

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA

**Facultad de Ciencias Agropecuarias**

**Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera**

**“EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE CULTIVO VEGETATIVO DE  
(*Chondracanthus chamissoi*), UTILIZANDO FERTILIZANTE  
COMERCIAL BAYFOLAN Y MEDIO GUILLARD f/2, EN  
CONDICIONES DE LABORATORIO EN EL CENTRO  
DE ACUICULTURA MORRO SAMA DEL  
FONDEPES”**

TESIS

**Presentada por:**

**Bach. LUZ MERY COLQUE ARCE**

**Para optar el Título Profesional de:**

**INGENIERO PESQUERO**

**TACNA – PERÚ**

**2017**



**UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA**

**Facultad de Ciencias Agropecuarias**

**Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera**

**TESIS:**

**“EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO DE CULTIVO VEGETATIVO DE  
(*Chondracanthus chamissoi*), UTILIZANDO FERTILIZANTE  
COMERCIAL BAYFOLAN Y MEDIO GUILLARD f/2, EN  
CONDICIONES DE LABORATORIO EN EL CENTRO  
DE ACUICULTURA MORRO SAMA DEL  
FONDEPES”**

**Presentado por la Bachiller, LUZ MERY COLQUE ARCE, Tesis  
sustentada y aprobada el 17 de mayo del 2017; estando el jurado  
calificador integrado por:**

**Presidente: MSc. Nikita Morales**

**Secretario: MSc. Luis Antonio Espinoza Ramos**

**Vocal: MSc. Luis Alberto Rivera Chipana**

**Asesor: Ph.D. Héctor Rodríguez Papuico**



.....  
.....  
.....  
.....



## **DEDICATORIA**

*El presente trabajo está dedicado a Dios Elohim (Gn. 1:26-27), (Ga. 4:26), quienes según las profecías de la biblia deberían aparecer en este último tiempo para dar el agua de la vida, para nuestra salvación y perdón de pecados, cuyo final era la muerte (Ap. 22:17). A ellos, quienes a pesar de no merecérselo, nos dan gran enseñanza para poder alcanzar la patria celestial “Así como Dios siempre nos da su amor, dar amor a los demás tiene más bendiciones que recibir amor de los demás”.*

*A mi familia, a mi padre por su paciencia y gran esfuerzo, a mi madre por su incansable lucha por sacar adelante la familia, es sin duda la persona que más admiro en esta vida y a mis hermanos por compartir y por estar siempre conmigo.*

## **AGRADECIMIENTO**

*Agradezco a la UNJBG por el gran apoyo en parte del financiamiento de la presente tesis de investigación. A los docentes de la Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera, por su entrega en tiempo, dado con esmero y pasión según su especialidad, para formar grandes profesionales.*

*Al Ing. Víctor Chili Layme a cargo Centro de Acuicultura Morro Sama del FONDEPES-Tacna, por los consejos y sugerencias, por facilitar el área de trabajo y por estar siempre dispuesto a contribuir con el desarrollo de la acuicultura; así mismo, al ing. Freddy Ticona Limache por su gran apoyo en campo y todos los ingenieros y biólogos que a la fecha laboran. Al Dr. Héctor Rodríguez Papuico, por su asesoramiento y dedicación a fin de realizar investigación.*

*A los Biólogos Cesar Córdova y Selma Santome de la U. N. Mayor de San Marcos-Lima, por compartir conocimientos y grandes aportes en la realización de este primer trabajo de tesis realizado con Macroalgas en nuestra Escuela; así mismo, al buzo Francisco Días con quien se realizó la colecta de muestras macroalgales y familia por su gran corazón y acogida.*

## ÍNDICE GENERAL

<b>INDICE GENERAL</b> .....	i
<b>INDICE DE TABLAS</b> .....	vii
<b>INDICE DE FIGURAS</b> .....	x
<b>INDICE DE ANEXOS</b> .....	xiii
<b>RESUMEN</b> .....	xiv
<b>ABSTRACT</b> .....	xv
<b>INTRODUCCION</b> .....	1
<b>CAPÍTULO I: OBJETIVOS</b> .....	4
1.1 Objetivo general.....	4
1.2 Objetivos específicos.....	4
<b>CAPÍTULO II: REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	6
2.1 Ubicación taxonómica.....	6
2.2 Distribución geográfica .....	7
2.3 Hábitat .....	9
2.4 Características de las macroalgas rojas .....	9

2.4.1 Morfología.....	9
2.4.2 Fases morfológicas.....	10
2.5 Reproducción.....	10
2.6 Ciclo de vida .....	12
2.7 Tecnología del cultivo de ( <b><i>Chondracanthus chamissoi</i></b> ) .....	13
2.7.1 Metodologías y experiencias de cultivo vegetativo.....	13
2.7.2 Etapas en el cultivo vegetativo.....	14
2.7.3 Requerimientos nutricionales.....	17
2.7.3.1 Agua de mar .....	18
2.7.3.2 Fertilizante foliar Bayfolan.....	20
2.7.3.3 Medio Guillar f/2.....	21
2.7.4 Factores del cultivo vegetativo de la macroalga.....	22
2.7.4.1 Intensidad de luz.....	22
2.7.4.2 Fotoperiodo.....	24
2.7.4.3 Agitación.....	24
2.7.5 Tasa de Crecimiento Relativo (TCR) .....	25
2.8 Papel que desempeñan las algas en el medio natural.....	26
<b>CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>27</b>

3.1 Lugar y tiempo de experimentación .....	27
3.2 Sala de cultivo.....	27
3.3 De las muestra biológica.....	28
3.3.1 Lugar de procedencia.....	28
3.3.2 Características de los ejemplares.....	29
3.4 Materiales en el cultivo y accesorios.....	30
3.4.1 Materiales en el cultivo.....	30
3.4.1.1 Sustrato de cultivo .....	31
3.4.2 Accesorios.....	31
3.4.3 Equipos fluorescentes.....	32
3.5 Nutrientes.....	32
3.5.1 Agua de mar.....	32
3.5.2 Bayfolan.....	33
3.5.3 Guillard f/2.....	34
3.6 Metodología.....	35
3.6.1 Acondicionamiento y distribución de macroalgas .....	35
3.6.2 Control de factores físico – químicos.....	38
3.6.2.1 Temperatura .....	38

3.6.2.2	Oxígeno disuelto en el agua.....	38
3.6.2.3	Concentración de Iones Hidrogeno (pH).....	38
3.6.2.4	Intensidad de luz.....	39
3.6.2.5	Fotoperiodo .....	39
3.6.3	Adición de los nutrientes.....	39
3.6.4	Recambio de agua y limpieza de las bandejas experimentales.....	41
3.6.5	Control del incremento dde biomasa en el cultivo .....	43
3.6.6	Tasa de Crecimiento Relativo (TCR).....	43
3.6.6.1	Calculo de la TCR en el primer mes de cultivo vegetativo....	44
3.6.6.2	Calculo de la TCR en el segundo mes de cultivo vegetativo.	44
3.6.6.1	Calculo de la TCR en el tercer mes de cultivo vegetativo....	44
3.6.7	Evaluación de la formación de estructuras secundarias de fijación...	45
3.6.8	Los tratamientos.....	46
3.6.9	Diseño experimental.....	46
3.6.10	Análisis estadístico.....	48
<b>CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSION.....</b>		<b>49</b>
4.1	Características fisico-químicos del agua.....	49
4.1.1	Temperatura.....	49

4.1.2 Oxígeno disuelto.....	51
4.1.3 Concentración de Iones Hidrogeno (PH) .....	54
4.1.4 Intensidad de luz.....	57
4.2 Comportamiento productivo de las macroalgas.....	59
4.2.1 Ganancia y perdida de peso al primer mes de cultivo.....	59
4.2.2 Ganancia y perdida de peso al segundo mes de cultivo .....	64
4.2.3 Ganancia y perdida de peso al tercer mes de cultivo .....	69
4.3 Tasa de Crecimiento Relativo (TCR).....	74
4.3.1 Resultado del TCR en el primer mes de cultivo vegetativo.....	74
4.3.2 Resultado del TCR en el segundo mes de cultivo vegetativo.....	75
4.3.3 Resultado del TCR en el tercer mes de cultivo vegetativo.....	75
4.4 Formación de estructuras secundarias de fijación y microtalos.....	76
4.5 Evaluacion estadistica.....	79
4.5.1.1 Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el primer mes de cultivo vegetativo.....	79
4.5.1.2 Prueba de Tukey para la ganacia y decremento de peso en el primer mes de cultivo vegetativo .....	80
4.5.2.1 Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes de cultivo vegetativo.....	81

4.5.2.2 Prueba de Tukey para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes de cultivo vegetativo .....	82
4.5.3.1 Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes de cultivo vegetativo.....	84
4.5.3.2 Prueba de Tukey para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes de cultivo vegetativo .....	85
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>87</b>
<b>RECOMENDACIONES.....</b>	<b>89</b>
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>91</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>101</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Concentración promedio de vitaminas (ng/l) en aguas del Océano Pacífico .....	18
Tabla 2. Concentración de algunos elementos esenciales en agua de mar y en algas.....	19
Tabla 3. Composición química y los componentes del suministro de Bayfolan.....	20
Tabla 4. Medio de cultivo Guillard f/2 para 1 litro de agua destilada. ....	21
Tabla 5. Medio de cultivo Guillard f/2, solución de Vitaminas.....	22
Tabla 6. Medio de cultivo Guillard f/2. Solución de Metales trazas.....	22
Tabla 7. Principales pigmentos presentes en las algas verdes, pardas y rojas.....	23
Tabla 8. Composición química del fertilizante Bayfolan... ..	33
Tabla 9. Composición química del nutriente Guillard (f/2).....	34
Tabla 10. Tratamientos en el estudio del cultivo de la macroalga. ....	46
Tabla 11. Evaluación de la temperatura promedio semanal del agua de cultivo (°C).....	50
Tabla 12. Evaluación del oxígeno promedio semanal en el agua de cultivo (mg/l).. ..	53

Tabla 13. Evaluación quincenal de concentración de Iones de Hidrogeno (Ph).....	55
Tabla 14. Evaluación quincenal de intensidad de luz (lux) .....	58
Tabla 15. Ganancia de peso y decremento al primer mes del cultivo vegetativo de la macroalga.....	59
Tabla 16. Ganancia de peso y decremento al segundo mes de cultivo vegetativo de la macroalga.....	64
Tabla 17. Ganancia de peso y decremento al tercer mes de cultivo vegetativo de la macroalga.....	69
Tabla 18. Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el primer mes.....	80
Tabla 19. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el primer mes.....	80
Tabla 20. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el primer mes.....	81
Tabla 21. Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes.....	82

Tabla 22. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el segundo mes.....	83
Tabla 23. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el segundo mes.....	83
Tabla 24. Analisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes.....	84
Tabla 25. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el tercer mes.....	85
Tabla 26. Prueba multiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el tercer mes .....	86

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Límites sur y norte de la distribución de ( <i><b>Chondracanthus chamissoi</b></i> ).....	7
Figura 2. Ubicación de la caleta Chérrepe, al norte de la Pta. Chérrepe....	8
Figura 3. Ciclo de vida de ( <i><b>Chondracanthus chamissoi</b></i> ).....	12
Figura 4. En (a) limpieza de macroalgas, (b) mantención en un tanque, (c) preparación de sustratos, (d) fragmentación de macroalgas y (e) inoculación de fragmentos.....	15
Figura 5. En (f) formación de un disco de fijación secundaria, (g) traslado de macroalgas inoculadas a mar abierto y en (h) el sistema de cultivo <i>long-line</i> .....	16
Figura 6. Descripción gráfica de la sala de cultivo vegetativo de ( <i><b>Chondracanthus chamissoi</b></i> ).....	28
Figura 7. Talo de ( <i><b>Chondracanthus chamissoi</b></i> ), antes de la separación del alga epífita..	29
Figura 8. Arriba a la izquierda, ( <i><b>Chondracanthus chamissoi</b></i> ) con protuberancias (cistocarpos); a la derecha, de estructura lisa sin estructuras reproductivas..	30
Figura 9. Acondicionamiento de los bastidores (sustrato).....	31

Figura 10. Llegada de las macroalgas al Centro de Acuicultura Morro sama-Tacna. ....	35
Figura 11. Macroalgas inoculadas al cabo con rafia .....	36
Figura 12. Observación de 15 bandejas de cultivo vegetativo.. ....	37
Figura 13. Midiendo los ml de nutriente Guillard f/2.. ....	40
Figura 14. Midiendo los ml de nutriente Bayfolan.. ....	41
Figura 15. Limpieza de las bandejas mediante el sifoneo. ....	42
Figura 16. Limpieza de las bandejas (paredes) utilizadas en cultivo.....	42
Figura 17. Germinación de microtalo y formación de estructuras secundarias de fijación (discos coalescentes).. ....	45
Figura 18. Evaluación de la temperatura promedio semanal del agua de cultivo... ..	50
Figura 19. Evaluación del oxígeno promedio semanal del agua de cultivo... ..	53
Figura 20. Evaluación quincenal de concentración de Iones de hidrogeno. ....	56
Figura 21. Evaluación quincenal de la Intensidad de luz.....	58
Figura 22. Comportamiento de la biomasa al primer mes de cultivo vegetativo .....	60
Figura 23. Macroalgas con presunta contaminación.....	63
Figura 24. Macroalga sometida a medidas de control.....	64

Figura 25. Comportamiento de la biomasa al segundo mes de cultivo.....	65
Figura 26. Competencia por nutriente a causa de proliferación de diatomeas.....	67
Figura 27. Competitividad por nutriente generado por la proliferación de algas verdes.....	68
Figura 28. Comportamiento de la biomasa en g al tercer mes del cultivo.....	70
Figura 29. Ganancia y pérdida de biomasa durante el periodo experimental.....	73
Figura 30. Tasa de crecimiento relativo (TCR) para el T4 durante 90 días en el cultivo experimental de la macroalga.....	74
Figura 31. Seguimiento de la formación de estructuras de adhesión secundarias en el cultivo vegetativo macroalgal.....	77
Figura 32. Pesaje de la r3 del T4 correspondiente a los 30 últimos días de evaluación del cultivo vegetativo.....	74

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Ganancia de peso y mortalidad en el cultivo vegetativo de ( <i>Chondracanthus chamissoi</i> ).....	102
Anexo 2. Trabajo de campo (fotografía).....	103

## RESUMEN

La presente investigación tuvo por finalidad evaluar el crecimiento vegetativo de macroalga roja marina (*Chondracanthus chamissoi*), en el Centro de Acuicultura Morro Sama del FONDEPES-Tacna; hubieron cinco tratamientos: T1, control (solo agua de mar); T2, medio Guillard f/2 0,1 ml/l; T3, medio Guillard f/2 0,2 ml/l; T4, Bayfolan 0,1 ml/l y T5, Bayfolan 0,2 ml/l. Se trabajó durante 90 días con 2 kg de macroalga estériles, sin cistocarpos, cuyas ramas fueron inoculadas en bastidores armados e instalados en 15 bandejas de plástico de 90 litros de capacidad; se inició con un peso promedio de 127,36 g. El diseño experimental fue un arreglo factorial 2<sup>2</sup> (2x2) en un DCA (Diseño Completamente Aleatorizado) empleando las pruebas múltiples de Tukey para la comparación de los tratamientos. Los parámetros físico-químicos promedios de trabajo fueron: temperatura del agua 17,12-18,36 °C; oxígeno disuelto 5,67-5,85 mg/l; pH 8,08-8,19 y la intensidad de luz 2230-2238 lux. El mejor tratamiento fue el T4, con una tasa de crecimiento relativo de 0,2 % d<sup>-1</sup> y peso final de 138,51 g.

## ABSTRACT

The present research had as goal to evaluate the vegetative growth of macro red seaweed (*Chondracanthus chamissoi*), at the Morro Sama FONDEPES – Tacna aquaculture center. There were five treatment T1, control (only seawater); T2, Guillard medium f/2 0,1ml/l; T3, Guillard medium f/2 0,2 ml/l; T4, Bayfolan 0,1 ml/l and T5, Bayfolan 0,2 ml/l. We worked for 90 days with 2 kg of sterile macroalgae seaweed without cystocarps whose branches were inoculated in racks set and installed in 15 plastic trays of 90 liters capacity; we started with an average weight of the 127,36 g. the experimental design was a 2<sup>2</sup> (2x2) factorial arrangement in a DCA (Completely Randomized Design) using the multiple tests of Tukey for comparison of treatments. The physical-chemical parameters of work were: water temperature 17,12-18,36 °C; dissolved oxygen 5,67-5,85 mg/l; pH 8,08-8,19 and a light intensity of 2230-2238 lux. The best treatment was T4, with a relative growth rate of 0,2 % d<sup>-1</sup> and final weight of 138,51 g.

## INTRODUCCION

El desarrollo de la acuicultura en el mundo está creciendo sostenidamente como alternativa al uso de recursos pesqueros, que son cada vez más escasos (Duarte *et al.*, 2007).

En el Perú, la industria del cultivo de (***Chondracanthus chamissoi***), está tomando mayor interés, que desde la última década, se viene realizando estudios orientados a nuevas y mejores técnicas de cultivo con fines de exportación, mejorando la calidad y la rentabilidad del recurso. Existen así dos técnicas de cultivos más conocidos: Producción vía esporas y propagación vía vegetativa (Macchiavello, 2014), todo esto partiendo de un ciclo de vida en la que la especie presenta dos fases de reproducción: sexual y asexual; entre las que destacaremos la vía de propagación vegetativa (asexual), técnica basada en macrofragmentación del talo, y el crecimiento a partir de meristemas o crecimiento apical, por ser más eficiente al generar morfológicamente un mismo individuo que el original, obteniéndose un mayor valor comercial al obtener la materia prima deseada por el mercado.

Esta especie (***Chondracanthus chamissoi***), es comúnmente comercializada como alimento (acompañando al popular ceviche); asimismo, existe un creciente interés del mercado asiático por la adquisición para el consumo humano directo y fuente importante de carragenina (Bulboa y Macchiavello, 2006).

