

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE CIENCIAS



**“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO Y VISCOSIDAD
DE K-CARRAGENINA PROVENIENTE DE *Chondracanthus chamissoi*
y *Mazzaella canaliculatus* DURANTE LA COLECTA DE VERANO
E INVIERNO”**

Presentada por:

SARITA JACKELINE ROMANI VASQUEZ

Tesis para Optar el Título Profesional de:

BIÓLOGA

Lima – Perú

2023

La UNALM es la titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24. Reglamento de Propiedad Intelectual)

Tesis Sarita Romani Final

INFORME DE ORIGINALIDAD

12% INDICE DE SIMILITUD	12% FUENTES DE INTERNET	3% PUBLICACIONES	4% TRABAJOS DEL ESTUDIANTE
-----------------------------------	-----------------------------------	----------------------------	--------------------------------------

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	2%
2	repositorio.unam.edu.pe Fuente de Internet	1%
3	cybertesis.uach.cl Fuente de Internet	1%
4	hdl.handle.net Fuente de Internet	1%
5	issuu.com Fuente de Internet	1%
6	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
7	www.scielo.org.pe Fuente de Internet	<1%
8	Submitted to Universidad Cesar Vallejo Trabajo del estudiante	<1%
9	repositorio.cientifica.edu.pe Fuente de Internet	<1%

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS

**“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO Y VISCOSIDAD
DE K-CARRAGENINA PROVENIENTE DE *Chondracanthus chamissoi*
y *Mazzaella canaliculatus* DURANTE LA COLECTA DE VERANO
E INVIERNO”**

Presentada por:

SARITA JACKELINE ROMANI VASQUEZ

Tesis para Optar el Título Profesional de:

BIÓLOGA

Sustentada y aprobada por el siguiente jurado:

Ph.D. Alfredo Salomón Rodríguez Delfin
PRESIDENTE

Dra. Claudia Cecilia Caro Vera
MIEMBRO

Mg. Epifanio Chire Murillo
MIEMBRO

Mg. Fermín Humberto Arévalo Ortiz
ASESOR

Blgo. José Carlos Arango De la Cruz
CO-ASESOR

DEDICATORIA

Dedicó este trabajo a Dios y a mis padres.
A Dios por guiarme en cada paso de la vida y
a mis padres porque a lo largo de mi vida
me han apoyado en todo momento y
han velado por mi bienestar.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al proyecto “Producción a escala piloto-comercial de carragenina a partir de algas rojas (*Chondrus spp.* Y *Chondracanthus Chamissoi*) y valorización integral de sus residuos mediante la elaboración de biofertilizantes microbianos” del contrato N. ° 490-2020-PNIPA-SUBPROYECTOS por la financiación de mi tesis.

En segundo lugar, a mi asesor Fermín Humberto Ortiz Arévalo y co-asesor José Carlos Arango De la Cruz quienes me han estado apoyando desde que realicé mi proyecto de Tesis, agradezco principalmente su tiempo, sus consejos y sus conocimientos. También agradecer al equipo técnico que me brindaron el seguimiento y la base para la ejecución de mi tesis.

También quiero agradecer a Samuel José Arbaiza Quispe por el apoyo en las correcciones de mi tesis y a su vasto conocimiento en el área de Ficología Marina; y al Mg. Orlando Advíncula por su contribución en el análisis estadístico y el diseño experimental de mi tesis.

Por otro lado, quiero agradecer a mis compañeras del Laboratorio de Biología Aplicada (LBA) Fiorella Paredes Melgarejo, Verónica Rojas Chillingano y Diocelina Huaman Fernández, con quienes compartí muchas experiencias, alegrías y tristezas, y nos hemos apoyado mutuamente para seguir nuestras tesis y nuestros proyectos a futuro.

Finalmente quiero agradecer a mis padres, mis hermanas (Ana, Gina, Lorena y Roxana) y a mi pareja Jhon Garavito, quienes estuvieron presente en todo este proceso y siempre han estado apoyándome en todo momento.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN LITERARIA.....	4
2.1. Antecedentes	4
2.2. Aspectos generales de <i>Chondracanthus Chamissoi</i>	5
2.2.1. Taxonomía de <i>Chondracanthus chamissoi</i>	5
2.2.2. Distribución y hábitat.....	6
2.2.3. Morfología externa.....	7
2.2.4. Ciclo reproductivo de <i>Chondracanthus chamissoi</i>	7
2.2.5. Factores que influyen en su población	9
2.2.6. Importancia económica de <i>C. chamissoi</i>	12
2.3. Aspectos generales de <i>Mazaella canaliculatus</i>	13
2.3.1. Taxonomía de <i>Mazaella canaliculatus</i>	13
2.3.2. Distribución y hábitat.....	14
2.3.3. Morfología externa.....	14
2.3.4. Ciclo reproductivo de <i>Mazaella canaliculatus</i>	15
2.3.5. Factores que influyen en la población de <i>M. canaliculatus</i>	16
2.3.6. Importancia económica de <i>Mazaella canaliculatus</i>	16
2.4. Aspectos generales de la carragenina.....	17
2.4.1. Tipos de carragenina	18
2.4.2. Propiedades de la carragenina	21
2.4.3. Fundamentos de la extracción de k-carragenina	24
2.4.4. Identificación de la k-carragenina por FTIR-ATR	25
III. METODOLOGÍA.....	28
3.1. Materiales.....	28
3.2. Delimitación espacial y temporal del proyecto.....	28

3.3. Etapa pre experimental.....	29
3.3.1. Colecta de material biológico	29
3.3.2. Pre-procesamiento de la muestra	30
3.4. Etapa experimental.....	32
3.4.1. Extracción de k-carragenina.....	32
3.4.2. Medidas reológicas	33
3.4.3. Determinación de k-carragenina en FTIR.....	34
3.5. Diseño experimental	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	36
4.1. Rendimiento de k-carragenina	36
4.2. Viscosidad de la k-carragenina	40
4.3. Determinación del perfil de la k-carragenina por FTIR-ATR	42
V. CONCLUSIONES.....	47
VI. RECOMENDACIONES	48
VII. BIBLIOGRAFÍA	49
VIII. ANEXOS	61

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Identificación de los tipos de carragenina de acuerdo a la ocurrencia y falta de picos en la región "Fingerprint" del espectro infrarrojo	27
Tabla 2: Ubicación de los puntos de colecta en la temporada de verano e invierno en la playa Mendieta.....	28
Tabla 3: Rendimiento promedio de k- carragenina.....	36
Tabla 4: Viscosidad promedio de la k-carragenina.....	41
Tabla 5: Picos distintivos en el espectro-infrarrojo de la k- carragenina de <i>M. canaliculatus</i> y <i>C. chamissoi</i> en la temporada de invierno	42
Tabla 6: Picos distintivos en el espectro-infrarrojo de la k-carragenina de <i>M. canaliculatus</i> y <i>C. chamissoi</i> en la temporada de verano	44

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de la costa peruana mostrando las localidades de colecta de <i>Chondracanthus chamissoi</i>	6
Figura 2: Morfología externa de <i>Chondracanthus chamissoi</i>	7
Figura 3: Ciclo de vida de <i>Chondracanthus chamissoi</i>	8
Figura 4: Estructuras reproductivas de <i>Chondracanthus chamissoi</i> extraído de la playa Mendieta, Pisco, Perú vistas en estereoscopio..	9
Figura 5: <i>Mazaella canaliculatus</i> extraída de la pradera submareal de la playa Mendieta, Pisco, Perú.....	14
Figura 6: Diferencia morfológica de las estructuras reproductivas de <i>Mazaella canaliculatus</i>	15
Figura 7: Estructura de k-carragenina.	17
Figura 8: Estructura de k- carragenina con sus dos subunidades y un éster de sulfato	19
Figura 9: Estructura de ι - carragenina con sus dos subunidades y dos ésteres de sulfato en cada dímero	20
Figura 10: Estructura de λ - carragenina con sus dos subunidades y tres ésteres de sulfato en el dímero (Necas & Bartosikova, 2013)	21
Figura 11: Equipo del Reómetro de Brookfield DV-II. (A) Viscosímetro de Brookfield DV-II junto al baño María, (B) Modelo de Husillos, (C) Contenedor de muestra	23
Figura 12: Modelos esquemáticos para la formación de gel en k-carragenina	24
Figura 13: Playa Mendieta, Pisco Perú.....	29
Figura 14: Método Resorcinol-Acetal.	31
Figura 15: Proceso de secado de la materia prima.	31
Figura 16: Preparación del material para la medición de la viscosidad.	33
Figura 17: Equipos para el perfil k- carragenina por medio del espectrofotómetro infrarojo.	34

Figura 18: Espectro infrarrojo de k- carragenina en la estación de invierno. (A) *C. chamissoi* en la fase gametofítica 43

Figura 19: Espectroscopia infraroja de la k-carragenina patrón..... 43

Figura 20: Espectro de FTIR de k- carragenina en la estación de verano. a 44

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1: Determinación de puntos por GPS y recolección del material biológico.....	62
ANEXO 2: Flujo del proceso para la extracción de k-carragenina.....	63
ANEXO 3: Prueba resorcinol-acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie <i>Chondracanthus chamissoi</i> en la temporada de invierno.....	64
ANEXO 4: Prueba resorcinol-acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie <i>Mazaella canaliculatus</i> en la temporada de invierno	65
ANEXO 5: Prueba resorcinol- acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie <i>Chondracanthus chamissoi</i> temporada de verano	66
ANEXO 6: Prueba resorcinol- acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie <i>Mazaella canaliculatus</i> temporada de verano	67
ANEXO 7: Curvas de secado de <i>Chondracanthus chamissoi</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno	68
ANEXO 8: Curvas de secado de <i>Mazaella canaliculatus</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno	69
ANEXO 9: Curvas de secado de <i>Chondracanthus chamissoi</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano.....	70
ANEXO 10: Curvas de secado de <i>Mazaella canaliculatus</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano.....	71
ANEXO 11: Rendimiento de k-carragenina en la fase gametofítica durante la temporada de invierno.....	72
ANEXO 12: Rendimiento de k-carragenina en la fase tetraesporofítica durante la temporada de invierno.....	72
ANEXO 13: Rendimiento de k- carragenina en la fase gametofítica durante la temporada de verano72ANEXO	14:
Rendimiento de k-carragenina en la fase tetrasporofítica durante la temporada de invierno.....	73

ANEXO 15: Espectro FTIR de <i>Chondracanthus chamissoi</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno	74
ANEXO 16: Espectro FTIR de <i>Mazaella canaliculatus</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno	75
ANEXO 17: Espectro FTIR de <i>Chondracanthus chamissoi</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano.....	76
ANEXO 18: Espectro FTIR de <i>Mazaella canaliculatus</i> en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano.....	77
ANEXO 19: Espectro FTIR de la carragenina patrón.....	78
ANEXO 20: Viscosidad de la kappa-carragenina procedente de la carragenina comercial y SIGMA	78
ANEXO 21: Viscosidad de la kappa- carragenina procedente de <i>C. chamissoi</i> y <i>Mazaella canaliculatus</i> en la temporada invierno.....	78
ANEXO 22: Viscosidad de la kappa- carragenina procedente de <i>C. chamissoi</i> y <i>Mazaella canaliculatus</i> en la temporada verano	79
ANEXO 23: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de <i>C. chamissoi</i> y <i>M. canaliculatus</i> en la fase gametofítica durante la temporada de invierno.....	80
ANEXO 24: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de <i>C. chamissoi</i> y <i>M. canaliculatus</i> en la fase tetrasporofítica durante la temporada invierno.....	82
ANEXO 25: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de <i>C. chamissoi</i> y <i>M. canaliculatus</i> en la fase gametofítica durante la temporada verano	84
ANEXO 26: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de <i>C. chamissoi</i> y <i>M. canaliculatus</i> en la fase esporofítica durante la temporada verano	86
ANEXO 27: Análisis estadístico de la viscosidad de kappa-carragenina de <i>C. chamissoi</i> y <i>M. canaliculatus</i> durante la temporada de invierno y verano	88

RESUMEN

La k- carragenina es un polisacárido extraído de algas rojas, y ampliamente utilizado en la industria alimentaria. La presente investigación tiene como objetivo analizar el rendimiento (% en peso seco) y calidad (viscosidad) de κ-carragenina proveniente de *Chondracanthus chamissoi* y *Mazaella canaliculatus* durante la colecta de verano e invierno para determinar la mejor temporada de cosecha, para lo cual, se colectó 10 kg de cada especie de alga en la playa Mendieta, Pisco, Perú; en setiembre del 2021 (invierno) y enero del 2022 (verano). Fueron clasificadas en sus fases de vida (gametofito y tetrasporofito). Posteriormente se realizó la extracción de k-carragenina, la identificación por espectroscopia infrarroja (FTIR) y la medición de la viscosidad. Los resultados obtenidos en el rendimiento de k-carragenina, evidenciaron diferencias significativas ($p\text{-value}<0.05$), en la fase gametofítica de *M. canaliculatus* se obtuvo mayor rendimiento en invierno (31.74%) que en verano (24.32%). Por otra parte, los gametofitos de *C. chamissoi*, evidenciaron un mayor rendimiento en la temporada de verano (28.41%) que en invierno (23.29%). En relación al perfil obtenido de k-carragenina por FTIR todos los tratamientos se identificaron como k-carragenina debido a dos picos representativos de este coloide que se encuentra entre 920-930 y 846- 845 cm^{-1} . En el caso de la viscosidad, no presentó diferencia significativa entre las estaciones ($p\text{-value} > 0.05$), pero sí entre las especies *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* y sus fases de vida siendo la *C. chamissoi* en la fase gametofítica, la cual presento mayor viscosidad con 19.60cps y 19.29cps en verano e invierno, respectivamente. Mientras que, *M. canaliculatus* presentó mayor viscosidad 17.70 cps en verano y 17.19cps en invierno, respectivamente. Por lo que, estos resultados ayudarán a determinar la mejor temporada de cosecha para el desarrollo sostenible de la industria de la k- carragenina en el Perú.

