



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO

ESCUELA DE POSGRADO MAESTRÍA EN ECOLOGIA



TESIS

**CULTIVO DE *Lessonia trabeculata* (Villouta & Santelices 1986) EN MEDIO
CONTROLADO Y AMBIENTE NATURAL EN LA REGIÓN MOQUEGUA**

PRESENTADA POR:

FERNANDO LOPE SOSA

PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE:

MAESTRO EN ACUICULTURA

PUNO, PERÚ

2021



DEDICATORIA

A mis padres
Martin y Elizabeth
junto a mis hermanos,
Christian, Amparo y Yudi
por su constante amor, cariño
y apoyo incondicional, así también
a mi Luciana khalessi que viene en camino,
quien me dará la fortaleza de seguir adelante.



AGRADECIMIENTOS

Al Instituto del Mar del Perú sede Ilo, por permitirme hacer uso del Laboratorio de Investigación Acuícola, haciendo posible el desarrollo de mi proyecto de Tesis, obteniendo los resultados que me ayudaron en la elaboración de mi informe final.

Quisiera expresar mis más sinceros agradecimientos a la M Sc. Sheyla Zevallos Feria por su constante apoyo y asesoramiento en la realización y culminación de este proyecto, como también a mi Asesor interno el Dr. Juan José Pauro Roque por haberme permitido ser asesorado de manera profesional.

De manera muy especial a la M Sc. Carmen Liza Sal y Rosas por su amistad y por el gran apoyo que significan siempre sus consejos y recomendación en muchas oportunidades.

A mis amigos y compañeros de trabajo Blgo. Alex Tejada y Blgo. Danny Baldarrago por estos años de trabajo compartido y aprendiendo siempre de cada uno de ellos. También a mi novia Luz Marina con quien comparto estos momentos únicos en esta etapa de mi vida, sabiendo que nos esperan muchas metas aún por cumplirlas juntos.

A todas aquellas personas que de alguna manera u otra apoyaron a la realización y presentación de este trabajo de investigación.

El presente trabajo fue posible gracias al financiamiento del Proyecto INNOVATE denominado: Desarrollo de un paquete tecnológico de cultivo de macroalgas (*Lessonia trabeculata*, *Lessonia nigrescens* y *Macrocystis pyrifera*) en medio natural (zona marina) para su aplicación técnica por pescadores y productores acuícolas de Ilo – Moquegua.



ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
ÍNDICE GENERAL	iii
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	ix
RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
INTRODUCCIÓN	1

CAPÍTULO I

REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. Marco teórico	3
1.1.1 Aspectos biológicos de las algas	3
1.1.2 <i>Lessonia trabeculata</i> (Villouta y Santelices, 1986)	5
1.1.3 Distribución geográfica	7
1.1.4 Ciclo de vida	8
1.1.5 Importancia de las algas	9
1.1.6 Composición química y valor nutricional	10
1.1.7 Extracción de macroalgas	10
1.1.8 Exportación de macroalgas pardas	15
1.2 Antecedentes	16

CAPÍTULO II

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1 Identificación del problema	21
2.2 Enunciados del problema	22
	iii



2.3	Justificación	22
2.4	Objetivos	23
2.4.1	Objetivo general	23
2.4.2	Objetivos específicos	23
2.5	Hipótesis	23
2.5.1	Hipótesis general	23
2.5.2	Hipótesis específicas	23

CAPÍTULO III

MATERIALES Y METODOS

3.1	Lugar de estudio	24
3.2	Población	25
3.3	Muestra	25
3.3.1	Sistema de variables	25
3.4	Método de investigación	25
3.5	Descripción detallada de métodos por objetivos específicos	25
3.5.1	Cultivo de <i>Lessonia trabeculata</i> en medio controlado	25
3.5.1.1	Tratamiento de agua de mar	25
3.5.1.2	Implementación de sistemas de fijación	26
3.5.1.3	Obtención de estructuras reproductivas	27
3.5.1.4	Exposición a estrés hídrico	28
3.5.1.5	Inducción a la liberación de esporas	29
3.5.1.6	Inoculación de cuerdas	30
3.5.1.7	Condiciones de cultivo	31
3.5.1.8	Formación de gametofitos y esporofitos	31
3.5.1.9	Preparación del medio de cultivo Provasoli	32
3.5.2	Cultivo de <i>Lessonia trabeculata</i> en medio natural	33
3.5.2.1	Traslado a medio natural	33



3.5.2.2	Sistemas de cultivo en el mar	33
3.5.2.3	Monitoreo de sistemas de fijación	34
3.5.2.4	Mediciones en medio natural	35
3.6	Análisis de datos y determinación de parámetros poblacionales	35
3.6.1	Tasa de crecimiento	35
3.6.2	Tasa de supervivencia	36
3.6.3	Aplicación de la prueba estadística	36

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1	Evaluación del Cultivo de <i>Lessonia trabeculata</i> durante el proceso de esporulación, fijación y crecimiento en condiciones controladas.	37
4.1.1	Esporulación y fijación de <i>L. trabeculata</i> en condiciones controladas	37
4.1.2	Determinación de crecimiento y supervivencia de cultivo de <i>L. trabeculata</i> en condiciones controladas.	38
4.2	Evaluación de sistemas de cultivo suspendido en medio natural para la adaptación de <i>Lessonia trabeculata</i> .	42
4.2.1	Determinación de crecimiento y supervivencia de cultivo de <i>L. trabeculata</i> en medio natural.	42
	CONCLUSIONES	48
	RECOMENDACIONES	49
	BIBLIOGRAFÍA	50
	ANEXOS	58

Puno, 27 de julio del 2021

ÁREA: Acuicultura
TEMA: Cultivo de *Lessonia trabeculata*
LÍNEA: Recursos naturales y medio ambiente



ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
1. Especies de macroalgas comerciales en el Perú	4
2. Normativa para la conservación de macroalgas pardas marinas comerciales	12
3. Densidad del cultivo de <i>Lessonia trabeculata</i>	38
4. Parámetros ambientales en medio natural	45



ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
1. Hábitat de las algas pardas	5
2. Morfología externa de <i>Lessonia</i>	6
3. Distribución geográfica de <i>Lessonia trabeculata</i>	7
4. Ciclo de vida de <i>Lessonia trabeculata</i>	8
5. Productos elaborados con macroalgas	9
6. Desembarques de <i>L. trabeculata</i> en Perú; a) procedencia de extracción, b) procedencia de acuicultura	11
7. Macroalgas secas exportadas	16
8. IMARPE sede Ilo (A); Playa Gentilares (B)	24
9. Diseño experimental	25
10. Filtros de arena y filtros de tierra diatomea	26
11. Armado de sistemas de fijación	27
12. Extracción de macroalgas con frondas reproductivas	28
13. Exposición a estrés hídrico	29
14. Liberación y recuento de esporas	30
15. Inoculación con esporas	30
16. Condiciones de cultivo	31
17. Formación de gametofitos y esporofitos	32
18. Medio nutritivo Provasoli	32
19. Traslado a medio natural	33
20. Sistema de cultivo tipo Long line	34
21. Monitoreo de los sistemas de fijación de algas	34
22. Mediciones en medio natural	35
23. Crecimiento de esporofitos de <i>L. trabeculata</i> en condiciones controladas.	39
24. Tasa de crecimiento (%) de esporofitos de <i>L. trabeculata</i> en condiciones controladas.	39
25. Tasa de supervivencia (%) de esporofitos de <i>L. trabeculata</i> en condiciones controladas.	40
26. Crecimiento de esporofitos de <i>L. trabeculata</i> en laboratorio	41
27. Crecimiento de esporofitos juveniles de <i>L. trabeculata</i> en medio natural	42



28. Tasa de crecimiento (%) de esporofitos juveniles de <i>L. trabeculata</i> en medio natural.	43
29. Tasa de supervivencia (%) de esporofitos juveniles de <i>L. trabeculata</i> en medio natural.	43
30. Crecimiento de esporofitos juveniles de <i>L. trabeculata</i> en Long Line	44



ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
1. Equipos usados en el tratamiento de agua de mar	59
2. Materiales empleados en cultivo de laboratorio	59
3. Composición química del medio de cultivo Provasoli	60
4. Materiales empleados en el cultivo de medio natural	60
5. Fotografías del cultivo	61

RESUMEN

Las macroalgas son componentes principales de la producción primaria y cumplen una función esencial en los ecosistemas marinos, *Lessonia Trabeculata* es una de las principales macroalgas que están siendo explotadas a un ritmo muy elevado a nivel mundial en los últimos años. Las algas y sus derivados forman parte de nuestra vida cotidiana, encontrándose en alimentos, fármacos, cosméticos y textiles, por lo que su excesiva demanda ha provocado la disminución considerable de las praderas naturales. El objetivo del estudio fue evaluar el cultivo de *L. trabeculata* en condiciones controladas y en ambiente natural, adaptando sistemas y aplicando técnicas para su desarrollo desde la primera etapa de cultivo: esporulación, fijación y crecimiento, hasta la obtención de esporofitos juveniles. La metodología fue de tipo experimental, aplicándose ANOVA $p=0,05$ con el software estadístico SPSS versión 21. Como resultado del cultivo en condiciones controladas, se obtuvo una tasa de crecimiento diario de 10.59% y una supervivencia de 3.26%; mientras que en el cultivo natural la tasa de crecimiento diaria fue de 3.39% y una supervivencia de 5.98%, dando como resultado final una tasa de crecimiento diario de 5.91% y una longitud máxima de 13.5 cm en todo el periodo. En conclusión, el cultivo de *L. trabeculata* en medio controlado y natural es una excelente alternativa para la recuperación de bancos naturales de esta especie que son permanentemente explotados en el Puerto de Ilo de la Región Moquegua.

PALABRAS CLAVE: cultivo de macroalgas, esporofitos, gametofitos, inoculación y macroalgas.



ABSTRACT

Macroalgae are the main components of primary production and play an essential role in marine ecosystems, *Lessonia Trabeculata* is being one of the main macroalgae that have been exploited at a very high rate worldwide in the last years. Algae and its derivatives are part of our daily life, being found in food, drugs, cosmetics and textiles, so its excessive demand has caused a considerable decrease in natural grasslands. The objective of this study was to evaluate the culture of *L. trabeculata* under controlled conditions and in a natural environment; also adapting systems and applying techniques for its development from the first stage of cultivation: sporulation, fixation and growth, until obtaining juvenile sporophytes. The methodology was experimental, applying ANOVA $p=0.05$ with the statistical software SPSS version 21. As a result of the culture under controlled conditions, we obtained a daily growth rate of 10.59% and a survival rate of 3.26%; while in the natural culture the daily growth rate was 3.39% and a survival rate of 5.98%, resulting in a final daily growth rate of 5.91% and a maximum length of 13.5 cm throughout the period. In conclusion, the culture of *L. trabeculata* in a controlled and natural environment is an excellent alternative for the recovery of the natural banks of this species that are permanently exploited in the Port of Ilo at the Moquegua Region.

KEYWORDS: macroalgae culture, gametophytes, inoculation, macroalgae, sporophyte

INTRODUCCIÓN

Las macroalgas son componentes principales de la producción primaria y cumplen una función esencial en los ecosistemas marinos. Siendo los bosques de algas, comunidades formadas por grandes algas pardas que pueden alcanzar altas densidades y varios metros de altura (Wernberg *et al.*, 2019), que son vitales para un amplio número de invertebrados y peces (Steneck *et al.*, 2002; Almanza *et al.*, 2012; Miller *et al.*, 2018), ya que les brinda alimento, refugio y hábitat adecuado para su asentamiento y reclutamiento (Vásquez 1992; Vásquez *et al.*, 2001; Graham, Vásquez & Buschmann, 2007; Teagle *et al.*, 2017). Asimismo, estas contribuyen significativamente a la producción primaria global, fundamentalmente en la captación de nutrientes disueltos del medio ambiente circundante, la defensa de la costa frente a olas peligrosas y, potencialmente, en el secuestro de carbono (Dayton, 1985; Chapman, 1995; Steneck *et al.*, 2002; Christie *et al.*, 2009; Teagle *et al.*, 2017).

A nivel mundial se aprovechan un total de 271 especies de macroalgas, las que están distribuidas en tres grupos importantes: Chlorophyta (33 especies), Phaeophyta (75 especies) y Rhodophyta (163 especies) (White & Wilson, 2015). Es así, que debido a su creciente importancia económica ha conllevado a incrementar los niveles de explotación de estas especies (Ondarza & Rincones, 2014). Además, tendencias mundiales indican una disminución de los bosques de algas (Krumhansl *et al.*, 2016), debido a la pobre calidad de hábitat y contaminación (Foster & Schiel, 2010), calentamiento global (Wernberg *et al.*, 2010), eventos como el Fenómeno El Niño (Tegner & Dayton, 1987; Vega, Vásquez & Buschmann, 2005) y la extracción por el hombre.

En Latinoamérica, Perú aporta el 4% de la cosecha total de algas (Ávila & Padilla, 2020). Basándose esta cosecha en gran medida, en la recolección de bancos naturales. Sin embargo, en cultivo de algas, Perú solo aporta un 0.01% en Latinoamérica (FAO, 2018). Por otro lado, es importante destacar que la extracción de algas en Perú se ha incrementado durante los últimos años, contrario a su biomasa que va decreciendo conforme avanza el tiempo. Esto se debería principalmente a la pesca y extracción ilegal, ciertamente difícil de controlar. Por lo tanto, es necesario desarrollar y potenciar la acuicultura de macroalgas en Perú, como medida alternativa de solución ante un futuro escenario donde los bancos naturales de algas no sean suficientes para cubrir la demanda del mercado, y que contribuya en la recuperación de estos bancos.



Por lo mencionado anteriormente, el principal objetivo de esta tesis es evaluar el cultivo de *Lessonia trabeculata* en condiciones controladas en laboratorio, y su posterior adaptación a un sistema de cultivo suspendido en medio natural, aplicando técnicas y adaptando sistemas que ayuden al desarrollo desde su primera etapa de cultivo: esporulación, fijación y crecimiento, hasta la obtención de esporofitos juveniles en medio natural.

CAPÍTULO I

REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. Marco teórico

1.1.1 Aspectos biológicos de las algas

Las algas marinas son vegetales acuáticos primitivos, compuesto por un grupo grande y variado de especies que incluye desde plantas unicelulares hasta plantas de gran tamaño (50 metros). Se encuentran en diversos hábitats de agua salada o salobre (Moya, 2011). Las algas también llamadas “las verduras del mar” son un alimento de alto valor nutritivo, que proporcionan gran cantidad de vitaminas y minerales. No obstante, el consumo de algas requiere de ciertas normas de seguridad alimentaria (Gómez & Ordóñez, 2013).

Las algas pardas se agrupan en la división Phaeophyta, la cual se caracteriza por reunir un gran número de especies presentando diversas morfologías, que van desde algas filamentosas de estructura sencilla hasta algas que llegan a alcanzar varios metros de longitud con estructuras complejas. Su color pardo se debe a la presencia de una xantofila, pigmento que la protege de la luz del sol, llamado fucoxantina, que enmascara el color de las clorofilas a y c, de los betacarotenos y otras xantofilas. Como sustancias de reserva tienen polisacáridos, siendo el principal la laminarina, carecen por completo de almidón y las paredes de las células están compuestas por celulosa y ácido algínico (Avila *et al.*, 2010). En Perú, se encuentran distribuidas a lo largo de su costa *Lessonia nigrescens* en el intermareal, mientras que *L. trabeculata* y *Macrocystis pyrifer* se encuentran en el submareal rocoso (White & Wilson, 2015).

Tabla 1

Especies de macroalgas comerciales en el Perú

División	Taxa comerciales	Usos
Chlorophyta	<i>Ulva spp</i>	Agricultura y alimentación
Phaeophyta	<i>Lessonia nigrescens</i>	Alginatos
	<i>Lessonia trabeculata</i>	Alginatos
	<i>Macrocystis pyrifera</i>	Alginatos y agricultura
Rhodophyta	<i>Agardhiella tenera</i>	Carragenina
	<i>Ahnfeltiopsis furcellata</i>	Carragenina
	<i>Callophyllis variegata</i>	Alimentación
	<i>Chondracanthus chamissoi</i>	Carragenina y alimentación
	<i>Chondrus canaliculatus</i>	Carragenina
	<i>Gracilariopsis howei</i>	Agar
	<i>Gracilariopsis lemaneiformis</i>	Agar
	<i>Gymnogongrus furcellatus</i>	Carragenina
	<i>Porphyra columbina</i>	Alimentación
	<i>Prionitis decipiens</i>	Carragenina
<i>Sarcothalia crispata</i>	Carragenina	

Fuente: White & Wilson (2015).