Si bien la demanda de esta materia prima es manejable con la extracción y en cierta medida apoyada por el cultivo; este último, aún presenta problemas en el manejo de factores físico-químicos del agua (Temperatura, Intensidad luminosa, pH, O<sub>2</sub>, etc.), y la relación que estas presentan con respecto al nutriente y la dosis a implementar a ese medio con los nutrientes necesarios para que el alga incremente su biomasa en forma más acelerada, ello en sus primeros estadios, con una formación adecuada de discos de fijación de donde emergerán nuevos individuos; sin embargo, todos los factores antes mencionados no son exactamente iguales a lo largo de la costa peruana por las corrientes, épocas del año y características propias de cada zona; así la diversidad morfológica y reproductiva de las algas tienen similar paralelo con los variados hábitats donde están presentes estas algas (Acleto y Zuñiga, 1998). Por ello, es necesario obtener un tipo de cultivo que conlleve a su crecimiento en las condiciones de la región de Tacna, monitoreando el comportamiento de los

parámetros fisicoquímicos y la asimilación de nutrientes hasta la obtención de plántulas, evaluando su desarrollo durante por lo menos tres meses.

## CAPITULO I

### OBJETIVOS

#### 1.1 Objetivo general

Evaluar el crecimiento de la macroalga roja (***Chondracanthus chamissoi***), utilizando fertilizante comercial Bayfolan y el medio Guillard f/2 en condiciones de laboratorio.

#### 1.2 Objetivos específicos

- Evaluar los parámetros físico-químicos en el cultivo vegetativo experimental de (***Chondracanthus chamissoi***) con distintos nutrientes y concentración.
- Establecer el nutriente y concentración de cultivo con mayor incremento de peso en el cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***).
- Determinar el nutriente y concentración de cultivo con mayor tasa de crecimiento relativo en el cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***).

- Identificar las etapas en la formación de Estructuras Secundarias de Adhesión en el cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***).

## CAPITULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

#### 2.1 Ubicación taxonómica

Dominio	:	Eukaryota
Phylum	:	Rhodophyta
Subphylum	:	Eurhodophytina
Clase	:	Florideophyceae
Subclase	:	Rhodymeniophycidae
Orden	:	Gigartinales
Familia	:	Gigartinaceae
Género	:	Chondracanthus
Especie	:	<i>Chondracanthus chamissoi</i>

Fuente: Carbajal *et al.*, (2005).

Las especies pertenecientes a la familia Gigartinaceae presentes en el Perú son *Chondracanthus chamissoi*, *Chondracanthus glomeratus*, *Mazzaella hancockii*, *Mazzaella denticulata* y *Chondrus canaliculatus* (Homersand *et al.*, 1993; citado por Calderón *et al.*, 2010).

## 2.2 Distribución geográfica

(*Chondracanthus chamissoi*), conocida comúnmente como "yuyo" es un alga roja de la familia de las *Gigartináceae* distribuida, como se muestra en la figura 1, la costa pacífica de América del Sur desde Paíta, Perú (5°04' S, 81°05' W), hasta Chiloé, Chile 42°40' S, 73°55' W (Ramírez y Santelices, 1991).

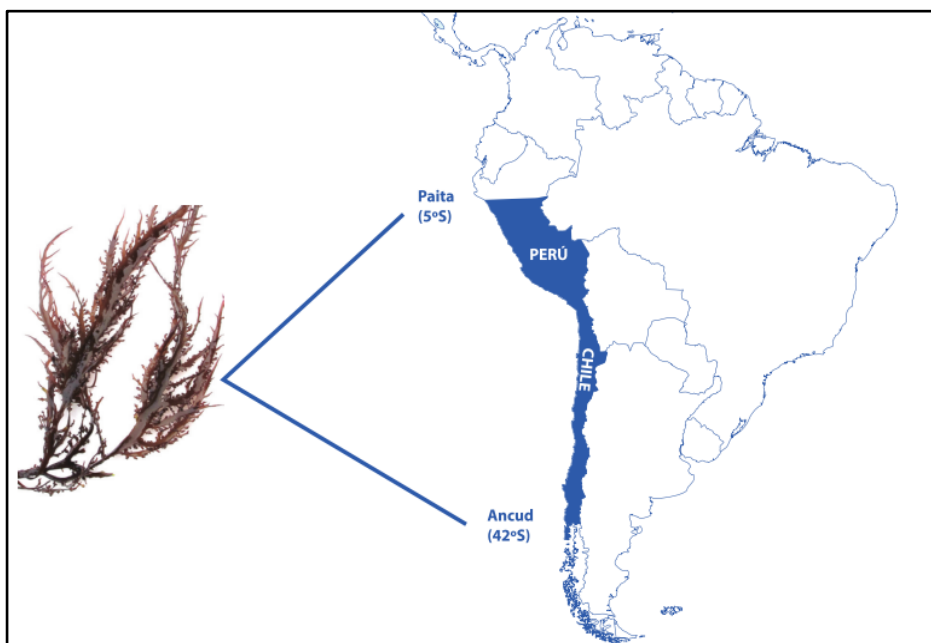


Figura 1. Límites sur y norte de la distribución de (*Chondracanthus chamissoi*).

Fuente: Macchiavello *et al.*, (2012).

Específicamente se aprecia su presencia en nuestro país, en la Caleta de Chérrepe (07°10'16.7" S, 79°41'13.7" O), localizándose en el lado norte de la Punta del mismo nombre, de la región Lambayeque (Ver figura 2). Consta de una extensa playa de sustrato arenoso en la parte norte, banco natural y sustrato rocoso en la parte sur, área de gran concentración de la macroalga (***Chondracanthus chamissoi***), (***Ulva sp***), (***Codium sp***), y numerosas especies de moluscos, crustáceos, y peces (Carbajal *et al.*, 2005).

Así mismo, en San Lorenzo y Ancón en Lima; Mendencia y Paracas en Ica; Paijan en la libertad, entre otros.



Figura 2. Ubicación de la caleta Chérrepe, al norte de la Pta. Chérrepe.

Fuente: Carbajal *et al.*, (2005).

## 2.3 Hábitat

Se le encuentra en las zonas rocosas del intermareal y submareal hasta los 15 metros de profundidad (Bulboa y Macchiavello, 2006). Estas plantas se distribuyen en el intermareal inferior y submareal superior, adheridas al sustrato rocoso, conchas de bivalvos y otros moluscos. Crece tanto en regiones expuestas al oleaje como protegidas (Calderón *et al.*, 2010).

## 2.4 Características de las macroalgas rojas

### 2.4.1 Morfología

El talo es de consistencia membranosa a cartilaginosa, presenta una coloración que va desde rojo purpúreo al verde oscuro, puede alcanzar los 36 cm de largo y hasta 1 cm de ancho. El talo está constituido por un pequeño disco basal de fijación, el cual puede llegar a medir 3 mm de diámetro, del que emergen uno o varios estípites cilíndricos que van aplanándose hacia el ápice; éstos son agudos. En los márgenes laterales, presenta proliferaciones cuyo tamaño varían entre 0,1 a 11 cm; presentan además, pequeñas proliferaciones secundarias, variando en tamaño según la longitud de los diferentes ejemplares. Las proliferaciones muestran pequeños foliolos dispuestas de manera alterna u opuesta. Los estípites de esta especie son variables en ancho, altura y grosor. Los talos pueden

presentar márgenes dentados y pequeñas papilas en el centro del talo (Calderón *et al.*, 2010).

#### 2.4.2 Fases morfológicas

(*Chondracanthus chamissoi*), es una especie con ciclo vital trifásico e isomórfico. Las plantas sexuales femeninas o cistocárpicas y masculinas, así como las asexuales o tetraspóricas, son morfológicamente semejantes y al mismo tiempo fáciles de ser diferenciados, aun mostrando tamaño y coloración diferente (Bulboa y Macchiavello, 2006).

#### 2.5 Reproducción

Las plantas femeninas o cistocárpicas contienen los cistocarpos, globosos, prominentes y localizados más o menos en forma apretada en los márgenes del eje principal o de las ramas secundarias y en menor cantidad sobre la superficie de los talos (Bulboa y Macchiavello, 2006). Los masos de carposporas están protegidos por el pericarpo grueso, diferenciado a partir de las células vegetativas que las rodean. Los cistocarpos maduros muestran el pericarpo rasgado, como consecuencia de la liberación de carposporas (Acleto, 1986).

Las plantas masculinas son igualmente pequeñas o grandes, tienen como carácter morfológico los extremos del eje principal y de las ramas notoriamente puntiagudas y libres de ramificación hasta cierta distancia. Los espermacios se observan en secciones transversales de los ejes y ramas, como células terminales (Acleto, 1986).

Las plantas tetraspóricas se diferencian de las sexuales solo por la presencia de los soros tetrasporangiales, visibles como almohadillas de color marrón rojizo, localizados en los bordes superiores del eje principal y de las ramas o en la base o axilas de las ramitas cortas presentes en toda la longitud de la planta. En algunos casos, se ha observado que los ejemplares tetraspóricos presentan ramas hinchadas irregularmente, semejando a las plantas cistocárpicas; en estos, los soros tetrasporangiales se reconocen con cierta dificultad y con mayor calidad en los bordes de las ramas cortas (Acleto, 1986).

## 2.6 Ciclo de vida

Posee un ciclo de vida con alternancia isomórfica de generaciones. Los espermacios del gametofito masculino son transportados por el agua al gametofito femenino, donde se produce la fecundación de la célula huevo (Ver figura 3). Este cigoto formado va a originar la fase carposporofítica del

carposporangio de esta fase se originan las carpósporas  $2n$ , que al fusionarse originan la fase tetrasporofítica  $2n$  (Herrera, 2005).

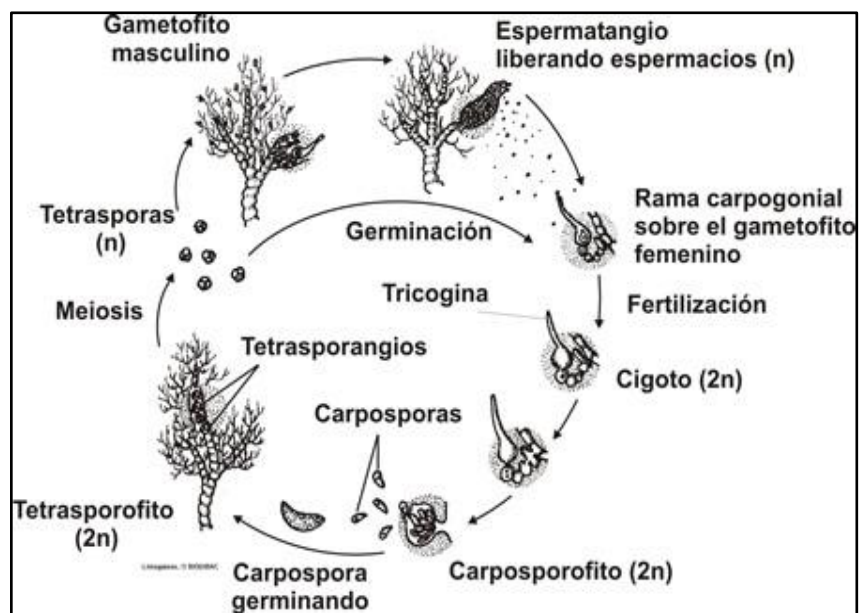


Figura 3. Ciclo de vida de (*Chondracanthus chamissoi*).

Fuente: Acleto, (1986).

En el tetrasporangio de esta planta se produce la meiosis, la que generará las tetrásporas, que en un 50% originarán gametofitos femeninos y el 50% restante, masculinos (Herrera, 2005).

## 2.7 Tecnología del cultivo de (*Chondracanthus chamissoi*)

### 2.7.1 Metodologías y experiencias de cultivo vegetativo

Los estudios sobre esta especie han abordado distintos aspectos, como la tecnología reproductiva y dinámica de la población (Vásquez y Vega, 2001; Ávila *et al.*, 2008); además, el desarrollo de la fase de crecimiento bajo condiciones de laboratorio han sido tratados por (González y Meneses, 1996), la propagación vegetativa por (Macchiavello *et al.*, 2003; Sáez *et al.*, 2008), el cultivo bajo condiciones controladas por (Alveal *et al.*, 1999), y el cultivo de campo a nivel experimental por (Bulboa y Macchiavello, 2001; Bulboa *et al.*, 2005).

Asimismo, Bulboa y Macchiavello (2006), demostraron que es técnicamente posible cultivar esta especie a partir de talos dispuestos en cuerdas. Ellos realizaron cultivos en dos bahías del norte de Chile y se compararon los desarrollos de talos reproductivos y vegetativos. Los mejores resultados se obtuvieron en bahía Calderilla con talos vegetativos. En sus resultados observaron un lento aumento de la biomasa en las tres etapas reproductivas. A pesar de que las plantas presentaron una coloración natural, fueron objeto de fouling (Conjunto de organismos de diferentes niveles de organización que viven adheridos a estructuras sumergidas) por epífitos (*Polysiphonia sp.*) y tamaño variable. Después

de 30 días de cultivo, la biomasa máxima acumulada fue de  $44 \pm 10$ ,  $28 \pm 8$  y  $21 \pm 3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}$  en talos vegetativos, cistocárpicos y tetraspóricos, respectivamente. En Calderilla, la biomasa máxima acumulada se obtuvo a los 60 días de cultivo, la biomasa registrada por los talos vegetativos ( $93 \pm 23 \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}$ ) fue significativamente mayor ( $P < 0,05$ ) que el tetraspóricas ( $54 \pm 9 \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}$ ) y el cistocárpicas ( $49 \pm 13 \text{ g}\cdot\text{m}^{-1}$ ). En general, estas plántulas tienden a ser similares, presentando talos delgados con ramificaciones abundantes y tienen entre 10 y 20 cm de longitud. Después de 30 días se observó la liberación de algunos de los talos más grandes de las cuerdas debido a la fricción con el fondo.

### 2.7.2 Etapas en el cultivo vegetativo

En las figuras 4 y 5, se observa el proceso técnico y/o de manejo de la macroalga (***Chondracanthus chamissoi***) empezando con la limpieza de ejemplares el cual se realiza por aserción y mantención en tanques de fibra de vidrio con abundante aireación, mientras por otro lado se observan los tres sustratos (conchas de abanico, red de pescar y malla frutera) preparados para la inoculación de los fragmentos de la macroalgas, después de dos meses se pueden observar las estructuras secundarias de adhesión o las también llamadas Discos de fijación secundaria (DFS),

estando listas para su traslado a mar abierto para su crecimiento individual en un sistema de cultivo *long-line*.

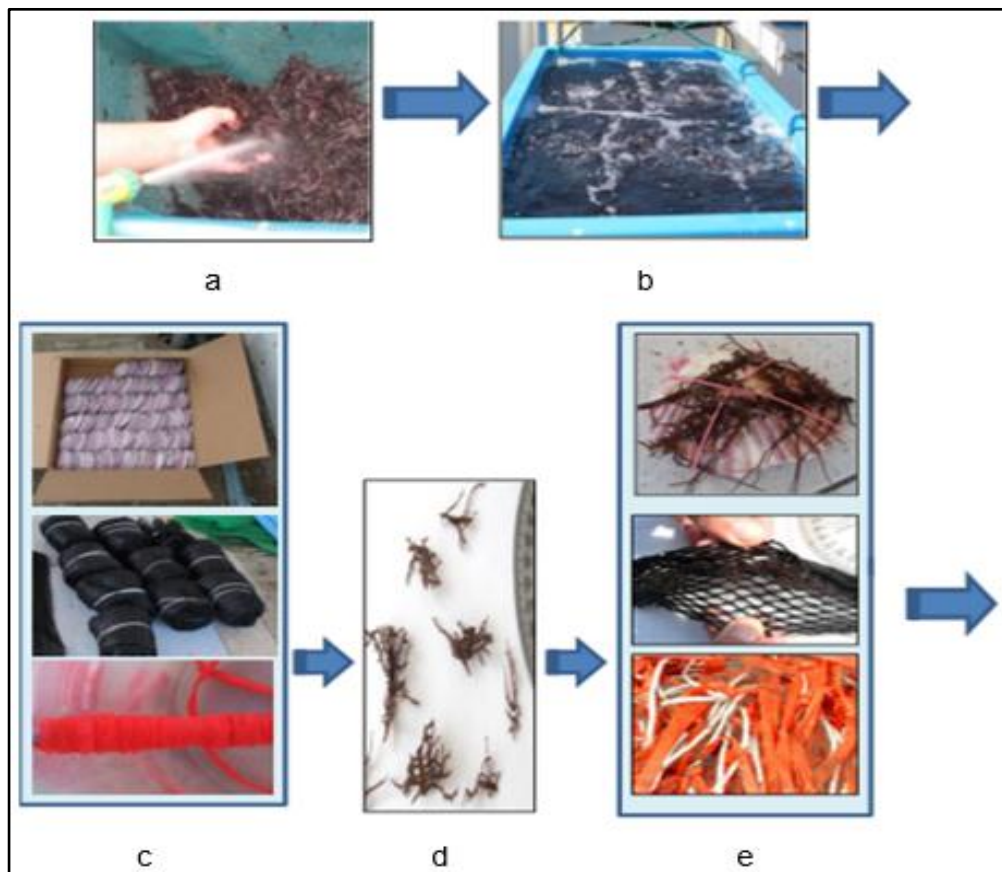


Figura 4. En (a) limpieza de macroalgas, (b) mantenimiento en un tanque, (c) preparación de sustratos, (d) fragmentación de macroalgas y (e) inoculación de macroalgas fragmentadas.

Fuente: Macchiavello, (2014).