Palabras clave: *Mazaella canaliculatus*, *Chondracanthus chamissoi*, k-carragenina, rendimiento, viscosidad, FTIR

ABSTRACT

k-carrageenan is a polysaccharide extracted from red algae, and widely used in the food industry. This research was carried out to analyze the yield (% in dry weight) and quality (viscosity) of κ -carrageenan from *Chondracanthus chamissoi* and *Mazaella canaliculatus* during the summer and winter conditions, for that, 10 kg of each seaweed were collected on the beach Mendieta, Pisco, Peru; in September 2021 (winter) and January 2022 (summer). They were classified into two phases (gametophyte and tetrasporophyte). Subsequently, k-carrageenan extraction, infrared spectroscopy (FTIR) identification and viscosity measurement were performed. The results obtained in kappa-carrageenan yield, between the two summer and winter seasons, showed significant differences (p -value <0.05) largely in the gametophytic phase of *M. canaliculatus*, where higher yield was obtained in winter (31.74%) than in summer (24.32%). On the other hand, the gametophytes of *C. chamissoi* showed a higher yield in the summer season (28.41%) than in winter (23.29%). About the k-carrageenan profile obtained by FTIR, all treatments were identified as kappa-carrageenan due to two representative peaks of this colloid between 920-930 and 846-845 cm^{-1} . In the case of viscosity, there was no significant difference between the stations (p -value > 0.05), but between the species *M. canaliculatus* and *C. chamissoi* and their life phases, being *C. chamissoi* in the gametophytic phase, which presented higher viscosity with 19.60cp and 19.29cp in summer and winter, respectively. Meanwhile, *M. canaliculatus* showed 17.70 cp in summer and 17.19cp in winter. Therefore, these results will help to determine the best harvest season for the sustainable development of the k-carrageenan industry in Peru.

Keywords: *Mazaella canaliculatus*, *Chondracanthus chamissoi*, k-carrageenan, yield, viscosity, FTIR.

I. INTRODUCCIÓN

Las algas marinas son recursos hidrobiológicos cuya extracción y recolección se ha incrementado rápidamente en los últimos años (Hayashi et al., 2014; Rodríguez et al., 2018). En el Perú, los desembarques de algas marinas entre 2010-2019 evidenciaron un incremento del volumen de desembarque en un 732% desde el año 2010 con poco más de 4 368 Toneladas y hasta el 2019 con 36 348 toneladas (Ministerio de la Producción, 2020). Hechos que incrementó la demanda de algas en estos últimos años, representado un descenso de las poblaciones naturales en algunos puntos de la costa (Avila-Peltroche & Padilla, 2020).

El incremento de la demanda de algas se debe a su empleo en la producción de combustibles, compuestos terapéuticos y la aplicación industrial (Hayashi et al., 2014), siendo la industria de los ficocoloides una de las más importantes, representando un billón de dólares al año, debido a sus usos en la ciencia farmacéutica, industria alimentaria y cosméticos, entre otros (Pangestuti & Kim, 2015).

Los carragenanos son un tipo de ficocoloides conformado por una familia de poligalactanos formadores de gel y viscosificantes (Necas & Bartosikova, 2013) que se encuentra en la pared externa de ciertas algas rojas (Mansilla & Alveal, 2004; Arbaiza et al., 2021). Los carragenanos se clasifican en diversos tipos siendo los más conocidos kappa (κ), iota (ι) y lambda (λ) carragenano. Por su parte el κ -carragenano es sensible a los iones K^+ , en presencia de los cuales puede formar geles acuosos, rígidos y térmicamente reversibles, el ι -carragenano es sensible a los iones Ca^{+2} , en presencia de los cuales forma geles acuosos, elásticos y térmicamente reversibles; finalmente el λ -carragenano el cual no gelifica, independientemente de los cationes con los que esté asociado (Featherstone, 2015).

Las especies que son utilizadas para la extracción de la carragenina se las llama especies carragenofitas (Hayashi et al., 2014), siendo las especies más importantes *Kappaphycus* y *Eucheuma* debido a que el 90% de carragenina a nivel mundial procede de estas algas (Campbell & Hotchkiss, 2017). Sin embargo, el 37% de las algas rojas que se utilizan en la industria de ficocoloides, como la carragenina, proviene de Latinoamérica (Hayashi et al., 2014). Por su parte en Sudamérica existen algas carragenofíticas pertenecientes a la familia

Gigartinaceae, donde una de las zonas de distribución son las costas de Sudamérica, como Perú, Argentina y Chile (Solís ,2004).

En el Perú existen dos algas de la familia *Gigartinaceae* con una gran importancia en la extracción de carragenina, las cuales son *Chondracanthus chamissoi* y *Mazaella canaliculatus* (antes *Chondrus canaliculatus*).

C. chamissoi conocida comúnmente como “cochayuyo”, es una especie distribuida en la costa del pacifico sur, desde Paita (5°04' S, 81°05' W, Perú, hasta Chiloe (42°40' S, 73°55'W), Chile (Calderón et al., 2010; Zapata, 2018). En el Perú, es considerada una de las algas rojas más abundantes y conocidas, debido a su importancia comercial como materia prima para la extracción de carragenina y para consumo humano directo (Arbaiza, 2016; Bulboa et al., 2013; Arakaki et al., 2021).

Por otro lado, *M. canaliculatus* (anteriormente denominada como *Chondrus canaliculatus*) es un alga roja endémica de Perú y Chile que se extiende desde la costa central del Perú, Bahía de Pucusana, Lima (12 ° S), hasta Chile (41 ° S) (Arakaki & Ramirez,2021). Es reconocida en Chile como una de las 20 especies con importancia económica (Avila & Seguel, 1993) por ser productor de carragenina (Arakaki et al, 1997; Edding et al., 2008).

La producción de carragenina en el Perú depende en gran medida de *C. chamissoi* (Zapata, 2018). Además, este mercado demanda un producto de alta calidad y cantidad apropiada (Pariona & Gil- Kodaka, 2011). Sin embargo, la obtención de esta macroalga ha presentado descensos en algunos puntos de la costa peruana, como Pisco (Vivanco et al., 2011; Pariona & Gil- Kodaka, 2011), debido a las variaciones ambientales.

Los principales factores ambientales que afectan el desarrollo de las algas son el fotoperiodo, la intensidad de luz y la temperatura (González, & Meneses, 1996; Bulboa & Macchiavello, 2001; Vásquez & Vega, 2001, Edding et al., 2008) debido a sus variaciones a lo largo del año, sobre todo en las estaciones de verano e invierno. Estudios anteriores señalan que el fotoperiodo y la intensidad lumínica varían de acuerdo a las estaciones, principalmente en verano e invierno, afectando al rendimiento de las algas (Vásquez & Vega, 2001, Edding et al., 2008). Por otro lado, la temperatura también es un factor que varía drásticamente dicho rendimiento; por ejemplo, en Pisco, la temporada de verano que se encuentra entre los meses febrero y marzo presenta temperaturas que llegan hasta los 26 °C; mientras que, en invierno, meses entre agosto y setiembre, presenta temperaturas entre (13-17°C), afectando el desarrollo y el rendimiento de las macroalgas (IMARPE, 2022).

Por lo que, esta presente investigación tiene como objetivo principal cuantificar el rendimiento (% en peso seco) y la calidad de k-carragenina (medida de la viscosidad) de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus*, en sus dos fases de vida (gametofito y tetrasporofito), cosechadas durante dos estaciones diferentes (invierno y verano) para determinar patrones de producción sostenible que permitan viabilizar la diversificación y desarrollo de la industria de la k-carragenina en el país.

II. REVISIÓN LITERARIA

2.1. Antecedentes

En los últimos años la industria de las algas ha jugado un papel importante en América Latina a escala mundial, ya que representa el 17% de todas las algas y el 37% de las algas rojas son llevadas para la industria de los ficocoloides (Hayashi et al., 2014; Avila- Peltroche & Padilla, 2020); particularmente, en aquellos países con industrias de algas como Argentina, Brasil, Chile, México y Perú (Hayashi et al., 2014; Alemañ et al., 2019).

Dentro de los ficocoloides se encuentran los carragenanos producidos en las paredes celulares de la mayoría de algas rojas (Mansilla & Alveal, 2004) utilizados ampliamente en aplicaciones por sus propiedades de suspensión, estabilización, espesamiento y gelificación (Saavedra et al., 2019; Featherstone, 2015).

En el área de la industria alimentaria, los carragenanos de tipo kappa (k) son eficaces para prevenir la separación de grasas en la leche evaporada y para los geles de postre; mientras que en los productos en aerosol se utiliza el lambda-carragenina (Featherstone, 2015). Otras aplicaciones industriales que destacan son en la producción de pasta dentífrica, cosméticos, pinturas y emulsiones (Saavedra et al., 2019) por lo que se consideran indispensables en la vida actual de muchas personas.

Dentro de las algas rojas, las de aguas frías perteneciente a la familia Gigartinaceae, como las especies *C. chamosoi* y *M. canaliculatus* (Solís, 2004), juegan un papel muy importante como materia prima para la producción de carragenina a nivel mundial (Mišurcová, et al., 2012). La especie *C. chamosoi* representa una fuente importante de carragenano (Zapata, 2018); además de ser parte de la cultura culinaria (Avila-Peltroche & Padilla, 2020). Por otro lado, *M. canaliculatus* es un alga roja endémica que es utilizada para la extracción de carragenina debido a su alto rendimiento (Edding et al., 2008; White & Wilson, 2015). Al mismo tiempo, el valor de los rendimientos y la calidad de los carragenanos extraídos no solo depende de la misma especie sino de los diferentes estadios de vida (Mišurcová, et al., 2012). El ciclo de vida en la familia Gigartinaceae son similares, caracterizándose por una

alternancia de generaciones en donde la fase haploide o gametofítica produce carragenina kappa (k) y la fase diploide o esporofítica produce carragenina lambda (McCandless et al., 1993; Solís, 2004).

Por otro lado, las fases de vida están relacionados con la variación estacional ayudando a determinar el rendimiento de carragenina a través del tiempo y aumentar significativamente el costo de la materia prima (Solís, 2004). En el caso de Chile, que contribuye con el 88% en las cosechas de algas en Latinoamérica (Almenañ et al., 2019), el estudio y determinación de los rendimientos de carragenina según las variaciones estacionales permitió que varias algas como la Luga roja (Solís, 2004) y la Gracilaria (Buschmann et al. ,2001) aumentara su valor como materia prima. Por lo que, cuantificar el impacto en la calidad y cantidad de carragenina a partir de cambios estacionales bien marcados permitiría aumentar el valor y la calidad de la materia prima, tanto en el mercado nacional como internacional.

2.2. Aspectos generales de *Chondracanthus Chamissoi*

2.2.1. Taxonomía de *Chondracanthus chamissoi*

La *C. chamissoi* ha presentado cambios en el género a lo largo de los años. Fue descrita por primera vez como *Sphaerococcus chamissoi*. Posteriormente, se le cambió de género nombrándose como *Gigartina chamissoi* y finalmente adoptó su actual nombre científico como *Chondracanthus chamissoi* (Suárez, 2019), ubicándose taxonómicamente:

Reino: Plantae

Subreino: Biliphyta

Phylum: Rhodophyta

Subphylum: Eurhodophytina

Clase: Florideophyceae

Subclase: Rhodymeniophycidae

Orden: Gigartinales

Familia: Gigartinaceae

Género: *Chondracanthus*

Especie: *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh)
Kützinger

2.2.2. Distribución y hábitat

Esta macroalga endémica del Perú abarca las costas de Perú y Chile (desde 5°S hasta 42°S) (Acleto et al., 1986; Suárez, 2019). En Perú, se ha reportado en Piura (Punta Petro), La Libertad (Chérrepe), Áncash (La Gramita), Lima (Las Conchitas, Bosquerón del Diablo, entre otros), Callao (Isla San Lorenzo), Arequipa (El Gramadal), Moquegua y Tacna Ica (Lagunillas, Mendieta, Laguna Grande, Rancherío y siete huecos (Suárez, 2019; Arakaki et al., 2021) (Figura 1). Mientras que, en Chile se ha encontrado desde la Región de Tarapacá (Iquique) hasta la Región de Los Lagos (Suárez, 2019).

Esta alga se encuentra habitando el inter-mareal inferior y submareal superior, adheridas al sustrato rocoso, conchas de bivalvos y a otros moluscos que crecen tanto en regiones expuestas al oleaje como protegidas hasta los 15 metros de profundidad (Bulboa & Macchiavello, 2006; Calderón et al., 2010). También pueden crecer en sustratos artificiales, como cuerdas de polipropileno, plástico, vidrio y cerámicos (Pariona & Gil-Kodaka, 2011; Otaíza & Cáceres, 2015; Castañeda & Teque, 2018).