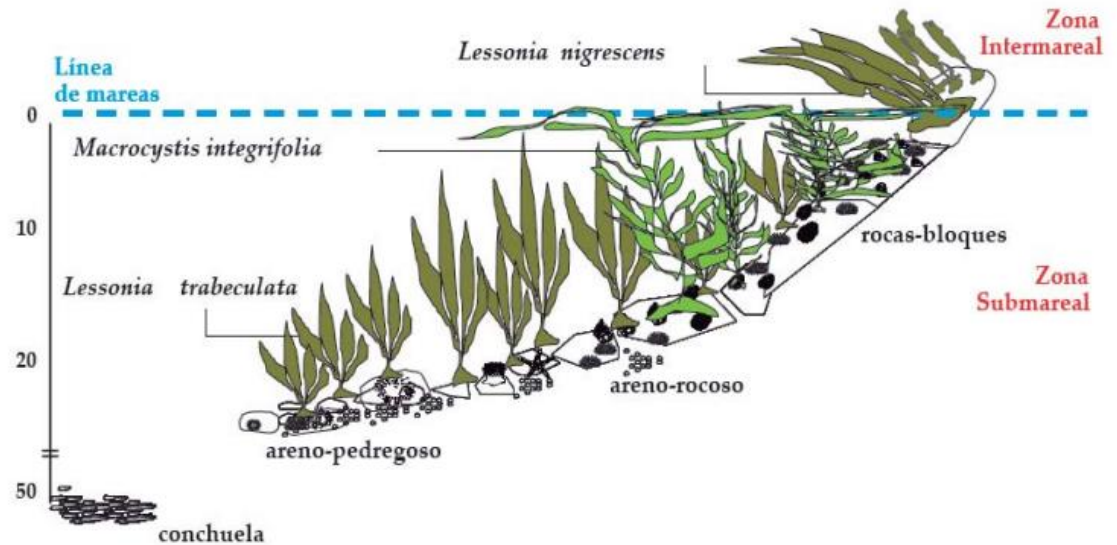


Figura 1. Hábitat de las algas pardas
Fuente: IMARPE (2012).

1.1.2 *Lessonia trabeculata* (Villouta y Santelices, 1986)

- **Clasificación taxonómica**

División	Phaeophyta
Clase	Phaeophyceae
Orden	Laminariales
Familia	Lessoniaceae
Género	<i>Lessonia</i>
Especie	<i>Lessonia trabeculata</i>
Nombre común	Aracanto

Lessonia trabeculata, comúnmente conocida como aracanto, es una macroalga perteneciente al grupo de las Phaeophytas, que presenta color café a café claro en forma de arbusto, llegando a medir aproximadamente hasta 2,5 m de alto; habita en zona submareal y en sectores relativamente protegidos por el oleaje (Tapia, 2002). Crece formando bosques en áreas expuestas y semi-expuestas, fijándose al sustrato por un disco irregular, no macizo, conformado por hapterios fusionados

de hasta 20 cm de diámetro, de donde emergen estipes aplanados que se ramifican dicotómicamente conformando frondas que continúan dividiéndose igual.

L. trabeculata es considerada una especie bioingeniera por entregar alimento y refugio para el desarrollo de diversos invertebrados y peces (Villouta & Santelices, 1984; Vásquez & Buschmann, 1997; Villegas *et al.*, 2008). Tal como en *L. nigrescens*, es posible observar a lo largo del año soros esporangiales en sus frondas, estas se observan como manchas oscuras prominentes de tamaño variable en la superficie (Avila *et al.*, 2010).

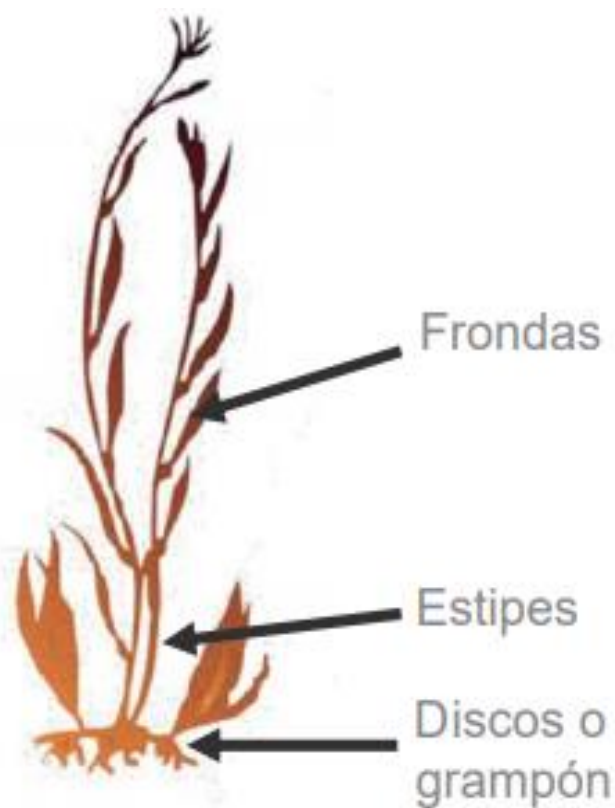


Figura 2. Morfología externa de *Lessonia*
Fuente: www.algaspardas.cl

1.1.3 Distribución geográfica

L. trabeculata es una especie endémica de las costas del Pacífico Sur, que se extiende desde Perú Central a los 12°S hasta Puerto Montt en Chile, a los 40°S (Figura 3), siendo reconocida además en Chiloé (43°S) (Westermeier, 2006). En Perú, esta macroalga ha sido identificada con mayor frecuencia en las Regiones del sur: Ica, Arequipa, Moquegua y Tacna (Vásquez, 2009).



Figura 3. Distribución geográfica de *Lessonia trabeculata*

1.1.4 Ciclo de vida

L. trabeculata posee un ciclo de vida heteromórfica, es decir con una alternación entre una fase macroscópica diploide ($2n$) y una fase microscópica haploide (n) que son morfológicamente diferentes (Edding *et al.*, 1994). Inicia con la meiosis de las células formando el soro esporangial en los esporófitos frondas del adulto (Fig. 4a), entonces se liberan los meiosporos al ambiente (Fig. 4b), estos se establecen (Fig. 4c) y germinan para formar gametofitos femeninos y masculinos (Fig. 4d) responsables para la formación del esporofito microscópico (Fig. 4e) y luego el esporófito macroscópico (Fig. 4f) (González *et al.*, 2018). Cabe destacar que, los meiosporos o fases microscópicas no tienen mecanismo de protección estructural o parental para afrontar las condiciones abióticas, haciéndolas más sensibles a factores ambientales que la fase macroscópica (Edding *et al.*, 1994; Schiel & Foster, 2006). Las frondas de *Lessonia* presentan estructuras esporofíticas en forma laminar, los cuales portan esporangios, estas se agrupan y son denominadas soros. Es posible diferenciarlos mediante una mancha oscura en el centro respecto al resto de la fronda en su etapa madura (Peña *et al.*, 2016).

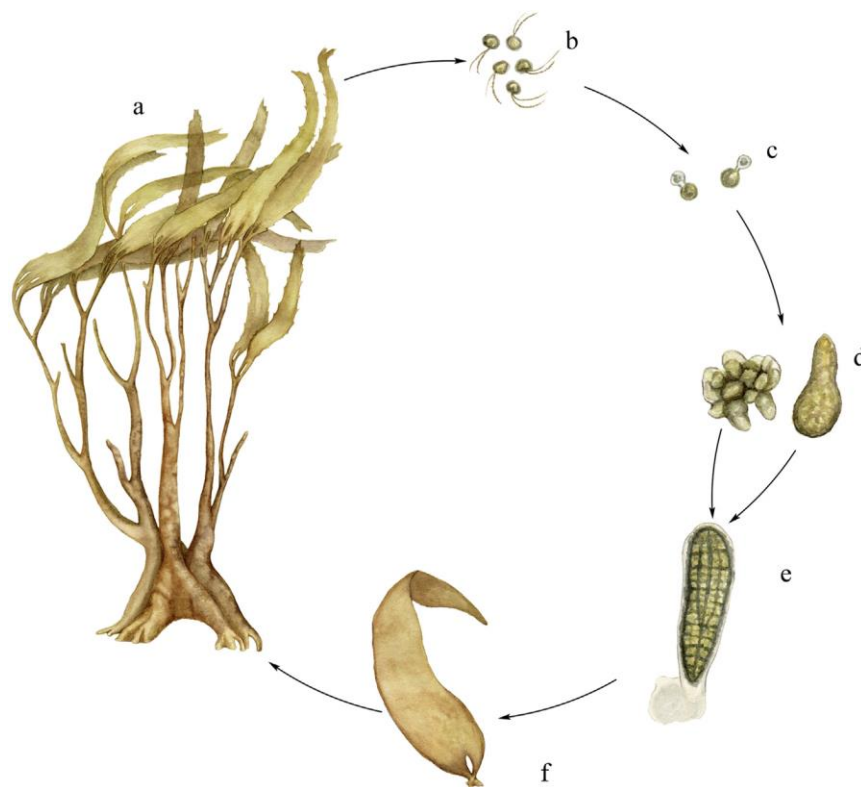


Figura 4. Ciclo de vida de *Lessonia trabeculata*
Fuente: González *et al.* (2018).

1.1.5 Importancia de las algas

Las algas pardas *L. trabeculata*, al igual que *M. pyrifera* son consideradas especies clave en los ecosistemas bentónicos en donde cumple un rol ingeniero y estructurador, permitiendo la coexistencia de una gran cantidad de invertebrados, peces y plantas (Jones *et al.*, 2008). Asimismo, cabe resaltar que casi todas las vías de transformación de sustancias inorgánicas en compuestos orgánicos en el mar, pasan a través de las algas, produciendo su propio alimento a través del proceso de fotosíntesis, mediante el cual aportan alrededor del 90 % del oxígeno terrestre (Bulboa & Olivares, 2011). Por otro lado, los géneros *Lessonia* y *Macrocystis* tienen gran importancia económica y social, tanto en Chile como en Perú, donde son colectadas por pescadores artesanales y luego exportadas para la industria de los hidrocoloides (Porse & Rudolph, 2017).

Las algas y sus derivados forman parte de nuestra vida diaria, lo encontramos en alimentos, fármacos, cosméticos y hasta en la industria textil, siendo fuente de muchos productos útiles. Tal es el caso de los ficoloides o hidrocoloides polisacáridos, que son moléculas complejas obtenidas de las algas Pardas y Rojas, formando sustancias coloidales cuando son dispersados en agua. Los polisacáridos recuperados de algas, más importantes son: los alginatos, el agar, la laminarina, fucoidina, galactanos, y la carragenina (Douglas, 2014).



Figura 5. Productos elaborados con macroalgas

1.1.6 Composición química y valor nutricional

Nuestro país presenta diversidad de recursos marinos que podría provecharse para mejorar la estabilidad del cuerpo humano, y una de ellas son las macroalgas, que contienen en su composición mineral Na, K, Ca y Mg como macroelementos esenciales y dentro de los elementos traza el P, Fe, Zn, Mn, Cu (Blanco *et al.*, 2020).

En el Perú se diferencian 228 especies de macroalgas de las cuales 160 son rojas, 31 pardas y 37 verdes, de las cuales el *Chondracanthus Chamissoi* (cochayuyo), *Gracilariopsis lemaneiformis*, *Porphyra spp*, *Lessonia nigrescens*, *Lessonia trabeculata*, *Macrocystis integrifolia*, *Macrocystis pyrifera* y *Ulva spp* son de mayor importancia económica. Por ello es importante conocer sobre la composición química, la cual se dice que está directamente condicionada por la especie, condiciones ambientales, situación geográfica y estación del año. Las macroalgas marinas contienen un alto nivel de humedad, llegando alcanzar hasta el 94% del peso total en algunas especies, también contienen cantidades importantes de proteínas, aminoácidos, minerales, fibra y compuestos fenólicos responsables de la capacidad antioxidante. El contenido en grasa que presentan las algas es muy bajo (generalmente inferior al 1%). En cuanto a la influencia de la especie, los polisacáridos mayoritarios varían según se trate de algas verdes, pardas o rojas. En las algas pardas predominan los alginatos, fucanos y laminaranos. Las algas rojas contienen de forma mayoritaria galactanos sulfatados como es el agar y los carragenanos (Holdt & Kraan, 2011).

1.1.7 Extracción de macroalgas

El desarrollo de la explotación de las macroalgas a nivel mundial está creciendo en los últimos años a un ritmo muy elevado, de más del 20% anual, y numerosos países están potenciando su explotación y cultivo (Cremades *et al.*, 2014). Durante los años 2006 al 2008 se incrementó el valor económico de las algas secas, de USS 60 a USS 400 por tonelada (Rebours *et al.*, 2014), así como su demanda mundial, provocando su extracción intensiva. Esto ha llevado a que los gobiernos tomen medidas legislativas para limitar la extracción, mediante vedas y planes de manejo, a partir 2002 en Chile y 2005 en Perú, con el fin de

lograr la recuperación de sus bancos naturales. Sin embargo, en Perú se sigue observando un incremento de la biomasa registrada en sus desembarques, superando las 3000 t durante los años 2016 y 2017 (Fig. 6a), mientras que, los desembarques procedentes del cultivo de algas disminuyeron progresivamente entre los años 2012 y 2017 (Fig. 6b) (Avila & Padilla, 2020).

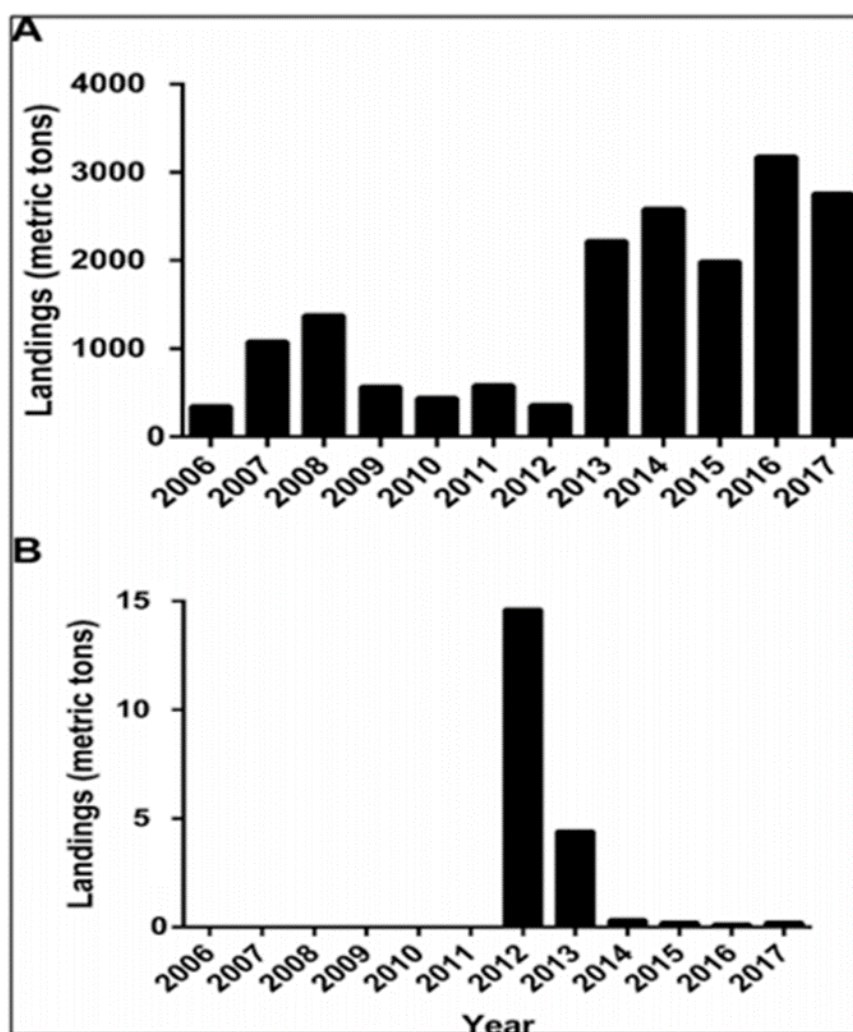


Figura 6. Desembarques de *L. trabeculata* en Perú; a) procedencia de extracción, b) procedencia de acuicultura
Fuente: Avila & Padilla (2020).

Cabe mencionar que en el año 2001 el Ministerio de Pesquería solicita al Instituto del Mar de Perú información acerca de las algas marinas de los géneros *Lessonia* y *Macrocystis*, teniendo en cuenta de la existencia de una actividad extractiva de este recurso, por lo que, el aprovechamiento de las macroalgas pardas trajo consigo una extracción desmedida afectando las praderas naturales de las diferentes especies de macroalgas, tanto de la zona intermareal como submareal

rocoso, en las regiones del litoral sur del Perú, lo que ocasionó la pérdida de especies asociadas a las frondas, rizoide y praderas, entre las que se registran especies de interés comercial (Tejada, 2019). Estos hechos fueron preocupación del Instituto del Mar del Perú - IMARPE y del Ministerio de la Producción - PRODUCE, generando en consecuencia el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de Macroalgas Comerciales - ROP de Macroalgas (DS-019-2009-PRODUCE), el cual tiene como principal objetivo el aprovechamiento racional y sostenible de 3 las macroalgas marinas y el desarrollo de su pesquería en el largo plazo, a través del establecimiento de un marco normativo para lograr la conservación del recurso, el desarrollo socioeconómico, la protección del ambiente y la diversidad biológica que alberga. Un aspecto importante dentro del ROP de Macroalgas es la promoción de la investigación científica y tecnológica sobre las macroalgas marinas, el cual constituye un pilar para la conservación del recurso (PRODUCE, 2009).