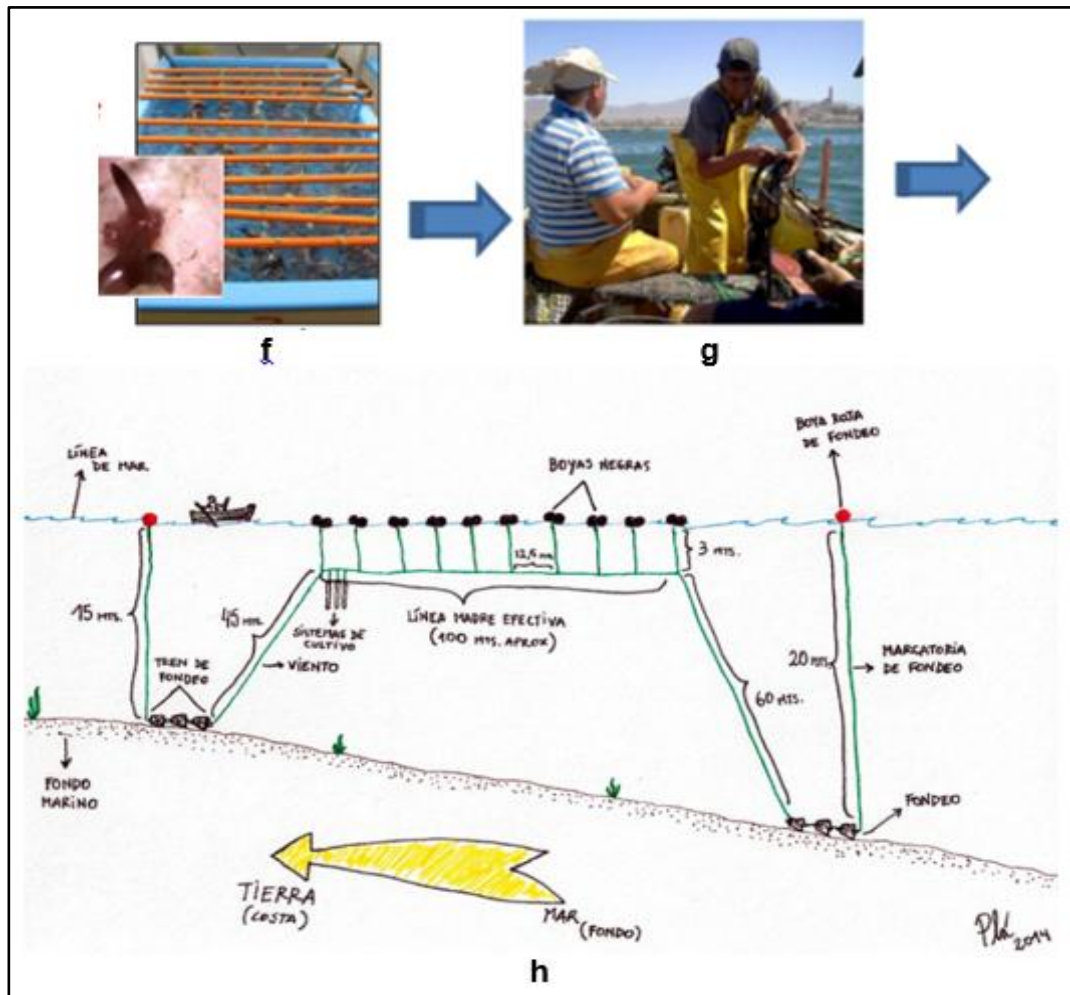


Figura 5. En (f) formación de un disco de fijación secundaria, (g) traslado de macroalgas inoculadas a mar abierto y en (h) el sistema de cultivo *long-line*.

Fuente: Macchiavello, (2014).

### 2.7.3 Requerimientos nutricionales

La adición de fertilizantes y niveles adecuados de dióxido de carbono son necesarios para un crecimiento normal de las algas en cultivo y estas, al ser cultivadas en estanques aumentan su actividad fotosintética, producto que el alga está expuesta a una mayor cantidad de luz (Bidwell *et al.*, 1985; Bidwell y McLachlan, 1985; citados por Alveal, 1995). Todos los elementos y sales esenciales para la vida son denominados nutrientes, lográndose determinar que existen elementos esenciales para todas las algas como; C, H, O, P, Mg, Fe, Cu, Mn, Zn, N, Mo (Alveal, 1995).

Durante la fase de crecimiento los esporofitos son sensibles a las condiciones de cultivo impuestas y pueden registrarse procesos necróticos en los bordes de las frondas por efecto de intensidades no adecuadas de luz y agitación. Asimismo, la densidad debe vigilarse constantemente dado que la absorción de nutrientes ocurre a una tasa bastante rápida, por lo cual, el agotamiento de nutrientes puede afectar el crecimiento. En esta fase, o antes, el medio nutritivo Provasoli, puede ser reemplazado por abono foliar, por ejemplo Bayfolan, el cual rinde buenos resultados como fertilizante (Ávila *et al.*, 2010).

En un cultivo experimental de (*Chondracanthus chamissoi*) de plantas gametofíticas, realizada en la Universidad de Arturo Prat, utilizando

el fertilizante agrícola Bayfolan en condiciones de laboratorio, (Piel, 2013) reporta una tasa de crecimiento del 22%, con un fotoperiodo de 16:08 (luz-oscuridad), a una temperatura de 13°C.

### 2.7.3.1 Agua de mar

Se sabe que el agua de mar es muy rica en minerales y un sin fin de elementos (Ver tablas 1 y 2) para distintos organismos acuáticos, pero a su vez, presentan una deficiencia para las macroalgas; los requisitos de nutrientes de las algas marinas, se pueden dividir en tres categorías: macronutrientes (N, P, C, etc.), micronutrientes o elementos traza (Fe, Zn, Cu, Mn, Mo, etc.) y vitaminas (B12, Tiamina y Biotina) (Lobban y Harrison, 1994; citado por Harrison y Hurd, 2001); así mismo, (Alveal, 1990) describe que los macronutrientes están relativamente altas en las algas y que son utilizados directa o indirectamente por las células, como por ejemplo el carbono, nitrógeno, azufre, hidrogeno, potasio y fosforo.

Tabla 1. Concentración promedio de vitaminas (ng/l) en aguas del Océano Pacífico.

Agua	Vitamina B12	Tiamina	Biotina
Costera	1,6	9	2,6
Pacífico Central	0,1	8	1,3

Fuente: Alveal, (1990).

Tabla 2. Concentración de algunos elementos esenciales en agua de mar y en algas

Elemento	Concentración promedio en	Concentración en materia		Relación de concentración
		Promedio	Rango ( $\mu\text{g/g}$ )	
Macronutriente				
H	105,000	49,500	22,000-72,000	$2,1 \times 10^0$
Mg	1,290	7,300	1,900-66,000	$1,8 \times 10^{-1}$
S	905	19,400	4,500-82,000	$4,7 \times 10^{-2}$
K	406	41,100	30,000-82,000	$1,0 \times 10^{-2}$
Ca	412	14,300	2,000-	$2,9 \times 10^{-2}$
C	27,3 <sup>a,b</sup>	274,000	140,000-	$1,0 \times 10^{-4}$
N	0,488 <sup>a,c</sup>	23,000	500-65,000	$2,1 \times 10^{-5}$
P	0,068	2,800	300-12,000	$2,4 \times 10^{-5}$
Micronutriente				
B	4,39	184	15-910	$2,4 \times 10^{-2}$
Zn	0,004 <sup>a</sup>	90	2-680	$4,4 \times 10^{-5}$
Fe	0,003 <sup>a</sup>	300	90-1,500	$1,0 \times 10^{-5}$
Cu	0,002 <sup>a</sup>	15	0,6-80	$1,7 \times 10^{-4}$
Mn	0,001 <sup>a</sup>	50	4-240	$2,0 \times 10^{-5}$

a: Variación considerable ocurrida en el agua de mar.

b: Carbón inorgánico disuelto.

c: Nitrógeno combinado (orgánico e inorgánico disuelto).

Fuente: Alveal, (1990).

Los nutrientes esenciales y no esenciales son acumulados en los tejido de las algas, en concentraciones de hasta tres órdenes de magnitud, mayores que las encontradas en agua de mar; por ello, es muy importante asegurar los nutrientes necesarios, al menos en la etapa crítica que viene a ser de formación de estructuras de fijación (discos coalescentes), teniendo en cuenta que además existen requerimientos particulares para cada grupo de algas; así, en estudios realizados para determinar los

requerimientos de vitaminas en tres grupos de algas, Clorófitas, Feófitas y Rodófitas, indicaron que en el caso de las Rodófitas, las diez especies estudiadas necesitan vitamina B12 (Alveal, 1990).

### 2.7.3.2 Fertilizante foliar Bayfolan

Este es un nutriente foliar, que luego de su utilización, ha mostrado respuestas favorables en cultivos vegetativos por fragmentación de (*Chondracanthus chamissoi*) (Ávila *et al.*, 2010) y a concentraciones de 0,1 ml/l (Mansilla *et al.*, 2007); así también, en germinación de (*Chondracanthus chamissoi*) vía esporas experimentado por (Piel, 2013) en la región de los Lagos, experiencias reportadas en el vecino país de Chile (Ver tabla 3).

Tabla 3. Composición química y los componentes del suministro de Bayfolan

Fertilizante	Entidad comercial	Composición química	Componentes
Bayfolan	Bayer	N: 11%, P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> : 8%, K <sub>2</sub> O: 6%  (Concentrado soluble)	Elementos minerales (N, P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> , K <sub>2</sub> O, Fe, Mn, B, Cu, Zn, Ni, Co, Mo, Cl, Na, S.)

Fuente: Mansilla *et al.*, (2007).

### 2.7.3.3 Medio Guillard f/2

La composición de este otro nutriente, muestra la presencia de elementos importantes también para el desarrollo de esta macroalga roja (Ver tablas 4; 5 y 6), lo cual permite su comparación y utilización en la evaluación experimental del cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***) en condiciones de laboratorio como lo describen (Otaiza y Fonseca, 2011), quienes experimentaron con ramas de (***Chondracanthus chamissoi***), trabajaron con un medio de cultivo enriquecido con f/2, microfiltrando el agua de cultivo a 0,45  $\mu\text{m}$ ; haciendo énfasis siempre en compuestos nitrogenados, hierro y fósforo como lo precisa (Piel, 2013).

Tabla 4. Medio de cultivo Guillard f/2 para 1 litro de agua destilada.

Cantidad a usar	Composición	Solución Stock
1,0 ml	$\text{NaNO}_3$	75,0 g/l
1,0 ml	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	5,0 g/l
1,0 ml	$\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$	30,0 g/l + 5 ml de HCl
1,0 ml	f/2, Solución de metales trazas	
1,0 ml	f/2, Solución de vitaminas	
2,0 ml	Tris (hidroximetil amino metano)	250,0 g/l + 147,5 ml de HCl

Fuente: Vásquez, (2010).

Tabla 5. Medio de cultivo Guillard f/2, solución de Vitaminas

Cantidad a usar	Composición	Solución Stock
1,0 ml	Cianocobalamina (B12)	1,0 g/l
10,0 ml	Biotina	0,1 g/l
0,2 g	Tiamina HCl	

Autoclavar (excepto las vitaminas), luego refrigerar.

Fuente: Vásquez, (2010).

Cantidad a usar	Composición	Solución Stock
3,15 g	FeCl <sub>3</sub> .6H <sub>2</sub> O	
4,36 g	Na <sub>2</sub> SiO <sub>3</sub> .9H <sub>2</sub> O	
1,0 ml	CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> O	9,8 g/l
1,0 ml	Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> .2H <sub>2</sub> O	6,3 g/l
1,0ml	ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	22,0 g/l
1,0 ml	CoCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	10,0 g/l
1,0 ml	MnCl <sub>2</sub> .4H <sub>2</sub> O	180,0 g/l

Fuente: Vásquez, (2010).

## 2.7.4 Factores del cultivo vegetativo de la macroalga

### 2.7.4.1 Intensidad de luz

Es un factor muy importante en el crecimiento del alga, en el proceso de fotosíntesis, que consiste básicamente en utilizar agua, dióxido de carbono y luz para producir hidratos de carbono y oxígeno; esta reacción es producida a nivel de los cloroplastos celulares. Tal es así que procesos importantes como la distribución de las algas, tienen relación también con la luz (Alveal, 1990).

Las algas presentan en sus células diversos tipos de pigmentos que les permiten adsorber la luz solar para su utilización en la fase fotosintética. Los pigmentos más importantes que encontramos son la clorofila, carotenos y ficobilinas; por ejemplo, las macroalgas rojas presentan clorofila a, ficobilinas (ficocianina y ficoeritrina) y Betacarotenos (Alveal, 1990), como se muestra en la tabla 7.

Tabla 7. Principales pigmentos presentes en las algas verdes, pardas y rojas.

	<i>Chlorophyceae</i>	<i>Phaeophyceae</i>	<i>Rhodophyceae</i>
Clorofila a	+	+	+
Clorofila b	+	-	-
Clorofila c	-	+	-
Ficocianina	-	-	+
Ficoeritrina		-	+
Betacarotenos	+	+	+
Fucoxantina	-	+	-

Fuente: Alveal, (1990).

El color de las algas está íntimamente relacionado con el color de la luz que refleja y que no es usado por el alga; es así como un alga verde refleja gran parte de la luz verde y solo una porción es absorbida junto con las demás ondas del espectro de luz. Según (Alveal, 1990), el rango permisible o eficiencia lumínica para sensación visual, en el caso de algas rojas, esta entre 400 - 610 nm; por ejemplo, la ficoeritrina presente solo en algas rojas absorbe el violeta, azul, verde y amarillo y no así el color rojo,

que es reflejado y que nosotros podemos ver al observar un alga de este grupo. Se han reportado estudios a  $50 \mu\text{mol fotones m}^{-2}\text{s}^{-1}$  (Bulboa, 2006); así también,  $45 \mu\text{mol fotones m}^{-2}\text{s}^{-1}$  (Mansilla *et al.*, 2007); igualmente (Otaiza y Fonseca, 2011), trabajaron con  $29 \mu\text{mol fotones m}^{-2}\text{s}^{-1}$ .

#### 2.7.4.2 Fotoperiodo

Conocer el fotoperiodo óptimo de una planta para lograr su desarrollo es importante, debido a que este factor puede causar desarrollo de morfos algales muy diferentes a los que encontramos en la naturaleza y también puede afectar los procesos reproductivos en las algas (Alveal, 1990); por otra parte, demasiada exposición puede reducir el crecimiento y endurecer el talo, haciéndolo inapropiado como alimento, si se presentaran enfermedades por hongos; el método más satisfactorio es exponer a las algas aproximadamente por 4 horas/ día (Ramírez, 2016).

#### 2.7.4.3 Agitación

En los sistemas de cultivo en tanques, es de suma importancia la generación de la agitación, el cual facilitara el intercambio de gases y la distribución de nutrientes. Con la agitación se pretende conseguir un efecto hidrodinámico que: evite fenómenos de autosombreado, aumentando el tiempo de exposición a la luz, eliminando la capa limitante de difusión,

homogenizando el medio, eliminando gradientes de pH, temperatura y concentración de nutrientes; generando así, auto raspado, dificultando la fijación de epifitos, tanto sobre el talo como sobre las paredes del tanque (Robledo y García, 1993).

#### 2.7.5 Tasa de Crecimiento Relativo (TCR)

Cuya relación deriva de las fórmulas propuestas por diferentes autores (Areces, 1995; Anderson *et al.*, 1997; Marinho-Soriano *et al.*, 2002; citados por Delgadillo-Garzón y Newmark, 2008), y los resultados expresan el porcentaje de crecimiento diario de las macroalgas.

$$\text{TCR} = [(P_f/P_i)^{1/t} - 1] \times 100 \%$$

Donde:

Pf : Peso final,

Pi : Peso inicial,

t : Intervalo de tiempo transcurrido entre ambas observaciones.

En otro estudio como el de (Yong *et al.*, 2013), hicieron las comparaciones de cuatro fórmulas que expresan el porcentaje de crecimiento diario, donde obtuvieron la fórmula de menor porcentaje de

error como resultado, la cual coincide con la formulada empleada en el presente estudio.

## 2.8 Papel que desempeñan las algas en el medio natural

El ciclo de vida es similar en todas las especies de algas pertenecientes a la familia Gigartinaceae, caracterizándose por ser trifásico isomórfico, vale decir, existe una alternancia de las generaciones tetrasporofítica, gametofítica y cistocárpica, morfológicamente similares; sin embargo, existen diferencias en el tipo de compuesto que sintetizan en cada una de las fases mencionadas, la fase haploide o gametofítica produce carragenina kappa-II y la fase diploide o esporofítica produce carragenina lambda (Hoffmann y Santelices, 1997).

## **CAPITULO III**

### **MATERIALES Y METODOS**

#### **3.1 Lugar y tiempo de experimentación**

El presente trabajo de investigación se desarrolló en las instalaciones del Centro de Acuicultura Morro Sama del FONDEPES, ubicado en el km 75 de la Carretera Costanera Tacna – Ilo; localizado entre el Faro de la Marina (600 m) y el Puerto Pesquero Grau, en la Localidad de Morro Sama, distrito de Sama-Las Yaras, provincia de Tacna (Región Tacna). Se inició el 23 de octubre del 2015 y culminado el 23 de enero del 2016.

#### **3.2 Sala de cultivo**

En este ambiente la estructura de las paredes fueron de madera y triplay pintada de color blanco, con piso de concreto recubierto con cerámica de color blanco y con una canaleta para la evacuación de los efluentes. Se utilizó un equipo de aire acondicionado, tres tarimas para la colocación de las 15 bandejas de cultivo y un tanque de fibra de vidrio rectangular para acondicionamiento de muestras macroalgales; se contó con instalaciones de electricidad y aire, como se observa en la figura 6.



Figura 6. Descripción grafica de la sala de cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*).

Fuente: Elaboración propia, (2016).

### 3.3 De la muestra biológica

#### 3.3.1 Lugar de procedencia

El material biológico (*Chondracanthus chamissoi*), fue colectado de las praderas naturales denominado la playa Loberia, distrito de Paracas,

provincia de Pisco (Región de Ica). La colecta se realizó a través de buceo y extracción a mano; luego, se trasladaron en forma inmediata al laboratorio “Acuícola Mares del Sur-La puntilla” en donde se realizó la selección y separación de algas distintas y/o indeseables como organismos epibiontes: *Ulva sp*, algas filamentosas rojas, choritos (Ver figura 7), para evitar alguna contaminación al momento del transporte; así mismo, se realizó el embalaje (esponjas-ice pac) en una caja de tecnopor para el posterior traslado hacia el Centro de acuicultura Morro Sama del FONDEPES-Tacna.



Figura 7. Talo de (***Chondracanthus chamissoi***), antes de la separación del alga epífita.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

### 3.3.2 Características de los ejemplares

Se seleccionaron individuos vegetativos (aquellos que no presenten estructuras reproductivas evidentes), a través de un análisis cualitativo (coloración y forma del talo), tal como se puede apreciar en la figura 8.



Figura 8. Arriba a la izquierda, (*Chondracanthus chamissoi*) con protuberancias (cistocarpos); a la derecha, de estructura lisa sin estructuras reproductivas.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Se emplearon un total de 1910,39 g de macroalga (*Chondracanthus chamissoi*), que se distribuyeron en 15 bandejas, cada una con una biomasa de 127,36 g en promedio de macroalga.

### 3.4 Materiales en el cultivo y accesorios

#### 3.4.1 Materiales en el cultivo

Para el cultivo se utilizaron 15 bandejas plásticas transparentes de una capacidad de 92,4 litros, cuyas dimensiones fueron 91,7 cm de largo máximo, 41,1 cm de ancho máximo y 32,6 cm de alto. El volumen fue de 50 litros y la altura del agua fue de 17,8 cm. Asimismo, todas las bandejas contaban en su base con un sustrato constituido por los bastidores armados, los cuales fueron desinfectados y tratados días antes para su utilización.