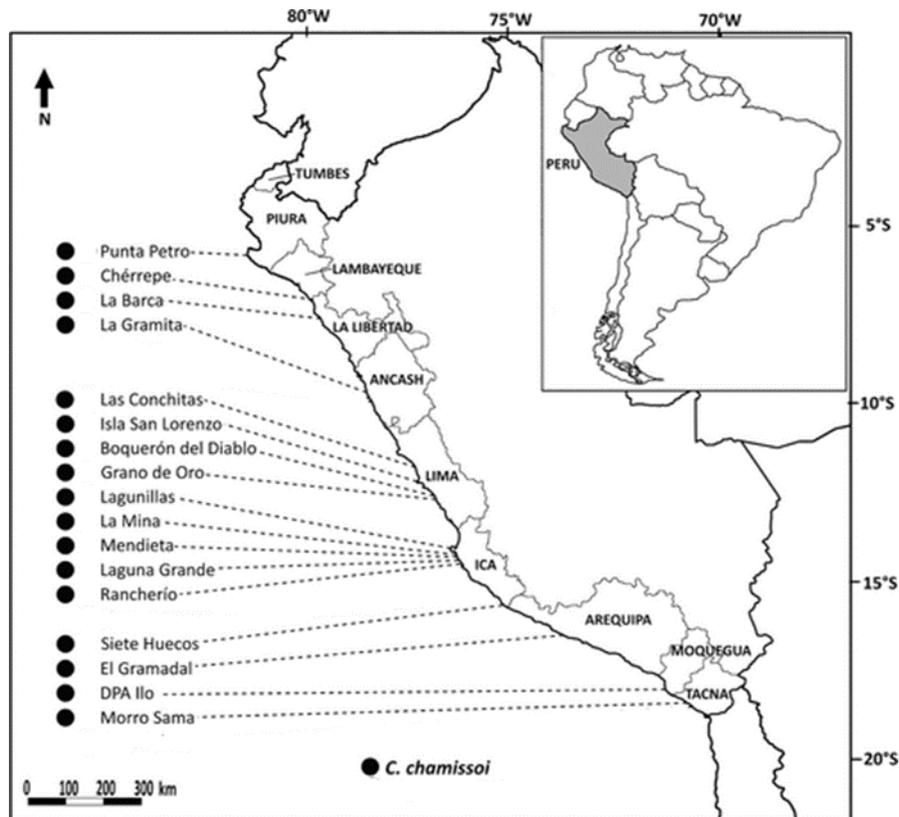


Figura 1. Mapa de la costa peruana mostrando las localidades de colecta de *Chondracanthus chamissoi*.

FUENTE: Modificado de (Arakaki et al., 2021)

2.2.3. Morfología externa

En relación a su morfología, presenta una consistencia membranosa a cartilaginosa y una coloración que va desde rojo púrpúreo al verde oscuro (Calderón et al., 2010) y con una altura de hasta 50 cm (Bulboa & Macchiavello, 2006). En el que cada individuo está constituido por láminas aplanadas y angostas, distribuidas de manera dicotómica, en donde los márgenes de las láminas presentan varios tipos de ramas (Acleto, 1986; Calderón et al 2010) que crecen a partir de un disco basal o de un sistema basal complejo, siendo las más representativas: Las ramas laterales, las pínulas y las ramas basales (Otaíza & Cáceres, 2015). Las ramas laterales son aplanadas y angostas; las pínulas, en cambio, son cilíndricas y cortas en donde se desarrollan las estructuras reproductivas; y las ramas basales crecen en la base permitiendo la fijación en el sustrato, junto con el disco (Acleto, 1986; Calderón et al 2010; Otaíza y Cáceres ,2015), ver Figura 2 para distinguir las partes del “yuyo”.

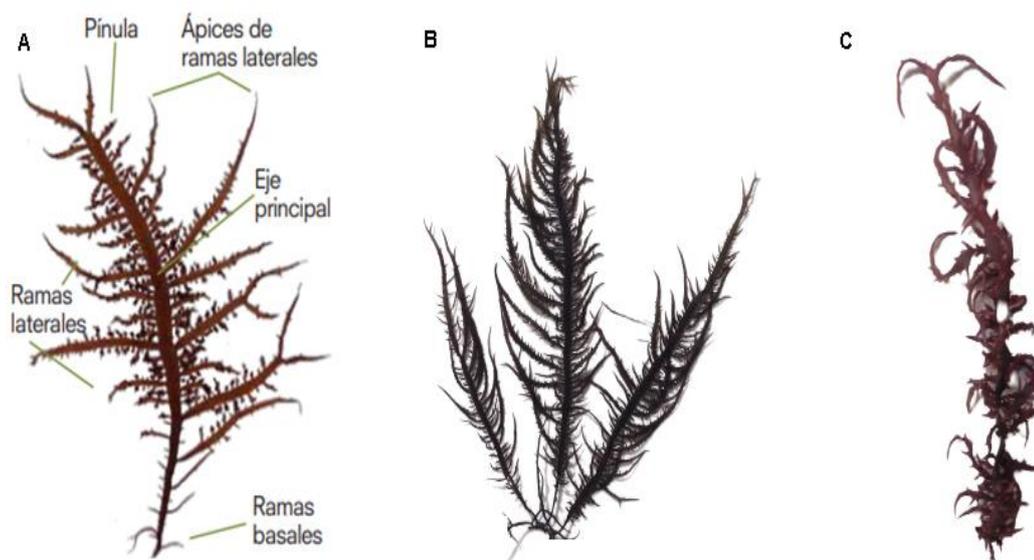


Figura 2: Morfología externa de *Chondracanthus chamissoi*. (A) Descripción morfológica de *Chondracanthus chamissoi* (Otaíza & Cáceres, 2015), (B) Alga extraída en setiembre del 2021 en la playa Mendieta, Pisco, Perú (C) Alga extraída a finales de enero del 2022 en la playa Mendieta, Pisco, Perú.

2.2.4. Ciclo reproductivo de *Chondracanthus chamissoi*

Al igual que los demás miembros de la familia *Gigartinaceae*, presenta un ciclo de vida isomórfico y trifásico (Calderón et al., 2010; Ávila et al., 2011) con gametofitos dioicos (Acleto et al., 1986) que presentan algas sexuales femeninas y masculinas; así como tetrasporofíticas (Acleto et al., 1986), las cuales muestran diferencias morfológicas y químicas en sus diferentes fases de vida (Herrera et al., 2005; Salas et al., 2008; Santomé et al., 2018).

Su ciclo de vida inicia en la fase tetrasporofítica liberando esporas haploides que dan origen a los gametofitos masculinos y femeninos (González & Meneses, 1996). Posteriormente, los gametofitos masculinos producen los espermacios (gametos masculinos) que son arrastrados por la corriente hasta el gameto femenino (Castañeda & Teque., 2018), los cuales se fecundan en el talo del gametofito femenino dando origen al carposporofito que crece dentro de una estructura reproductiva llamada cistocarpo. El carposporófito produce esporas diploides (carpósporas) que se asientan y forman el tetrasporófito, cerrando el ciclo. (Gonzalez & Meneses, 1996; Avila et al., 2011; Otaíza & Cáceres, 2015) Ver Figura 3.

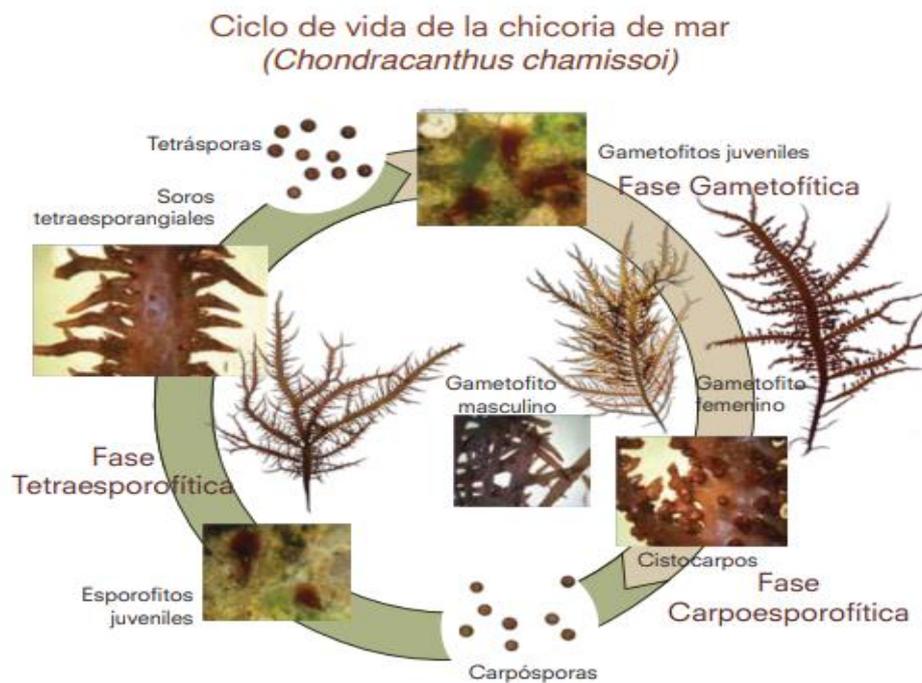


Figura 3: Ciclo de vida de *Chondracanthus chamissoi* (Otaiza & Cáceres, 2015)

Dentro del ciclo reproductivo existen diferencias morfológicas y químicas entre las fases del ciclo de vida que permite su identificación. En la etapa de tetrasporofito, las algas presentan soros tetraesporangiales visibles como estructuras costrosas o almohadillas de color marrón rojizo, localizados en los bordes - del eje principal y de las ramas (Acleto, 1986; Santome, 2018), ver Figura 3. En algunos casos se han observado que ejemplares tetrasporofíticos muestran ramas hinchadas, semejantes a las plantas cistocárpica; en estos los soros se reconocen con dificultad y con mayor claridad en las ramas basales (Acleto, 1986)

Por otro lado, los gametofitos femeninos se distinguen por la presencia de los cistocarpos, protuberantes y notorios, localizados en los márgenes del eje principal o de ramas secundarias y en menor cantidad sobre la superficie de los talos (Acleto, 1986; Calderón et

al., 2010; Otaíza & Cáceres, 2015), ver Figura 4. Mientras que, en los gametofitos masculinos, tienen un carácter diferencial ya que presenta las ramas notoriamente puntiagudas (Acleto, 1986; Santome, 2018) y libres de ramificación hasta determinada distancia (Acleto, 1986).

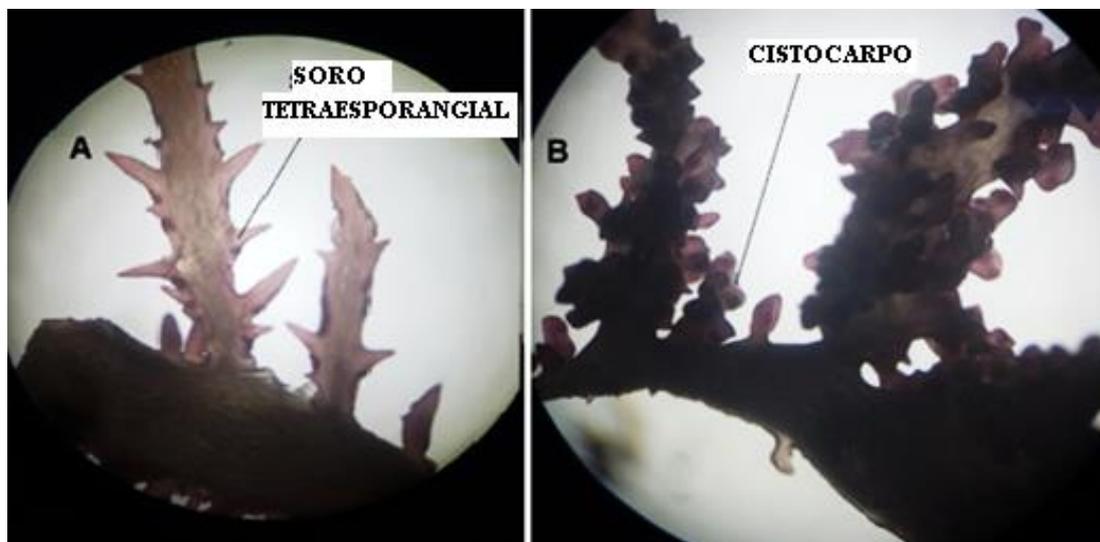


Figura 4: Estructuras reproductivas de *Chondracanthus chamissoi* extraído de la playa Mendieta, Pisco, Perú vistas en estereoscopio. (A) Tetrasporofito (B) Gametofito femenino.

A nivel de composición química, así como en otras *Gigartinaceae*, con alternancia de fases, se ha determinado una alternancia en la composición química de la pared celular (Salas et al., 2008; Pereira et al., 2009; Santome, 2018). Esto se observa en los estudios de Salas et al. (2008), en donde el mayor rendimiento de λ -carragenano fue en fase tetrasporofítica con (45,3%), mientras que el k-carragenano predominó en la fase gametofítica con un (35,4-36,2%). Por lo que, se puede deducir que la composición de fases de la biomasa cosechada brinda un perfil de carragenina para la industria (Santome, 2018).

2.2.5. Factores que influyen en su población

La producción de biomasa proveniente de *C. chamissoi* es regulada principalmente por factores bióticos y abióticos (Vásquez & Vega, 2001). A nivel de factores abióticos, se han realizado estudios en condiciones controladas para determinar las mejores condiciones ambientales destacando la intensidad de luz, el fotoperiodo y la temperatura (Gonzalez, & Meneses, 1996; Bulboa & Macchiavello, 2001; Vásquez & Vega, 2001). Mientras que en los factores bióticos destacan las algas epifitas y los animales herbívoros (Vásquez & Vega, 2001; Otaiza & Caceres, 2015).