- **Marco normativo del recurso macroalgas marinas**

El marco normativo generado para la conservación y continuidad de la actividad productiva del recurso macroalgas durante el periodo 2005-2017, estuvo conformada por Resoluciones Ministeriales y Decretos Supremos, dentro de los que se tiene como de mayor importancia el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de Macroalgas (D.S. N°019-2009- PRODUCE).

Tabla 2

Normativa generada por el Estado Peruano para la conservación de las macroalgas pardas marinas comerciales entre el periodo 2005-2017

Año	Resolución Ministerial/Decreto Supremo/Oficios	Actividad	Áreas de Aplicación
2005	R.M. N° 068-2005-PRODUCE	Disposición de la extracción del ambiente natural del recurso <i>Lessonia spp.</i> , bajo condiciones técnicas .	Todo el litoral de Perú.
2008	R.M. N° 839-2008-PRODUCE	Establecer la veda de las algas marinas pardas en todo el litoral de Perú.	Todo el litoral de Perú.
2009	R.M. N° 093-2009-PRODUCE	Autorizan el recojo, colecta y acopio de especímenes varaderos de algas de los generos <i>Macrocystis</i> en varaderos tradicionales ubicados en las localidades de San Fernando y Yanyarina por el periodo de 30 días.	Ica

	R.M. N° 211-2009-PRODUCE	Se suspende lo dispuesto en el artículo 3 de la Resolución Ministerial N° 839-2008-PRODUCE y se autoriza el recojo, colecta y acopio de especímenes varados de algas de los géneros <i>Macrocystis</i> y <i>Lessonia</i> en área del litoral marítimo, por el periodo de 60 días.	Ica
	D.S. N°019-2009-PRODUCE	Establece el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de Macroalgas.	Todo el litoral de Perú.
	R.M. N° 264-2009-PRODUCE	Suspende lo dispuesto en el Artículo 3° de la R.M.N°839-2008-PRODUCE para el litoral sur de Perú, autorizando el recojo, colecta y acopio de especímenes de algas varadas, manteniendo la prohibición de la extracción de estos recursos.	Litoral sur de Perú.
	R.M. N° 394-2009-PRODUCE	Autoriza al IMARPE la ejecución de la actividad Extracción Exploratoria de Macroalgas I	Arequipa
	R.M. N° 395-2009-PRODUCE	Autoriza al IMARPE la ejecución de la actividad Extracción Exploratoria de Macroalgas II	Arequipa
	R.M. N° 476-2009-PRODUCE	Autoriza al IMARPE la ejecución de la actividad Extracción Exploratoria de Macroalgas III	Arequipa
	R.M. N° 484-2009-PRODUCE	Autoriza al IMARPE la ejecución de la actividad Extracción Exploratoria de Macroalgas IV	Bufadero (S11)
	R.M. N° 501-2009-PRODUCE	Autorizan actividad extractiva de la especie aracanto o palo entre las localidades de la Pingüinera y Campamento del distrito de Marcona provincia de Nazca.	Lobo Fino-Yanyarina (S5)
2010	R.M. N° 032-2010-PRODUCE	Suspensión de la extracción de algas autorizada mediante la R.M.N°501-2009-PRODUCE.	Lobo Fino-Yanyarina (S5)
	R.M. N° 205-2010-PRODUCE	Extracción de <i>Lessonia trabeculata</i> entre Lobo fino y Yanyarina	Lobo Fino-Yanyarina (S5)
	R.M. N° 267-2010-PRODUCE	Suspende la R.M. N° 205-2010-PRODUCE	Lobo Fino-Yanyarina (S5)
	Oficio PCD-100-036-2011- PRODUCE/MP	Informe sobre la estimación de biomásas de las especies <i>Lessonia nigrescens</i> y <i>L. trabeculata</i> , en la Región Arequipa.	Litoral de la region Arequipa
	Oficio PCD-100-086-2011- PRODUCE/MP	Información disponible sobre Varaderos de Algas Pardas en el litoral sur (Ica, Arequipa y Moquegua).	Litoral sur de Perú.
2011	R.M. N° 296-2011-PRODUCE	Autorizan actividad extractiva del recurso <i>Lessonia trabeculata</i> (aracanto o palo) en área marítima contigua al litoral comprendido entre las localidades de Colorado y Tres Hermanas, ubicadas en el distrito de Marcona, provincia de Nazca, departamento de Ica	Litoral de la región Ica
	Ordenanza Regional N° 142-AREQUIPA	Aprueba adscripción de la región Arequipa al esquema de manejo de macroalgas marinas	Arequipa
	Oficio DE-100-161-2012- PRODUCE/MP	Medidas de Manejo del alga parda <i>Lessonia trabeculata</i> en la zona de San Juan de Marcona	Litoral de la región Ica
2012	Oficio DE-100-186-2012- PRODUCE/MP	Informe Complementario sobre la Evaluación Poblacional de <i>Lessonia trabeculata</i> Villouta & Santelices 1986, en San Juan de Marcona.	Litoral de la región Ica



	Oficio N° PCD-654-2012-PRODUCE/IMP	Informe "Disponibilidad de Algas Pardas en el litoral de las Regiones de Ica y Arequipa" en base al Oficio N° PCD-654-2012-PRODUCE/IMP	Sector (S8 y S10)
	R.M. N° 269-2012-PRODUCE	Autorizan actividad extractiva de <i>Lessonia trabeculata</i> entre Basural y Yanyarina.	Boca del Río - Cuartel (S12)
	Ordenanza Regional N° 178-AREQUIPA	Plazo excepcional para presentación de informes a que se refiere la Ordenanza Regional N°142- Arequipa.	Arequipa
	R.M. N° 117-2013-PRODUCE	Autorizan actividad extractiva de la especie aracanto o palo en área marítima contigua al litoral.	Yerbabuena - Pocomá (S11, S12)
	R.M. N° 291-2013-PRODUCE	Suspende la R.M. N° 117-2013-PRODUCE	Ica
	Oficio Múltiple N°020-2013- PRODUCE/DGP-DIROPA	Se convoca al Laboratorio de Camaná-Imarpe a la Mesa de trabajo sobre la actividad extractiva de <i>Lessonia trabeculata</i> en el departamento de Arequipa.	Sector (S8)
2013	Oficio N° PCD-100-2013-PRODUCE/IMP	Imarpe sugiere realizar una pesca exploratoria por quince días.	Sector (S8 y S10)
	R.M. N° 223-2013-PRODUCE	Dan por concluida la actividad extractiva del recurso aracanto o palo.	Litoral de la región Ica
	R.M. N° 318-2013-PRODUCE	Autorizan la Pesca Exploratoria de <i>Lessonia trabeculata</i> (aracanto o palo) en áreas marítimas contiguas al litoral	Arequipa
	Ordenanza Regional N°219-AREQUIPA	Suspenden temporalmente adscripción de la región Arequipa al esquema de manejo de macroalgas marinas.	Arequipa
	Ordenanza Regional N°230-AREQUIPA	Aprueban medidas complementarias para el fortalecimiento del esquema de manejo de macroalgas marinas varadas en Arequipa.	Arequipa
2014	R.M. N° 386-2014-PRODUCE	Autorizan actividad extractiva del recurso aracanto o palo, que se de la especie aracanto o palo que se desarrollará a partir de las 00:00 horas del día hábil siguiente de la publicación de la presente resolución ministerial.	Ica
	R.M. N° 387-2014-PRODUCE	Autorizan extracción de <i>Lessonia trabeculata</i>	Arequipa
	R.M. N° 072-2015-PRODUCE	Disponer el Decreto Supremo que modifica el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de las macroalgas marinas.	Todo el litoral de Perú
2015	R.M. N° 231-2015-PRODUCE	Autorización excepcional de la actividad extractiva del recurso <i>Lessonia trabeculata</i> .	Ica
	R.M. N° 256-2015-PRODUCE	Autorizan excepcional de la actividad extractiva aracanto o palo.	Ica
	Oficio N° 079-2015-GORE ICA/DRPRO-DP	Recomienda continuar con la extracción del recurso aracanto o palo, saldo del volumen total de extracción autorizado por R.M. N° 386-2014- PRODUCE	Ica
	Oficio N° 1382-2015-GORE ICA/DRPRO-DP	Volumen desembarcado de <i>Lessonia trabeculata</i> en la infraestructura pesquera artesanal autorizada bajo el R.M. N° 231-2015-PRODUCE	Ica

	R.M. N° 281-2015-PRODUCE	Autorizan la actividad extractiva del recurso <i>Lessonia trabeculata</i> en la Region Arequipa.	Arequipa
	R.M. N° 302-2015-PRODUCE	Autorizan excepcional de la actividad extractiva aracanto o palo.	Ica
	R.M. N° 335-2015-PRODUCE	Autorizan excepcional de la actividad extractiva aracanto o palo.	Arequipa
2016	Oficio N° 859-2016-IMARPE/DEC	Informe Técnico Evaluación biológica poblacional del recurso macroalgas <i>Lessonia Trabeculata</i> en el litoral de Caravelí, Camaná e Islay-Arequipa.	Litoral de Arequipa
	Informe N°377-2016-PRODUCE/DGP-Diropra	Sugiere emitir la Resolución Ministerial que atienda las recomendaciones de Imarpe emitida mediante el Oficio N° 859-2016-IMARPE/DEC	Litoral de Arequipa
	R.M. N° 404-2016-PRODUCE	Autorizan excepcionalmente la actividad extractiva aracanto o palo en áreas marítimas del departamento de Arequipa.	Litoral de Arequipa
2017	D.S. N° 007-2016-PRODUCE	Modificación del Reglamento de Ordenamiento Pesquero de las Macroalgas.	Todo el litoral de Perú
	R.M. N° 051-2017-PRODUCE	Disposiciones para la adecuación de las plantas de procesamiento artesanal con licencia para operar como plantas de procesamiento industrial de macroalgas.	Litoral de Ica, Arequipa y Moquegua
	Ordenanza Regional N° 0009-2017-GORE ICA/GRDE- DIREPRO.DP	Adscripción del Gobierno Regional de Ica al esquema de manejo de macroalgas marinas.	Ica
2018	R.M. N° 114-2018-PRODUCE	Autorizan transferencia de recursos financieros a favor del IMARPE para evaluar la interacción entre colonias de lobos, aves marinas con la actividad de recolección de macroalgas pardas en la Reserva Nacional de San Fernando.	Marcona-Ica
	Resolución Directoral N° 642-2018-GORE ICA/GRDE-DIREPRO	Mecanismos para el ordenamiento de la colecta y acopio de las macroalgas varadas en Ica.	Marcona-Ica

Fuente: PRODUCE, 2018

1.1.8 Exportación de macroalgas pardas

Durante los periodos 2008 – 2017 se pudieron observar los registros de exportaciones de la Superintendencia Nacional de Aduanas y de Administración Tributaria (SUNAT), en donde se evidencio una actividad comercial importante del recurso macroalga, llegándose a exportar 244.438,66 toneladas de macroalgas secas, compuesta principalmente por especies de macroalgas pardas (*lessonia trabeculata*, *lessonia nigrescens* y *Macrosystis pyrifera*). Generándose un total de 211.786.756,62 de dólares en divisas para el Perú durante este periodo de tiempo y teniendo como

principal destino de exportación, el mercado de China (PROMPERU 2016; SUNAT 2017).

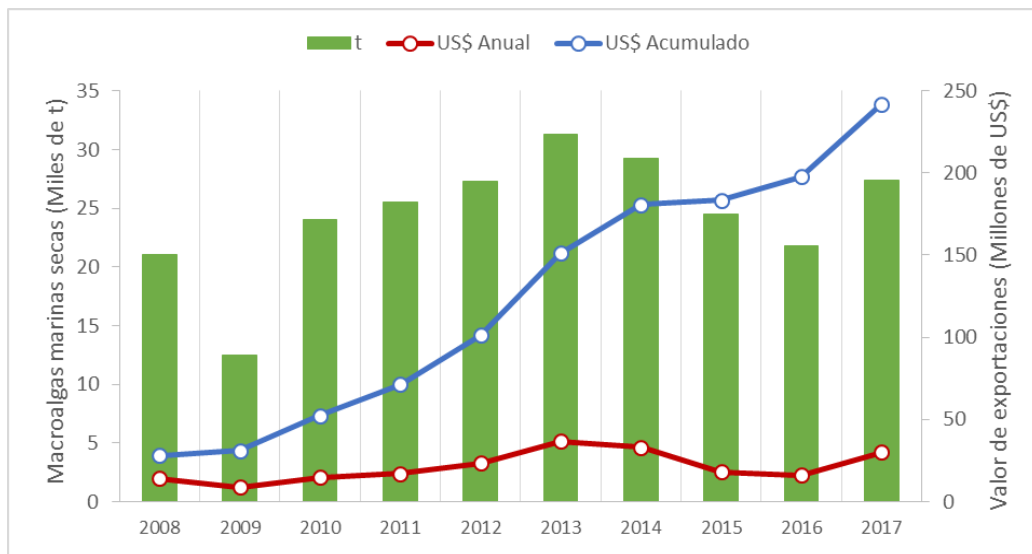


Figura 7. Macroalgas secas exportadas
Fuente: PROMPERU, (2016)

1.2 Antecedentes

Según Westermeier *et al.* (2006) desarrollaron dos técnicas para el cultivo de algas pardas en hatchery, la primera consiste en el cultivo de la fase gametofítica suspendida en matraces, donde se estimula únicamente el desarrollo vegetativo y su posterior obtención de esporofitos en acuarios. La segunda consiste en permitir que las zoosporas se fijen sobre sustratos, generalmente cuerdas, para su posterior instalación en cultivos flotantes en el mar, obteniendo esporofitos de 292 mm en un año de cultivo (Gutierrez *et al.* 2006). Así mismo Edding *et al.* (1990) cultivaron *L. trabeculata*, donde observaron el crecimiento de esporofitos obtenido en laboratorio y cultivado en el mar. Los esporofitos juveniles obtenidos en laboratorio fueron colocados entre 1 y 6 m de profundidad, registrando el crecimiento de sus frondas semanalmente durante siete meses, no encontrando diferencias significativas ($p < 0,05$) en el crecimiento lineal de la lámina esporofítica en diferentes profundidades. Del mismo modo, años después cultivaron en laboratorio pequeños esporofitos extraídas de las frondas de *Lessonia trabeculata* cosechadas mediante buceo cerca de Coquimbo, usando como sustrato pequeños trozos de PVC con nylon, este cultivo fue enriquecido con fertilizante agrícola y con nutrientes de medio Provasoli, teniendo cultivos de 1 a 2 cm de longitud cultivada en cordón de 12 mm, llegando a 15 – 20 cm de longitud trasladados a tanques dispuestos a la intemperie

con agua de mar y aireación fuerte (Edding & Tala, 2003). Por otro lado Macchiavello *et al.* (2010) cultivaron *Macrocystis pyrifera* en condiciones de laboratorio y posteriormente en el mar durante un año, obteniendo una longitud máxima de fronda de 175 cm y 22 kg después de 120 a 150 días en el mar. Sin embargo, Correa *et al.* (2006) optaron solamente por la replantación de algas marinas en la zona intermareal, utilizando *Lessonia nigrescens*, anclándola mediante un soporte a un substrato rocoso, obteniendo un sobre crecimiento de algas trasplantadas.

Avila *et al.* (1999) trabajaron con la macroalga *Sarcothalia crispata* en isla de Chiloé, recolectando frondas y esporulando en condiciones semi-controladas, utilizando marcos con nilón y polifilamento de diferentes diámetros, sembrados e incubados en tanques de 400 L. Los pequeños gametófitos adheridos a cuerdas fueron mantenidos en el criadero por tres meses antes de la plantación en el mar abierto alcanzando 1.5 cm de longitud; después estas fueron cultivadas en el mar donde el crecimiento de la fronda tuvo lugar principalmente durante la primavera y verano.

Tala *et al.* (2004) estudiaron aspectos de la fenología reproductiva de *Lessonia trabeculata* en el Norte de Chile entre los 20° y 30° LS, evaluando de manera estacional las características morfológicas y reproductivas, tanto de esporofitos y gametofitos en laboratorio, encontrando que en las estaciones de primavera y verano las zoosporas que se liberan presentan bajas tasas de germinación comparadas con las de otoño e invierno en donde su potencial reproductivo es elevado; situación similar evidenciaron Vásquez *et al.* (2008) al observar esporas germinadas durante todo el año, sin embargo, la reproducción asexual entre los gametofitos microscópicos y subsiguiente formación de esporofitos es lograda con éxito en otoño. Por otro lado, Santelices & Ojeda, (1984) colectaron meiosporas de *Lessonia nigrescens* del centro de Chile, siendo cultivadas bajo diferentes condiciones de luz y nutrientes, evaluando la influencia que presenta en el desarrollo de gametofitos, describiendo las etapas microscópicas del ciclo de vida de esta especie.

Avila *et al.* (2010) realizaron trabajos sobre el manejo de las algas reproductivas, inducción artificial a la esporulación, liberación de esporas y posterior desarrollo de gametofitos y esporofitos en hatchery, partiendo por el tratamiento necesario para la liberación de esporas, incubación en medios enriquecidos que permitieron la germinación y su posterior desarrollo hasta obtener plántulas fijadas en sustratos. Aguila (2015) indicó que para obtener un mayor crecimiento de los microtalos de *Gracilaria chilensis*, añadió el medio nutritivo Provasoli Mc Lachlan (1973), siendo el más empleado en el cultivo de

algas marinas bentónicas, conteniendo micronutrientes, nitrógeno y fósforo en altas concentraciones, además de vitaminas. Asimismo Orellana (2015) también utilizó el medio de cultivo Provasoli en la liberación de esporofitos de *Macrocystis integrifolia* obteniendo esporofitos > 300 micras en los sistemas de fijación en cuerdas con tubos de PVC en solo 10 días.