#### 3.4.1.1 Sustrato de cultivo

Con la finalidad de dar un sustrato adecuado de fijación para las macroalgas se armaron unos bastidores, que consistían en una estructura de tubos de PVC, enrollados en cabo de nylon, previamente esterilizados en agua a 100°C, y posteriormente desinfectados con lejía (Hipoclorito de sodio) (Ver figura 9).



Figura 9. Acondicionamiento de los bastidores (sustrato).

Fuente: Elaboración propia, (2016).

#### 3.4.2 Accesorios

Para la adecuación del experimento se acondicionó con un sistema de distribución de aire proporcionado por un blower (1/2 HP), efectuado mediante tuberías, manguera y uniones de plástico. En cuanto la captación del agua de mar se utilizó una electrobomba (1 HP), mangas filtradoras de

10 micras de porosidad, filtros cartucho de 10 y 5 micras y un equipo esterilizador ultravioleta (UV) germicida, llegando finalmente a la sala de cultivo por medio de una manguera de 1" de diámetro.

### 3.4.3 Equipos fluorescentes

Se contó con un sistema de distribución de luz artificial proporcionado por 15 equipos fluorescentes herméticos (PHILIPS, TLD 18W/840-NG), instalados uno para cada bandeja de cultivo, con la finalidad de proporcionar la intensidad requerida y necesaria para estas algas Rodophytas, en base a (Mansilla *et al.*, 2007) se considera aplicar una intensidad de luz de  $45 \mu\text{mol fotonos m}^{-2}\text{s}^{-1}$ .

## 3.5 Nutrientes

### 3.5.1 Agua de mar

Se utilizó agua de mar como tratamiento control, el cual era captado a través de tuberías de PVC y acondicionado en la sala de cultivo en las 15 bandejas de cultivo en el mismo ambiente, de los cuales 3 bandejas no fueron adicionadas con ningún nutriente, se mantuvieron sin ningún compuesto adicional.

### 3.5.2 Bayfolan

El nutriente agrícola comercial Bayfolan, utilizado en la nutrición de talos fragmentados de (*Chondracanthus chamissoi*) (Piel, 2013), provino de la ciudad de Lima, siendo comprado en una tienda comercial de Tacna. Para la utilización del producto, se mantuvo en un lugar fresco y seco. La composición química del fertilizante Bayfolan se muestra en la tabla 8.

Tabla 8. Composición química del fertilizante Bayfolan.

MACROELEMENTOS	
Nitrógeno (N <sub>2</sub> ) 11%	44,5% de Nitrógeno Nítrico (NO <sub>3</sub> ) en forma de Nitrato de Amonio y Nitrato de Potasio.  55,5 de Nitrógeno Amoniacal (NH <sub>4</sub> ) en forma de Nitrato de Amonio, Fosfato Biamónico y Sulfato Amónico.
Fosfato (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ) 8%	En forma de Fosfato Biamónico y Ácido Fosfórico.
Potasio (K <sub>2</sub> O) 6%	En forma de Cloruro Potásico, Nitrato Potásico y Sulfato Potásico.
MICROELEMENTOS	
Fierro, Magnesio, Boro, Cobre, Zinc, Níquel, Cobalto, Molibdeno, Cloro, Sodio y Azufre. Además, Vitamina B1 y Auxinas.	

Fuente: Bocchio y Cía, (2015).

### 3.5.3 Guillard f/2

El nutriente Guillard f/2 utilizado en la nutrición de talos fragmentados de (*Chondracanthus chamissoi*) (Otaiza y Fonseca, 2011), provinieron del extranjero, siendo comprado en una tienda comercial de Lima. Para la utilización del producto, se mantuvo refrigerado. La composición química del nutriente Guillard f/2 se muestra en la tabla 9.

<b>Componente (mg/l)</b>	<b><u>G9903*</u></b>
Biotina	0,005
Cloruro de cobalto 6H <sub>2</sub> O	0,010
Sulfato cúprico 5H <sub>2</sub> O	0,010
EDTA disódico 2H <sub>2</sub> O	4,360
Cloruro férrico 6H <sub>2</sub> O	3,150
Cloruro de manganeso 4H <sub>2</sub> O	0,180
Metassilicato de sodio 9H <sub>2</sub> O	15,000
Molibdato sódico 2H <sub>2</sub> O	0,006
Nitrato de sodio	75,000
Fosfato de sodio monobásico	4,411
tiamina HCl	0,100
Vitamina B12	0,005
sulfato de zinc 7H <sub>2</sub> O	0,022
	<b><u>G9903</u></b>
Gramos de polvo para preparar 1L	n/a

Fuente: Química Service, (2015).

## 3.6 Metodología

### 3.6.1 Acondicionamiento y distribución de macroalgas

Luego de llegar a la ciudad de Tacna en horas de la mañana con los ejemplares traídos desde la ciudad de pisco, fueron transportados inmediatamente a las instalaciones del Centro de Acuicultura Morro Sama, en donde fueron aclimatados en un tanque de fibra de vidrio con aireación constante (Ver figura 10).



Figura 10. Llegada de las macroalgas al Centro de Acuicultura Morro sama-Tacna.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Seguidamente se realizó el pesaje (Balanza digital, máx. 2 Kg; min. 0,01 g) para la distribución de 127,36 g en promedio de macroalga en cada una de las 15 bandejas para el cultivo vegetativo; se fragmentaron las

ramas de (*Chondracanthus chamissoi*), siendo inoculados en los bastidores con la ayuda de rafia, ello para cada tratamiento y cada repetición, como se observa en la figura 11.



Figura 11. Macroalgas inoculadas al cabo con rafia.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Los bastidores inoculados con los talos fragmentados de (*Chondracanthus chamissoi*) fueron puestos en los sistemas de cultivo (bandejas de 90 litros de capacidad) con aireación y luz artificial, como se puede apreciar en la figura 12.

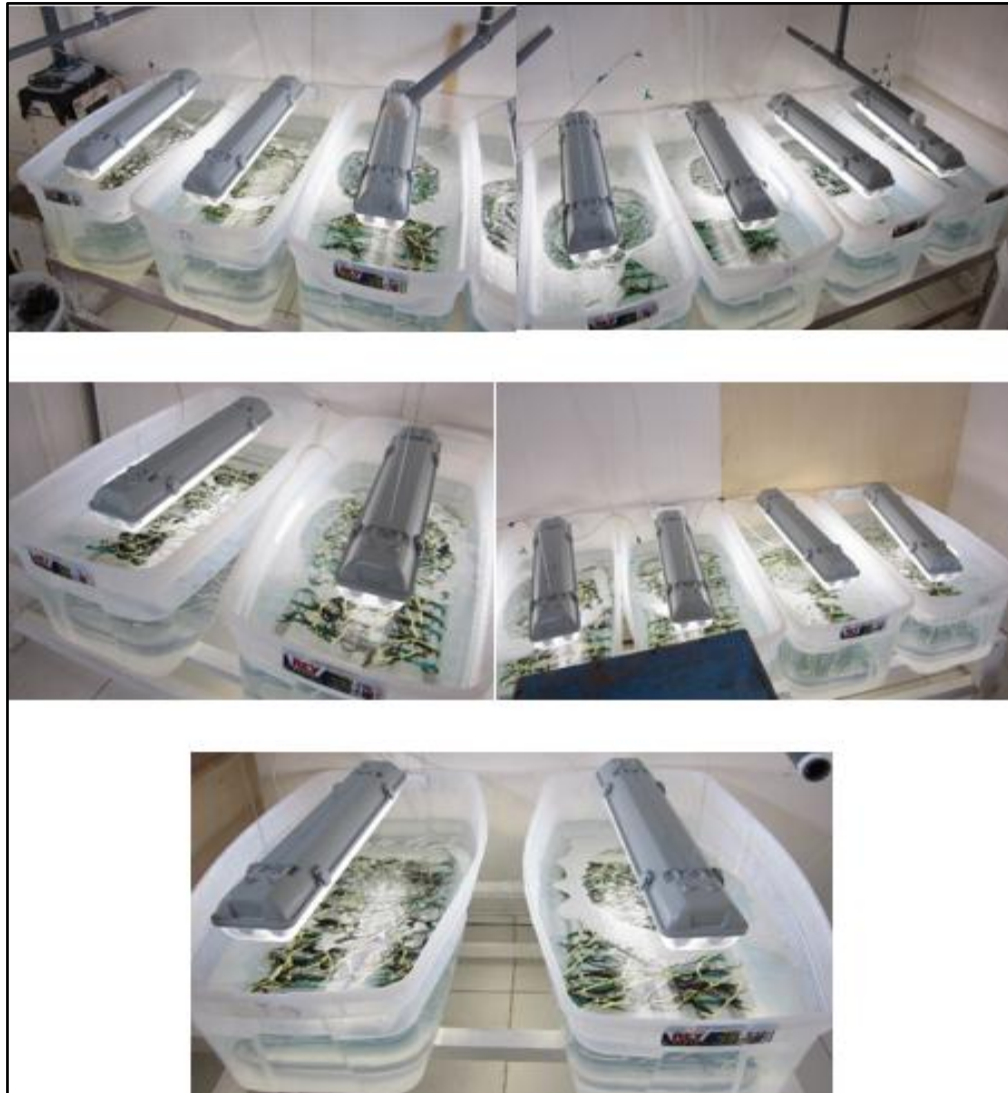


Figura 12. Observación de 15 bandejas de cultivo vegetativo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

## 3.6.2 Control de factores físico-químicos

### 3.6.2.1 Temperatura

La temperatura del agua en todos los tratamientos fueron registrados diariamente, de lunes a domingo, en tres oportunidades: 8 a.m., 4 p.m. y 12 de la noche; los cuales, sirvieron para obtener promedios semanales; para tal efecto, se utilizó un termómetro de inmersión de mercurio, graduado de 0 a 100 °C con una aproximación de 0,1 °C.

### 3.6.2.2 Oxígeno disuelto en el agua

Se obtuvieron registros diarios del oxígeno disuelto en el agua de todos los tratamientos en tres oportunidades: 8 a.m., 4 p.m. y 12 a.m.; los cuales sirvieron para obtener promedios semanales, para esto se utilizó un Oxímetro (YSI-550A) de electrodo sumergible.

### 3.6.2.3 Concentración de los Iones Hidrogeno (pH)

El pH del agua de todos los tratamientos y sus repeticiones fueron registrados una vez por semana, los cuales permitieron obtener promedios mensuales; para ello, se utilizó un Potenciómetro (Ecosense pH, 10A) de electrodo sumergible.

#### 3.6.2.4 Intensidad de luz

La intensidad de luz en todos los tratamientos fueron registrados una vez por semana, los cuales sirvieron para obtener promedios mensuales, para tal efecto se utilizó un luxómetro (SM700). Asimismo, se realizó la conversión de  $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$  a lux, para ajustar a la intensidad de luz registrada por el luxómetro en los cultivos macroalgales, en donde 250 lux corresponden aproximadamente a  $4,6 \mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (Alveal *et al.*, 1995), ajustándose así a 2 336 lux cada una de las bandejas, por considerar una intensidad de luz de  $43 \mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

#### 3.6.2.5 Fotoperiodo

El fotoperiodo en todos los tratamientos fue de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad (Fonck *et al.*, 2007); para lo cual, se encendían las luces de cada una de las 15 bandejas a horas 8 a.m. hasta las 8 p.m. del mismo día en forma diaria de lunes a domingo, durante los 90 días del cultivo experimental.

#### 3.6.3 Adición de los nutrientes

Los talos fragmentados de la macroalga (***Chondracanthus chamissoi***) fueron nutridos 24 horas después de inoculados en los bastidores (sustrato). Seis bandejas experimentales recibieron en forma

semanal Guillard f/2 a 0,1 ml/l y 0,2 ml/l para los tratamientos T2 y T3 respectivamente (Ver figura 13); otras seis muestras recibieron en forma semanal Bayfolan a 0,1 ml/l y 0,2 ml/l para los tratamientos T4 y T5 respectivamente (Ver figura 14); y las tres bandejas experimentales restantes sólo agua de mar (control).



Figura 13. Midiendo los ml de nutriente Guillard f/2.

Fuente: Elaboración propia, (2016).



Figura 14. Midiendo los ml de nutriente Bayfolan.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Después de cada limpieza y a la mañana siguiente, se procedía con la ayuda de una pipeta graduada a adicionar los nutrientes indicados a los medios de cultivo.

#### 3.6.4 Recambio de agua y limpieza de las bandejas experimentales

El recambio de agua se realizó en forma semanal, el 100% del agua era evacuada hacia la canaleta, con ayuda de una manguera de 1" de diámetro y con sumo cuidado (Ver figura 15). En seguida, por aspersion se enjuagaron los bastidores inoculados con los talos fragmentados de (*Chondracanthus chamissoi*).



Figura 15. Limpieza de las bandejas mediante el sifoneo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

La limpieza del fondo y paredes de las bandejas con ayuda de esponjas, siendo finalmente enjuagadas; como medida preventiva, se realizaba la desinfección con lejía de las 15 bandejas, cada dos semanas. Como se observa en la figura 16.



Figura 16. Limpieza de las bandejas (paredes) utilizadas en cultivo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

### 3.6.5 Control del incremento de biomasa en el cultivo

Se tomó datos cuantitativos (peso) en forma mensual; para tal fin, se extrajeron todas las macroalgas de los bastidores de cultivo cada 30 días, en todos los tratamientos, así como en las tres repeticiones.

### 3.6.6 Tasa de Crecimiento Relativo (TCR)

Se realizaron los cálculos pertinentes para obtener la tasa de crecimiento relativo (TCR), cuyos resultados expresan el porcentaje de crecimiento diario de las macroalgas fragmentadas (***Chondracanthus chamissoi***); para ello, se tomaron los datos iniciales y finales cada 30 días, siendo utilizada la fórmula propuesta por (Delgadillo-Garzón y Newmark, 2008).

$$\text{TCR} = [(P_f/P_i)^{1/t} - 1] \times 100 \%$$

Donde:

Pf : Peso final,

Pi : Peso inicial,

t : Intervalo de tiempo transcurrido entre ambas observaciones.

### 3.6.6.1 Calculo de la TCR en el primer mes de cultivo vegetativo

$$TCR = [(Pf/Pi)^{1/t} - 1] \times 100 \%$$

$$TCR = [(127,40/127,34)^{1/30} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = [(1,0005)^{0,0333} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = 0,002 \% \text{ d}^{-1}$$

### 3.6.6.2 Calculo de la TCR en el segundo mes de cultivo vegetativo

$$TCR = [(Pf/Pi)^{1/t} - 1] \times 100 \%$$

$$TCR = [(131,69/127,40)^{1/30} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = [(1,0337)^{0,0333} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = 1,0011 - 1] \times 100\%$$

$$TCR = 0,1 \% \text{ d}^{-1}$$

### 3.6.6.3 Calculo de la TCR en el tercer mes de cultivo vegetativo

$$TCR = [(Pf/Pi)^{1/t} - 1] \cdot 100 \%$$

$$TCR = [(138,51/131,69)^{1/30} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = [(1,0518)^{0,0333} - 1] \times 100\%$$

$$TCR = 1,0017 - 1] \times 100\%$$

$$TCR = 0,2 \% \text{ d}^{-1}$$

### 3.6.7 Evaluación de la formación de estructuras secundarias de fijación

Con el fin de hacer un seguimiento de las macroalgas inoculadas en los bastidores hasta la germinación de microtalos (Ver figura 17), se tomó como referencia lo evidenciado por (Otaíza y Fonseca, 2011), quienes evaluaron el desarrollo del cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***) en donde establecen cuatro etapas, en la formación de Discos de fijación secundaria.



Figura 17. Germinación de microtalo y formación de estructuras secundarias de fijación (discos coalescentes).

Fuente: Elaboración propia, (2016).

### 3.6.8 Los tratamientos

Los tratamientos y sus repeticiones utilizados en el estudio se muestran en la tabla 10, los mismos que se pueden resumir en lo siguiente:

Tratamiento 1 (T1): Control, sin nutriente.

Tratamiento 2 (T2): 0,1 ml nutriente Guillard f/2 /litro de agua de mar.

Tratamiento 3 (T3): 0,2 ml nutriente Guillard f/2 /litro de agua de mar.

Tratamiento 4 (T4): 0,1 ml nutriente Bayfolan /litro de agua de mar.

Tratamiento 5 (T5): 0,2 ml nutriente Bayfolan /litro de agua de mar.

### 3.6.9 Diseño experimental

Se utilizó un Experimento Factorial  $2^2$  (2x2), y trabajado con el Diseño completamente aleatorizado (DCA). Se relacionó factorialmente considerando dos factores. Como se observa en la tabla 10.

Tabla 10. Tratamientos en el estudio del cultivo vegetativo de la macroalga

	<b>(a1): Nutriente Guillard f/2</b>		<b>(a2): Nutriente Bayfolan</b>	
<b>(T1): Control Sin nutriente</b>	<b>(T2) : a1b1= 0,1ml/l</b>	<b>(T3) : a1b2= 0,2ml/l</b>	<b>(T4) : a2b1= 0,1ml/l</b>	<b>(T5) : a2b2= 0,2ml/l</b>
Rep1	Rep1	Rep1	Rep1	Rep1
Rep2	Rep2	Rep2	Rep2	Rep2
Rep3	Rep3	Rep3	Rep3	Rep3

Fuente: Elaboración propia, (2016).

A: Factor nutriente (a1: medio Guillard, y a2: medio Bayfolan)

B: Factor concentración (b1: 0,1 ml/l, y b2: 0,2 ml/l).

La combinación del factor A (a1 y a2) con el factor B (b1 y b2) y el control fueron considerados en los 5 tratamientos en estudio y con tres repeticiones por cada uno de los tratamientos.

Del mismo modo, el modelo aditivo lineal sugerido por (Cochran y Cox, 1995) fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde :

$Y_{ijk}$  : Es la observación en el nivel j del factor nutriente, nivel K del factor concentración.

$\mu$  : Es la media general.

$\alpha_i$  : Es el efecto del nivel i del factor nutriente.

$\beta_j$  : Es el efecto del nivel j del factor concentración.

$(\alpha\beta)_{ij}$  : Es el efecto de las interacciones de los 2 factores (nutriente y concentración) y, de los niveles de i y j.

$\varepsilon_{ijk}$  : Es el error experimental de la ijk-ésima observación.