Las algas tanto en su fase tetrasporofítica como gametofítica son afectadas por la variación de temperatura, presentando un bajo crecimiento a temperaturas de 8°C-10°C (González, & Meneses, 1996; Bulboa & Macchiavello, 2001; Otaiza & Cáceres 2015). Mientras que, a temperaturas entre 15-20°C aumenta su crecimiento (Gonzalez, & Meneses, 1996; Vásquez & Vega, 2001), incluso a 25°C (Bulboa & Macchiavello, 2001). Por lo que, el crecimiento de *C. chamissoi* presenta un amplio rango de temperaturas y por ende puede ser un reflejo de su adaptación a diferentes latitudes distribuido desde el Perú hasta Chile (Acleto, 1986). Sin embargo, la temperatura afecta en conjunto con la intensidad de luz y el fotoperiodo (González, & Meneses, 1996; Avila et al., 2011)

En relación a la intensidad de luz, estudios han mostrado que entre intensidades de 70 μmolm^{-2} a 120 μmolm^{-2} han presentado crecimientos adecuados del “cochayuyo”, aunque a 120 μmolm^{-2} hubo un mayor crecimiento de algas en fase tetrasporofítica (Bulboa & Macchiavello, 2001). Sin embargo, según Vásquez & Vega (2001), la intensidad lumínica varía de acuerdo a los cambios estacionales, afectando drásticamente el crecimiento del “cochayuyo”. Por ejemplo, en el verano la radiación se encuentra a 1000 μmolm^{-2} generando un fenómeno llamado “bleaching”. Este fenómeno genera que las láminas pierdan su color original, poniéndose amarillentas y de textura blanda, llegando incluso a romperse (Otaiza & Cáceres, 2015).

Por otro lado, las algas han mostrado mayor crecimiento con un fotoperiodo de 16 horas de luz a 13 °C ya sea en fase tetrasporofítica o gametofítica (Avila et al., 2011). Sin embargo, en una colecta en ambiente natural, las horas de día en invierno son más cortas en comparación de verano (Vásquez & Vega, 2001, Vega & Meneses, 2001). Según Vásquez & Vega (2001) existe un mejor crecimiento y formación de esporas tanto en gametofitos como esporofitos en un fotoperiodo entre 12 a 13 horas de día, temporada de primavera e inicio de verano.

Por lo que, los factores ambientales como temperatura, intensidad de luz y fotoperiodo varían la producción y calidad de algas rojas y por lo tanto la extracción de carragenina (Bulboa et al., 2005; Bulboa et al., 2010; Véliz et al., 2017); al mismo tiempo estos factores varían de acuerdo a cada estación. Por ejemplo, en un estudio en donde se evaluaba el aumento de biomasa de *C. chamissoi* en Chile se determinó que hay una variación significativa en cada estación del año (verano, primavera, otoño e invierno) presentando el alga un mayor crecimiento en la temporada de invierno y otoño en relación a primavera y verano en ambas

fases reproductivas (gametofítica y esporofítica) (Bulboa et al., 2005). Por otra parte, otro estudio realizado en Chile, en diferentes localidades mostraron que la capacidad de germinación en tetrásporas y carpósporas variaban de acuerdo a las estaciones (Bulboa et al., 2010). En este caso, la bahía Calderilla (21°S) y Herradura (29°S) mostraron una mayor producción de biomasa en la estación de primavera la cual se encontraba a una temperatura de 14 °C y 15 °C, respectivamente. Mientras que, en una playa más al sur llamada “Lechagua” mostró un mayor crecimiento en la estación de verano (16°C) (Bulboa et al., 2010).

Por otro lado, otro estudio realizado en Chile determinó que la germinación de discos provenientes de *C. chamissoi* muestran un crecimiento diferencial en cada estación, presentando un mayor crecimiento en sustrato natural en invierno donde las temperaturas se encontraba entre 13°C a 14°C con 500 μmolm^{-2} de intensidad de luz; mientras que en verano con una temperatura de 18°C y 1800 μmolm^{-2} , disminuyó drásticamente (Bulboa et al., 2013).

Por lo que los estudios realizados en Chile han permitido determinar cómo afectan las estaciones en el crecimiento y el desarrollo de *C. chamissoi*; la cual finalmente afectara en la concentración de carragenina proveniente de esta alga (Vásquez & Vega; 2001; Herrera, 2005; Véliz et al, 2017). Sin embargo, en el Perú, a pesar de tener variaciones marcadas en las costas del país durante todo el año, no se han realizado estudios de cómo afectaría estos cambios a las algas del litoral. Por ejemplo, en Pisco uno de los principales puertos del país, ha presentado en invierno temperaturas entre (13°C-17°C) y en verano llegando hasta 26°C (IMARPE, 2022), variaciones drásticas que afectarían la producción de las macroalgas y por lo tanto los ingresos de los pescadores artesanales que viven de esta materia prima.

Por otro lado, la condición reproductiva de *C. chamissoi* ha presentado cambios en la constitución de su pared a lo largo de la alternancia de fases (Salas et al., 2008; Pereira et al., 2009; Santome, 2018) afectando el rendimiento de los carragenanos, presentando generalmente una mayor concentración de k-carragenina en la fase gametofítica en relación a la fase tetrasporofítica. Sin embargo, un estudio realizado en Chile en donde se evaluó la concentración y la calidad de k- carragenina en la fase gametofítica de *C. chamissoi*, mostró variación en la concentración de carragenina en cada estación del año (Véliz et al., 2017).

Por lo que, los estudios relacionados con los factores abióticos y bióticos permitiría determinar cómo afectan la biomasa y la condición reproductiva de *Chondracanthus*

chamissoi (Vásquez & Vega; 2001; Avila et al., 2011; Bulboa & Macchiavello, 2001) y por lo tanto la variación en el rendimiento y calidad de los carragenanos (Bulboa & Macchiavello, 2001; Véliz et al., 2017) a través del tiempo. En este contexto el conocimiento de variaciones estacionales podría usarse para seleccionar los mejores periodos de cosecha para la obtención de carragenina de alto rendimiento y calidad (Véliz et al., 2017) ayudando a tomar decisiones para políticas de manejo de esta materia prima.

2.2.6. Importancia económica de *C. chamissoi*

La producción de macroalgas en el territorio peruano ha estado destinada mayormente al comercio exterior, una de ellas es *C. chamissoi* (Diaz et al., 2021). Esta macroalga ha sido utilizada a nivel mundial, como fuente para la obtención de carragenina y en recientes años para el consumo directo en países asiáticos (Bulboa & Macchiavello, 2001). Sin embargo, en el Perú el yuyo también se ha utilizado para el consumo directo en platos tradicionales desde los tiempos prehispánicos (Arakaki et al., 2021).

La obtención de esta alga en Perú es realizada principalmente por pescadores artesanales a partir de la extracción de reservas naturales (Diaz et al., 2021), por lo que es un importante recurso para los pescadores, con una de las mayores camas naturales en el norte (Pacasmayo, Lambayeque y Sechura) y en el sur (Pisco y Paracas) (Hayashi et al., 2014). Actualmente solo en Pisco la comercialización de algas en fresco y en algunos casos en seco es sustento de 500 familias aproximadamente (Diaz et al., 2021).

En contraste a la importancia que representan las macroalgas rojas a la población pesquera, la legislación actual del gobierno solo contempla la recolección de algas pardas y no existe control sobre la extracción de algas rojas (Hayashi et al., 2014). Por otro lado, la extracción ilegal de algas marinas, acompañado de la ausencia en el control y vigilancia de las zonas donde se realiza esta actividad (Diaz et al., 2021) ha generado que las reservas naturales sean sobreexplotadas. Esto último se puede observar en la caída del 2013 debido a la baja disponibilidad de macroalgas (Diaz et al., 2021) siendo los principales perjudicados los pescadores artesanales de los principales puertos del país, como Pisco.

La sobreexplotación en las reservas naturales es debido en cierta parte a la alta demanda que ha tenido en el consumo directo y como materia prima para la obtención de carragenina (Hayashi et al., 2014). En relación al consumo directo, el comercio nacional de “yuyo” ha fluctuado a través de los años incrementando su valoración y por lo tanto su precio. Por ejemplo, en el año 2005 su precio era 2.18 soles/kg o 0, 5dolares/Kg, pero actualmente su

valor se encuentra entre 12 a 13 soles /kg o 3 y 4 dólares / kg (Arakaki et al., 2021), siendo los principales clientes restaurantes marinos (Diaz et al, 2021), los cuales han aumentado debido a la buena recepción de la comida marina a nivel nacional e internacional.

Por otro lado, el mercado de carragenina ha incrementado debido a sus múltiples usos en la formulación de diversos alimentos como helados, chocolate con leche, queso, cremas y jamones, generando un aumento de la producción y extracción de macroalgas rojas a nivel mundial (Arakaki et al, 2021, Avila et al, 2011). Por lo que, debido al aumento de la demanda es necesario buscar un desarrollo sostenible en la producción de *C. chamissoi*.

2.3. Aspectos generales de *Mazaella canaliculatus*

2.3.1. Taxonomía de *Mazaella canaliculatus*

El alga *M. canaliculatus* se ha encontrado en debate durante mucho tiempo por su género, en primera instancia era conocido como *Sphaerococcus canaliculatus*, posteriormente se le colocó en el género "*Chondrus*" pero estudios morfológicos determinaban que no se ajustaban a los caracteres que representaban el género "*Chondrus*" (Arakaki et al., 1997). Por otra parte, Hommersand et al. (1999) señaló que a nivel filogenético y morfológico se encontraba entre *Mazzaella* y el clado *Iridea/Sarcothalia*. Finalmente, este problema llegó a su fin en el año 2021, debido a un análisis filogenético que la colocó en el género *Mazzaella* (Arakaki & Ramirez, 2021).

Reino: Plantae

Subreino: Biliphyta

Phylum: Rhodophyta

Subphylum: Eurhodophytina

Clase: Florideophyceae

Subclase: Rhodymeniophycidae

Orden: Gigartinales

Familia: Gigartinaceae

Género: *Mazaella*

Especie: *Mazaella canaliculatus* (C.Agardh)

Greville, 1830

Mazzaella canaliculatus es conocida vulgarmente en Chile como «liquen gomoso» (Arakaki et al., 1997) y es utilizada por ser una fuente de carragenina tanto en Perú como Chile (Ayal & Matsuhira 1986, White & Wilson, 2015).

2.3.2. Distribución y hábitat

Mazzaella canaliculatus se distribuye en las costas de Sudamérica a partir de las islas Chincha (14°S) en Perú hasta Chiloé (41°S), Chile (Vega & Meneses, 2001). Esta especie se encuentra ubicada en la zona intermareal inferior y submareal hasta los 20 metros de profundidad (Arakaki et al., 1997) y poco expuestas al oleaje (Calderón et al., 2010). Aunque se han observado en lugares semi-expuestos o expuestos al oleaje (Saavedra et al., 2019). Esta alga se encuentra creciendo sobre rocas, piedras y bolones; y encontrándose adherida a las valvas de moluscos y conchuelas, junto a otras especies de algas como *Heterozostera tasmanica*, *Chondracanthus chamissoi* y *Plocamiun cartilagineum* (Arakaki et al., 1997).

2.3.3. Morfología externa

A nivel morfológico, esta alga se caracteriza por presentar una estructura membranosa y cartilaginosa, de color verde oscuro a rojo púrpúreo (Calderón et al., 2010) en algunos casos de color rojo parduzco (Saavedra et al., 2019) e incluso llegando a un color negro por desecación (Arakaki et al., 1997); con un pequeño disco de fijación al sustrato de 5mm de diámetro que origina uno a varios estipes cilíndricos erectos, de 1.1 a 3.9 mm de diámetro en su parte basal (Arakaki et al., 1997), dando origen a partir de estas, una construcción multiaxial (Calderón et al., 2010) que se dividen dicotómicamente en número de 4 a 16 veces (Arakaki et al., 1997) generando filamentos entre sí (Saavedra, et al 2019), alcanzando una altura entre los 5 a 35 cm (Arakaki et al., 1997) (Figura 5).

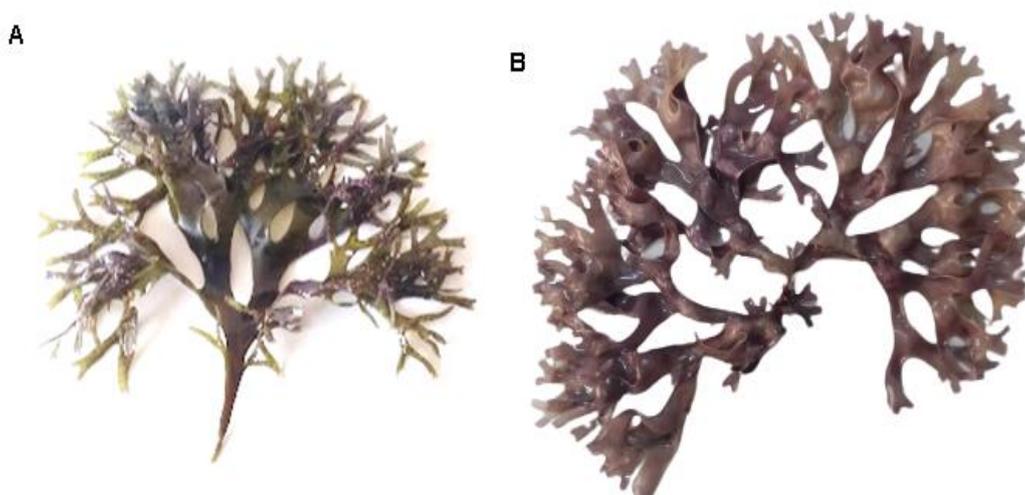


Figura 5: *Mazzaella canaliculatus* extraída de la pradera submareal de la playa Mendieta, Pisco, Perú (A) Alga extraída en setiembre del 2021, (B) Alga extraída a finales de enero del 2022

2.3.4. Ciclo reproductivo de *Mazaella canaliculatus*

M. canaliculatus al ser parte de la familia *Gigartinaceae* presenta un ciclo de vida trifásico (Vega & Meneses, 2001); dioico, con gametofitos masculinos y femeninos en plantas separadas (Arakaki et al., 1997). Destacando las fases tetrasporofítica y gametofítica.