Arbaiza *et al.* (2019) señala que *Chondracanthus chamissoi* es un alga roja de importancia comercial que es cosechada intensamente a lo largo de la costa peruana, por lo que es necesario que exista un mayor conocimiento que conlleve a desarrollar su cultivo. Cultivaron especímenes de tres localidades: Paiján (7°46'S; 79°25'O), Ancón (11°46'S; 77°11'O) y Mendieta (14°3'S; 76°15'O). Usaron carpósporas como alternativa para desarrollar su cultivo, encontrando similitudes en los primeros estadios de cultivo (liberación de esporas, asentamiento y crecimiento) entre las localidades. El potencial reproductivo (PR) fue mayor para los especímenes de Ancón (320 millones de esporas), seguido de Mendieta (144 millones) y Paiján (12 millones). Sin embargo, el proceso de liberación de esporas para el inicio de los cultivos fue más efectivo para Paiján, con una cantidad de carpósporas liberadas de $6,2 \pm 1\%$ de su PR (795.125 ± 141.121 carpósporas por solución), seguido de Mendieta con $0,8 \pm 0,12\%$ ($1.134.500 \pm 181.259$) y Ancón con $0,4 \pm 0,1\%$ de su PR ($1.342.625 \pm 387.436$). Después de 120 días de cultivo se obtuvo una densidad de 31 plántulas por cm^2 para Ancón, 49 para Mendieta y 18 para Paiján. Se concluye que es posible desarrollar el cultivo utilizando la metodología de carpósporas.

Basaure *et al.* (2020) manifiesta que la explotación de algas en Chile ha aumentado en las últimas décadas, lo que ha provocado una reducción de los desembarques de algas y la sobreexplotación de los lechos naturales. Se han implementado líneas de base ecológicas para su explotación sostenible y el desarrollo de la acuicultura de algas. El cultivo de algas rojas comerciales *Chondracanthus chamissoi* se ha desarrollado experimentalmente mediante reproducción vegetativa y de esporas. Métodos facilitados por la formación de discos de unión secundarios (SAD), generados para sujetar las algas inoculadas a los sustratos en un sistema de cultivo de fondo marino. *Ch. chamissoi* mostró crecimiento bajo todos los tratamientos, con una biomasa máxima acumulada de 60 gm^{-1} , registrada en verano, y sin diferencias significativas en el rendimiento de biomasa reportado en las temporadas de otoño y primavera. Se observó un patrón similar para la biomasa de epífitas, mientras que el mayor número de SAD y longitudes de talos se registraron en invierno.

Vera (2014) determinó el efecto de la extracción de *Lessonia trabeculata* sobre la riqueza y abundancia del macrobentos asociado a esta alga en Marcona. Se realizó un muestreo en 02 sectores (Lobo Fino y Basural), en cada uno de los cuales se ubicaron 03 transectos con 03 estaciones (replicas), distribuidos en intervalos de profundidad de: 5-10 m, 10-15 m y 15-20 m, obteniendo en total 18 discos de adhesión y 9 interdisco. Se registraron un total de 5399 organismos agrupados en 71 especies distintas, identificándose 5369, correspondiendo 31 especies al Phylum Annelida, 17 a Mollusca, 15 a Crustácea, 4 a Equinodermata, 1 a Tunicata, 1 a Nemertea, 1 a Pycnogonida y 1 a la Ictofauna del sector. La Riqueza de especies (S) en las muestras intradisco varió entre 13 y 37 siendo las subestaciones P.3.2 y P.3.3 en Lobo Fino con valores más altos, mientras en las muestras interdisco la S evidenciada varía de 8 a 24, con el mayor registro en la estación I.4 del Basural. El análisis de clúster realizado con el PRIMER 6.0 nos da como resultado que entre las subestaciones de El Basural existe una similaridad del 61% siendo la subestación B.4.3 la que se diferencia en un solo grupo por la mayor S de poliquetos y entre las subestaciones de Lobo Fino a un 62% las subestaciones L.1.1 y L.1.2 forman grupos separados por las diferencias existentes en la diversidad de moluscos y crustáceos.

Arbaiza *et al.* (2020) evaluaron el efecto de la luz y temperatura en la esporulación de cigotosporas de “cochayuyo” *Porphyra spp*; concluyendo que las condiciones óptimas para obtener una mayor liberación de cigotosporas de *Porphyra spp.* es inducir los talos reproductivos mediante un estrés en oscuridad (sin luz) y una variación de la temperatura a 10°C, con una duración de 12 horas como el mejor tiempo para inducir la liberación de cigotosporas en los matraces.

Avila *et al.* (1985) observaron que a 10°C los valores de germinación de *Lessonia nigrescens* fueron significativamente más altos ($P < 0.05$) que a otras temperaturas cuando la iluminación fue de $25 \mu E m^{-2} s^{-1}$ o superior. Con iluminación menor de $25 \mu E m^{-2} s^{-1}$ los valores variaron entre 80 y 85 por ciento, pero con densidades de flujo fotónico sobre $25 \mu E m^{-2} s^{-1}$ la germinación se mantuvo sobre 90% en el resto de las condiciones de iluminación utilizadas.

Donayre (2021) estudió la influencia de las praderas de macroalgas pardas en la composición de la biodiversidad marina megabentónica en San Juan de Marcona; encontrando que la riqueza de especies asociado a las praderas de macroalgas pardas para el 2014 estuvo conformada por 65 taxa pertenecientes a 07 phyla: Mollusca (36), Arthropoda (11), Echinodermata (08), Annelida (04), Cnidaria (03), Chordata (02) y Brachiopoda (01); mientras que para el 2015 la riqueza de especies conformada 48 taxa



constituidas en 06 phyla: Mollusca (26), Echinodermata (08), Arthropoda (07), Annelida (04), Cnidaria (02) y Chordata (01). En relación a la abundancia de especies de acuerdo a la densidad de macroalgas juveniles, determinó que durante el 2014 fue mayor que para el 2015. Comprobó que las praderas de macroalgas influyen en la composición de la biodiversidad marina megabentónica en San Juan de Marcona.

CAPÍTULO II

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1 Identificación del problema

Cada año se recogen alrededor de unos 25 millones de toneladas de algas marinas para su procesamiento y uso como alimento, cosméticos y fertilizantes, además de extraer espesantes o como aditivo para piensos. La industria de las algas en América Latina juega un papel importante a nivel mundial, ya que aproximadamente el 17% de las algas que se industrializan provienen de esta región, siendo Chile uno de los países de mayor extracción, con más del 90% de biomasa algal, con una producción de alginatos que no alcanza a cubrir las demandas internas de los países sudamericanos, generándose una sobre extracción de las praderas naturales, las cuales se han visto seriamente afectadas (FAO, 2014). Mientras que Perú solo aporta un 4% (Avila & Padilla, 2020).

La pesquería de recursos bentónicos está caracterizada por ser una actividad extractiva y de recolección artesanal de libre acceso en el caso de la varazón de algas pardas. En el sur del Perú los mayores desembarques de recursos bentónicos se registraron durante la década de los 80' y parte de los 90', convirtiéndose así en una de las pesquerías artesanales más importantes en el desarrollo económico y social de los puertos del sur. Esta demanda provocó un incremento desproporcionado de la flota marisquera, un aumento significativo de la presión de pesca sobre bancos naturales del litoral sur peruano, y una situación final de sobreexplotación y empobrecimiento del sector pesquero involucrado (Vásquez, 2009).

En el litoral de Ilo existen asociaciones de Pescadores Artesanales “algueros” que se dedican a la actividad de recolección, principalmente de las especies *L. trabeculata* y *L.*

nigrescens con el propósito de tener una mejora de ingresos económicos, a través de permisos para su aprovechamiento otorgados por PRODUCE; sin embargo, no solo aprovechan las macroalgas varadas por efecto de las marejadas, sino que además las extraen mediante el uso de herramientas para su recolección (barretas); a pesar de su prohibición según la RM N° 264-2009-PRODUCE que establece únicamente la recolección de algas varadas, a fin de implementar estrategias de ordenamiento pesquero para la sostenibilidad del recurso macroalgas. Esta recolección ilegal, se hace cada vez más difícil de controlar, afectando así a la recuperación de los bancos naturales de macroalgas y, por lo tanto, al ecosistema marino.

2.2 Enunciados del problema

¿Es posible desarrollar el cultivo de *Lessonia trabeculata* en condiciones controladas y en ambiente natural en la Región Moquegua?

2.3 Justificación

Las macroalgas pardas son consideradas recursos hidrobiológicos con una significativa importancia ecológica, económica y social; éstas se exportan para ser utilizadas principalmente como fuente de alginatos que a nivel mundial, generan anualmente más de 250 millones de dólares (Vásquez, 2009). Las algas, no son solo un componente relevante desde el punto de vista ecológico, sino que, además, son explotadas y consumidas por años en países orientales en sus dietas. Existiendo en Chile diferentes especies que fueron aprovechadas para la obtención de alginatos y agar a lo largo de los años (Peña & Marín, 2016). Actualmente en Perú, las algas marinas pardas se exportan para utilizarse como materia prima en la industria de alginatos, además en menor grado, se consumen como alimento para humanos. Su creciente importancia económica ha conllevado a incrementar los niveles de explotación (recolección y extracción). Las regulaciones Ministeriales, apoyadas en estudios técnicos del Instituto del Mar del Perú, han establecido vedas que prohíben la actividad extractiva de las macroalgas pardas debido a la deficiente recuperación en las poblaciones de ejemplares adultos y extracción racional (IMARPE, 2012).

Considerando la alta importancia socio-ecológica del recurso y los escasos antecedentes documentados sobre actividades de cultivo en Perú, que se enfoquen principalmente en el repoblamiento con la finalidad de mantener los niveles poblacionales de macroalgas, y que permitan una renovación constante y una acuicultura sustentable; es que en esta tesis

se plantea desarrollar técnicas de cultivo que favorezcan el desarrollo y crecimiento de *L. trabeculata* en medio controlado y su cultivo en ambiente natural, restableciendo e incrementando la biomasa existente y contribuyendo en su manejo sostenible en el litoral costero de la Región Moquegua.

2.4 Objetivos

2.4.1 Objetivo general

Evaluar el cultivo de *Lessonia trabeculata* (Villouta & Santelices, 1986) en condiciones controladas y en ambiente natural en la región Moquegua.

2.4.2 Objetivos específicos

- Evaluar el cultivo de *Lessonia trabeculata* durante el proceso de esporulación, fijación y crecimiento en condiciones controladas.
- Evaluar sistemas de cultivo suspendido en medio natural para la adaptación de *Lessonia trabeculata*.

2.5 Hipótesis

2.5.1 Hipótesis general

Es posible desarrollar el cultivo de *Lessonia trabeculata* en condiciones controladas y en ambiente natural en la región Moquegua.

2.5.2 Hipótesis específicas

- Hi: El desarrollo del cultivo de *Lessonia trabeculata* es viable en condiciones controladas.
- Hi: Es posible la adaptación de *Lessonia trabeculata* en cultivo suspendido en ambiente natural.

CAPÍTULO III METODOLOGÍA

3.1 Lugar de estudio

Considerando las fases del ciclo de vida de *Lessonia trabeculata*; la primera etapa se realizó en el Laboratorio de Investigación Acuícola (LIA) del Instituto del Mar del Perú sede Ilo, en donde se desarrolló la esporulación, fijación y crecimiento de *L. trabeculata* en medio controlado (A). La segunda etapa fue desarrollada en un sistema de cultivo suspendido tipo Long line en ambiente natural en la Playa Gentilares (B), perteneciente a la jurisdicción de la Compañía Ingeniería Anfibia N° 113 del Ejército del Perú, considerándose a partir de esporofitos juveniles de *L. trabeculata* (plántulas > 0.5 cm), adaptando su fijación y crecimiento (Figura 7).



Figura 8. IMARPE sede Ilo (A); Playa Gentilares (B)

3.2 Población

Constituida por el conjunto de esporofitos cuyas frondas presentan tejido reproductivo (soros) procedentes de praderas distribuidas en bancos naturales en Punta Coles - Ilo.

3.3 Muestra

En medio controlado: esporofitos fijados en 1 cm de cuerda inoculada en cultivo.

En medio natural: plántulas > 0.5 cm de longitud total fijadas en cuerdas de 10 metros.

3.3.1 Sistema de variables

- Variable independiente: Técnicas de cultivo aplicado en medio controlado y natural.
- Variable dependiente: Esporulación, fijación y crecimiento de *Lessonia trabeculata*.

3.4 Método de investigación

El tipo de investigación fue experimental orientado específicamente al cultivo de la macroalga *Lessonia trabeculata* en medio controlado y en medio natural.

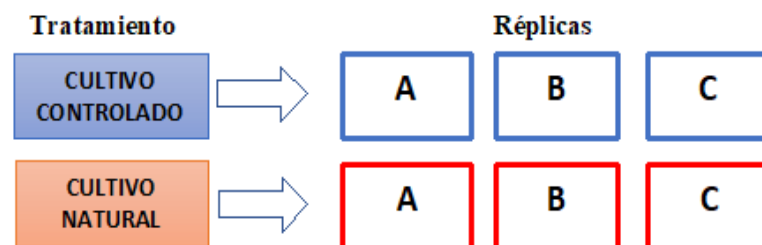


Figura 9. Diseño experimental

3.5 Descripción detallada de métodos por objetivos específicos

3.5.1 Cultivo de *Lessonia trabeculata* en medio controlado

3.5.1.1 Tratamiento de agua de mar

Se obtuvo agua de mar mediante el uso de electrobombas de 5 hp, que es recepcionada en un tanque de sedimentación de 30 m³ para su almacenamiento inicial. Luego es derivada a un tanque elevado de 15 m³ por medio de electrobombas de 2.5 hp, pasando por filtros de arena y filtros de tierra diatomea. Una vez almacenado en dicho tanque pasa por un último sistema de microfiltración mediante el uso de filtros de cunco de 10,

5 y 1 μ m, para luego ser irradiada con una lámpara de luz ultravioleta. El agua tratada se utilizó en mínimas cantidades de acuerdo los recambios que requiera cada etapa del cultivo (figura 9). Todos los equipos usados en el tratamiento de agua de mar permiten mejorar la calidad de la misma para el óptimo desarrollo del cultivo. (Anexo 1).



Figura 10. Filtros de arena y filtros de tierra diatomea

3.5.1.2 Implementación de sistemas de fijación

En un anillo de PVC de 30 cm de diámetro con pequeñas hendiduras transversales sobre parte de su contorno de 3mm de profundidad y ancho aproximadamente; con una cuerda de polipropileno blanco de 3 mm se procedió a enrollar sobre las hendiduras del anillo, formando así un sistema tipo bastidor de 10 m de cuerda que se utilizó para la fijación de esporas hasta la etapa de esporofitos juveniles dentro del laboratorio (Figura 10). Posteriormente, tras el desarrollo de los esporofitos sobre la cuerda se instalaron en sistemas de cultivo flotantes en el mar (Gutiérrez *et al.*, 2006).



Figura 11. Armado de sistemas de fijación

3.5.1.3 Obtención de estructuras reproductivas

Las estructuras reproductivas fueron colectadas de la zona submareal de Punta Coles 17°41'12.7" LS - 71°22' 23.7" LS mediante buceo semiautónomo, extrayendo frondas con los soros esporangiales maduros de *Lessonia trabeculata*. Éstas fueron seleccionadas y separadas en trozos pequeños, para luego ser lavadas con agua potable y enjuagadas con agua de mar estéril para eliminar microorganismos no deseados (protozoarios, copépodos, diatomeas, etc.). Posteriormente fueron colocadas entre papel aluminio dentro de una caja isotérmica con gel pack, evitando su exposición a los rayos del sol y manteniendo una temperatura debajo de los 10 °C hasta su traslado al laboratorio (Avila *et al.*, 2010) (Figura 11).



Figura 12. Extracción de macroalgas con frondas reproductivas

3.5.1.4 Exposición a estrés hídrico

En el laboratorio se procedió a recortar las porciones de las frondas con soros, estos fueron limpiados cuidadosamente con cepillos de cerdas suaves y sumergidos durante unos segundos en agua dulce y enjuagados en agua de mar estéril (Peña & Marín, 2016). Finalizando el proceso, las esporofilas limpias se deshidratan envolviéndolas con papel absorbente y colocándolas sobre papel aluminio encima de gel pack y papel absorbente por 2 horas bajo condiciones de oscuridad a una temperatura aproximada de 10°C (Montesinos *et al.*, 2013) (Figura 12).