### 3.6.10 Análisis estadístico

El análisis estadístico de los datos de peso y tasa de crecimiento relativo durante los 90 días de cultivo experimental, se efectuaron mediante el análisis de varianza (ANVA) empleando el programa estadístico SAS (Statistical Analysis System) – V9; posteriormente, para obtener el mejor tratamiento se utilizó la prueba múltiple de medias de TUKEY para la comparación de los tratamientos, así también se utilizó un nivel de confianza de  $\alpha = 0,05$  para luego ser comparado con el valor de probabilidad: ( $P < 0,05$ ).

## CAPITULO IV

### RESULTADOS Y DISCUSION

#### 4.1 Características físico-químicos del agua

##### 4.1.1 Temperatura

En la tabla 11 y figura 18, se muestran las temperaturas promedios semanales registrados durante los tres meses de evaluación, donde el comportamiento de las temperaturas fueron similares para los cinco tratamientos durante el periodo experimental, presentándose valores mínimos (16,66 °C) en la semana 2 (octubre-noviembre), y los máximos (18,97 °C) en la semana 6 (noviembre-diciembre) en los cinco tratamientos.

Dentro del análisis de los valores de la temperatura promedio semanal, indican que los valores están dentro del rango de la temperatura de crecimiento para el cultivo de la macroalga (***Chondracanthus chamissoi***). Según autores como Zúñiga y Acuña (2002), quienes reportaron de un rango de temperatura entre 14 °C y 17 °C, con máximos de 20 °C durante el periodo en el que la surgencia costera estaba ausente.

Tabla 11. Evaluación de la temperatura promedio semanal del agua de cultivo (°C)

N° Semanas	Tratamientos				
	T1	T2	T3	T4	T5
1	17,80	17,66	16,98	17,72	17,88
2	17,41	17,29	16,66	17,36	17,49
3	17,54	17,46	16,84	17,56	17,59
4	17,90	17,80	17,03	17,85	17,97
5	18,68	18,36	17,30	18,48	18,84
6	18,87	18,50	17,37	18,62	18,97
7	18,83	18,42	17,44	18,54	18,89
8	18,38	18,15	17,10	18,25	18,45
9	18,40	18,25	17,11	18,29	18,48
10	18,65	18,43	17,15	18,49	18,72
11	18,37	18,28	17,30	18,50	18,43
12	18,49	18,28	17,16	18,37	18,56
Promedio	18,28	18,07	17,12	18,17	18,36

Fuente: Elaboración propia, (2016).

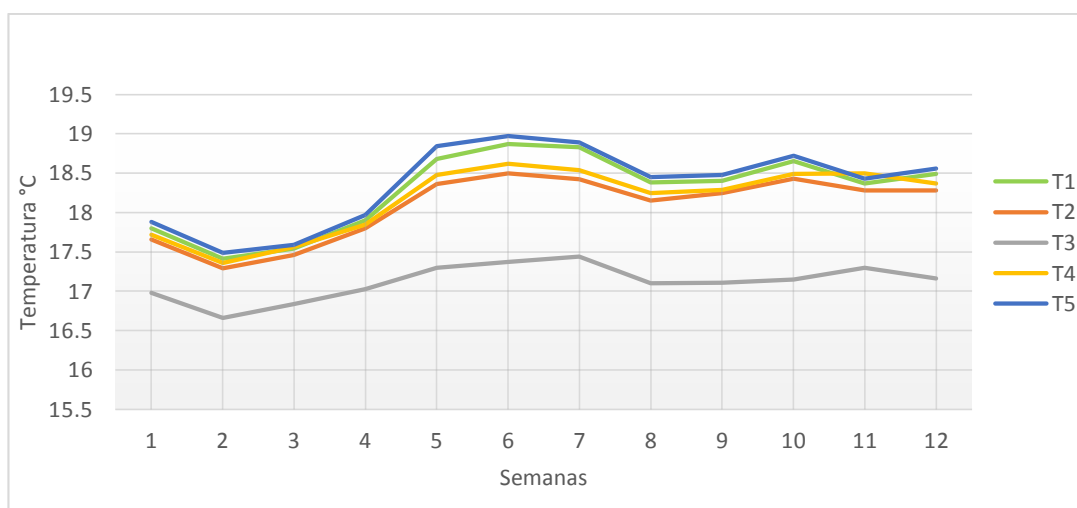


Figura 18. Evaluación de la temperatura promedio semanal del agua de cultivo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

En la figura 18, se observa que el tratamiento tres presenta las temperaturas más bajas, ello como producto del posicionamiento del equipo de aire acondicionado; asimismo, esta variación marcada de la temperatura durante el periodo experimental, puede haber influido de alguna manera en la fisiología de las macroalgas en tratamiento, pero sin influir como variable entre los tratamientos.

#### 4.1.2 Oxígeno disuelto

En la tabla 12 y figura 19, se muestran los valores obtenidos de oxígeno disuelto en el agua, en donde el promedio semanal, en el tratamiento T1 (control) varió de 5 mg/l (semana 3) a 6,25 mg/l (semana 10); en el tratamiento T2 (Guillard f/2 a 0,1 ml/l), el oxígeno promedio semanal varió de 5,02 a 6,65 mg/l; en el tratamiento T3 (Guillard f/2 a 0,2 ml/l), el oxígeno promedio semanal vario de 5,02 a 6,65 mg/l; en el tratamiento T4 (Bayfolan a 0,1 ml/l), el oxígeno promedio semanal varió de 5,09 a 6,63 mg/l; asimismo, en el tratamiento T5 (Bayfolan f/2 a 0,2 ml/l), el oxígeno promedio semanal varió de 4,99 a 6,37 mg/l.

Esta variación de los valores de oxígeno disuelto en los tratamientos también está relacionada con la variabilidad de la temperatura del agua en forma directamente proporcional, ello debido al proceso fotosintético de las macroalgas las cuales también aportaban oxígeno disuelto al medio; sin embargo, la variabilidad del oxígeno disuelto registrado en el periodo experimental es similar entre los tratamientos, por lo que no puede influir como un factor.

En información bibliográfica en estudios específicos sobre rangos óptimos de cultivo para la especie (***Chondracanthus chamissoi***) no se publican aun; por lo que no se pudo efectuar el análisis comparativo con este factor. Sin embargo, si se puede efectuar un análisis referencial con lo reportado por Carbajal *et al.* (2005), quienes en una prospección realizada para (***Chondracanthus chamissoi***) en la playa de huanchaco (Trujillo), reportaron que el contenido de oxígeno disuelto fue de 5,68 ml/l. Otros autores, como Mansilla *et al.* (2007) cultivaron en laboratorio la macroalga roja (***Gigartina skottsbergii***) utilizando en uno de sus tratamientos el fertilizante foliar Bayfolan y Provasoli, en cuyos resultados obtuvo un mayor crecimiento con Bayfolan después de 81 días; sin embargo, no reporto los niveles de oxígeno disuelto.

Tabla 12. Evaluación del oxígeno promedio semanal en el agua de cultivo (mg/l)

N° Semanas	Tratamientos				
	T1	T2	T3	T4	T5
1	5,38	5,39	5,42	5,48	5,42
2	5,05	5,03	5,09	5,06	5,01
3	5,00	5,02	5,10	5,00	4,99
4	5,05	5,07	5,14	5,08	5,00
5	5,59	5,65	5,75	5,61	5,58
6	5,81	5,91	5,86	5,97	5,86
7	5,74	5,68	5,81	5,85	5,61
8	5,69	5,91	5,99	5,68	5,72
9	6,04	6,25	6,29	6,22	6,14
10	6,25	6,65	6,63	6,63	6,31
11	6,22	6,39	6,57	6,43	6,20
12	6,21	6,43	6,58	6,52	6,37
Promedio	5,67	5,78	5,85	5,79	5,68

Fuente: Elaboración propia, (2016).

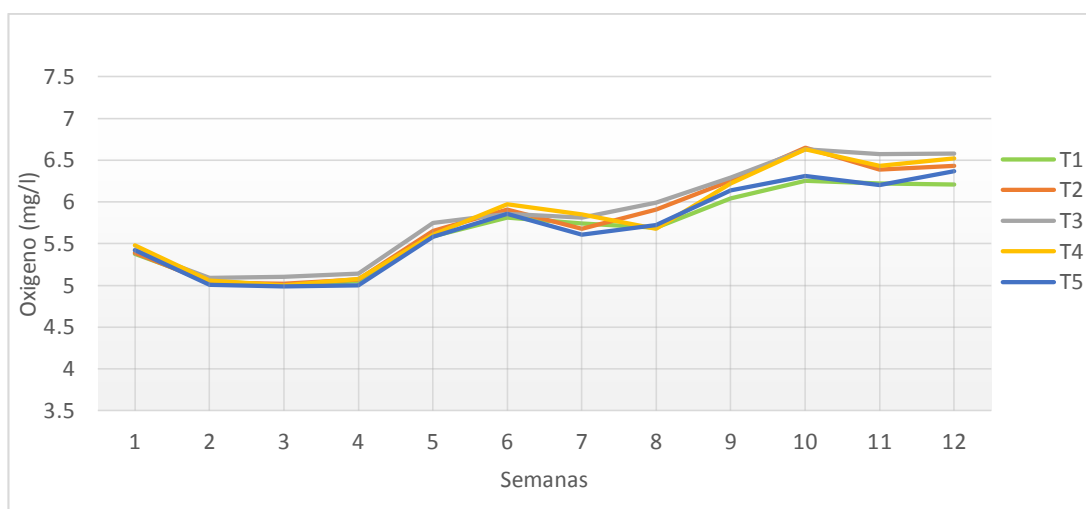


Figura 2. Evaluación del oxígeno promedio semanal del agua de cultivo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

En la figura 19, se observa que la concentración de oxígeno disuelto al primer mes fueron bajas, en comparación al segundo y tercer mes, ello se podría atribuir a la descomposición de materia orgánica (mortandad) al aumentar la demanda de oxígeno en el medio en el primer mes; al segundo mes el oxígeno fue menor en comparación del tercer mes, guardando relación con las temperaturas elevadas registradas en el segundo mes, puesto que al tercer mes aumenta el oxígeno disuelto, mientras que las temperaturas registradas disminuyen al tercer mes.

#### 4.1.3 Concentración de Iones Hidrogeno (pH)

En la tabla 13 y figura 20, se muestran los valores de pH registrados durante los tres meses de control, en donde el promedio semanal de pH en los tratamientos, indican que el agua utilizada durante el experimento es de características ligeramente alcalinas, variando así entre un valor mínimo de 7,89 y el máximo de 8,4; lo que indica una variación mínima en los cinco tratamientos.

Valores de pH similares de entre  $7,7 \pm 1$  y  $8,1 \pm 1$ , fueron reportados por (Bulboa *et al.*, 2013), en un cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***) para la readhesión de propágulos en tanques obteniéndolos luego de 40 días. Por su lado, la autora (Piel, 2013) cultivó las macroalgas

(*Chondracanthus chamissoi*) obteniendo un 54% de germinación con un pH de 6,5, utilizando como nutriente Bayfolan; la misma autora afirma que las condiciones óptimas de cultivo en hatchery de (*Chondracanthus chamissoi*) son la de mantener el pH entre 7,9 y 8,2, similares valores a las reportadas en el presenta trabajo.

Tabla 13. Evaluación semanal de concentración de lones de hidrogeno (pH)

N° Registros	Tratamientos				
	T1	T2	T3	T4	T5
1	8,02	7,98	8,00	8,02	8,05
2	7,98	7,97	7,99	8,04	7,99
3	7,89	7,97	8,00	8,05	7,92
4	7,95	8,05	8,00	8,10	7,98
5	8,00	8,13	8,09	8,20	8,04
6	8,10	8,10	8,09	8,17	8,16
7	8,17	8,13	8,14	8,24	8,18
8	8,20	8,25	8,23	8,32	8,21
9	8,29	8,35	8,29	8,40	8,28
10	8,18	8,29	8,25	8,33	8,21
11	8,14	8,23	8,18	8,25	8,17
12	8,07	8,10	8,09	8,13	8,09
Promedio	8,08	8,13	8,11	8,19	8,11

Fuente: Elaboración propia, (2016).

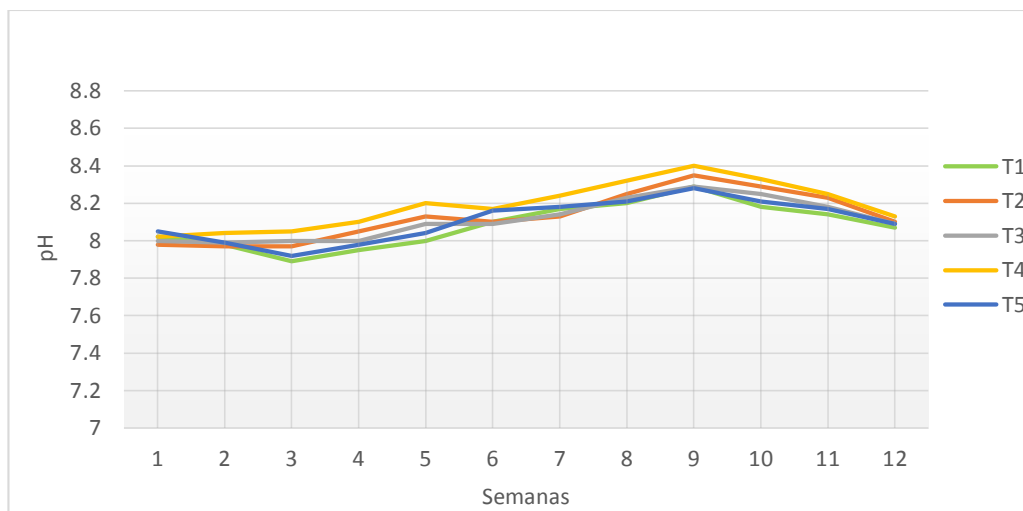


Figura 20. Evaluación semanal de concentración de Iones de hidrogeno  
Fuente: Elaboración propia, (2016).

En la figura 20, se observa que los tratamientos disminuyeron ligeramente su valor de pH durante el primer mes del experimento, ello debido a la alta mortalidad (descomposición de materia orgánica) presentada a consecuencia de la adaptación desarrollada por la especie (*Chondracanthus chamissoi*) a las condiciones de cultivo controladas; asimismo, se observa que los tratamientos T1 y T5 presentan los puntos más bajos debido a una contaminación en sus repeticiones y al ser controladas va aumentando el pH al segundo y tercer mes de evaluación.

El pH normal del agua de mar oscila entre 7,5 - 8,4; sin embargo, estos valores registrados en el mes de diciembre no significaría mayor alarma, puesto que se debería a la fotosíntesis, la cual hace aumentar el pH en las capas superficiales, pero la descomposición y la respiración actúan para disminuirlo (Wheaton, 1993).

#### 4.1.4 Intensidad de luz

En la tabla 14 y figura 21, se puede observar que la intensidad de luz se mantuvo casi similar en los tratamientos, presentando valores mínimos de 2190 y máximas de 2300 lux durante el cultivo vegetativo.

La re-adhesión del (***Chondracanthus chamissoi***) fue alta a bajas condiciones de flujo fotónico, según (Fonck *et al.*, 2007), quienes emplearon en su caso 2 174 lux en sustratos calcáreos, pero adicionando Ca a su medio de cultivo. Al respecto Mansilla *et al.* (2007), reportaron buenos resultados utilizando el nutriente Bayfolan a una intensidad luminosa de 2445 lux.

Sin embargo, la variación marcada de la intensidad de luz durante el periodo experimental, puede haber influido de alguna manera en la fisiología de las macroalgas en tratamiento, pero sin influir como variable entre los tratamientos.

Tabla 14. Evaluación semanal de intensidad de luz (lux)

N° Registros	Tratamientos				
	T1	T2	T3	T4	T5
1	2300	2295	2298	2300	2299
2	2294	2293	2296	2298	2300
3	2253	2253	2274	2246	2264
4	2251	2251	2265	2244	2239
5	2232	2233	2230	2232	2232
6	2230	2231	2229	2230	2233
7	2224	2205	2216	2206	2214
8	2222	2203	2214	2204	2212
9	2207	2205	2205	2207	2203
10	2205	2202	2207	2205	2201
11	2205	2190	2205	2202	2204
12	2208	2195	2211	2200	2208
Promedio	2236	2230	2238	2231	2234

Fuente: Elaboración propia, (2016).

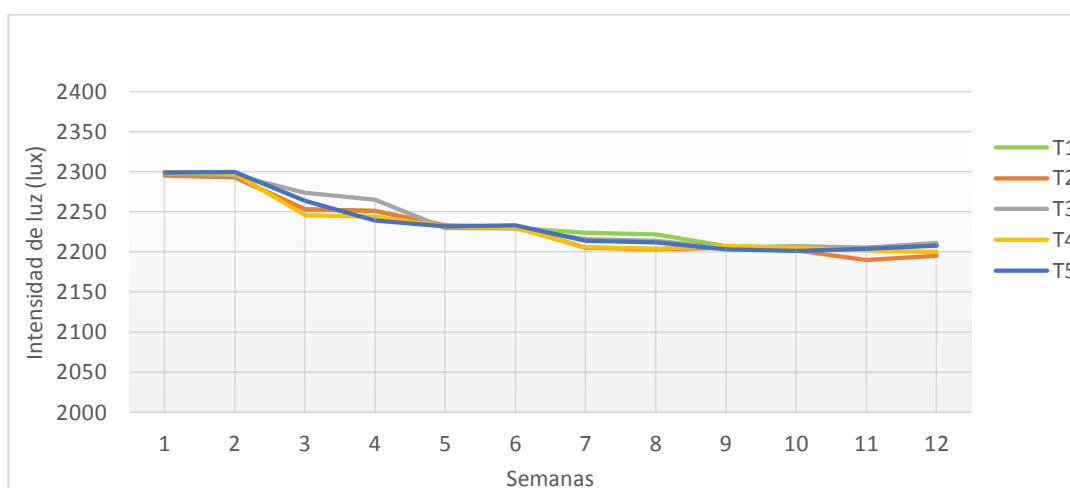


Figura 21. Evaluación semanal de la Intensidad de luz.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

## 4.2 Comportamiento productivo de las macroalgas

### 4.2.1 Ganancia y pérdida de peso al primer mes de cultivo

Los resultados alcanzados por las macroalgas cultivadas con el medio Guillard f/2, Bayfolan y agua de mar, se muestran en la tabla 15 y figura 22.