En la fase tetrasporofítica, las plantas inmaduras son morfológicamente similares a los gametofitos jóvenes. En la madurez, estas plantas llevan tetrasporangios en soros visibles de color rojo (Arakaki et al., 1997), cerca de los ápices y dispuestos a lo largo del margen de las proliferaciones, son de forma alargada y ligeramente sobresalientes (Calderón et al., 2010), estos son confluentes y están inmersos en el talo (Arakaki et al., 1997), generando una sensación rugosa al tacto (Figura 6).

Mientras que la fase gametofítica, los gametofitos masculinos en esta especie presentan espermatangios incoloros, en soros superficiales de color blanco sobre las porciones periféricas de las ramas jóvenes (Arakaki et al., 1997). Mientras que, el gametofito femenino presenta las estructuras reproductivas principalmente dispuestas en las pínulas de las proliferaciones primarias y secundarias; los cistocarpos, son esféricos, sobresalientes y se distribuyen en los márgenes de dichas proliferaciones (Calderón et al., 2010) de color rojizo (Figura 6).

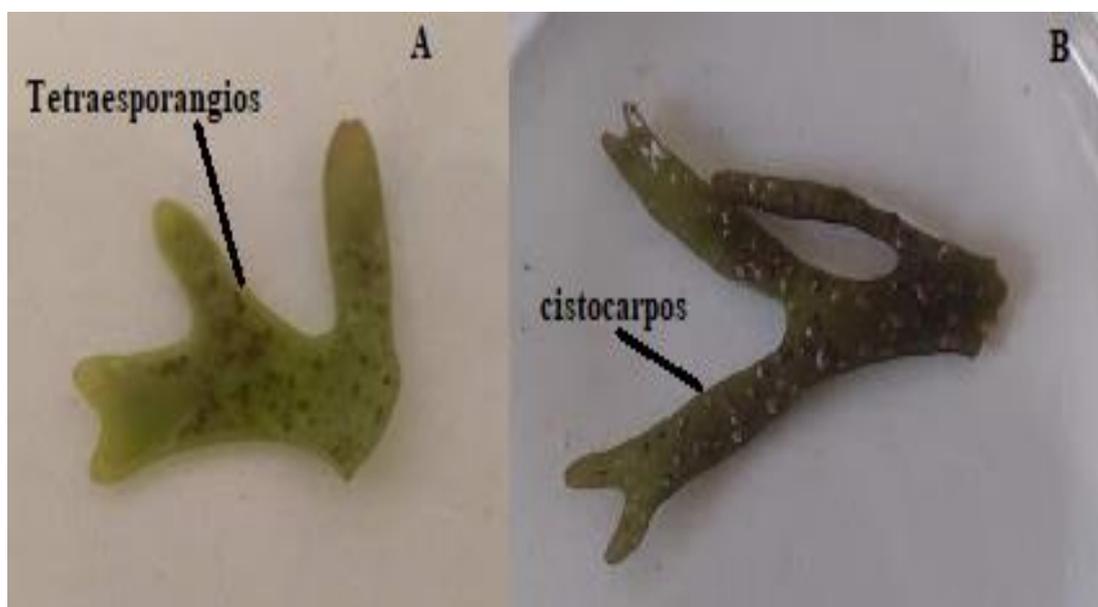


Figura 6: Diferencia morfológica de las estructuras reproductivas de *Mazaella canaliculatus*. (A) Tetrasporofito (B) Gametofito femenino

Según estudios realizados por Ayal & Matsuhira (1986), existe una variación en el rendimiento de carragenina observándose un 50,5% en peso seco para gametofitos

femeninos (Ayal, & Matsuiro, 1986; Edding et al., 2008) prevaleciendo las carrageninas de tipo Kappa (k)/ Iota (I) (Hernández-Carmona et al., 2013). Mientras las algas tetrasporofíticas presentan 54.4% (Ayal, & Matsuiro, 1986; Edding et al., 2008), principalmente de la carragenina λ (Hernández-Carmona et al., 2013). Sin embargo, no se han encontrado estudios relacionados a su composición química como proteínas o lípidos.

2.3.5. Factores que influyen en la población de *M. canaliculatus*

La población de *M. canaliculatus* presentan factores que alteran su desarrollo y crecimiento como la temperatura y luz (Edding et al 2008); así como, las variaciones estacionales que afectan su capacidad de producción (Vega & Meneses, 2001).

En el caso de la temperatura, estudios realizados en Chile observaron que las algas no crecen adecuadamente en 8.6°C y 26.7°C después de 14 días. Sin embargo, las temperaturas 14.3 °C y 20.7°C mostraron un crecimiento adecuado, pero a una irradiación baja de luz 54 μmolm^{-2} y 127 μmolm^{-2} (Edding et al., 2008). Por otro lado, en relación a las altas temperaturas, es probable que la temperatura y / o irradiancia causen blanqueamiento de las frondas y posiblemente una mortalidad más temprana en la región inter-mareal (Vega & Meneses, 2001), fenómeno similar a la *C. chamissoi*. Mientras que las bajas temperaturas disminuyen los rangos en el crecimiento y producción de la biomasa.

Las variaciones de temperatura y luz en la naturaleza se observan principalmente en los cambios estacionales. Esto se corrobora con el estudio realizado por Vega y Meneses (2001) en donde la biomasa de *M. canaliculatus* varió intra-anual con dos períodos distintos, un período de biomasa baja durante el otoño-invierno y un período de biomasa alta durante la primavera.

2.3.6. Importancia económica de *Mazaella canaliculatus*

En Latinoamérica uno de los países que ha prestado mayor atención a *Mazaella canaliculatus* es Chile, presentando mayor investigación y formas de cultivos para la generación de una economía sostenible (Vega y Meneses, 2001; Edding, 2008), aunque es una especie de menor importancia en comparación a *Chondracanthus chamissoi* (Hayashi et al. 2013). Según Buschman (2001) las algas carragenofíticas más explotadas en Chile incluye *Gigartina*, *Chondracanthus*, *Sarcothalia* y *Mazaella*, representando una extracción de 30000 toneladas junto a *Gigartina* y *Sarcothalia*. Por otro lado, la especie *Mazaella canaliculatus* tuvo su máxima explotación en los años 90s y posteriormente reemplazada por otras algas

(Edding, 2008). Sin embargo, ha presentado un gran potencial como especie de cultivo a nivel experimental (Edding et al. 2008). Por otro lado, en Perú, no se encuentran registros de exportación ni de extracción en el anuario estadístico de Pesca (Ministerio de la Producción, 2020).

2.4. Aspectos generales de la carragenina

Las algas contienen una gran cantidad de polisacáridos los cuales se encuentran entre el 4-76% en peso seco, dependiendo de la especie (Kraan, 2012). Estos polisacáridos poseen numerosas aplicaciones comerciales debido a sus propiedades reológicas (Jiao et al., 2001). Entre los polisacáridos más comerciales destacan el agar, el alginato y la carragenina (Hernández-Carmona et al., 2013).

La carragenina es un polisacárido obtenido a partir de la pared celular de muchas algas rojas (López-Acuña et al., 2002; Campo et al., 2009; Hernandez-Carmona et al., 2013) perteneciente a la familia de poligalactanos sulfatados (Campo et al., 2009), la cual está conformada por un esqueleto lineal, compuesta por unidades de galactopiranosas y 3,6 anhidro-galactopiranosas (DA) unidas alternativamente entre α 1-3 y β 1-4 enlaces glucosídicos (Campo et al., 2009; Hernandez-Carmona, 2013) con 15 a 40% sulfato de éster (Necas & Bartosikova, 2013), ver Figura 7.; es hidrosoluble (Loureiro et al, 2017) y presenta la habilidad de formar geles, con iones de potasio o calcio (Hernández-Carmona, 2013), por lo que es solicitado en el mercado nacional e internacional.

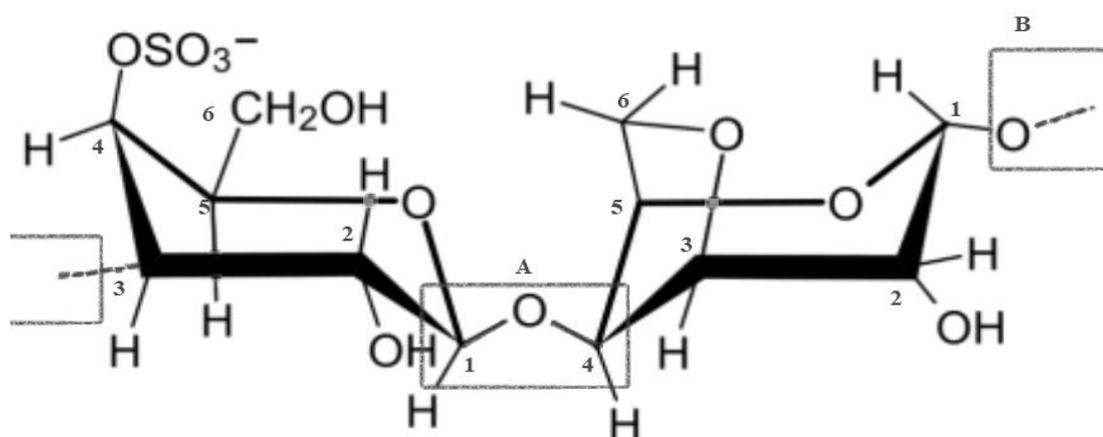


Figura 7: Estructura de k-carragenina. (A) Enlace glucosídico β 1-4, (B) Enlace glucosídico α 1-3
FUENTE: (Necas & Bartosikova, 2013)

Actualmente el mercado de carragenina, es el más grande de los derivados de algas (Campbell & Hotchkiss, 2017) representando un valor de 527 millones de dólares y con una producción global de 50,000 ton/año (Kraan, 2012) siendo utilizado principalmente en la industria alimenticia (Van de Velde et al., 2005; Blakemore & Harpell, 2010) para mejorar la textura de los quesos, como control de la viscosidad de pudines y postres, estabilizante de comida procesada para la producción de pates, salchichas y hamburguesas bajas en grasa (Campo et al., 2009), en productos lácteos para mantener la cocoa en suspensión en la chocolatada, como recubrimiento en frutas cortadas a gran escala evitando la decoloración, manteniendo la textura y brindando protección antibacteriana (García et al., 2016). Mientras que, para la industria del cuidado personal es utilizada como estabilizante y agente espesante en la producción de pastas dentífricas, lociones de manos y *shampoos* (García et al. 2016; Saavedra et al., 2019).

Recientemente la carragenina ha recibido acogida en la industria farmacéutica (Campo et al., 2009) como vehículo de entrega para componentes bioactivos basado en nanopartículas e hidrogeles, entre otros; ya que brinda estabilidad a los ingredientes bioactivos (Dong et al., 2021) además de presentar numerosas actividades biológicas como anticoagulante, antiviral e inmuno-inflamatoria (Jiao et al. 2001; García et al., 2016). Por lo que la larga variedad de aplicaciones a partir de la carragenina seguirá expandiéndose con gran versatilidad en las diferentes industrias (García et al., 2016).

2.4.1. Tipos de carragenina

La carragenina como polisacárido ha sido clasificados por letras griegas en seis tipos: Kappa (κ), Iota (ι), Lambda (λ), Mu (μ), Nu (ν) y theta (θ) de acuerdo a la presencia de 3,6 anhidrogalactosa, la posición y el número de grupos sulfatados (Campo et al., 2009; Necas & Bartosikova, 2013). Dentro de esta clasificación se encuentran los más comerciales los cuales son iota (ι), lambda (λ) y kappa-carragenina (κ) cada uno con diferencias en la estructura química y en sus propiedades (García et al., 2016). Además, existen otros dos tipos de carrageninas, llamadas Mu (μ) y Nu (ν) que se encuentran a menudo en muestras de carragenina obtenidas por métodos de extracción suave y son los precursores de Kappa (κ) y Iota (ι), respectivamente (Van de Velde et al., 2005).

a. k-carragenina

El k-carragenina a nivel estructural está conformado por una cadena larga de sulfo galactanos en donde se une 4- α -D-galactopiranososa (G4S) y la 3,6-anhidro- α -D-galactopiranososa (DA)

(Campo et al., 2009), por lo que contiene un grupo de sulfato de éster por dímero (Zia et al., 2017), ver Figura 8, presentando un contenido de sulfato de éster con aproximadamente un 25 a 30% y un contenido de 28 a 35% de 3,6-DA (Necas & Bartosikova, 2013).