Figura 13. Exposición a estrés hídrico

3.5.1.5 Inducción a la liberación de esporas

La esporulación es inducida por rehidratación de las esporofilas anteriormente tratadas Peña & Marín (2016); para lo cual, transcurridas las 2 horas los trozos de soros fueron colocados en un matraz con 2 litros de agua de mar estéril fertilizada con medio nutritivo Provasoli y dispuestos en un ambiente de cultivo a $16^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$, dejándolo en reposo por 60 minutos. Pasado este periodo se pudo apreciar un caldo de esporas de color amarillo pardo, de donde se obtuvo una muestra con pipeta para observar en el microscopio. Con una cámara de Neubauer, se determinó la densidad inicial de esporas (Ávila *et al.*, 2010) tomando 3 muestras de 1ml, mediante el recuento diagonal de las 5 cuadrículas observadas por medio del microscopio, y obteniéndose un valor promedio de 52 esporas por ml. (Figura 13).

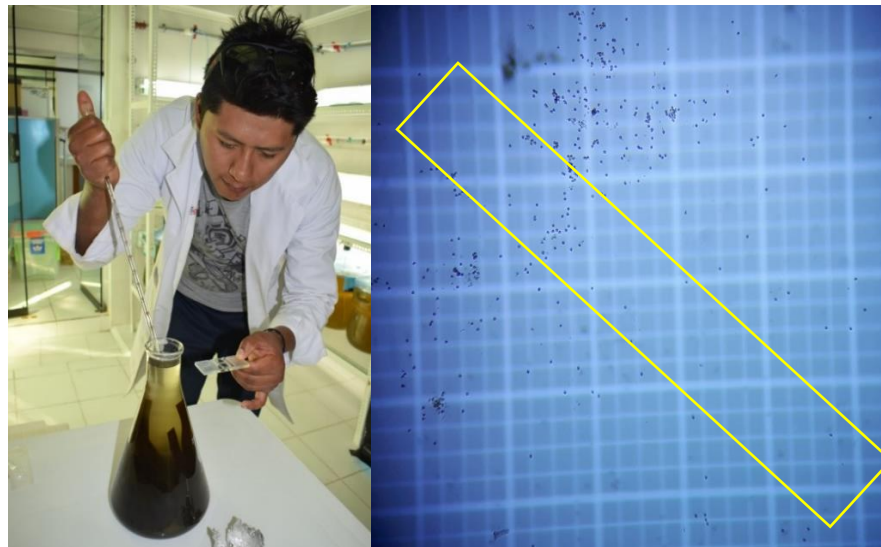


Figura 14. Liberación y recuento de esporas

3.5.1.6 Inoculación de cuerdas

El caldo de esporas, fue tamizado y trasvasado a un recipiente de 50 L con agua de mar estéril conteniendo sistemas de cuerdas enrolladas en anillos de PVC con baja aireación constante para su homogenización, siendo sometidos a fotoperiodo con 16 horas luz y 8 oscuridad, con la finalidad de que las esporas se fijen en las cuerdas (Avila *et al.*, 2010). Los flagelos tras perder la motilidad provocaron que las esporas se precipiten y se fijen sobre el sustrato armado (Peña & Marín, 2016) (Figura 14).



Figura 15. Inoculación con esporas

3.5.1.7 Condiciones de cultivo

Las esporas fijadas iniciaron su crecimiento sobre la superficie del sistema de cuerdas enrolladas en anillos, este sistema permaneció sin mayor manejo por un periodo de siete días, con luz constante suministrada por fluorescentes de 40 W en la parte frontal de los recipientes de cultivo (Avila *et al.*, 2010), la temperatura osciló entre 15 y 17°C, se evitó la presencia de diatomeas, cianofitas y algas verdes (Peña & Marín, 2016) (Figura 15).

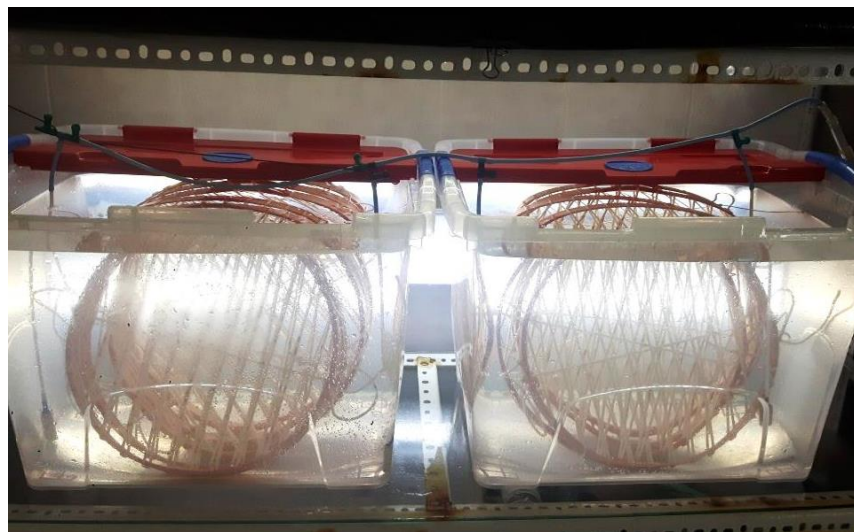


Figura 16. Condiciones de cultivo

3.5.1.8 Formación de gametofitos y esporofitos

Al segundo día de inoculación se hizo el raspado y corte de 1 cm de cuerda, observándose en el microscopio la formación del tubo de germinación, esporas germinadas que dieron lugar a la formación de gametofitos masculinos y femeninos. Luego de una semana de la inoculación se realizó el recambio de agua del cultivo por agua de mar fresca, estéril y enriquecida con medio nutritivo Provasoli, favoreciendo así al proceso de fecundación, para luego de 13 días de cultivo se desarrollen los esporofitos (Avila *et al.*, 2010) (Figura 16). Al cabo de aproximadamente 2 meses de cultivo en laboratorio, obtuvimos los primeros esporofitos juveniles mayores a 0.5 cm. de longitud total. Al mismo tiempo utilizamos ciertos materiales que ayudaron al cultivo en esta primera etapa (anexo 2).



Figura 17. Formación de gametofitos y esporofitos

3.5.1.9 Preparación del medio de cultivo Provasoli

El medio de cultivo Provasoli es un medio nutritivo cuya función es brindar macro y micro nutrientes esenciales que ayuden al desarrollo de las primeras etapas de cultivo en macroalgas. Este medio nutritivo está compuesto por 4 soluciones (anexo 3) y reactivos secos, las cuales se disuelven en agua destilada estéril en un volumen final de 3000 ml conservándose refrigerado para evitar su contaminación (Saavedra *et al.*, 2019) (Figura 17).



Figura 18. Medio nutritivo Provasoli

3.5.2 Cultivo de *Lessonia trabeculata* en medio natural

3.5.2.1 Traslado a medio natural

Los sistemas de fijación tipo bastidor usados en el laboratorio fueron trasladados a ambiente natural al obtenerse esporofitos juveniles > 0.5 cm después de más de 2 meses de iniciado el cultivo, siendo transportados con agua de mar hasta la zona de cultivo en medio natural; periodo de transporte que debe ser lo más breve posible, controlando que la temperatura no supere los $16\text{ }^{\circ}\text{C}$ (Peña & Marín, 2016). Se dispusieron de materiales que permitieron la adaptación del cultivo durante esta etapa. (anexo 4).



Figura 19. Traslado a medio natural

3.5.2.2 Sistemas de cultivo en el mar

Este sistema consiste en una línea de cultivo tipo Long line, conformado por una línea madre sujetas a reinales con boyas a una distancia de 3 m entre sí, que permite su flotabilidad a media agua. Esta línea viene sujeta por 2 lastres de 1 tonelada en ambos extremos de la misma (Peña & Marín, 2016). Contando con la línea ya instalada se procedió a incorporar los sistemas de cuerdas fijadas de esporofitos juveniles traídos del laboratorio previa medición.



Figura 20. Sistema de cultivo tipo Long line

3.5.2.3 Monitoreo de sistemas de fijación

Una vez instalados los sistemas de fijación en medio natural, se realizaron monitoreos semanales de las unidades de cultivo dispuestos en la línea madre con la finalidad de apreciar el desarrollo normal de los esporofitos juveniles fijados al sistema de cuerdas.



Figura 21. Monitoreo de los sistemas de fijación de algas

3.5.2.4 Mediciones en medio natural

Cada 15 días aproximadamente se realizaban las mediciones de los esporofitos juveniles fijados en los sistemas de cuerdas, usando un vernier y una cinta métrica para el registro de datos de longitud total, y estimar así el crecimiento en el transcurso del estudio. Se cuantificaron los esporofitos juveniles para la determinación de la supervivencia.

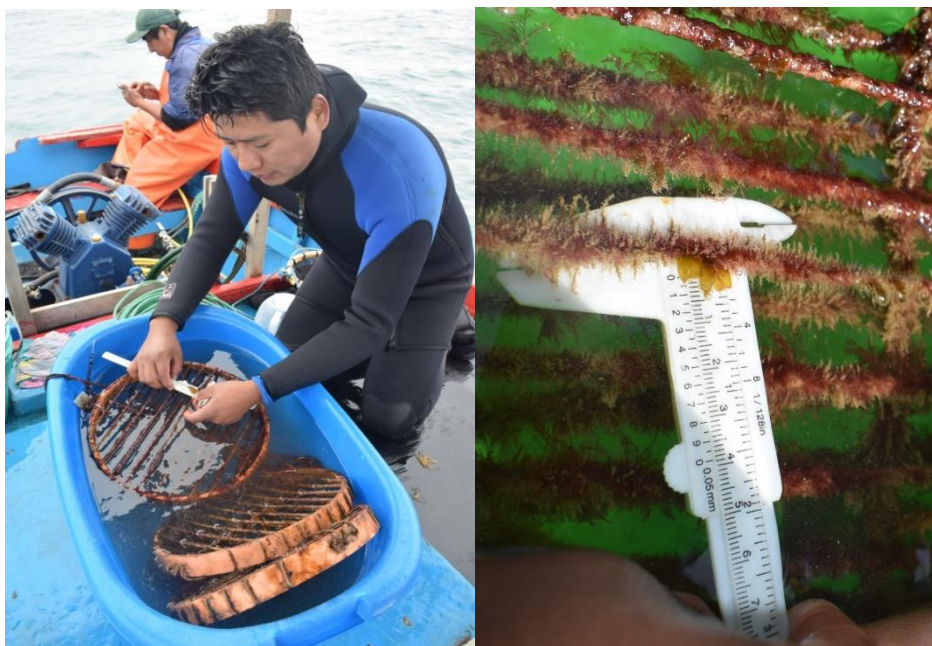


Figura 22. Mediciones en medio natural

3.6 Análisis de datos y determinación de parámetros poblacionales

Los datos registrados fueron digitalizados y procesados en hojas de cálculo Excel para determinar la tasa de crecimiento y supervivencia.

3.6.1 Tasa de crecimiento

Para la estimación de la tasa de crecimiento específico (% por día) en gametofitos y esporofitos, se aplicó la fórmula indicada por (Bulboa & Macchiavello, 2006) que se desarrolla a continuación:

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

Donde:

TC: Tasa de crecimiento específico expresada % de incremento de longitud diario

To: Longitud inicial

Tf: Longitud final

t: tiempo transcurrido en días

3.6.2 Tasa de supervivencia

Se realizaron recuentos de los gametofitos y esporofitos considerando cada etapa del desarrollo del cultivo en medio controlado. Se determinó la densidad de esporas liberadas, esporas fijadas, gametofitos, esporofitos; así como las plántulas fijadas en cuerdas dispuestas en el sistema de cultivo suspendido en medio natural, obteniendo la sobrevivencia con la fórmula de Ricker, (1975).

$$\text{Tasa de supervivencia} = Pf / Pi \times 100\%$$

Donde:

Pf = Población final

Pi = Población inicial

3.6.3 Aplicación de la prueba estadística

Se aplicó un Análisis de Varianza de una Vía (ANOVA, $p=0,05$) para evaluar el crecimiento de esporofitos y esporofitos juveniles de *Lessonia trabeculata*, utilizando el software estadístico SPSS versión 21, previa comprobación de la normalidad de los datos y homocedasticidad de sus varianzas.

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evaluación del Cultivo de *Lessonia trabeculata* durante el proceso de esporulación, fijación y crecimiento en condiciones controladas.

4.1.1 Esporulación y fijación de *L. trabeculata* en condiciones controladas

En el proceso de esporulación se obtuvo muestras con 42, 60 y 54 esporas, con un promedio de 52 esporas en 1 ml del caldo de cultivo. Obteniendo así, un total de 104000 esporas en los 2000 ml de caldo de cultivo (Tabla 2). Estas esporas (zoosporas) presentan flagelos, que les permitieron adherirse sobre sustratos. Siendo esta la densidad inicial que se desarrolló en el cultivo de *Lessonia trabeculata*. Posteriormente estas esporas (zoosporas) se fijaron en cuerdas.

Después de una semana post inoculación, se realizó el recambio del agua de mar conteniendo el caldo inoculado en bandejas de 50 L por agua de mar estéril enriquecida con medio de cultivo Provasoli. Se extrajo 1 cm de cuerda con 3 réplicas para su observación en el microscopio. Se obtuvieron 113, 105 y 85 zoosporas, con un valor promedio de 101 zoosporas fijadas en 1 cm de cuerda. Etapa denominada como un pre cultivo, con 101000 zoosporas fijadas en la cuerda de 10 m (Tabla 2). En esta etapa las zoosporas germinaron y formaron gametofitos tanto masculinos, como femeninos, los cuales por fecundación dieron origen a esporofitos microscópicos que se adhirieron sobre las cuerdas para continuar su

desarrollo hasta el día 13 del cultivo, dándoles las mejores condiciones de fotoperiodo, temperatura y luz.

Tabla 3

Densidad del cultivo de Lessonia trabeculata

Etapas de cultivo	Promedio	Total
Esporulación	52 esporas/ ml	104000 esporas
Fijación	101 zoosporas/cm	101000 zoosporas

Respecto a las condiciones de cultivo que favoreció la liberación o esporulación óptima, estuvo asociada a un estrés hídrico en oscuridad a 10°C por 2 horas de exposición; coincidiendo con los resultados de la investigación realizada por Arbaiza *et al.*, (2020) quienes obtuvieron una mayor liberación de cigotosporas de *Porphyra spp.* tras inducir los talos reproductivos mediante un estrés en oscuridad (sin luz) y una variación de la temperatura a 10°C. En nuestro caso, el estrés hídrico tuvo un tiempo de 2 horas, mientras que Arbaiza *et al.*, (2020) mantuvieron una exposición de 12 horas como el mejor tiempo para inducir la liberación de cigotosporas en los matraces.

4.1.2 Determinación de crecimiento y supervivencia de cultivo de *L. trabeculata* en condiciones controladas.

Durante los 52 días de cultivo de *L. trabeculata* en ambiente controlado, se observó un crecimiento exponencial significativo en esporofitos ($p < 0,05$) con un rango entre 0.04 y 4.20 mm (Figura 22), lo que representó una tasa de crecimiento promedio de 10.59% por día (Figura 23). Asimismo, la supervivencia final de esta etapa fue del 3.26% ($R^2 = 0.970$) (Figura 24) con un promedio de 3000 esporofitos en 10 m de cuerda.

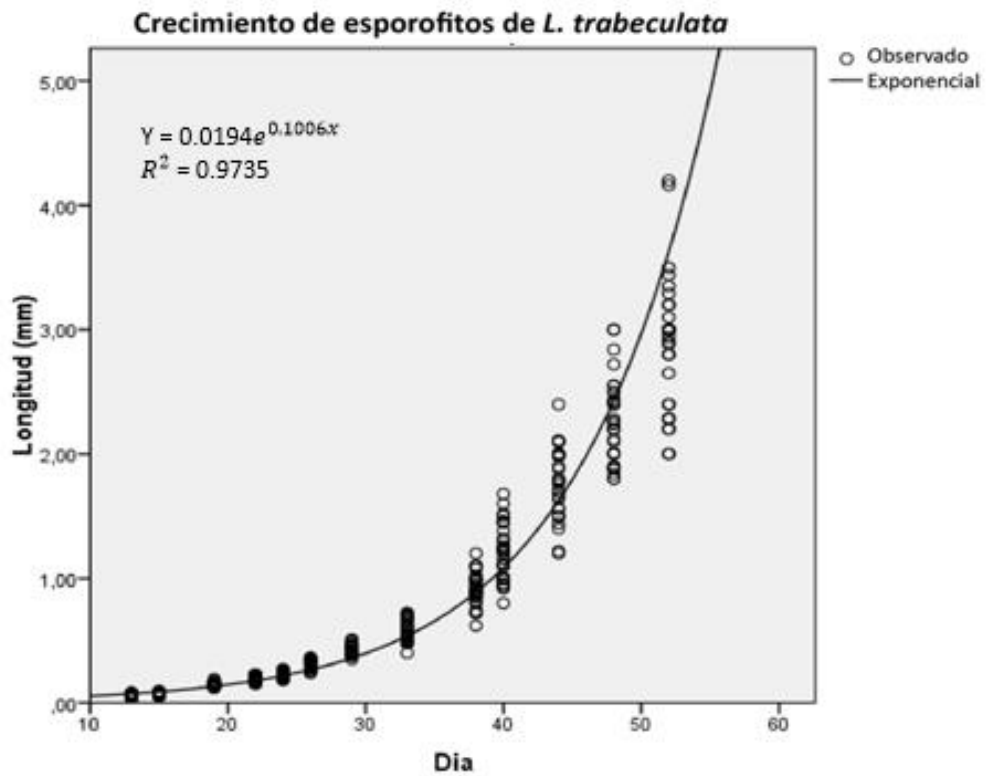


Figura 23. Crecimiento de esporofitos de *L. trabeculata* en condiciones controladas.