Tabla 15. Ganancia de peso y decremento al primer mes del cultivo vegetativo de la macroalga

	Peso	Promedio	Peso al	Promedio	GP y/o	Promedio GP
T1, r1	r1: 127,03	127,34	r1: 81,85	104,64	-45,18	-22,71
T1, r2	r2: 127,67		r2: 113,68		-13,99	
T1, r3	r3: 127,34		r3: 118,39		-8,95	
T2, r1	r1: 127,13	127,23	r1: 118,52	117,01	-8,61	-10,22
T2, r2	r2: 127,23		r2: 120,63		-6,6	
T2, r3	r3: 127,34		r3: 111,89		-15,45	
T3, r1	r1: 127,22	127,45	r1: 105,12	113,84	-22,1	-13,61
T3, r2	r2: 127,52		r2: 117,97		-9,55	
T3, r3	r3: 127,61		r3: 118,43		-9,18	
T4, r1	r1: 127,29	127,34	r1: 121,10	127,40	-6,19	0,05
T4, r2	r2: 127,38		r2: 133,07		5,69	
T4, r3	r3: 127,36		r3: 128,02		0,66	
T5, r1	r1: 127,27	127,42	r1: 119,95	111,35	-7,32	-16,08
T5, r2	r2: 127,18		r2: 117,11		-10,07	
T5, r3	r3: 127,80		r3: 96,98		-30,84	

(TT): Tratamientos.

(GP): Ganancia de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

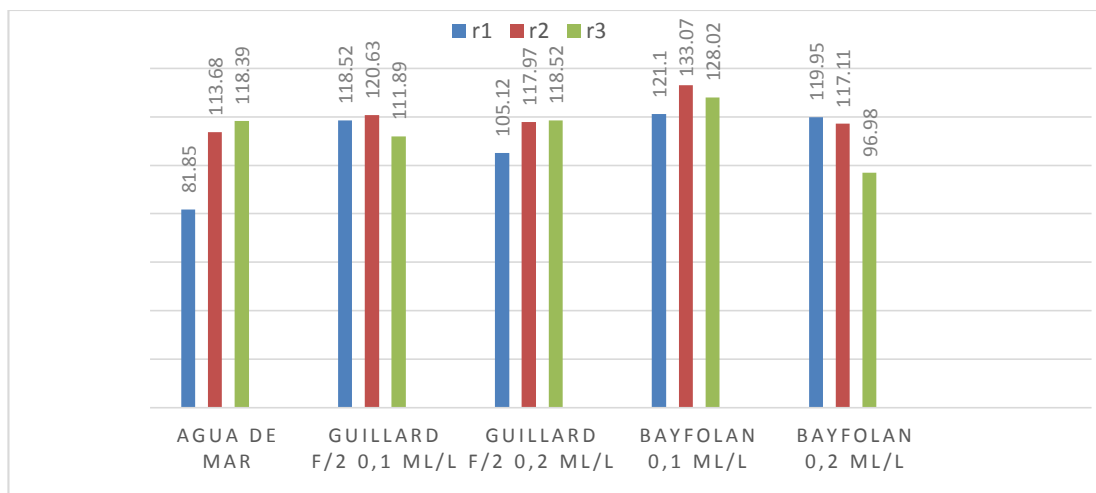


Figura 22. Comportamiento de la biomasa al primer mes de cultivo vegetativo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Se encontró como resultado al primer mes de cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), que el tratamiento T4 (127,40 g) presento una ligera ganancia con respecto a los demás tratamientos (T2: 117,01 g; T3: 113,84 g; T5: 111,35 g y T1: 104,64 g).

La ganancia de peso presentado en el T4, probablemente esté relacionado a la menor concentración del nutriente Bayfolan evaluado que al tratamiento T5 (0,2 ml/l) y a los demás tratamientos (T1: control; T2: Guillard f/2 0,1 ml/l y T3: Guillard f/2 0,2 ml/l). Estos resultados son similares a los presentados por Mansilla *et al.* (2007), quienes evidenciaron el efecto

favorable del nutriente Bayfolan luego de meses de evaluación con la macroalga roja (***Gigartina skottsbergii***).

Asimismo, se observaron el desarrollo de los discos de fijación secundarias en el cabo nylon al primer mes en el T4, más que en los demás tratamientos; Sin embargo autores como (Córdova y Santome, 2011) reportaron con la técnica de propagación vegetativa en (***Chondracanthus chamissoi***), que a los 49 días obtuvieron incremento en biomasa con la generación de estructuras de adhesión secundarias en forma de discos.

En cuanto a los tratamientos T2 y T3 se observó una disminución de peso y/o decrecimiento obteniendo con un valor de -10,22 para un peso promedio de 117,01 g y -13,61 para un peso promedio de 113,84 g respectivamente; ello, al parecer, como producto del proceso de adaptación a las condiciones artificiales (intensidad de luz, temperatura y sistema de cultivo semi-cerrado); otros autores como Robledo y García (1993), mencionaron que en los sistemas de cultivo intensivo de macroalgas, su capacidad de adaptación a las condiciones de cultivo, determinaran los demás factores de crecimiento y producción. Así también Harrison y Hurd (2001), reportaron la diferencia en la asimilación de nutrientes (N y P), después que las macroalgas pasen por episodios de estrés generados a

partir de la intensidad de luz, “la tasa de absorción de N fue varias veces mayor de lo normal durante las primeras horas de inmersión durante la marea alta, aunque este fenómeno no se observó para la absorción de fosfato”.

Por otro lado, en el T1 se observaron decoloraciones en el talo fragmentado y zonas laterales de la macroalga con su posterior desprendimiento; así también Camacho y Montaña-Fernández (2012), observaron cambios externos en coloración, mostrando una despigmentación en la macroalga roja (*Hypnea musciformis*) durante un cultivo de cuatro meses en medio natural, quienes sugerían que se puede deber a altas intensidades lumínicas y a limitación de nitrógeno que reduce la habilidad de captar luz.

En el T5 se obtuvo al primer mes una pérdida de peso (-16,08 g) con un peso promedio de 111,35 g; en este tratamiento también se observaron decoloraciones en el talo fragmentado y zonas laterales de la macroalga con su posterior desprendimiento como en el caso del T1.

Por otro lado, también se evidencio una disminución drástica en la biomasa por mortandad a causa de una contaminación en la repetición r3 (-30,84) del T5 (Bayfolan 0,2 ml/l) y en la repetición r1 (-45,18) del T1 (control), en los cuales se presentaron manchas blanquecinas (Ver figura 23), en las zonas de inoculación al sustrato de la rama fragmentada con posterior pudrición; por el contrario Córdova y Santome (2011), reportaron a los primeros 49 días con la técnica de propagación vegetativa en (*Chondracanthus chamissoi*) mediante la generación de daño y el amarre de los mismos, que un 70 % de los amarres tuvieron éxito.



Figura 23. Macroalgas con presunta contaminación.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Estas manchas de la figura anterior pudieron ser controladas con el uso de violeta de genciana (baños de ½ hora a 1cc/l) y azul de metileno (baños de 1 hora a 1cc/l) con burbujeo lento. Observar la figura 24.



Figura 24. Macroalga sometida a medidas de control.  
Fuente: Elaboración propia, (2016).

#### 4.2.2 Ganancia y pérdida de peso al segundo mes de cultivo

Los resultados sobre ganancia y pérdida de peso, se muestran en la tabla 16, figura 25.

Tabla 16. Ganancia de peso y decremento al segundo mes del cultivo vegetativo de la macroalga

	Peso	Promedio	Peso al	Promedio	GP y/o	Promedio GP
T1, r1	r1: 81,85	104,64	r1: 69,65	89,71	-12,20	-14,93
T1, r2	r2: 113,68		r2: 101,51		-12,17	
T1, r3	r3: 118,39		r3: 97,98		-20,41	
T2, r1	r1: 118,52	117,01	r1: 106,62	104,63	-11,90	-12,38
T2, r2	r2: 120,63		r2: 107,44		-13,19	
T2, r3	r3: 111,89		r3: 99,83		-12,06	
T3, r1	r1: 105,12	113,84	r1: 94,51	100,17	-10,61	-13,67
T3, r2	r2: 117,97		r2: 105,57		-12,40	
T3, r3	r3: 118,43		r3: 100,43		-18,00	
T4, r1	r1: 121,10	127,40	r1: 123,82	131,69	+2,72	4,29
T4, r2	r2: 133,07		r2: 138,53		+5,46	
T4, r3	r3: 128,02		r3: 132,71		+4,69	
T5, r1	r1: 119,95	111,35	r1: 99,18	96,88	-20,77	-14,47
T5, r2	r2: 117,11		r2: 98,61		-18,50	
T5, r3	r3: 96,98		r3: 92,85		-4,13	

(TT): Tratamientos

(GP): Ganancia de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

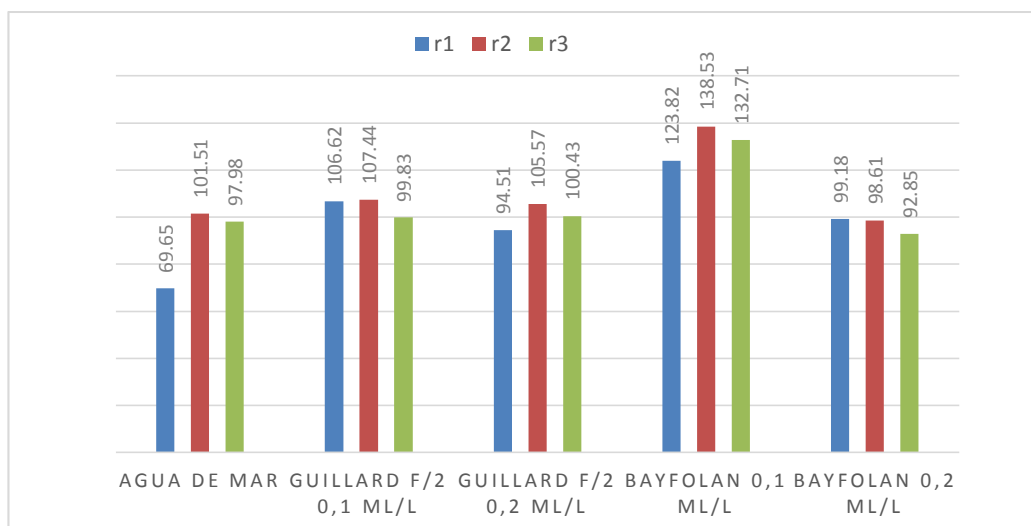


Figura 25. Comportamiento de la biomasa al segundo mes de cultivo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

De acuerdo a la tabla 16 anterior, se encontró como resultado al segundo mes de evaluación del cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), que el tratamiento T4 (131,69 g) presentó una ganancia de peso con respecto a los demás tratamientos (T2: 104,63 g; T3: 100,17 g; T5: 96,88 g y T1: 89,71 g); asimismo, se observa una disminución en el decremento con respecto al mes anterior.

La ganancia de peso presentado en el T4, probablemente esté relacionado a la menor concentración del nutriente Bayfolan evaluado que al tratamiento T5 (0,2 ml/l) y a los demás tratamientos (T1: control; T2:

Guillard f/2 0,1 ml/l; T3: Guillard f/2 0,2 ml/l); evidenciándose también, fijaciones secundarias adheridas al cabo nylon.

En el T2 (Guillard f/2 0,1 ml/l) y T3 (Guillard f/2 0,2 ml/l), se obtuvieron valores negativos de -12,38 g con un peso promedio de 104,63 g y -13,67 g con un peso promedio de 100,17 g respectivamente; en ambos tratamientos se percibió una elevada proliferación de diatomeas (Ver figura 26), por estar desarrollando un cultivo del tipo propagación vía vegetativa y no vía esporulación de la macroalga (***Chondracanthus chamissoi***) no se procuró mayor cuidado con respecto a las epifitas, porque en el segundo tipo de cultivo vía esporulación, se generan problemas por la competencia de sustrato entre las esporas y las diatomeas; esto no sucede en un cultivo de propagación vía vegetativa, que por las diferencias de tamaño este tipo de cultivo ganan a las diatomeas; sin embargo, se habría producido una competencia por el nutriente en el medio, así Otaíza y Fonseca (2011) experimentaron con (***Chondracanthus chamissoi***) y no reportaron problemas a causa de diatomeas, ellos trabajaron con un medio de cultivo enriquecido con f/2, pero microfiltrando el agua de cultivo a 0,45 µm; para contrarrestar en cierta medida a las diatomeas, se procedió a realizar la limpieza manualmente.

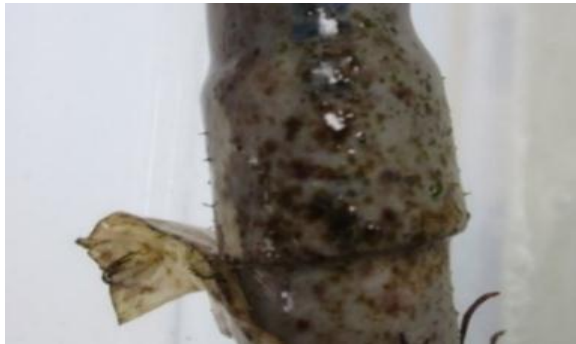


Figura 26. Competencia por nutriente a causa de proliferación de diatomeas.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

En el presente cultivo experimental se evitó el uso de otros reactivos, como el dióxido de germanio, para poder evidenciar el grado real de los posibles problemas a causa de diatomeas en este tipo de cultivo.

En un estudio con la macroalga roja (*Gracilaria cornea*), realizado por (Robledo y García, 1993), encontraron que altas concentraciones de cobre disminuían la concentración de ficobiliproteínas casi al 10% a partir de 2,5  $\mu\text{M}$ ; a ello se podría atribuir la pérdida de color característico natural de rojo vino oscuro a un verde claro presentadas en las macroalgas de los T2 y T3 en el segundo mes de cultivo experimental, así como la inhibición del crecimiento en los mismos, al ser estos pigmentos los que les permiten al alga captar la luz para su utilización en el proceso fotosintético y así poder producir los hidratos de carbono y oxígeno.

Se observó competitividad de alimento con la proliferación de algas verdes en el T5 (Ver figura 27), el mismo que estuvo a concentración de 0,2 ml/l Bayfolan; Asimismo, autores como Mansilla *et al.* (2007), también utilizaron el nutriente Bayfolan, pero no reportaron presencia alguna de proliferación de algas verdes; sin embargo, al presentarse más epifitismo a causa de (*Ulva sp*) en el T5, probablemente esté relacionado a la concentración del tratamiento T5, ello se trató de controlar retirándolas manualmente.



Figura 27. Competitividad por nutriente generado por la proliferación de algas verdes.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

El decremento en el tratamiento T1 (control), sería el resultado de someter a esta macroalga en proceso de cicatrización y recuperación por la fragmentación, a solo agua de mar; en el que la mayoría de los elementos esenciales para el crecimiento están en concentraciones relativamente

bajas, como describen (Harrison y Hurd, 2001); así también, por el tipo de sistema utilizado en el cultivo de (*Chondracanthus chamissoi*), el cual fue un sistema semi-cerrado (recambio del 100% del medio una vez por semana).

#### 4.2.3 Ganancia y pérdida de peso al tercer mes de cultivo

Los resultados sobre ganancia y pérdida de peso, se muestran en la tabla 17, figura 28.

Tabla 17. Ganancia de peso y decremento al tercer mes de cultivo vegetativo de la macroalga

	Peso	Promedio	Peso al	Promedio	GP y/o	Promedio GP
T1, r1	r1: 69,65	89,71	r1: 62,84	76,98	-6,81	-12,73
T1, r2	r2: 101,51		r2: 87,90		-13,61	
T1, r3	r3: 97,98		r3: 80,20		-17,78	
T2, r1	r1: 106,62	104,63	r1: 101,68	96,89	-4,94	-7,74
T2, r2	r2: 107,44		r2: 100,56		-6,88	
T2, r3	r3: 99,83		r3: 88,43		-11,40	
T3, r1	r1: 94,51	100,17	r1: 91,99	92,49	-2,52	-7,68
T3, r2	r2: 105,57		r2: 96,44		-9,13	
T3, r3	r3: 100,43		r3: 89,03		-11,40	
T4, r1	r1: 123,82	131,69	r1: 128,34	138,51	4,52	<b>6,82</b>
T4, r2	r2: 138,53		r2: 145,88		7,35	
T4, r3	r3: 132,71		r3: 141,31		8,60	
T5, r1	r1: 99,18	96,88	r1: 89,09	90,44	-10,09	-6,44
T5, r2	r2: 98,61		r2: 93,11		-5,50	
T5, r3	r3: 92,85		r3: 89,11		-3,74	

(TT): Tratamientos

(GP): Ganancia de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

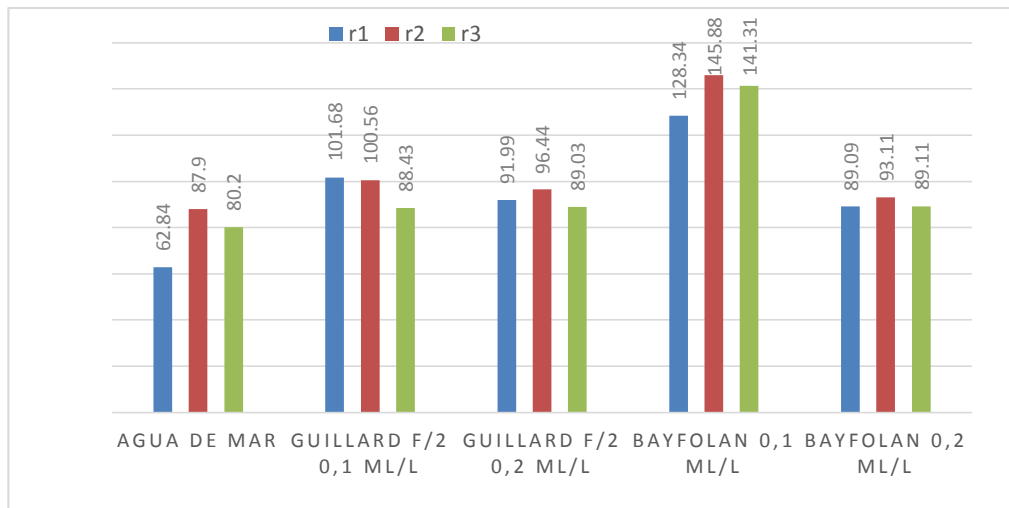


Figura 28. Comportamiento de la biomasa en g al tercer mes del cultivo.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

De acuerdo a la tabla 17, los resultados al tercer mes de evaluación del cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), se observa que el tratamiento T4 (138,51 g) presentó una ganancia de peso con respecto a los demás tratamientos (T2: 96,89 g; T3: 92,49 g; T5: 90,44 g y T1: 76,98 g); se percibe también, una notable disminución en el decremento con respecto al mes anterior.