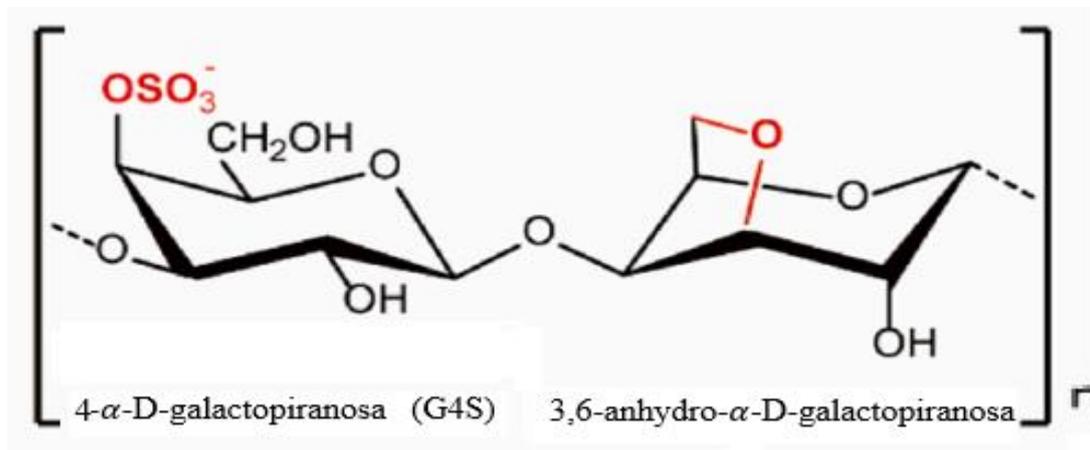


Figura 8: Estructura de k-carragenina con sus dos subunidades y un éster de sulfato
FUENTE: Jiang et al, 2021

En relación a sus propiedades, se caracteriza por ser más sensible a los iones de K^+ , cuya presencia le permite formar geles rígidos, ligeramente opacos y térmicamente reversibles (Featherstone, 2015; García et al., 2016); mientras que, en presencia de iones de calcio forma geles quebradizos (García et al., 2016).

Las propiedades que presenta la k-carragenina le ha permitido actuar como estabilizante en la leche (Featherstone, 2015), brinda la textura a diferentes quesos (García et al., 2016), como protección y mantenimiento en frutas cortadas como plátanos y mangos (García et al., 2016; Dong et al., 2021); en producción de jamón, hamburguesas y carnes procesadas con bajo contenido de lípidos (Hernández-Carmona, 2013; Featherstone, 2015) y recientemente se está utilizando como vehículo de entrega para componentes bioactivos en forma de nanopartículas (Dong et al., 2021).

b. ι - carragenina

En el caso de la ι - carragenina tiene un contenido de sulfato de éster de 28 a 30% (Necas & Bartosikova, 2013) y presenta una estructura en donde se une 4- α -D-galactopiranososa (G4S) y 3,6-anhydro- α -D-galactopiranososa 2-sulfato (Campo et al., 2009) conteniendo dos grupos de sulfato de éster por cada dímero para formar la cadena de galactanos sulfatados (Zia et al., 2017), ver Figura 9.

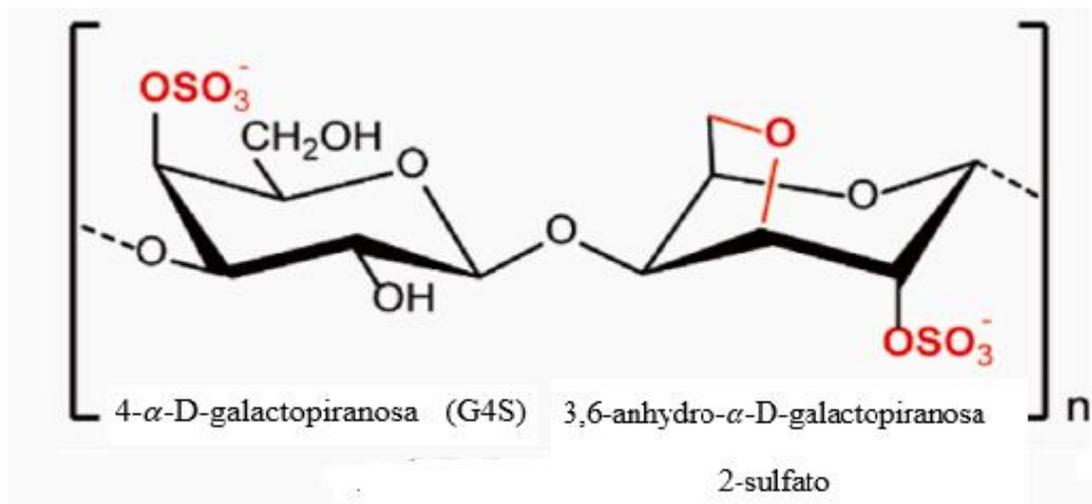


Figura 9: Estructura de ι -carragenina con sus dos subunidades y dos ésteres de sulfato en cada dímero
FUENTE: Jiang et al., 2021

Su estructura le ha permitido mostrar una mayor sensibilidad a los iones de Ca^{+2} , cuya presencia le permite formar geles de textura más elástica y coloración más clara que los de κ -carragenina (Featherstone, 2015; Blakemore & Harpell, 2010; García et al., 2016).

Por lo que las propiedades que presenta ι -carragenina le ha permitido tener amplios usos en postres helados, donde brinda una textura más suave y cremosa al producto final (Hernández-Carmona, 2013), en las fórmulas de leche materna (Featherstone, 2015) y como agente estabilizante en pastas dentífricas (García et al., 2016).

c. λ -carragenina

La λ -carragenina es un polisacárido que presenta un contenido de sulfato de éster en alrededor de 32% a 39% y no contiene 3,6 DA (Necas & Bartosikova, 2013). Su estructura está constituida por β -D-galactopiranososa 2-sulfato y α -D-galactopiranososa 2,6-bisulfato (Campo et al., 2009) conteniendo 3 grupos de sulfato de éster por dímero (Zia et al., 2017) debido al alto nivel de grupos sulfatos esta carragenina no presenta una actividad gelificante, pero forma soluciones con alto grado de viscosidad (García et al., 2016; Zia et al., 2017), ver Figura 10. Por lo que se utiliza en la industria de los aerosoles a bajas concentraciones (Featherstone, 2015) y en la industria de lociones de manos y cremas (García et al., 2016) debido a su capacidad viscosificante.

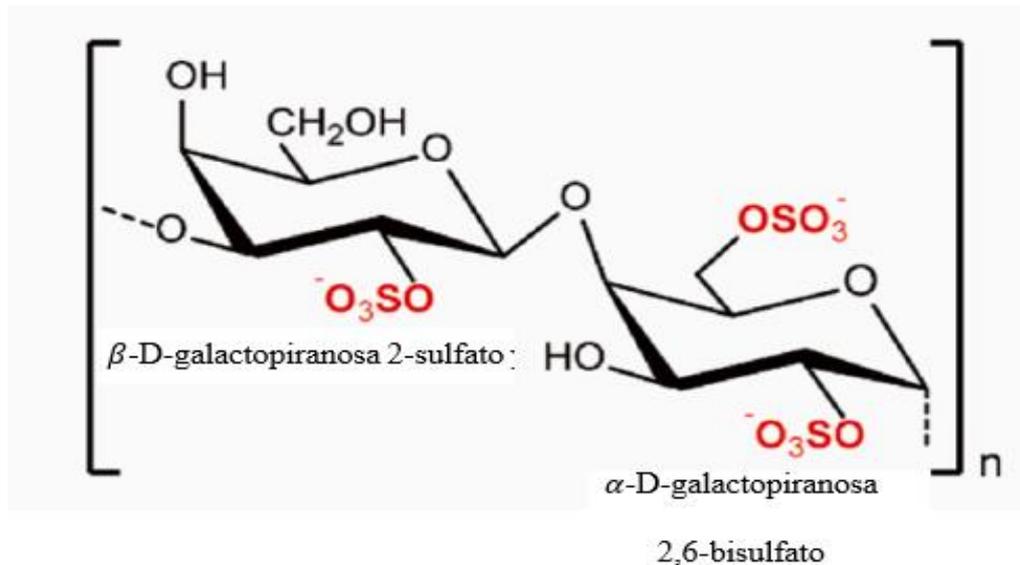


Figura 10: Estructura de λ - carragenina con sus dos subunidades y tres ésteres de sulfato en el dímero
FUENTE: Necas & Bartosikova, 2013

2.4.2. Propiedades de la carragenina

a. Solubilidad

El proceso de solubilización comprende una hidratación de las moléculas de carragenina en función de la concentración, tipo de cationes presentes, temperatura del agua y medio de dispersión (Solís, 2004). Siendo insolubles en disolventes orgánicos, aceite o grasas debido a los niveles de grupos sulfatos que son altamente hidrofílicos (Campo et al., 2009).

La mayoría de las carrageninas comerciales son solubles al agua caliente siendo λ -carragenina soluble en aguas frías, pero las carrageninas tipo gel como la κ y ι -carragenina necesitan un ciclo de calor y frío para ser completamente solubles (Blakemore & Harpell, 2010).

Por otro lado, las carrageninas también han mostrado un comportamiento similar con la leche porque han mostrado ser solubles a la leche caliente (Solís 2004; Blakemore & Harpell, 2010). Sin embargo, solo la lambda carragenina ha mostrado ser soluble a la leche fría (Blakemore & Harpell, 2010) esto se debe al alto grado de sulfatación de la lambda-carragenina (λ) ya que sus grupos sulfato provoca que las cadenas de los polímeros se mantengan apartadas (Solís, 2004) permitiendo tener una alta solubilidad en agua y leche, tanto en frío como en caliente.

b. Viscosidad

La viscosidad es una medida que determina la resistencia a fluir de las partículas (Blakemore & Harpell, 2010). Esta propiedad reológica en el caso de la k-carragenina es utilizada para ver su calidad posterior al tratamiento alcalino; siendo que mientras mayor viscosidad presente, la muestra tendrá mayor calidad (Bono et al., 2014). Además, la viscosidad en el caso de la k-carragenina depende de tres factores principales: la temperatura, la concentración de carragenina y la concentración de sales (Stanley, 1990).

Las temperaturas juegan un papel muy importante en la capacidad viscosificante de las carrageninas debido a la solubilidad a altas temperaturas (Blakemore & Harpell, 2010). En general, cuando las carrageninas se encuentran sometidas a altas temperaturas, dan soluciones de baja viscosidad y a medida que disminuye la temperatura del sistema, la viscosidad aumenta, generando al final geles en el caso de las carrageninas kappa (k) e Iota (ι)(Solís, 2004). En este caso, la viscosidad de la k- carragenina varía de acuerdo a la temperatura y también presenta un comportamiento diferente como “fluido”, por ejemplo, cuando se encuentra a una temperatura de 75 °C se comporta como un fluido con viscosidad constante o también conocido como “fluido newtoniano” (Webber et al. 2012).

Por otro lado, la concentración de carragenina afecta la viscosidad debido a la interacción entre las cadenas de los polímeros (Stanley, 1990; Solís 2004). Por lo que a mayor concentración de carragenina habrá mayor viscosidad; sin embargo, presentarán el mismo comportamiento como fluido (Garrec et al., 2013).

Mientras que, las sales disminuyen la viscosidad de las soluciones debido a que reducen la repulsión electrostática entre los grupos sulfatos (Solís, 2004). Aunque a altas concentraciones de sal, la carragenina kappa e Iota pueden formar geles con los que incrementa su “aparente” viscosidad (Stanley, 1990).

Por otra parte, la medida de la viscosidad se realiza por medio de un equipo llamado “Viscosímetro” siendo uno de los más populares el “Viscosímetro rotacional” (AMETEK, 2017), ver Figura 11. La medición adecuada por un viscosímetro rotacional a la muestra también depende de diversos factores como la velocidad de rotación del husillo, el modelo de husillo y el tamaño del contenedor de muestra. La determinación del mejor modelo de husillo y la velocidad de rotación del husillo se realiza por medio del (% de torque) el cual debe encontrarse entre 10 a 100 y mientras más cercano se encuentre a 100% la lectura de

viscosidad será más asertiva. Mientras que el tamaño del contenedor tiene un efecto insignificante si es de pequeñas dimensiones (AMETEK, 2017), ver Figura 11.

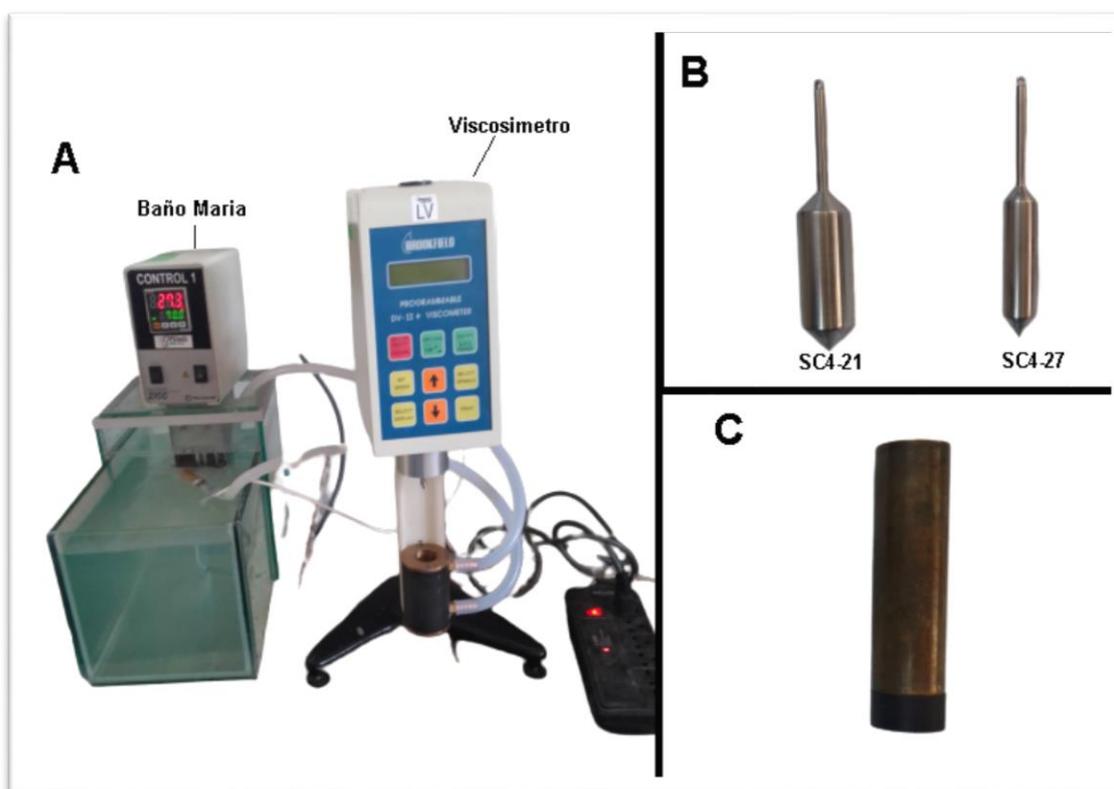


Figura 11: Equipo del Reómetro de Brookfield DV-II. (A) Viscosímetro de Brookfield DV-II junto al baño María, (B) Modelo de Husillos, (C) Contenedor de muestra

c. Gelificación

La capacidad de formar geles a partir de k y ι carragenina requiere un ciclo de calor-frio y la presencia de sales específicas (Blakemore & Harpell, 2010) representándose el mecanismo de gelificación en dos pasos separados y sucesivos (Rochas & Rinaudo, 1984). El mecanismo de gelificación se observa en la Figura 12.