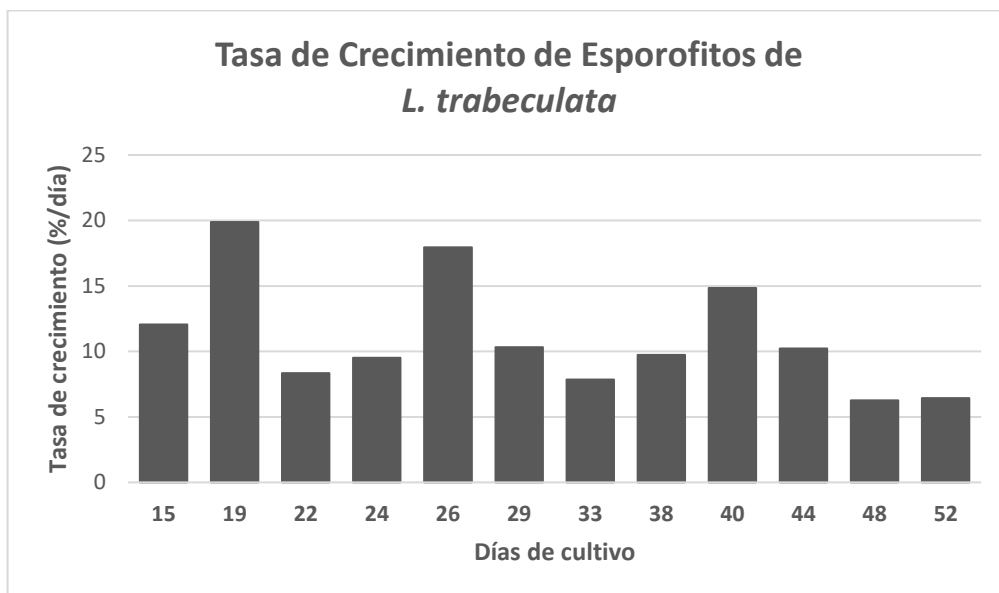


Figura 24. Tasa de crecimiento (%) de esporofitos de *L. trabeculata* en condiciones controladas.

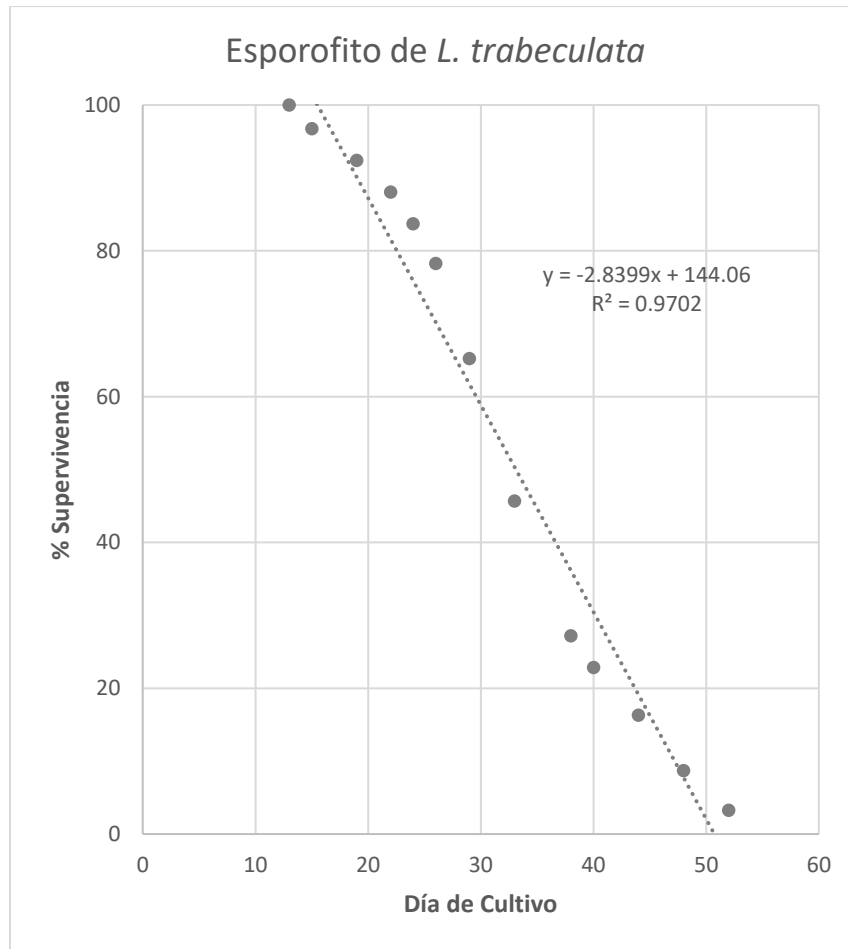


Figura 25. Tasa de supervivencia (%) de esporofitos de *L. trabeculata* en condiciones controladas.

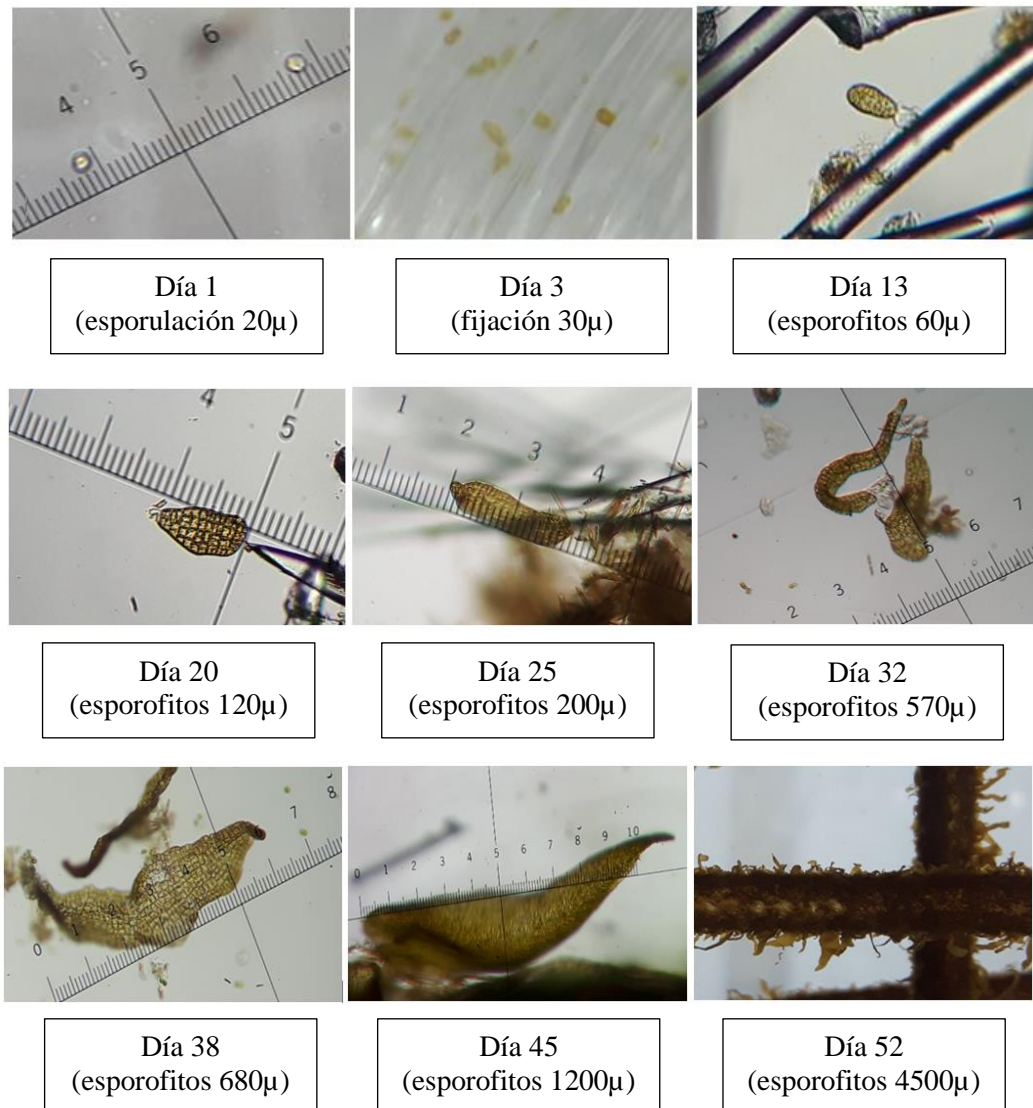


Figura 26. Crecimiento de esporofitos de *L. trabeculata* en laboratorio

En la imagen anterior se describe fotográficamente el crecimiento de esporofitos visto desde un microscopio y estereoscopio de marca Zeiss a partir del primer día de cultivo (esporulación), seguidamente su fijación (día 3) sobre cuerdas de polipropileno de 3 mm de diámetro. A partir del día 13 se aprecia esporofitos de aproximadamente 60 μ . A los 52 días de cultivo en medio controlado llegaron a tener una longitud min 2900 μ y max de 4500 μ (figura 25).

En el caso de la germinación; en nuestra experiencia se manejaron $16^{\circ}\text{C}\pm 1^{\circ}\text{C}$ y luz constante (40 W) permitiendo el desarrollo de las esporas fijadas sobre la superficie del sistema de cuerdas enrolladas en anillos; mientras que Avila et al., (1985) observaron que a 10°C los valores de germinación de *Lessonia nigrescens*

fueron significativamente más altos ($P < 0.05$) que a otras temperaturas cuando la iluminación fue de $25 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ o superior. Con iluminación menor de $25 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ los valores variaron entre 80 y 85 por ciento, pero con densidades de flujo fotónico sobre $25 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la germinación se mantuvo sobre 90% en el resto de las condiciones de iluminación utilizadas.

4.2 Evaluación de sistemas de cultivo suspendido en medio natural para la adaptación de *Lessonia trabeculata*.

4.2.1 Determinación de crecimiento y supervivencia de cultivo de *L. trabeculata* en medio natural.

A partir del día 65 al 140 de cultivo de *L. trabeculata* en medio natural, se obtuvo un crecimiento exponencial significativo en esporofitos juveniles ($p < 0.05$) con un rango entre 5 y 135 mm (Figura 26), lo que representó una tasa de crecimiento promedio de 3.39% por día (Figura 27). Asimismo, la supervivencia final de esta etapa fue del 5.98% ($R^2 = 0.903$) (Figura 28) con un promedio de 75 juveniles en cada sistema de fijación.

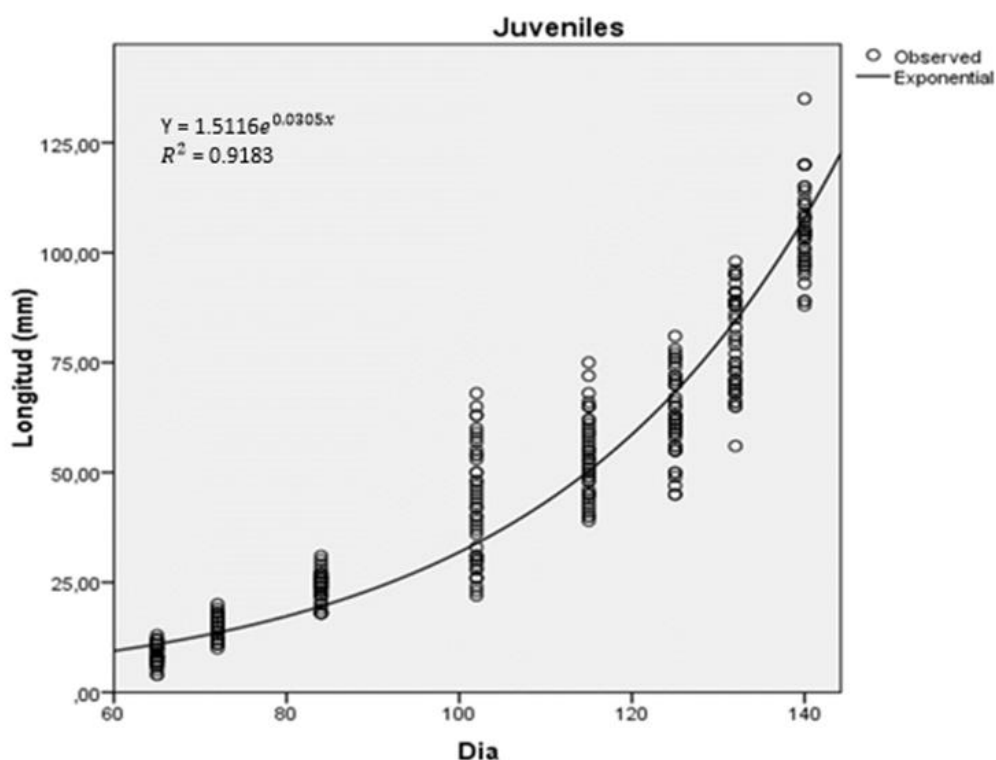


Figura 27. Crecimiento de esporofitos juveniles de *L. trabeculata* en medio natural

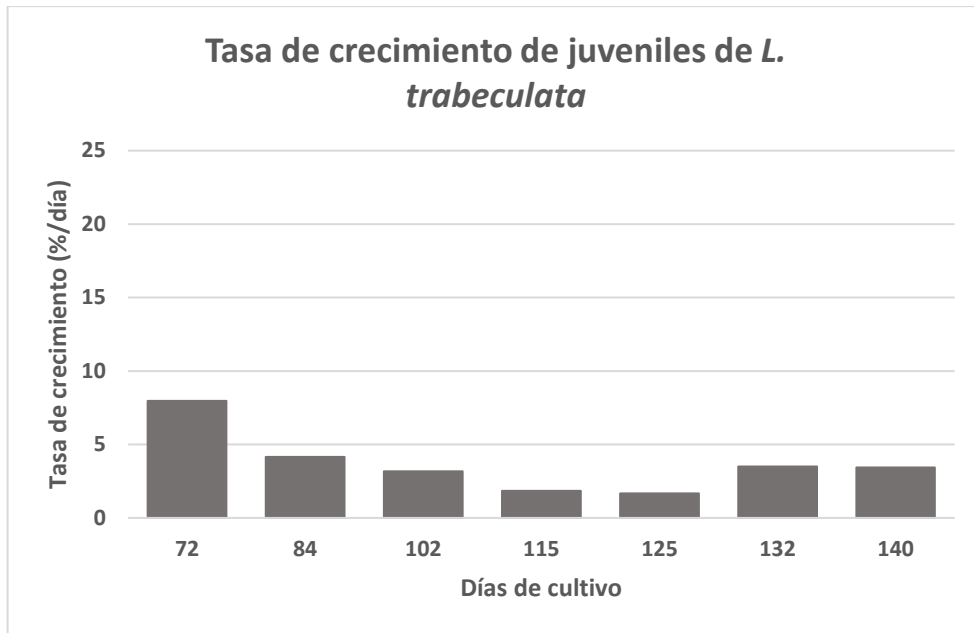


Figura 28. Tasa de crecimiento (%) de esporofitos juveniles de *L. trabeculata* en medio natural.

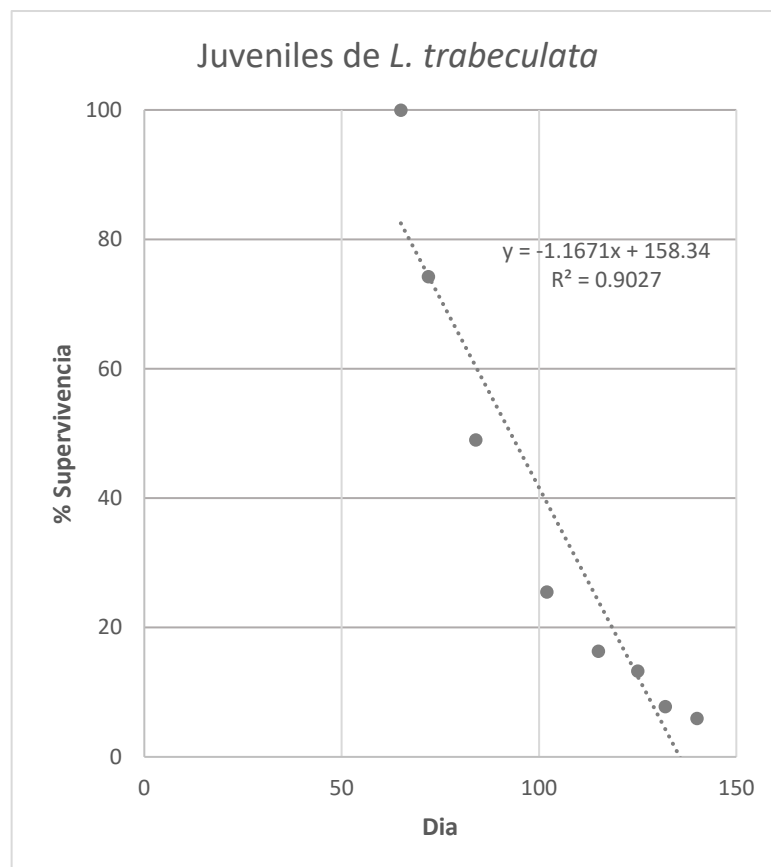


Figura 29. Tasa de supervivencia (%) de esporofitos juveniles de *L. trabeculata* en medio natural.