La ganancia de peso presentado en el T4, probablemente esté relacionado a la menor concentración del nutriente Bayfolan evaluado que al tratamiento T5 (0,2 ml/l) y a los demás tratamientos (T1: control; T2:

Guillard f/2 0,1 ml/l: Guillard f/2 0,2 ml/l); también se evidenciaron fijaciones secundarias adheridas al cabo nylon.

En los tratamientos T2 y T3 mantenidos con Guillard f/2 a 0,1 ml/l y a 0,2 ml/l respectivamente al tercer mes se observaron una disminución o decrecimiento de las ramas macroalgales, obteniendo como pérdida de peso -7,74 g para un peso final de 96,89 g y -7,68 g para un peso final de 92,49 g respectivamente. En el T2, la que tuviera la menor concentración de Guillard f/2 se estaría generando una competencia por nutrientes; al respecto Harrison y Hurd (2001), mencionan que la mayoría de algas marinas no pueden competir con microalgas cuando los nutrientes son limitantes; así también, se notó la persistencia en la cantidad de diatomeas, sobretodo en el T3 la que fue mantenida a 0,2 ml/l de Guillard f/2. Ambos tratamientos no lograron adecuarse al trabajo experimental, siendo probable que se deba a los efectos de la tasa metabólica provocada por diferentes factores, tales como la intensidad lumínica, competencia en nutrientes, estrés por cambios bruscos de temperatura en el segundo mes de cultivo, los cuales influyeron en la captación de nutrientes en los sistemas de cultivo.

En cuanto al T5 se obtuvo una pérdida de peso de -6,44 g, con un peso final de 90,44 g, notándose una disminución en el decremento con respecto al mes anterior; en este tratamiento se habría producido una inhibición del crecimiento por la concentración del nutriente Bayfolan al cual se adicionaba a 0,2 ml/l, una sola vez de la semana, produciéndose así, una rápida difusión al momento dejando desabastecido el resto de los días de la semana en nutriente a las macroalgas de las bandeja, ello notándose por la coloración del nutriente adicionado; Harrison y Hurd (2001), describieron que ante un desabastecimiento de nutrientes, en este caso N en las macroalgas a nivel crítico, la tasa de crecimiento disminuirá. Así también Delgadillo-Garzón y Newmark (2008), mencionaron que las macroalgas rojas como (*Gracilaria cervicornis*), la ocurrencia de epifitos habría causado reducciones de biomasa por recubrimiento de la superficie de los fragmentos, impidiendo la absorción de la luz y nutrientes.

Los nutrientes foliares líquidos como el Bayfolan, deben ser utilizados en horas frías y no en condiciones de estrés (sequia, calor intenso, helada) según sostuvieron (Rottenberg y Gallardo, 2011); probablemente las condiciones estresantes se habrían producido en las ramas de macroalga; justo en estos cambios de temperatura de medio día (siendo el T5 el que presento las temperaturas máximas durante todo el periodo experimental);

no recuperándose del estrés que significaba la extracción de sus estructuras de cada bastidor y su posterior amarre nuevamente en cada bastidor, relacionándose esta al decremento por mortandad.

En la figura 29, se muestran los datos del comportamiento de la biomasa en los tratamientos (T1-T5) evaluados durante los tres meses del periodo experimental en el cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*).

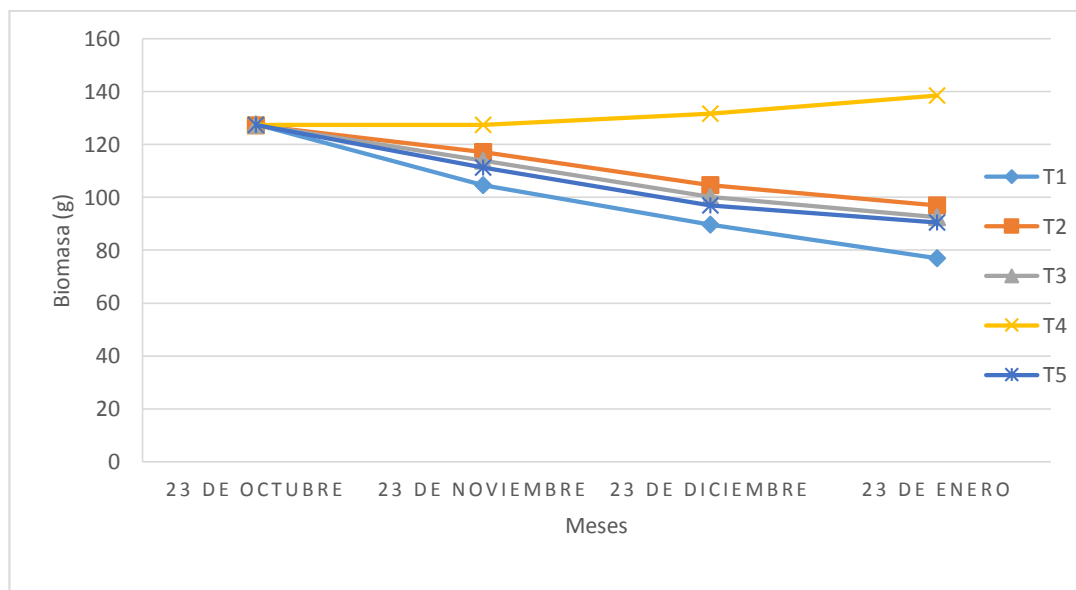


Figura 29. Ganancia y pérdida de biomasa durante el periodo experimental. Fuente: Elaboración propia, (2017).

### 4.3 Tasa de Crecimiento Relativo (TCR)

Los resultados presentados en los tres siguientes ítems y observados en la figura 30, corresponden al comportamiento de la biomasa del T4, por ser el único tratamiento que presentó incremento de biomasa, los cuales fueron obtenidos con la fórmula de la Tasa de Crecimiento Relativo (desarrollados en la pág. 44), expresado como el incremento porcentual diario de biomasa (%).

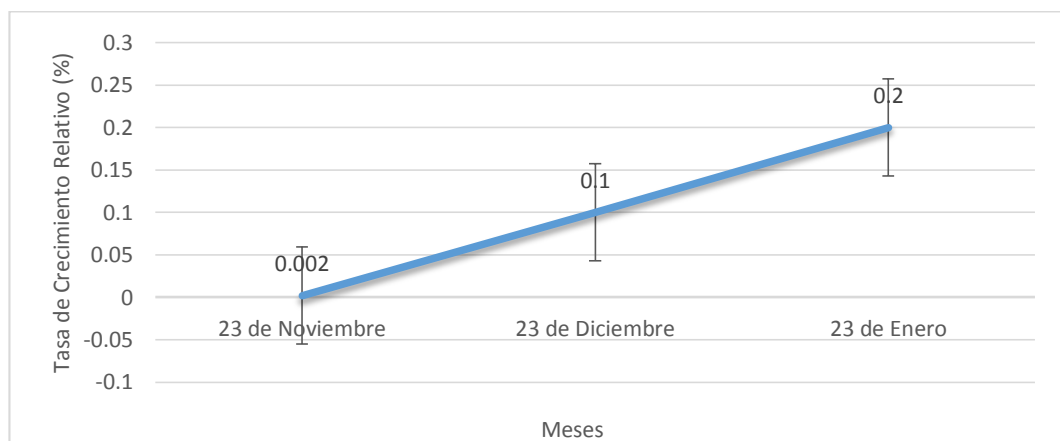


Figura 30: Tasa de crecimiento relativo (TCR) para el T4 durante 90 días en el cultivo experimental de la macroalga.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

#### 4.3.1 Resultado del TCR en el primer mes de cultivo vegetativo

Los resultados observados en la figura anterior y obtenidos empleando la fórmula de la TCR (pág. 44), muestran un incremento porcentual diario de biomasa de  $0,002 \% d^{-1}$ , de un peso inicial de 127,34

g y un peso final de 127,40 g durante los primeros 30 días de evaluación. TCR igualmente bajas fueron reportadas por Delgadillo-Garzón y Newmark (2008), quienes utilizaron cuerdas de polipropileno para la macroalga roja (*Hydropuntia cornea*), que presentó un promedio de TCR máximo de 0,97 ( $\pm 0,73$ ) % día<sup>-1</sup> y un valor mínimo de 0,02 % día<sup>-1</sup>, en este trabajo se da a conocer las diferentes TCR que se pueden obtener en mar abierto.

#### 4.3.2 Resultado del TCR en el segundo mes de cultivo vegetativo

Los resultados observados en la figura 30, muestran un incremento porcentual diario de biomasa de 0,1 % d<sup>-1</sup>, de un peso inicial de 127,40 g y un peso final de 131,69 g durante 30 días de evaluación en el T4. Velocidades de crecimiento máximo fueron reportados por Santelices (1976), con las Rhodophyta (*Pterocladia requerments*) y (*Pterocladia caerulescens*) 1,6 % y 2,3 % respectivamente en 60 días, cultivadas en botellas de vidrio.

#### 4.3.3 Resultado del TRC en el tercer mes de cultivo vegetativo

Los resultados observados en la figura 30, muestran un incremento porcentual diario de biomasa de 0,2 % d<sup>-1</sup>, de un peso inicial de 131,69 g y un peso final de 138,51 g durante 30 días de evaluación en el T4. La Tasa de Crecimiento Relativo presentado en este tercer mes, está dentro del

rango reportado por, Delgadillo-Garzón y Newmark (2008), quienes con la macroalga roja (***Gracilaria cervicornis***) obtuvieron tasas de crecimiento relativo (TCR) promedio máximo de 0,52 % día<sup>-1</sup> y un valor mínimo de 0,1 % día<sup>-1</sup>. Así también Camacho y Montaña-Fernández (2012), obtuvieron en promedio una tasa de crecimiento diario de 2,66 (±5,74) % durante la época seca (diciembre-abril) al establecerse los vientos, se produce una surgencia de aguas frías, saladas y ricas en nutrientes desde zonas profundas.

#### 4.4 Formación de estructuras secundarias de fijación y microtalos

Después de cada semana, antes de realizar la limpieza de las bandejas de cultivo vegetativo, y gracias a observaciones visuales, permitieron identificar cuatro etapas en la formación de estructuras secundarias de adhesión o Discos de Fijación Secundarias (DFS) y microtalos, ordenándolas en secuencia de tiempo como se observa en la figura 31.


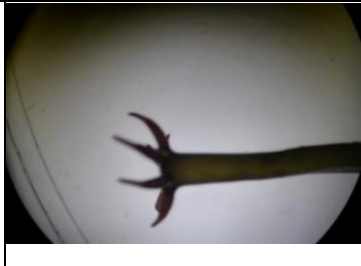
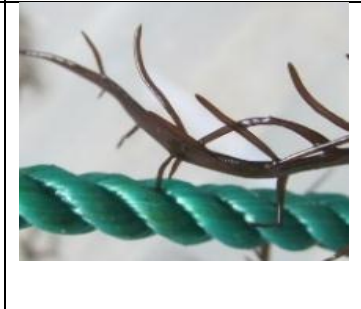
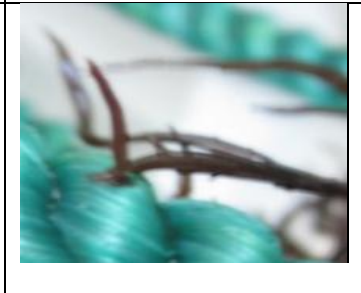
<p>0 a 1 semana (Etapa I): Ápices redondeados pero sin ningún crecimiento adicional identificado, sin ningún desarrollo de “DFS”.</p>	
<p>2 semanas (Etapa II): Ápices no unidos a sustrato (cabo) con una estructura notablemente geminada proyectada al sustrato, alteración de la forma general del ápice.</p>	
<p>3 a 4 semanas (Etapa III): Ápices completamente adherido al sustrato (cabo), con estructura a forma de disco coalescente claramente distinguible, como un cono invertido en donde se aprecia la germinación del microtalo.</p>	
<p>5 semanas (Etapa IV): Ápices completamente formados de la estructura a forma de disco coalescente de la que germinaron, listos para su desarrollo independiente de la madre y traslado a mar abierto.</p>	

Figura 31. Seguimiento de la formación de estructuras de adhesión secundarias en el cultivo vegetativo macroalgal.

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Las imágenes de la figura 31, corresponden al resultado cualitativo en las repeticiones del T4, cultivados con Bayfolan a 0,1 ml/l en las condiciones ya mencionadas.

Las etapas mencionadas en el T4 también fueron presentadas por Otaíza y Fonseca (2011), quienes describieron etapas similares en la formación de “DFS” para la misma especie; así también (Bulboa *et al.*, 2013), reportaron la reinserción de estas estructuras después que un vértice entrara en contacto con el sustrato, seguidamente generaron un tejido unido por mucilago y con formación de un disco.

Cada mes se arrancaron el total de fijaciones para poder obtener el peso de cada tratamiento y repetición; de esta manera se observó que la especie (***Chondracanthus chamissoi***) regeneraba fácilmente sus estructuras de fijación, así como el desarrollo apical, no recayó en mortalidad alguna y más bien incrementaron su biomasa (Anexo 1), ello en el tratamiento T4 de Bayfolan a concentración 0,1 ml/l, a diferencia de los demás tratamientos que mostraron mortalidad.

La Tasas de supervivencia de los microtalos fue del 100% para el T4 durante la etapa de cultivo en bandejas de macroalgas fijadas en cabos de Nylon, mientras que Macchiavello (2013), obtuvo tasas de supervivencia en cultivos vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***) en tanques del 85 ±15%, teniendo como sustrato mallas y redes utilizadas en la actividad pesquera.

## 4.5 Evaluación estadística

Las pruebas estadísticas del análisis de varianza (ANVA) y las comparaciones múltiples de Tukey se efectuaron para los datos de incremento de biomasa, obtenidos en tres meses de experimentación.

### 4.5.1.1 Análisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso al primer mes de cultivo vegetativo

En la tabla 18, se presenta el análisis de varianza de la Ganancia y decremento de Peso (GP) al primer mes de evaluación, en donde valor de probabilidad mayor que F ( $P < F$ ) del F calculado ( $F_c$ ), para A interacción B ( $A*B$ ), es mayor que 0,05, en este caso no existe diferencias estadísticas significativas entre nutriente (A) y concentración de nutrientes (B); por lo tanto, no hay interacción entre los dos factores (A y B); así también, no existen diferencias estadísticas significativas con respecto al nutriente ( $P < 0,4397$ ) y concentración de nutriente ( $P < 0,0765$ ); no existiendo diferencia en la ganancia de peso entre si se utiliza Bayfolan o Guillard f/2, así tampoco en la aplicación de concentraciones de nutriente.

Tabla 18. Cuadro de ANVA para la ganancia y decremento de peso en el primer mes

F. V.	G. L.	Suma de	Cuadrado	Fc	P<F
A: Nutrientes	1	45,7080	45,7080	0,6611	0,4397
B: Concentraciones	1	285,7728	285,7728	4,1336	0,0765
A*B: Interacción	1	121,7307	121,7307	1,7607	0,2211
Error	8	553,0725	69,1340		
Total corregido	11	1006,2840			

Fuente: Elaboración propia, (2017).

#### 4.5.1.2 Prueba de Tukey para la ganancia y decremento de peso en el primer mes de cultivo vegetativo

Según la tabla 19, en la prueba múltiple de medias de Tukey reveló que, no existe diferencia significativa entre nutrientes (a1 y b2) y con respecto a la concentración de nutrientes tampoco (b1 y b2), al presentarse la misma letra "A" en la columna de significancia.

Tabla 19. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el primer mes

Nivel	Casos	media	Significancia
A: Nutrientes			
a2 (Bayfolan)	6	-8,012	A
a1 (Guillard f/2)	6	-11,915	A
B: Concentraciones			
b1 (0,1 ml/l)	6	-5,083	A
b2 (0,2 ml/l)	6	-14,843	A

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

Según la tabla 20, en la prueba múltiple de medias de Tukey, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos (todos tienen la misma letra: A); aunque si hubo diferencia matemática, siendo T4 con mejor tratamiento (0,053) y T1 el peor tratamiento (-22,707).

Tabla 20. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el primer mes

Tratamiento	Nutriente	media	Significancia
T4	Bayfolan 0,1 ml/l	0,053	A
T2	Guillard f/2 0,1 ml/l	-10,220	A
T3	Guillard f/2 0,2 ml/l	-13,610	A
T5	Bayfolan 0,2 ml/l	-16,077	A
T1	Control	-22,707	A

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

#### 4.5.2.1 Análisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes de cultivo vegetativo

En la tabla 21, se presenta el análisis de varianza de la Ganancia de Peso (GP) al segundo mes de evaluación, en donde  $P < F$  del  $F_c$ , para A interacción B (A\*B), es menor que 0,05, en este caso existe diferencia estadística significativa entre nutriente (A) y concentración de nutrientes (B); por lo tanto, existe interacción entre los dos factores (A y B); así también, existen diferencias estadísticas significativas con respecto al nutriente ( $P > 0,0244$ ) y concentración de nutriente ( $P > 0,0082$ ); existiendo

entonces diferencias en la ganancia de peso entre si se utiliza Bayfolan o Guillard f/2, así también en la aplicación de concentraciones de nutriente.

Tabla 21. Cuadro de ANVA para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes

F. V.	G. L.	Suma de	Cuadrado	Fc	P<F
A: Nutrientes	1	189,0514	189,0514	7,6556	0,0244
B: Concentraciones	1	301,3014	301,3014	12,2012	0,0082
A*B: Interacción	1	228,9006	228,9006	9,2693	0,0160
Error	8	197,5545	24,6943		
Total corregido	11	916,8080			

Fuente: Elaboración propia, (2017).

#### 4.5.2.2 Prueba de Tukey para la ganancia y decremento de peso en el segundo mes de cultivo vegetativo

Según la tabla 22, la prueba múltiple de medias de Tukey reveló que, existe diferencia significativa entre nutrientes (a1 y b2), según las dos distintas letras (A y B) en la columna de significancia, además el nivel de a2: Nutriente Bayfolan, cuya media de -5,088 fue mejor al nivel de a1: Nutriente Guillard f/2 cuya media fue de -13,027; comportamiento similar que el primer mes; y con respecto a la concentración de nutrientes (b1 y b2), también hubo diferencia significativa, en donde el nivel de b1: 0,1 ml/l, cuya media alcanzó los -4,047 fue mejor al nivel de b2: 0,2 ml/l, cuya media fue de -14,068. Esto indicó que, existe suficiente evidencia estadística para

determinar que existen diferencias significativas entre nutrientes y concentración de nutrientes al segundo mes.