En el primer paso, la solución se encuentra a altas temperaturas y la carragenina presenta una conformación de hebras aleatorias (Blakemore & Harpell, 2010). Al enfriar, empieza a formar estructuras de doble hélice (Rochas & Rinaudo, 1984) siendo firmes y elásticos (Blakemore & Harpell, 2010).

En el segundo paso, la agregación de los cationes o “cosolventes” y un mayor enfriamiento formara una agregación entre hélices (Rochas & Rinaudo, 1984; Blakemore & Harpell, 2010) generando un aumento significativo de la fuerza del gel y un cambio estético, mostrando geles rígidos y quebradizos (Blakemore & Harpell, 2010).

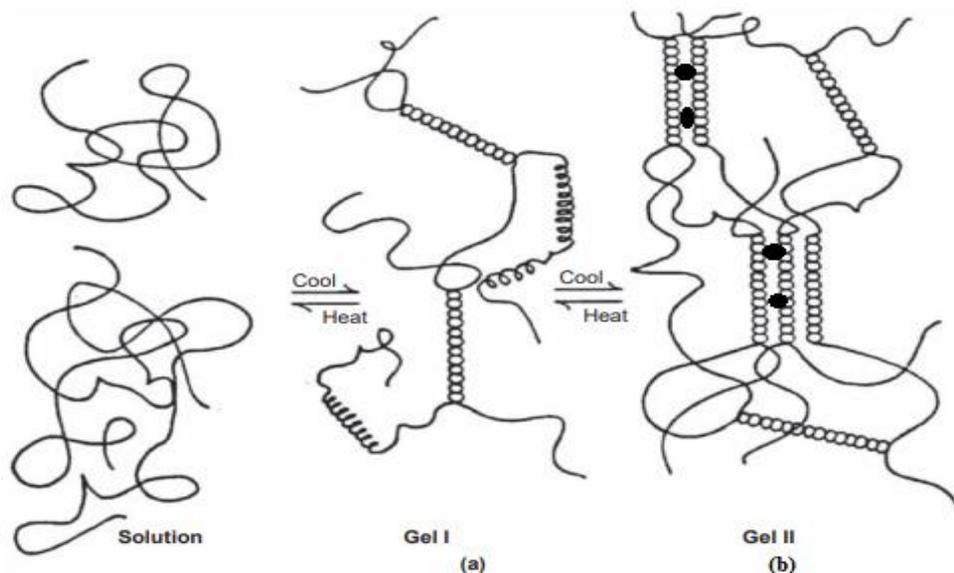


Figura 12: Modelos esquemáticos para la formación de gel en k-carragenina (a) Hélices formados por k-carragenina y (b) interacción con los cationes; los cationes son los puntos
FUENTE: Imagen modificada, Blakemore & Harpell, 2010

2.4.3. Fundamentos de la extracción de k-carragenina

La elaboración de carragenina implica un proceso de varias etapas siendo las principales la limpieza, secado, extracción y purificación (Solís, 2004). En general se empieza con una etapa de preparación de las algas luego se pasa a una etapa de extracción de k-carragenina y finalmente al fraccionamiento de la fracción no gelificante y la fracción gelificante (Salas et al., 2008).

En la primera etapa, las algas son lavadas para eliminar arena, sales, conchas y otras materias extrañas (Hernandez-Carmona, 2013); y clasificadas en sus fases de vida (Salas et al., 2008), que es determinada a partir de su morfología y la técnica química del resorcinol – acetal la cual se basa en la alternancia química que ocurre en las algas de la familia *Gigartinaceae*, en donde los gametofitos presentan k-carragenano en su pared celular, mientras que los tetrasporofitos presentan λ -carragenina (Santomé, 2018). Según Santomé (2018), el resorcinol reacciona con un tipo de carragenano (k-carragenina) y produce una coloración diferente; los gametofitos muestran coloraciones rosadas a rojas y los tetrasporofitos, falta de coloración o coloración muy leve de amarillo o naranja.

Luego la muestra es secada hasta peso constante. Existen diversos métodos de secado, pero uno de los más empleados es utilizando el calor directo del sol debido a su bajo costo (Suherman et al., 2018). Sin embargo, existen otros métodos de secado como el uso de

estufas que a pesar de mostrar un menor contenido de agua presenta una gran demanda energética (Suherman et al., 2018). Por lo que, se han empezado a crear mecanismos que permitan un mayor rendimiento del secado a través del sol o combinando técnicas de secado (Suherman et al., 2018; Kumar et al., 2016). Posteriormente se realiza el proceso de extracción.

Durante el proceso de extracción de carragenina se obtiene una coloración marrón clara. Esta coloración tiende a afectar en el sector comercial porque no se muestra como un producto interesante (Blakemore & Harpell, 2010; Norazlinda, 2013). Por lo tanto, se usa el hipoclorito de sodio como agente blanqueador previo al tratamiento principal (Norazlinda, 2013; Loureiro et al., 2017). Sin embargo, el agente blanqueador genera un olor no tan agradable. Por lo que, para este problema se utiliza el H_2SO_4 como agente neutralizante (Norazlinda, 2013).

En la segunda etapa, ocurre la etapa de extracción de carragenina haciendo uso de altas temperatura (Salas et al., 2008) debido a que las carrageninas son solubles al agua caliente (Blakemore & Harpell, 2010), y un compuesto alcalino para transformar los precursores biológicos como son Mu (μ) y Nu (ν) carragenina a Kappa (k) y Iota (ι) carragenina (Van de Velde et al., 2005), manteniendo un PH entre 8 a 9 (Hernandez-Carmona, 2013) dado que los carragenanos son relativamente resistentes a los álcalis aunque a un PH mayor ocurre un proceso de degradación (Stanley, 1990).

En la tercera parte ocurre el filtrado que dividirá la parte gelificante de la parte no gelificante; siendo una de las más conocidas la tecnología de gel prensado (Solís 2004; Hernandez-Carmona, 2013). Esta tecnología está basada en el uso de una solución de KCl, la cual debido a las interacciones iónicas que se producen entre la k-carragenina y la sal permite la formación de geles (Rochas & Rinaudo, 1984; Solís, 2004).

2.4.4. Identificación de la k-carragenina por FTIR-ATR

La k-carragenina es un polisacárido extraído de las algas rojas y ampliamente utilizado como agente gelificante (Sekkal & Legrand, 1993). Una de las técnicas más usadas para la identificación de las estructuras de polisacáridos, como la carragenina, es la espectroscopía infrarroja (IR), que se basa en el análisis de picos de absorción en determinados números de ondas (expresados en cm^{-1}) (Gómez-Ordóñez & Rupérez, 2011).

El método de espectroscopia infrarroja ha tenido cambios significativos en el último siglo, tales como el uso de las transformadas de Fourier y la técnica de reflectancia total atenuada (ATR), las que han mejorado significativamente la espectroscopia infrarroja convencional (Gómez-Ordóñez & Rupérez, 2011) presentando tres ventajas significativas: la rapidez, el hecho de que no es destructiva y que requiere solamente una pequeña cantidad de muestra (Pereira et al. 2003, Gómez-Ordóñez & Rupérez, 2011).

En el caso de los polisacáridos carragenofíticos su espectro infrarrojo ha mostrado cinco regiones representativas (Matsuiro, 1996; Hong et al., 2021; Mathlouthi & Koenig, 1987). Sin embargo, la k-carragenina es un polisacárido que además de poseer C,H,O también poseen grupos sulfatos, por lo que las 5 regiones representativas han sido ajustadas a este compuesto, los cuales son: (a) región de 3600- 2800 cm^{-1} , correspondiente a la vibración de OH- y CH (Mathlouthi & Koenig, 1987; Matsuiro, 1996); (b) región de 1650-1635 cm^{-1} , correspondiente a la vibración del agua (Hong et al., 2021; Hung et al 2021), (c) región de 1260-1010 cm^{-1} , correspondiente a la vibración de éster de sulfato y enlace glucosídico (Pereira et al. 2003); (d) región de 950- 700 cm^{-1} , correspondiente al “fingerprint” y (e) región por debajo de 700 cm^{-1} , llamada también “región esquelética” (Mathlouthi & Koenig, 1987; Matsuiro, 1996).

La región de 3600-2800 cm^{-1} muestra la vibración del grupo funcional OH – la cual dependerá si se encuentra libre o unido a otra estructura (Mathlouthi & Koenig, 1987, Matsuiro 1996). El grupo funcional OH- se presenta libre en la región 3700-3500 cm^{-1} ; mientras que el OH- unido a otra estructura se encuentra en la región 3500- 3100 cm^{-1} . Por otro lado, la vibración de CH-, se encuentran entre los 3000–2500 cm^{-1} a las cuáles se le asignan los movimientos de vibración del esqueleto de CH y CH₂ en los polisacáridos (Hong et al, 2021).

La región 1650-1635 cm^{-1} , indica la interacción de moléculas de agua con la estructura polimérica (Velázquez et al., 2003). Esta interacción aparece como un pico en 1635 cm^{-1} (Hong et al, 2021) o alrededor de los 1640 cm^{-1} (Hung et al., 2021).

La región de 1260- 1010 cm^{-1} muestra la vibración del éster de sulfato en el rango 1210-1260 cm^{-1} de longitud de onda (Pereira et al, 2003). Por otro lado, en el rango 1010-1080 cm^{-1} , se encuentran la vibración generada por el enlace glucosídico (Pereira et al, 2003; Webber et al., 2012) y las vibraciones de C-O y C-OH (Ortiz-Tafoya, 2018). Las vibraciones generadas por el enlace glucosídico se encuentran entre 1035-1041 cm^{-1} (Arockia et al.,

2019); mientras que la vibración de C-OH se encuentra entre 1066 - 1071 cm^{-1} (Ghani et al. 2018), aunque también se han encontrado picos a 1060 cm^{-1} (Ortiz-Tafoya, 2018).

La región “fingerprint”, entre 950- 700 cm^{-1} , identifica la presencia de 3,6 anhidro-galactosa por medio de la vibración C-O-C (Souza et al, 2018; Ghani et al. 2018), es decir en el grupo éter, la cual se encuentra en el rango entre 920- 930 cm^{-1} (Nanaki et al., 2010, Arockia et al., 2019), principalmente a 930 cm^{-1} (Matsuhira, 1996); aunque Pereira (2003) señala que el rango es hasta 935 cm^{-1} . La identificación de galactosa 4- sulfato (G4S), se determina por las vibraciones entre los enlaces C-O-SO₄ (Souza et al, 2018), las cuales se encuentran en el rango de 850 - 845 cm^{-1} (Pereira et al., 2003). Esta región es muy importante porque permite la diferenciación de la k – carragenina con los otros tipos de carragenina, debido a que permite la diferenciación de cada uno de sus monómeros (Tabla 1).

Tabla 1: Identificación de los tipos de carragenina de acuerdo a la ocurrencia y falta de picos en la región “Fingerprint” del espectro infrarrojo

Vibraciones		Ocurrencia (+) y falta de ella (-), picos de acuerdo a los tipos de carragenina		
Numero de onda (cm^{-1})	Enlaces / grupo(s) funcionales	<i>k</i>	<i>ι</i>	<i>λ</i>
930	C-O de 3,6 anhidro-D-galactosa	+	+	-
845	C-O-S del S en C-4 de galactosa	+	+	-
830	C-O-S del S en C-2 de galactosa	-	-	+
805	C-O-S del S en el C-2 de 3,6 d- galactosa	-	+	-

FUENTE: Choppin & Whalen (1993)

Región menor a 700 cm^{-1} , Esta región se conoce como el “esqueleto de la región”. Como su nombre lo indica, las bandas de esta región están relacionadas con las vibraciones esqueléticas de carbohidratos; sin embargo, la información es limitada y no muy discutida (Hong et al., 2021).