Los resultados del cultivo en medio natural se consideraron a partir del día 65, obteniendo los primeros esporofitos juveniles > 5 mm. Posteriormente se observaron esporofitos de 15 mm en 72 días de cultivo, seguido de 24 mm al día 84. Llegando a medir una longitud promedio de 120 mm en los 140 días de cultivo total (Figura 29).

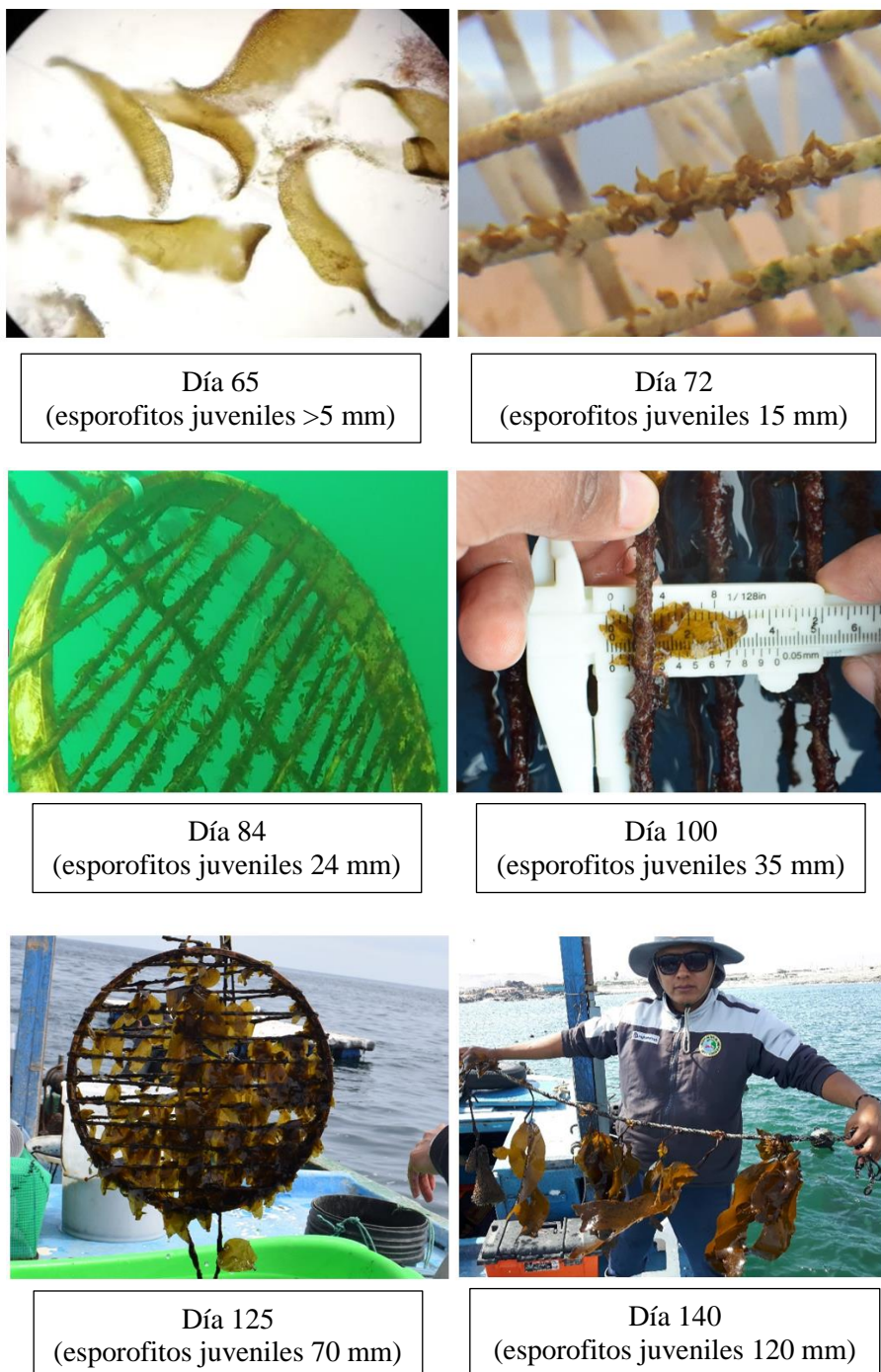


Figura 30. Crecimiento de esporofitos juveniles de *L. trabeculata* en Long Line

El crecimiento obtenido en medio natural se debió en gran parte a la elección de la zona de cultivo, una zona protegida con poco oleaje y movimiento de agua, con características oceanográficas adecuadas que permitieron el desarrollo de los esporofitos juveniles. Así mismo, siendo necesario su monitoreo y mantenimiento semanal mediante buceo de apnea como semiautónomo (anexo 5).

En relación a los parámetros ambientales monitoreados en medio natural, se muestran los valores promedio en la siguiente tabla:

Tabla 4

Parámetros ambientales en medio natural

Estaciones	Verano	Otoño	Invierno	Primavera
Temperatura (°C)	17.5	16.8	15.1	15.5
O ₂ (mL/L)	3.1	3.1	2.5	2.7
Salinidad (UPS)	34.8	34.9	34.9	34.9

Fuente: información área oceanografía – Imarpe sede Ilo

Correspondiendo 17.2°C de temperatura, 3.1mL/L de oxígeno disuelto y 34.85 UPS los valores promedio para las estaciones de verano - otoño, periodo en que se realizó el estudio.

De acuerdo a los resultados de esta investigación; al cabo de los 140 días de cultivo de *Lessonia trabeculata*, se obtuvo un crecimiento diario de 5.91%. Este valor es mayor al registrado para otros cultivos de algas, por ejemplo para *Durvillaea antarctica*, con un crecimiento diario de 3.10% (www.proyectoalgasmarinas.cl), mientras que *Macrocystis pyrifera* obtiene tasas de crecimiento entre 2 y 3% cuando se cultiva en efluentes de salmones en jaulas en Chile (Campos, 2017). Los cultivos al sureste de Alaska para *M. pyrifera* han reportado un crecimiento diario de 3.8% y una supervivencia del 40%, y entre 3 y 5% para el alga parda *Saccharina latissima* (Stekoll *et al.*, 2021). Por otro lado, el cultivo de repoblamiento para *M. integrifolia* ha registrado tasas de crecimiento diario entre 0,13 y 1,32% en invierno y primavera, y entre 1,5 y 7,5% entre los meses de julio y noviembre (Westermeier *et al.*, 2011), esta variabilidad se podría deberse a las condiciones ambientales del cultivo.

El crecimiento final de esporofitos en este experimento con *L. trabeculata* obtuvo un valor máximo de 4.20 mm después de 7 semanas, menor al obtenido (6 - 10mm)

con *Condrachantus chamissoi* en 5 semanas (Avila *et al.*, 2011) pero cercano al obtenido con *Macrocystis pyrifera* después de 2 meses en laboratorio, que obtuvo una longitud de 5 ± 1 mm, y un crecimiento máximo de fronda de 175 cm con 120 a 150 días de cultivo en mar en el norte de Chile (Macchiavello *et al.*, 2010) sin embargo, en el sur de Chile se ha observado un crecimiento más rápido. Esto se podría estar favorecido por las condiciones ambientales propias de la zona (Gutiérrez *et al.*, 2006; Westermeier *et al.*, 2006) o a la plasticidad morfológica propia de la especie, que ha sido reportada para diversas *kelps* como respuestas a las condiciones ambientales o rasgos heredados (Demes *et al.*, 2009; Westermeier *et al.*, 2011).

Con 20 semanas de cultivo entre laboratorio y medio natural obtuvimos un crecimiento final máximo de 13.5 cm, valor mayor al obtenido en Atacama Chile, por (Westermeier *et al.*, 2017) que después de 30 semanas en laboratorio obtuvieron 6 cm de longitud, y después de 14 meses en mar, una longitud media de 60 cm. Esto hace pensar que el cultivo de *Lessonia trabeculata* en Ilo podría presentar un crecimiento más rápido, y por lo tanto menos costoso, incluso en menos de un año, que podría restaurar el reclutamiento y crecimiento de un banco de *L. trabeculata* y así contrarrestar los efectos causados por la extracción (Westermeier *et al.*, 2016). Sin embargo, es necesario realizar un experimento más amplio a nivel temporal que permita confirmar los resultados, y que sobre todo ofrezca información del crecimiento por estaciones en esta área geográfica, ya que en el caso de *Condrachantus chamissoi* se ha observado mayores longitudes entre el tercer y cuarto mes de cultivo en invierno, con una longitud entre 7.8 ± 1.9 y 8.2 ± 3.4 cm respectivamente, seguido del tercer mes de primavera (5.5 ± 1.2 cm), y durante los 2 últimos meses en otoño, con longitudes máximas de 3.5 cm (Basaure *et al.*, 2020).

Arbaiza *et al.*, (2019), Basaure *et al.*, (2020), Vera (2014); enfatizaron que la extracción excesiva de algas de importancia económica como *Chondracanthus chamissoi* y *Lessonia trabeculata*, a lo largo de la costa peruana y chilena, ha propiciado la necesidad de que exista un mayor conocimiento que conlleve a desarrollar su cultivo; tal como se sostiene en la presente investigación. Para tal efecto, en el caso de *Ch. chamissoi* usaron carpósporas como alternativa para desarrollar su cultivo, encontrando similitudes en los primeros estadios de cultivo

(liberación de esporas, asentamiento y crecimiento) entre las tres localidades evaluadas, concluyendo que es posible desarrollar el cultivo utilizando la metodología de carpósporas. Así mismo, se ha desarrollado experimentalmente mediante reproducción vegetativa y de esporas de *Ch. chamisoi*, métodos caracterizados por la formación de discos de unión secundarios (SAD), generados para sujetar las algas inoculadas a los sustratos en un sistema de cultivo de fondo marino, registrando el mayor número de SAD y longitudes de talos en invierno. Este último dato nos sugiere que es relevante ampliar la presente investigación para determinar la mejor época del año en el que se obtengan mayores rendimientos en medio natural, incluso incursionar en técnicas que permitan adherir los discos de *Lessonia trabeculata* al sustrato con la intención de mejorar la riqueza y abundancia del macrobentos asociado a esta alga, en vista de la importante cantidad de organismos registrados con un total de 5399 especímenes agrupados en 71 especies distintas, identificándose 5369, correspondiendo 31 especies al Phylum Annelida, 17 a Mollusca, 15 a Crustácea, 4 a Equinodermata, 1 a Tunicata, 1 a Nemertea, 1 a Pycnogonida y 1 a la Ictofauna del sector. Y que contribuyen de manera significativa a la diversidad marina de nuestra región. Concordando también con Donayre (2021) que al estudiar la influencia de las praderas de macroalgas pardas en la composición de la biodiversidad marina megabentónica en San Juan de Marcona; concluyó que efectivamente existe influencia sobre la riqueza y abundancia de especies; estando asociado en el caso de la riqueza a las praderas de macroalgas pardas para el 2014 con 65 taxa pertenecientes a 07 phyla: Mollusca (36), Arthropoda (11), Echinodermata (08), Annelida (04), Cnidaria (03), Chordata (02) y Brachiopoda (01); mientras que para el 2015 la riqueza de especies fue menor y estuvo conformada 48 taxa constituidas en 06 phyla: Mollusca (26), Echinodermata (08), Arthropoda (07), Annelida (04), Cnidaria (02) y Chordata (01). En relación a la abundancia de especies de acuerdo a la densidad de macroalgas juveniles, determinó que durante el 2014 fue mayor que para el 2015. Reiterando la relevancia de promover acciones que permitan incrementar las poblaciones existentes de macroalgas pardas, en especial de *L. trabeculata* por estar distribuida en el submareal donde alberga a una gran abundancia y riqueza de organismos que mantienen el equilibrio del ecosistema marino.

CONCLUSIONES

- La *Lessonia trabeculata* cultivada en condiciones controladas mostró una tasa de crecimiento y supervivencia favorable en relación a su cultivo en medio natural. Teniendo en cuenta factores que ayudaron al proceso de esporulación, fijación y crecimiento de la misma.
- A través de la aplicación de los sistemas de fijación podemos concluir que el cultivo suspendido de *L. trabeculata* en medio natural es una alternativa viable para la recuperación de los bancos naturales que son permanentemente explotados en el Puerto de Ilo de la Región Moquegua.



RECOMENDACIONES

- Desarrollar futuras investigaciones en cultivo de *Lessonia trabeculata* a nivel estacional y temporal, para poder conocer el desarrollo de la especie y el tiempo necesario para la restauración de bancos naturales.
- Considerar más medidas para la evaluación del cultivo de *L. trabeculata*, como diámetro máximo de rizoide DMR, número de estipetes, y biomasa.
- Incluir en próximos estudios de cultivo de *L. trabeculata* el registro de variables ambientales como la temperatura, irradiación lumínica y corrientes marinas para evaluar el crecimiento y supervivencias en estas condiciones.

BIBLIOGRAFÍA

- Àguila, G. M. (2015). Efecto de variables ambientales en el crecimiento de microtalos de *Gracilaria chilensis* Bird, McLachlan & Oliveira (Rhodophyta, Gigartinales), 1–62.
- Almanza V, Buschmann AH, Hernández-González MC, Henríquez LA. (2012). Can giant kelp (*Macrocystis pyrifera*) forests enhance invertebrate recruitment in southern Chile. *Marine Biology Research* 8(9):855–864 DOI 10.1080/17451000.2012.692159.
- Arbaiza S., P. Gil-Kodaka, N. Arakaki, K. Alveal (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* Vol. 54, N°2: 204-213, 2019 DOI: <https://doi.org/10.22370/rbmo.2019.54.2.1901>
- Arbaiza, S.; Arbaiza, L.; Advincula, O.; Arango, J.; Meza, V. (2020). Efecto de la luz y la temperatura en la esporulación de cigotosporas de “cochayuyo” *Porphyra* spp. *Anales Científicos* 81 (1): 254- 265(2020).
- Avila, M., A. Hoffmann, B. Santelices (1985). Interacciones de temperatura, densidad de flujo fotónico y fotoperíodo sobre el desarrollo de etapas microscópicas de *Lessonia nigrescens* (Phaeophyta, Laminariales). *Revista Chilena de Historia Natural* 58: 71-82, 1985
- Avila, M., Ask, E., Rudolph, B., Nuñez, M., & Norambuena, R. (1999). Economic feasibility of *Sarcothalia* (Gigartinales, Rhodophyta) cultivation. *Hydrobiologia* (Vol. 398).
- Avila, M., Merino, C., Guissen, K., & Piel, M. (2010). Manual de cultivo de Macroalgas Pardas. *Manual de cultivo de Macroalgas Pardas: Desde el laboratorio al océano*.
- Avila, M., Piel, M., Cáceres, J., & 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, 529–536. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9628-1>
- Avila P, Padilla V., (2020). The seaweed resources of Peru <https://doi.org/10.1515/bot-2020-0026> Received April 28, 2020; accepted June 9, 2020; published online July 31, 2020

- Basaure H., J. Macchiavello, C. Sepúlveda, F. Sáez, D. Yañez, L. Vega, C. Marin (2020). Sea bottom culture of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta: Gigartinales) by vegetative propagation at Puerto Aldea, Tongoy Bay (Northern Chile) <https://doi.org/10.1111/are.15051>
- Blanco G., S. Cardenas, E. Chavez, S. Espinoza, R. Mendoza, K. Oblitas, N. Saavedra (2020). Consumo de algas en el Perú. Universidad Agraria La Molina – Facultad de Pesqueria. Lima
- Bulboa, C., & Olivares, C. (2011). Manual técnico para modulo demostrativo: Cultivo de Algas Pardas a partir de esporas.
- Cristian Bulboa & Juan Macchiavello (2006). Cultivation of cystocarpic, tetrasporic and vegetative fronds of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) on ropes at two localities in northern Chile. Latin-American Journal of Aquatic Research. (34)1:151-154.
- Campos PW (2017). Determinación de los impactos asociados a los cultivos de macroalgas y moluscos filtradores y su interacción con cultivos salmónidos. Fondo de Investigación Pesquera, FIP-2014-45
- Chapman AR (1995). Functional ecology of furoid algae: twenty-three years of progress. Phycological Reviews 14: 1-32. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-34-1-1.1>
- Christie, H., Norderhaug, K. M., and Fredriksen, S. (2009). Macrophytes as habitat for fauna. Mar. Ecol. Prog. Ser. 396, 221–233. doi: 10.3354/meps0 8351
- Correa, J. A., Lagos, N. A., Medina, M. H., Castilla, J. C., Cerda, M., Ramírez, M. Contreras, L. (2006). Experimental transplants of the large kelp *Lessonia nigrescens* (Phaeophyceae) in high-energy wave exposed rocky intertidal habitats of northern Chile: Experimental, restoration and management applications. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 335(1), 13–18. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2006.02.010>.
- Cremades, J., J. Cañayete, J. Fernandez y J. Ojeda (2014). Elaboracion de indicadores de sostenibilidad para la explotacion de macroalgas en España. Universidad La Coruña - España.

