263–268. https://doi.org/10.4067/s0718-19572011000200016

Oyarzo, S., Ávila, M., Alvear, P., Remonsellez, J. P., Contreras-Porcia, L., & Bulboa, C. (2021). Secondary attachment disc of edible seaweed Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales): Establishment of permanent thalli stock. *Aquaculture*, *530*(September 2020), 735954. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735954

Pang, T., Lu, L., Xue, J., Xin, X., & Liu, J. (2023). A new mode of cultivating Gracilariopsis lemaneiformis for saving environmental and economic costs: Keeping a full stand of

vegetative frond cuttings in northern China during the winter. *Aquaculture*, *571*(November 2022), 739459. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739459

Pécastaing, N., & Salavarriga, J. (2022). The potential impact of fishing in peruvian marine protected areas (MPAs) on artisanal fishery poverty during El Niño events. *Ecological Economics*, *202*(January). https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2022.107598

PRODUCE. (2023). ANUARIO ESTADÍSTICO Pesquero y Acuícola 2022. In *Anuario Estadístico Pesquero y Acuícola 2022*.

Ramos, R., & Gallardo, S. (2021). Capacidad de biofiltración de nutrientes y crecimiento de macroalgas utilizando efluentes generados en el cultivo del pez dorado *Seriola lalandi* (Perciformes: Carangidae). *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, *56*(1), 13–21. https://doi.org/10.22370/rbmo.2021.56.1.2795

Rebaza, V., Llanos, J., De La Cruz, J., Alfaro, S., Castro, J., Solano, A., Ramírez, P., Campos, M., Torres, D., De Lucio, L., Galán, J., & Atoche, D. (2016). *Caracterización de áreas aptas para desarrollo acuícola en la Regiones Lambayeque y La Libertad*. 191–209.

Rodríguez, C. Y., & Otaíza, R. D. (2018). Factors affecting morphological transformation and secondary attachment of apexes of Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales). *Journal of Applied Phycology*, *30*(2), 1157–1166. https://doi.org/10.1007/s10811-017-1305-1

Rodríguez, E., Fernández, M., Alvítez, E., Pollack, L., Luján, L., Geldres, C., & Paredes, Y. (2018). Seaweeds of the coast of La Libertad region, Peru. *Scientia Agropecuaria*, *9*(1), 71–81. https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2018.01.08

Rojas Olivares, E. R. (2023a). *METODOLOGÍA PARA EL CULTIVO DE MACROALGAS EN EL PERÚ* (R. E. Rojas Olivares (ed.); Primera ed).

Rojas Olivares, E. R. (2023b). *METODOLOGÍA PARA LA PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS DE MACROALGAS EN EL PERÚ* (R. E. Rojas Olivares (ed.); Primera ed).

Roleda, M. Y., & Hurd, C. L. (2019). Seaweed nutrient physiology: application of concepts to aquaculture and bioremediation. *Phycologia*, *58*(5), 552–562. https://doi.org/10.1080/00318884.2019.1622920

Sáez, F., & Macchiavello, J. (2018). Secondary attachment discs: A new alternative for restoring populations of chondracanthus chamissoi (gigartinales, rhodophyta). *Latin American Journal of Aquatic Research*, *46*(1), 140–146. https://doi.org/10.3856/vol46-

issue1-fulltext-14

Sáez, F., Macchiavello, J., Fonck, E., & Bulboa, C. (2008). The role of the secondary attachment disc in the vegetative propagation of Chondracanthus chamissoi (Gigartinales; Rhodophyta). *Aquatic Botany*, *89*(1), 63–65. https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2008.01.004

Sainz-Villegas, S., Sánchez-Astráin, B., Puente, A., & Juanes, J. A. (2023). Characterization of Gelidium corneum's (Florideophyceae, Rhodophyta) vegetative propagation process under increasing levels of temperature and irradiance. *Marine Environmental Research*, *187*(January). https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2023.105966

Tom, A. P., Jayakumar, J. S., Biju, M., Somarajan, J., & Ibrahim, M. A. (2021). Aquaculture wastewater treatment technologies and their sustainability: A review. *Energy Nexus*, *4*(September), 100022. https://doi.org/10.1016/j.nexus.2021.100022

Torres-Galarza, S. P., Guerrero, P. M. B., Arbaiza-Quispe, S., & Castañeda-Franco, M. S. (2023). Settlement and growth of Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Florideophyceae) carpospores on three types of substrate under semi-controlled laboratory conditions. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, *18*(2), 93–101. https://doi.org/10.54451/PanamJAS.18.2.93

Trégarot, E., D'Olivo, J. P., Botelho, A. Z., Cabrito, A., Cardoso, G. O., Casal, G., Cornet, C. C., Cragg, S. M., Degia, A. K., Fredriksen, S., Furlan, E., Heiss, G., Kersting, D. K., Maréchal, J. P., Meesters, E., O'Leary, B. C., Pérez, G., Seijo-Núñez, C., Simide, R., … de Juan, S. (2024). Effects of climate change on marine coastal ecosystems – A review to guide research and management. *Biological Conservation*, *289*(December 2023). https://doi.org/10.1016/j.biocon.2023.110394

Tresierra, Á., Garcia, V., Huerto, M., Berru, P., Reyes, D., & Cervantes, C. (2007). Recursos vivos y ambiente de las bahias Coishco, El Ferrol y Samanco de la Region Ancash, Peru. In *Inst. Mar Peru* (Vol. 34, pp. 1–45).

Troell, M., Henriksson, P. J. G., Buschmann, A. H., Chopin, T., & Quahe, S. (2023). Farming the Ocean–Seaweeds as a Quick Fix for the Climate? *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture*, *31*(3), 285–295. https://doi.org/10.1080/23308249.2022.2048792

Vásquez, J., & Vega, A. (2001). Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales) in northern Chile: ecological aspects for management of wild populations. *Journal of Applied Phycology*, *13*, 267–277. https://doi.org/doi.org/10.1023/A:1011152922832

Venegas, R. M., Acevedo, J., & Treml, E. A. (2023). Three decades of ocean warming impacts on marine ecosystems: A review and perspective. *Deep-Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography*, *212*(August), 105318. https://doi.org/10.1016/j.dsr2.2023.105318

Zapata, J., Gonzales, A., & Zevallos, S. (2020). Estudio comparativo para propagación vegetativa de Chondracanthus chamissoi "Yuyo" sobre tres tipos de sustrato en ambiente controlado y su viabilidad en la región Moquegua. *Enfoque UTE*, *11*(4), 37–47. https://doi.org/10.29019/enfoque.v11n4.642

Zhang, X., Boderskov, T., Bruhn, A., & Thomsen, M. (2022). Blue growth and bioextraction potentials of Danish Saccharina latissima aquaculture — A model of eco-industrial production systems mitigating marine eutrophication and climate change. *Algal Research*, *64*(March 2021), 102686. https://doi.org/10.1016/j.algal.2022.102686