Tabla 22. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el segundo mes

Nivel	Casos	media	Significancia
A: Nutrientes			
a2 (Bayfolan)	6	-5,088	A
a1 (Guillard f/2)	6	-13,027	B
B: Concentraciones			
b1 (0,1 ml/l)	6	-4,047	A
b2 (0,2 ml/l)	6	-14,068	B

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

Según la tabla 23, en la prueba múltiple de medias de Tukey, hubo diferencia estadística significativa entre los tratamientos (letras diferentes: A y B); siendo T4 con mejor tratamiento (4,290) y T1 el peor tratamiento (-14,927).

Tabla 23. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el segundo mes

Tratamiento	Nutriente	media	Significancia
T4	Bayfolan 0,1 ml/l	4,290	A
T2	Guillard f/2 0,1 ml/l	-12,383	B
T3	Guillard f/2 0,2 ml/l	-13,670	B
T5	Bayfolan 0,2 ml/l	-14,467	B
T1	Control	-14,927	B

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

#### 4.5.3.1 Análisis de varianza (ANVA) para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes de cultivo vegetativo

En la tabla 24, se presenta el análisis de varianza de la Ganancia de Peso (GP) al tercer mes de evaluación, en donde  $P < F$  del del  $F_c$ , para A interacción B (A\*B), es menor que 0,05, en este caso también existe diferencia estadística significativa entre nutriente (A) y concentración de nutrientes (B); por lo tanto, existe interacción entre los dos factores (A y B); así también, existen diferencias estadísticas significativas con respecto al nutriente ( $P > 0,0041$ ) y concentración de nutriente ( $P > 0,0105$ ); existiendo entonces diferencias en la ganancia de peso entre si se utiliza Bayfolan o Guillard f/2, así también en la aplicación de concentraciones de nutriente.

Tabla 24. Cuadro de ANVA para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes

F. V.	G. L.	Suma de	Cuadrado	Fc	P<F
A: Nutrientes	1	187,3090	187,3090	15,8105	0,0041
B: Concentraciones	1	130,8780	130,8780	11,0472	0,0105
A*B: Interacción	1	133,1334	133,1334	11,2376	0,0100
Error	8	94,7770	11,8471		
Total corregido	11	546,0974			

Fuente: Elaboración propia, (2017).

#### 4.5.3.2 Prueba de Tukey para la ganancia y decremento de peso en el tercer mes de cultivo vegetativo

Según la tabla 25, la prueba múltiple de medias de Tukey reveló que, existe diferencia significativa entre nutrientes (a1 y b2), según las dos distintas letras (A y B) en la columna de significancia, además el nivel de a2: Nutriente Bayfolan, cuya media de 0,190 fue mejor al nivel de a1: Nutriente Guillard f/2 cuya media fue de -7,712; comportamiento similar al primer y segundo mes de cultivo; y con respecto a la concentración de nutrientes (b1 y b2), también hubo diferencia significativa, en donde el nivel de b1: 0,1 ml/l, cuya media alcanzó los -0,458 fue mejor al nivel b2: 0,2 ml/l, cuya media fue de -7,063. Esto indicó que, existe suficiente evidencia estadística para determinar que existen diferencias significativas entre nutrientes y concentración de nutrientes al tercer mes.

Tabla 25. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por nutriente y concentraciones en el tercer mes

Nivel	Casos	media	Significancia
A: Nutrientes			
a2 (Bayfolan)	6	0,190	A
a1 (Guillard f/2)	6	-7,712	B
B: Concentraciones			
b1 (0,1 ml/l)	6	-0,458	A
b2 (0,2 ml/l)	6	-7,063	B

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

Según la tabla 26, en la prueba múltiple de medias de Tukey, hubo diferencia estadística significativa entre los tratamientos (letras diferentes: A y B); siendo T4 con mejor tratamiento (6,823) y T1 el peor tratamiento (-12,733).

Tabla 26. Prueba múltiple de medias de Tukey para la ganancia y decremento de peso por tratamiento en el tercer mes

Tratamiento	Nutriente	media	Significancia
T4	Bayfolan 0,1 ml/l	6,823	A
T5	Bayfolan 0,2 ml/l	-6,443	B
T3	Guillard f/2 0,2 ml/l	-7,683	B
T2	Guillard f/2 0,1 ml/l	-7,740	B
T1	Control	-12,733	B

(-): El símbolo negativo indica disminución de peso.

Fuente: Elaboración propia, (2017).

## CONCLUSIONES

De los resultados obtenidos en el presente estudio sobre el crecimiento vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), se llega a las siguientes conclusiones:

1. Los parámetros físico-químicos evaluados durante el periodo experimental se mantuvieron dentro del rango admisible para el cultivo de (*C. chamissoi*).
2. Las macroalgas del T4, lograron la ganancia en el peso durante 90 días, en promedio 11,167 g; asimismo, estadísticamente existen diferencias significativas ( $P < 0,05$ ) en los resultados de la ganancia de peso de (*C. chamissoi*), revelándose que el nutriente Bayfolan a 0,1 ml/l tuvo mayor incremento de biomasa, mientras que el fertilizante Guillard f/2 no tuvo estos efectos.

3. La tasa de crecimiento relativo (TCR) fue positivo de 0,2% d<sup>-1</sup>, correspondió también a las macroalgas del T4, superando a los demás tratamientos durante el tercer mes de evaluación, para la cicatrización y formación de Discos de Fijación Secundaria (DFS).
  
4. Se obtuvieron DFS al cabo del primer, segundo y tercer mes, resultando ápices completamente adherido al cabo de nylon, con estructura en forma de disco coalescente en donde se apreciaba la germinación del microtalo.

## RECOMENDACIONES

En función a los resultados obtenidos se hace las siguientes recomendaciones:

1. Se recomienda al Centro de Acuicultura Morro Sama, enriquecer el medio de cultivo con 0,1 ml/l de Bayfolan, y continuar con pruebas similares, con otras especies de macroalgas.
2. Se recomienda al Centro de Acuicultura Morro Sama, hacer experimentos enfocados al uso de hormonas para aumentar la incidencia de la TCR en esta etapa inicial del cultivo vegetativo de (***C. chamissoi***) a fin de estimular más la formación de DFS.
3. Se recomienda al Instituto del Mar del Perú, que en el caso del T4 y T5, la utilización indispensable de NaClO (lejía comercial diluida) para combatir el epifitismo producido a causa de (***Ulva sp***).

4. En el cultivo vegetativo experimental de (***C. chamissoi***), en el caso del T2 y T3, se procuró traba        al uso de reactivos extras para poder evidenciar el grado real de la infestación de diatomeas; se recomienda al Instituto del Mar del Perú, utilizar dióxido de germanio para contrarrestarlas.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICA

Acleto, C., (1986). "Algunos aspectos biológicos de *Gigartina chamissoi* (C. Ag.) J. Agardh (Rodophyta, Gigartinales)". Lima: Revista de Ciencias Universidad Nacional San Marcos, 74:33-47.

Acleto, C. y Zuñiga, R., (1998). "Introducción a las Algas". Lima: Universidad Nacional San Marcos.

Alveal, K., (1990). "Algas marinas". Primer seminario latinoamericano de capacitación pesquera. Chile: Descripción física 153 p.

Alveal, K., (1995). "Requerimientos nutricionales en algas cultivadas en estanques". Chile.

Alveal K., Ferrario M., Oliveira E. y Sar E., (1995). "Manual de métodos ficológicos". Chile: Universidad de Concepción. Registro de propiedad intelectual N° 93.830. I.S.B.N. 956-227-113-7.

Alveal, K., Romo, H., Werlinger, C., Vallejos, P. & Alveal, P., (1999).  
“Desarrollo inicial de *Chondracanthus chamissoi* sobre sustrato artificial”. Perú: VII Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar. Lima, pp. 14-15.

Ávila, M., Caceres, J., Romo, H., Piel, M., Lobos, P. & Abades, S., (2008).  
“Reproductive ecology of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) for management of wild population in central Chile”. V Asian Pacific Phycological Forum. Wellington, New Zealand, p104.

Ávila, M., Piel, M., Caceres, H., Alveal, K., (2010). “Cultivation of the red alga *Chondracanthus chamissoi*: Sexual reproduction and seedling production in culture under controlled conditions”. J. Appl. Phycol (2011) 23:529-536. DOI 10.1007/s10811-010-9628-1.

Bocchio y Cía, (2015). “Composición química del fertilizante Bayfolan”.

Bulboa, C. & Macchiavello, J., (2001). “The effects of the light and temperature on different phases of the life history in the carrageenan

producing alga *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales)”. Chile: Bot. Mar., 44: 371-374.

Bulboa, C., Macchiavello, J., Oliveira, E. & Fonck, E., (2005). “First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kutzing (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile”. Aquac. Res. 36, 1069-1074.

Bulboa, C., Véliz, V., Sáez, F., Sepúlveda, C., Vega, L. y Macchiavello, J., (2013). “A new method for cultivation of the carragenophyte and edible red seaweed *Chondracanthus chamissoi* based on secondary attachment disc: Development in outdoor tanks”. Chile.

Bulboa, C. y Macchiavello, J., (2006). “La macroalga roja, *Chondracanthus chamissoi* como producto para la obtención de carragenanos”. Chile.

Bulboa, C. y Macchiavello, J., (2006). “Cultivo de frondas cistocárpicas, tetraspóricas y vegetativas de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) en dos localidades del norte de Chile”.  
Obtenido el 27 de febrero del 2016: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-71782006000100010>.

Calderón, M., Ramírez, M. y Bustamante, D., (2010). “Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral Peruano”. Morfología de la macroalga roja *Chondracanthus chamissoi*. Lima: Rev. Perú Biol. v.17 n.1.

Camacho, O. y Montaña-Fernández, J., (2012). “Cultivo experimental en el mar del alga roja *Hypnea musciformis* en el área de Santa Marta, Caribe Colombiano”. Bol. Invest. Mar. Cost. 41 (1). 29-46. ISSN 0122-9761.

Carbajal, W., De la Cruz, J. y Galán, J., (2005). “Prospección del recurso *Chondracanthus chamissoi* en la playa de Huanchaco (Trujillo): Santa Rosa”.

Cochran, W. G. y Cox, G. M., (1995). “Diseños experimentales”. Editorial Trillas. México.

Córdova, C. y Santome, S., (2011). “Capacitación en cultivo de macroalgas”. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Delgadillo-Garzon, O. y Newmark, F., (2008). "Cultivo piloto de macroalgas rojas (Rodophyta) en bahía Portete, la Guajira, Colombia". Santa Marta: Bol. Invest. Mar. Cost. 37 (2). 7-26. ISSN 0122-9761.

Fonck, E., Martínez, R., Vásquez, J. & Bulboa, C., (2007). "Factors that affect the re-attachment of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) thalli". J Appl Phycol. DOI 10.1007/s10811-007-9251-y. Chile: Universidad Católica del Norte.

González, J. & Meneses, I., (1996). "Differences in the early stages of development of gametophytes and tetrasporophytes of *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kutzing from Puerto Aldea, Northern Chile". Aquaculture 143: 91-107.

Harrison, P. y Hurd, C., (2001). "Nutrient physiology of seaweeds: application of concepts to aquaculture. Depts Earth and Ocean Sciences and Botany, University of British Columbia, Vancouver, B.C". V6T 1Z4, Canadá. Department of Botany, University of Otago, PO Box 56, Dunedin, Nueva Zelanda.

Herrera, M., (2005). "Variación mensual de los contenidos energéticos, porcentaje de rendimiento de carragenanos y análisis químicos de los carragenanos en la fase del ciclo de vida de *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kutzing, 1843 (Rhodophyta, Gigartinales) en Coquimbo Chile".

Hoffmann, A. & Santelices, B., (1997). "Flora Marina de Chile central". Ediciones de la Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile, 434 pp.

Macchiavello, J., (2013). "Alternativas tecnológicas para el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* en la zona norte de Chile a partir de discos de fijación secundaria".

Macchiavello, J., (2014). "Propagación de macroalgas: esporocultivo y cultivo vegetativo". Taltal.

Macchiavello, J., Bulboa, C. & Edding, M., (2003). "Vegetative propagation and spore recruitment in the carrageenophyte *Chondracanthus*

*chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) in Northern Chile”. *Phycol. Res.* 51, 45-50.

Macchiavello, J., Bulboa, C., Sepúlveda, C., Veliz, K., Sáez, F., Vega, L., Veliz, R., (2012). “Manual de Cultivo de *Chondracanthus chamissoi* Chicorea de Mar”. Chile: FONDEF.

Mansilla, A., Palacios, M., Navarro, N. y Ávila, M., (2007). “Growth and survival performance of the gametophyte of *Gigartina skottsbergii* (Rhodophyta, Gigartinales) under defined nutrient conditions in laboratory culture. Chile”: Vol 20, No 5, 439-446.

Otaiza, R. y Fonseca, F., (2011). “Effect of dissolved calcium on the formation of secondary attachment structures in different types of branches of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales)”. Concepción: Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 46, N°2: 263-268.

Piel, M., (2013). “El promisorio cultivo de la chicoria de mar *Chondracanthus chamissoi* en Chile”. Chile-Perú: Año 13 edición N° 91. Mundo Acuicola.

Pacheco-Ruíz, I., Zertuche-González, J., Arroyo-Ortega, E., Valenzuela-Espinoza, E., (2004). "Agricultural fertilizers as alternative culture media for biomass production of *Chondracanthus squarulosus* (Rhodophyta, Gigartinales) under semi-controlled conditions". Volume 240, Issues 1–4, Pages 201–209.

Química Service S.R.L., (2015). "Composición química del nutriente Guillard f/2".

Ramírez, M. y Santelices, B., (1991). "Catálogo de las algas marinas bentónicas de la costa temperada del Pacífico Sudamericano". Chile: Pontificia Universidad Católica de Chile, Publicaciones periódicas Vicerrectoría Académica, 5: 1-499.

Ramírez, R., (2016). "Cultivo de macroalgas. Algas cultivadas para consumo humano".

Robledo, D. y García, G., (1993). "Cultivo, adaptación morfológica y fisiopatológica de macroalgas marinas de interés industrial". Las Palmas de Gran Canaria: Universidad de las Palmas de Gran Canaria. Tesis de Doctorado en ciencias del mar.

Rottenberg, O. y Gallardo, A., (2011). "Arte de la nutrición foliar". México.

Obtenido el 15 de abril del 2016: [www.haifa-group.com](http://www.haifa-group.com).

Sáez, F., Macchiavello, J., Fonck, E. & Bulboa, C., (2008). "The role of the secondary attachment discs in the vegetative propagation of *Chondracanthus chamissoi* (Gigartinales: Rhodophyta)". Chile: Universidad Católica del Norte. Coquimbo, Aquatic Botany 89: 63-65.

Vásquez, J. & Vega, J., (2001). "*Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) in Northern Chile. Ecological aspects for management of wild populations". J. Appl. Phycol., 13(3): 267-277.

Vásquez, N., (2010). "Protocolo cultivo de microalgas". Lima: Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero.

Wheaton, F., (1993). "Acuicultura diseño y construcción de sistemas". México.

Yong, Y., Yong, W. & Anton, A., (2013). "Analysis of formulae for determination of seaweed growth rate". Malaysia: J Appl Phycol. DOI 10.1007/s10811-013-0022-7.

Zúñiga, S. y Acuña, E., (2002). “Estudio, identificación y caracterización de las oportunidades de inversión en el sector acuícola de la Región de Atacama”. Informe Final. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, 173 pp.

## ANEXOS

Anexo 1: Ganancia de peso y mortalidad en el cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*).

			Peso	Mortandad	Peso al	Peso	Mortandad	Peso al	Peso	Mortandad	Peso al	Peso
T1: Sin [ ] de nutriente adicional	T1	r1: 127,03	127,51	-45,18	r1: 81,85	104,64	-12,20	r1: 69,65	89,71	-6,81	r1: 62,84	76,98
	T1	r2: 127,67		-13,99	r2: 113,68		-12,17	r2: 101,51		-13,61	r2: 87,90	
	T1	r3: 127,34		-8,95	r3: 118,39		-20,41	r3: 97,98		-17,78	r3: 80,20	
T2: 0,1 ml/L	T2	r1: 127,13	127,23	-8,61	r1: 118,52	117,01	-11,90	r1: 106,62	104,63	-4,94	r1: 101,68	96,89
	T2	r2: 127,23		-6,60	r2: 120,63		-13,19	r2: 107,44		-6,88	r2: 100,56	
	T2	r3: 127,34		-15,45	r3: 111,89		-12,06	r3: 99,83		-11,40	r3: 88,43	
T3: 0,2 ml/L	T3	r1: 127,22	127,45	-22,1	r1: 105,12	113,84	-10,61	r1: 94,51	100,17	-2,52	r1: 91,99	92,49
	T3	r2: 127,52		-9,55	r2: 117,97		-12,40	r2: 105,57		-9,13	r2: 96,44	
	T3	r3: 127,61		-9,18	r3: 118,43		-18,00	r3: 100,43		-11,40	r3: 89,03	
T4: 0,1 ml/L	T4	r1: 127,29	127,34	-6,19	r1: 121,1	127,40	+2,72	r1: 123,82	131,69	+4,52	r1: 128,34	138,51
	T4	r2: 127,38		+5,69	r2: 133,07		+5,46	r2: 138,53		+7,35	r2: 145,88	
	T4	r3: 127,36		+0,66	r3: 128,02		+4,69	r3: 132,71		+8,60	r3: 141,31	
T5: 0,2 ml/L	T5	r1: 127,27	127,42	-7,32	r1: 119,95	111,35	-20,77	r1: 99,18	96,88	-10,09	r1: 89,09	90,44
	T5	r2: 127,18		-10,07	r2: 117,11		-18,50	r2: 98,61		-5,50	r2: 93,11	
	T5	r3: 127,82		-30,84	r3: 96,98		-4,13	r3: 92,85		-3,74	r3: 89,11	

Fuente: Elaboración propia, (2016).

Anexo 2: Trabajo de campo (fotografía)



Figura 32: Pesaje de la r3 del T4, correspondiente a los 30 últimos días de evaluación del cultivo vegetativo de (***Chondracanthus chamissoi***).

Fuente: Elaboración propia, (2016).