- Dayton PK. (1985). The structure and regulation of some South American kelp communities. *Ecological Monographs* 55(4):447–468 DOI 10.2307/2937131.
- Demes KW, Graham MH, Suskiewicz TS (2009). Phenotypic plasticity reconciles incongruous molecular and morphological taxonomies: the giant kelp, *Macrocystis* (Laminariales, Phaeophyceae), is a monospecific genus. *J Phycol* 45:1266–1269.
- Donayre S. (2021). Influencia de las praderas de macroalgas pardas en la composición de la biodiversidad marina megabentónica en san Juan de Marcona. Tesis Maestría. Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión, escuela de posgrado.
- Douglas EJ (2014). Supply and demand driven phosphate uptake and tissue phosphorus in temperate seaweeds. *Aquat Biol* 23:49-60. <https://doi.org/10.3354/ab00601>.
- Edding, M., Venegas, M., Orrego, P., & Fonck, E. (1990). Culture and Growth of *Lessonia trabeculata* (Phaeophyta, Laminariales) Juvenile Sporophytes in La-Herradura-De-Guayacan Bay, Northern Chile. *Hydrobiologia*, 204(1984), 361–366.
- Edding, M., Fonck, E., Machiavello, J., (1994). *Lessonia*. In: Akatsuka, I. (Ed.), *Biology of Economic Algae*. SPB Academic Publishing, The Hague, The Netherlands, pp. 407–446.
- Edding, M. E., & Tala, F. B. (2003). Development of techniques for the cultivation of *Lessonia trabeculata* Villouta et Santelices (Phaeophyceae: Laminariales) in Chile. *Aquaculture Research* (Vol. 34). <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2003.00827>
- FAO (2014). Alcance de la industria de las algas marinas. Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/007/y5600s/y5600s07>
- FAO. (2018). The global status of seaweed production, trade and utilization, vol. 124. Globefish Research Programme, Rome, Italy, p. 120.
- Foster MS, Schiel DR. (2010). Loss of predators and the collapse of southern California kelp forests: alternatives, explanations and generalizations. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 393(1–2):59–70 DOI 10.1016/j.jembe.2010.07.002.
- Gómez & Ordóñez, E. (2013). Evaluación nutricional y propiedades biológicas de algas marinas comestibles. Estudios in vitro e in vivo. Tesis Doctoral.

- González, C., M. Edding, R. Torrese, P. Manríquez (2018). Increased temperature but not CO₂ levels affect early developmental and reproductive traits of the economically important habitat-forming kelp *Lessonia trabeculata*.
- Graham MH, Vásquez JA, Buschmann AH. (2007). Global ecology of the giant kelp *Macrocystis*: from ecotypes to ecosystems. *Oceanography and Marine Biology—An Annual Review* 45:39–88 DOI 10.1201/9781420050943.ch2.
- Gutierrez, A., Correa, T., Muñoz, V., Santibañez, A., Marcos, R., Cáceres, C., & Buschmann, A. H. (2006). Farming of the giant kelp *Macrocystis pyrifera* in southern Chile for development of novel food products. *Journal of Applied Phycology*, 18(3–5), 259–267. <https://doi.org/10.1007/s10811-006-9025>
- Holdt, S., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. *J Appl Phycol*, 543-597.
- IMARPE (Instituto del Mar del Perú) (2012). Estudios sobre macroalgas pardas en el sur del Perú. 2011-2015. Volumen Extraordinario. Setiembre. Callao, Perú. 200 p.
- Jones, C. G., Lawton, J. H., & Shachak, M. (2008). Positive and Negative Effects of Organisms as Physical Ecosystem Engineers Published by: Ecological Society of America POSITIVE AND NEGATIVE EFFECTS OF ORGANISMS AS, 78(7), 1946–1957.
- Krumhansl, K. A., Okamoto, D. K., Rassweiler, A., Novak, M., Bolton, J. J., Cavanaugh, K. C., et al. (2016). Global patterns of kelp forest change over the past half-century. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 113, 13785–13790. doi: 10.1073/pnas.1606102113
- Macchiavello, J., Araya, E., & Bulboa, C. (2010). Production of *Macrocystis pyrifera* (Laminariales; Phaeophyceae) in northern Chile on spore-based culture. *Journal of Applied Phycology*, 22(6), 691–697. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9508-8>
- McLachlan J. (1973). Growth media marine. In: Hand book of phycological methods culture and growth measurement. (Stein, JR ed.), pp. 25-51. Cambridge Univ. Press, London.

- Miller RJ, Lafferty KD, Lamy T, Kui L, Rassweiler A, Reed DC. (2018). Giant kelp, *Macrocystis pyrifera*, increases faunal diversity through physical engineering. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 285(1874):20172571 DOI 10.1098/rspb.2017.2571.
- Montesinos, G., & Perez, K. (2013). El ABC del cultivo de laminariales.
- Moya Ortiz, J. A. (2011). Centro de Investigación y Desarrollo Tecnológico en Algas, 101.
- Ondarza, M., Rincones, R. (2014). El cultivo de las algas marinas: alternativa industrial en acuicultura sustentable a mediano y largo plazo. *CienciaUAT*, 3(2), 68–73.
- Orellana, J. (2015). Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, 2–3.
- Peña, J. & H. Marin (2016). FICOLOGIA APLICADA características, usos y cultivo de algas marinas. n° pag 168
- Porse, H. & Rudolph B. (2017). The seaweed hydrocolloid industry: 2016 updates, requirements, and outlook. *Journal of Applied Phycology* 29:2187-2200.
- PRODUCE 2009. DS-019-2009-PRODUCE. Reglamento de Ordenamiento Pesquero de Macroalgas Comerciales.
- PROMPERU (2016). <https://www.promperu.gob.pe/>
- Proyecto Algas Marinas - Investigación (2020). Paquete tecnológico para la producción sustentable de *Durvillaea antarctica* utilizando sistemas de acuicultura multitrofica integrada en tierra. www.proyectoalgasmarinas.cl
- Rebours, C., Marinho-Soriano, E., Zertuche-González, J.A.M., Hayashi, L., Vásquez, J.A., Kradolfer, P., Soriano, G., Ugarte, R., Abreu, M.H., Bay-Larsen, I., et al. (2014). Seaweeds: an opportunity for wealth and sustainable livelihood for coastal communities. *J. Appl. Phycol.* 26: 1939–1951.
- Ricker W. (1975). *Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations.*
- Saavedra S, Henríquez L, Leal P, Galleguillos F, Cook S, y Cárcamo F. (2019) - Cultivo de Macroalgas: Diversificación de la Acuicultura de Pequeña Escala en Chile. Convenio de Desempeño, Subsecretaría de Economía y Empresas de Menor

- Tamaño. Instituto de Fomento Pesquero. 106 pp
- Santelices, B., & Ojeda, F. P. (1984). *Lessonia nigrescens*, 19(1973), 73–82.
<https://doi.org/10.1007/s00227-006-0301-9>
- Schiel, D.R., Foster, M.S., (2006). The population biology of large brown seaweeds: ecological consequences of multiphase life histories in dynamic coastal environments. *Annu. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 37, 343–372.
<https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.37.091305.110251>.
- Stekoll, A., T. Peeples, A. Raymond. (2021). Mariculture research of *Macrocystis pyrifera* and *Saccharina latissima* in Southeast.
- Steneck, R. S., Graham, M. H., Bourque, B. J., Corbett, D., Erlandson, J. M., Estes, J. A., et al. (2002). Kelp forest ecosystems: biodiversity, stability, resilience and future. *Environ. Conserv.* 29, 436–459. doi: 10.1017/s0376892902000322
- SUNAT (2017). <http://www.sunat.gob.pe/>
- Tala, F., Edding, M., & Vásquez, J. (2004). Aspects of the reproductive phenology of *Lessonia trabeculata* (Laminariales: Phaeophyceae) from three populations in northern Chile. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* (Vol. 38).
<https://doi.org/10.1080/00288330.2004.9517235>
- Tapia, L. (2002). Guía de biodiversidad. Macrofauna y algas marinas. Departamento de Acuicultura. Facultad de Recursos del Mar Universidad de Antofagasta (Vol. 1).
- Teagle H, Hawkins SJ, Moore PJ, Smale DA. (2017). The role of kelp species as biogenic habitat formers in coastal marine ecosystems. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 492:81–98 DOI 10.1016/j.jembe.2017.01.017.
- Tegner MJ, Dayton PK. (1987). El Niño effects on Southern California Kelp Forest communities. *Advances in Ecological Research* 17:243–279 DOI 10.1016/s0065-2504(08)60247-0.
- Tejada A. (2019). Evaluación de la variación temporal de biomasa de algas marinas *Lessonia nigrescens* “aracanto negro” en el litoral sur del Perú y propuesta de manejo. Tesis Maestría. Universidad Nacional San Agustín de Arequipa, escuela de posgrado.

- Vásquez JA (1992) *Lessonia trabeculata*, a subtidal bottom kelp in northern Chile: a case of study for a structural and geographical comparison. In: Seeliger U (ed) Coastal plant communities of latin america. Academic Press, San Diego, pp 77–89
- Vásquez, J.A., Buschmann, A.H., (1997). Herbivore-kelp interactions in Chilean subtidal communities: a review. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 70, 41–52.
- Vásquez JA, Véliz D, Pardo LM (2001) Biodiversidad bajo las grandes algas. In: Alveal K, Antezana T (eds) Sustentabilidad de la biosiversidad. Un problema actual, bases científico-técnicas, teorizaciones y perspectivas. Universidad de Concepción-Concepción, pp 293–308
- Vásquez, J. A. (2008). Production, use and fate of Chilean brown seaweeds: Re-sources for a sustainable fishery. *Journal of Applied Phycology*, 20(5), 457–467.
- Vásquez, J. (2009). Informe Final del Estudio de Investigación de Poblaciones y de las condiciones de viabilidad ecológica de las actividades extractivas de algas pardas e invertebrados en la zona costera sur, en apoyo a la investigación y desarrollo del IMARPE. Proyecto UE-Perú/PENX. Lima, Perú. 90 p.
- Vega JMA, Vásquez JA, Buschmann AH. (2005). Population biology of the subtidal kelps *Macrocystis integrifolia* and *Lessonia trabeculata* (Laminariales, Phaeophyceae) in an upwelling ecosystem of northern Chile: interannual variability and El Niño 1997–1998.
- Vera D. (2014). Efecto de la extracción del alga *Lessonia trabeculata* (villouta & santelices), sobre el macrobentos en marcona, Perú. Tesis maestria. Universidad Agraria la Molina – Facultad de ecologia. Lima.
- Villegas, M.J., Laudien, J., Sielfeld, W., Arntz, W.E., (2008). *Macrocystis integrifolia* and *Lessonia trabeculata* (Laminariales; Phaeophyceae) kelp habitat structures and associated macrobenthic community off northern Chile. *Helgol. Mar. Res.* 62, 33
- Villouta, E., Santelices, B., (1984). Estructura de la comunidad submareal de *Lessonia* (Phaeophyta, Laminariales) en Chile norte y central. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 57, 111–122.
- White W.L. & Wilson P. (2015). World seaweed utilization. En Tiwari & Troy D. *Seaweed Sustainability Food and Non-Food Applications* (pp. 7-25). USA. Elsevier.



- Wernberg T, Thomsen MS, Tuya F, Kendrick GA, Staehr PA, Toohey BD. (2010). Decreasing resilience of kelp beds along a latitudinal temperature gradient: potential implications for a warmer future. *Ecology Letters* 13(6):685–694 DOI 10.1111/j.1461-0248.2010.01466.x.
- Wernberg, T., Krumhansl, K., Filbee-Dexter, K., and Pedersen, M. F. (2019). Status and Trends for the World’s Kelp Forests. In *World Seas: An Environmental Evaluation*. Amsterdam: Elsevier
- Westermeier R, Patiño DJ, Piel MI, Maier I, Mueller DG (2006) A new approach to kelp mariculture in Chile: production of free-floating sporophyte seedlings from gametophyte cultures of *Lessonia trabeculata* and *Macrocystis pyrifera*. *Aquac Res* 37:164–171
- Westermeier R, Patiño D, Murúa P, Muñoz L, Ruiz A, Atero C y Barros L. (2011). Repoblamiento de *Macrocystis integrifolia* en la Región de Atacama. Fase II. Informe final proyecto FIC Atacama. Population biology and long-term mariculture studies in the brown alga *Lessonia trabeculata* in Atacama, Chile
- Westermeier R, Murúa P, Patiño DJ, Muñoz L, Müller DG (2016) Holdfast fragmentation of *Macrocystis pyrifera* (*integrifolia* morph) and *Lessonia Berteroana* in Atacama (Chile): a novel approach for kelp bed restoration. *J Appl Phycol* 28:2969–2977
- Westermeier R., P. Murúa, D. Patiño & D. Müller (2017). Sea bottom culture of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta: Gigartinales) by vegetative propagation at Puerto Aldea, Tongoy Bay (Northern Chile) 29:2267–2275 DOI 10.1007/s10811-016-1019-9



ANEXOS

Anexo 1. Equipos usados en el tratamiento de agua de mar

Equipos

Electrobombas 2.5 hp
Filtros de arena (50 μm)
Filtros de tierra diatomea
Blower
Lámpara UV
Filtros cunó (10, 5 y 1 μm)
Microscopio

Anexo 2. Materiales empleados en cultivo de laboratorio

Medio controlado

Cámara fotográfica
Tubos de PVC
Cabos (3mm)
Lámparas fluorescentes
Mangueras de aireación
Piedra difusora
Bandejas plásticas
Cooler pequeño
Ice pack
Tijeras
Alcohol
Papel aluminio
Papel toalla
Cámara de Neubauer
Luna de reloj
Pipetas
Probetas
Vaso de precipitado
Termómetros
Esponja

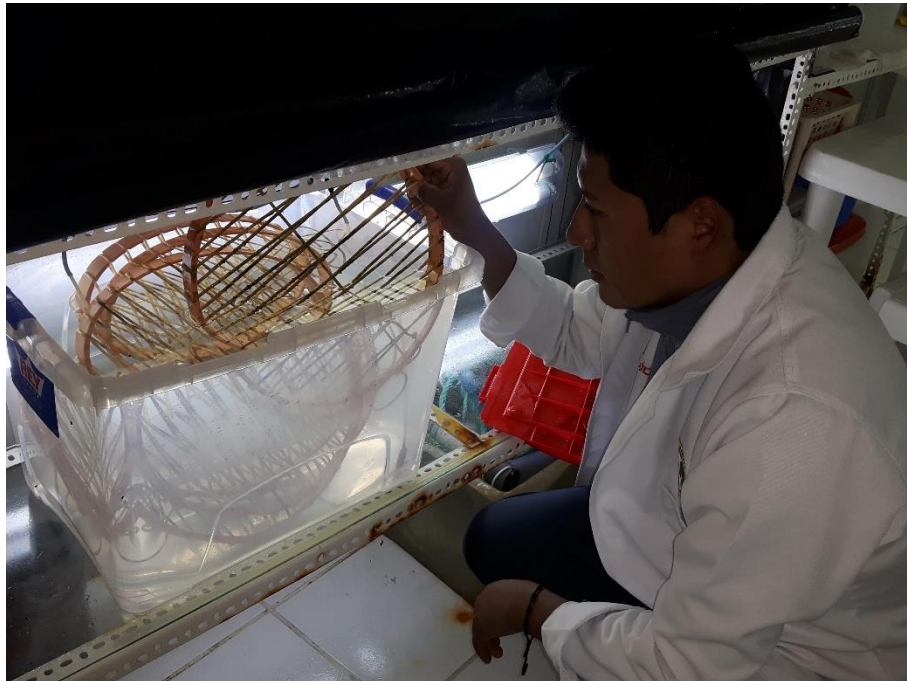
Anexo 3. Composición química del medio de cultivo Provasoli

PROVASOLI	Gramos para 1 litro
Solucion A	
NaNO ₃	2.33
Glicerol Fosfato Na x 5H ₂ O	0.33
Solucion B	
H ₃ BO ₃	0.19
FeCl ₃ x 6H ₂ O	0.006
MnSO ₄ x 4H ₂ O	0.0273
ZnSO ₄ x 7H ₂ O	0.0036
CoSO ₄ x 7H ₂ O	0.0008
Titriplex III	0.16
Solucion C	
Titriplex III	0.1
(NH ₄) ₂ Fe(SO ₄) ₂ x 6H ₂ O	0.122
Solucion D	
Vitamina B 12	0.00006
Tiamina	0.0033
Biotina	0.00033
TRIS Buffer	3.33

Anexo 4. Materiales empleados en el cultivo de medio natural

Medio natural
GPS - Garmin
Camara fotográfica acuática
Traje buceo neopreno
Aletas de buceo
Regulador
Mascara de buceo
Snorckel de buceo
Cinto de plomos
Cinta metrica
Vernier
Baldes y lavadores 20 L.
Boyas
cabos polipropileno
Cuchillos
Cuaderno de campo

Anexo 5. Fotografías del cultivo



A) Esporofitos juveniles en laboratorio



B) Esporofitos juveniles en medio natural



C) Muestra del sistema de fijación en medio natural



D) Buceo semiautónomo en la obtención de los sistemas de cultivo