III. METODOLOGÍA

3.1. Materiales

3.1.1. Material de Laboratorio

- Instrumentos de Laboratorio de vidrio

3.1.2. Equipos

- Balanza analítica BOECO BAS31 plus
- Estufa BIOBASE BOV-T30°C,
- Baño María Grant SAP26,
- Centrifuga DLAB DM0636,
- Refrigeradora SAMSUNG,
- Espectrofotómetro Nicolet iS10 Thermo Scientific

3.2. Delimitación espacial y temporal del proyecto

La colecta de materia prima fue realizada en la playa Mendieta, en la provincia de Pisco, departamento de Ica, Perú ($14^{\circ}3'15''S$ $76^{\circ}15'43''W$) el 15 setiembre (finales de invierno e inicio de primavera) de 2021 y 15 de enero (verano) de 2022 (Figura 12). El tipo de muestreo para *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* fue aleatorio, destructivo y selectivo a través de buceo autónomo realizado por pescadores autorizados de la Cooperativa de Trabajadores Pesqueros Artesanales Algas Marinas (COTRAPALMAR), se realizó en dos puntos aleatorios por unidad de área (Tabla 2).

Tabla 2: Ubicación de los puntos de colecta en la temporada de verano e invierno en la playa Mendieta

Estación	Puntos	Latitud	Longitud
Invierno	Punto 1	$14^{\circ} 03' 801''S$	$076^{\circ} 16' 161'' W$
	Punto 2	$14^{\circ} 03' 827'' S$	$076^{\circ} 16' 056'' W$
Verano	Punto 1	$14^{\circ} 03' 798''S$	$076^{\circ} 16' 147'' W$
	Punto 2	$14^{\circ} 03' 840''S$	$076^{\circ} 16' 060'' W$

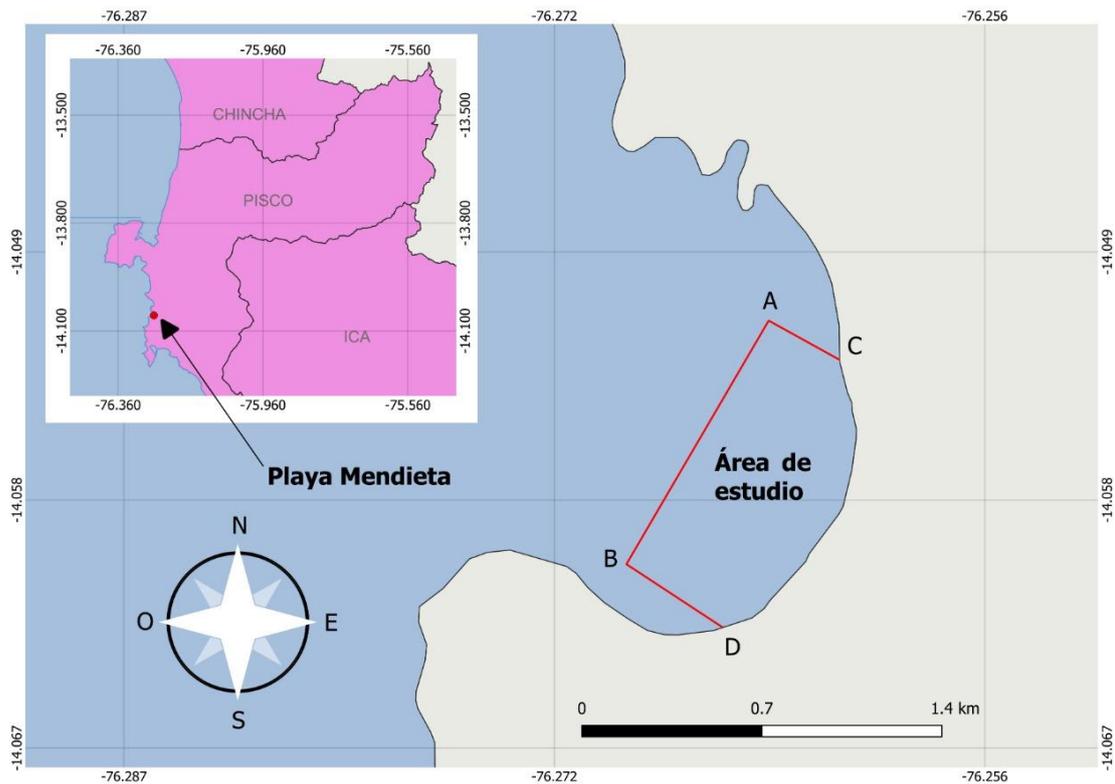


Figura 13: Playa Mendieta, Pisco Perú. Representación del área en donde se seleccionaron los dos puntos de muestreo (Arbaiza ,2016).

Asimismo, la etapa de pre-procesamiento (lavado, secado y selección de las fases) de las macroalgas se realizó en el Centro de Producción y Pre-Procesamiento CEPPA - PISCO, Pisco-Perú; de la empresa Acuicultura del Pacífico ubicado en San Andrés (a 1 hora de distancia de la zona de colecta).

Por otro lado, la extracción y evaluación experimental fue llevada a cabo en la Universidad Nacional Agraria La Molina, en Lima-Perú. Por su parte, la extracción y evaluación de la viscosidad de la k-carragenina se desarrolló en las instalaciones del Laboratorio de Biología Aplicada, ubicada en el Centro Modelo de Tratamientos de residuos (CEMTRAR), mientras que, el análisis de espectroscopia infrarroja por transformadas de Fourier (FTIR) se realizó en el Laboratorio de Micología y Biotecnología (LMB).

3.3. Etapa pre experimental

3.3.1. Colecta de material biológico

Se recolectó 5 kg de cada una de las algas *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* de forma manual provenientes de la playa Mendieta de cada punto de muestreo. Posteriormente, se colocó en

costales de rafia y fueron transportados al Centro de Producción y Pre-Procesamiento CEPPA-PISCO.

3.3.2. Pre-procesamiento de la muestra

a. Lavado y limpieza de la materia prima

La remoción de material extraño y limpieza de la materia prima se realizó en primer lugar a partir de una rejilla para eliminar restos de epifitos y arena, luego las algas fueron enjuagadas dos veces con agua potable para eliminar el remanente de sal y arena en recipientes de plástico.

b. Selección de fases reproductivas

La determinación preliminar de las fases del ciclo de vida (gametofítica y esporofítica) de las algas se realizó a partir de un análisis morfológico visual de sus estructuras reproductivas: Los gametofitos femeninos de *C. chamissoi* se distinguieron por la presencia de cistocarpos protuberantes y notorios (Acleto, 1986; Calderón et al., 2010; Otaíza & Cáceres, 2015) y los gametofitos femeninos de *M. canaliculatus* se identificaron por la presencia de soros superficiales sobre las porciones periféricas de las algas (Arakaki et al., 1997). Por otro lado, los tetrasporofitos de *C. chamissoi* se distinguieron por la presencia de estructuras costrosas o almohadillas de color marrón rojizos localizados en los bordes de las frondas (Acleto, 1986; Santome, 2018). Mientras que los tetrasporofitos de *M. canaliculatus* presentan soros rojizos de pequeñas dimensiones (Calderón et al. 2010, Arakaki et al 1997).

Posteriormente, las algas que no pudieron ser diferenciadas morfológicamente mediante un análisis visual (algas vegetativas); se les realizó un análisis químico mediante el método de Resorcinol- Acetaldehído modificado de Herrera (2005). Para llevar a cabo este análisis, se agregó 150 mg de Resorcinol a 100 ml de agua destilada. Después se adicionó 2ml de HCl concentrado a 8ml de la solución anterior para formar la solución stock Resorcinol. Por otro lado, se realizó la solución stock Acetaldehído, en donde se agregó 1 ml de acetaldehído al 1% en 25 ml de agua destilada. Finalmente, se adicionó 1ml del stock Acetaldehído a la Solución Stock Resorcinol para formar la solución stock de Resorcinol-Acetaldehído.

Después se colocó 3 ml de la solución en un tubo de ensayo con un fragmento de alga en baño maría (90°C) por 60 segundos y, finalmente, pasado el tiempo, se retiró el tubo en baño maría y se observó la coloración de la muestra. La coloración rosada a roja indicó que las frondas son gametofíticas; mientras que la pérdida de color o reacción muy suave como el color naranja indica que las frondas son tetrasporofíticas (Figura 14).

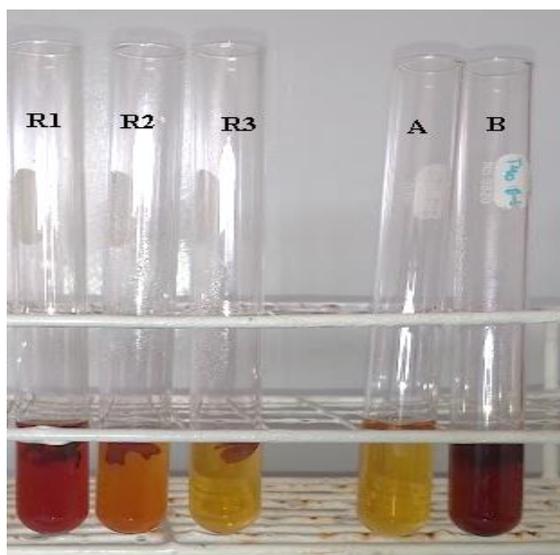


Figura 14: Método Resorcinol-Acetal. Controles, (A) Tetrasporofito, (B) Gametofito; resultados (R1) gametofito, (R2) Tetrasporofito, (R3) Tetrasporofito.

a. Secado de la materia prima

Una vez separadas las algas, fueron sometidas en primer lugar a un secado convencional por medio de la exposición al sol, el cual depende de las condiciones climáticas (Suherman et al 2018) y luego se realizó en una estufa a 40°C siguiendo la metodología de peso constante, para finalizar el secado (Tannenbaum & Fennema, 1992), ver Figura 15.



Figura 15: Proceso de secado de la materia prima. (A) Secado al sol en mallas, (B) Secado final en una estufa a 40°C

El tiempo de secado se prolongó hasta 10 horas, para alcanzar peso constante (Tannenbaum & Fennema, 1992; Suherman et al., 2018). Durante este proceso se realizó una curva de secado (ANEXO 7-10) y se determinó el porcentaje de humedad final con la siguiente fórmula (Tannenbaum & Fennema, 1992).

$$\% \text{ Humedad} = \frac{P1-P2}{M} \times 100 \quad (1)$$

Donde :

P1 : Peso del alga seca en el contenedor

P2: Peso del contenedor

M: Peso del alga fresca

3.4. Etapa experimental

3.4.1. Extracción de k-carragenina

La extracción de k- carragenina consta de cuatro pasos principales: el lavado con hipoclorito, la extracción con tripolifosfato de sodio, la purificación con KCl y, finalmente, el secado y pesado de k- carragenina (ANEXO 2).

En primer lugar, se pesó 10 g de alga seca de cada fase de vida (gametofito o esporofito), proveniente de los 10 kg de alga fresca que fue secado por la metodología de peso constante, en ambas especies, y se colocó en un vaso precipitado con 300 ml de agua desionizada por 10 minutos para que se rehidrate, pasado el tiempo se descartó el agua (Salas et al., 2008). Después, se añadió 200ml de hipoclorito de sodio al 2% y H₂SO₄ 1M en gotas hasta alcanzar un pH igual a 7.0. Esta solución fue mantenida en agitación constante durante 20 minutos (Norazlinda, 2013). Posterior a los 20 minutos, se descartó el hipoclorito de sodio y se enjuagó con 200 ml de agua desionizada, manteniendo el pH a 7.0. Enseguida, se agregó 200ml de agua desionizada a la biomasa de alga, formando una suspensión.

Posteriormente, se llevó la suspensión de algas al baño María (90°C) y luego se agregó 0.8g de tripolifosfato de sodio, manteniendo su pH a 8.0 por medio de gotas de NaOH 1M, durante 3 horas. Luego se redujo la temperatura hasta 70°C para realizar la filtración con filtros de polipropileno de 150 μ m, eliminando las partes sólidas.

A continuación, en un vaso precipitado se agregó 400 ml de KCl al 2% a 10 °C. La suspensión obtenida se añadió lentamente a la solución de KCl (Salas et al., 2008). Posteriormente, la solución final se centrifugó en tubos Falcon de 50 ml a 5000rpm por 15 min, formando dos fases, en donde, la fase gelificante fue puesta en contenedores de 300ml y llevado a congelación por 18 horas. Luego se descongeló, eliminando el residuo acuoso, para después secar la muestra en una estufa a 60°C hasta llegar a un peso constante, obteniendo la k- carragenina (ANEXO 2).

Finalmente, el rendimiento de k-carragenina proveniente de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* se definió a partir de la siguiente fórmula (Solís, 2004).

$$\% \text{ Rendimiento de } k \text{ carragenano} = \frac{Pk}{PT} \times 100 \quad (2)$$

Donde :

Pk= Peso seco obtenido de k- carragenano

PT= Peso seco de la muestra del alga inicial

3.4.2. Medidas reológicas

Para las medidas reológicas se trituró la k- carragenina por medio de un molinillo de café, luego se pesó 0.5 g de k-carragenina molida de cada fase de vida (gametofito o esporofito) en ambas especies (Figura 16A). Después se diluyó en 100ml de agua destilada a 90°C (Figura 16B) y se mantuvo en agitación constante por 20 minutos a 90°C, luego se dejó en reposo por 15 minutos a 85-90°C, para evitar la presencia de burbujas (Bono et al., 2014). Durante el proceso del baño María, se ajustó el Reómetro de Brookfield DV-II por medio del programa Rheocalc V3.3 para que mida a una temperatura de 75°C (Solís, 2004; Stanley, 1990) con una velocidad de 200RPM por 20 minutos. Después de los 15 minutos se colocó 8 ml de muestra y se midió la viscosidad (Figura 16C), usando el husillo SC4-21(16.76mm de diámetro y 31.24 mm de largo de lado). Finalmente, los resultados fueron expresados en centipoise (cps) y se comparó con los patrones carragenina “SIGMA” y k- carragenina “SIGMA”

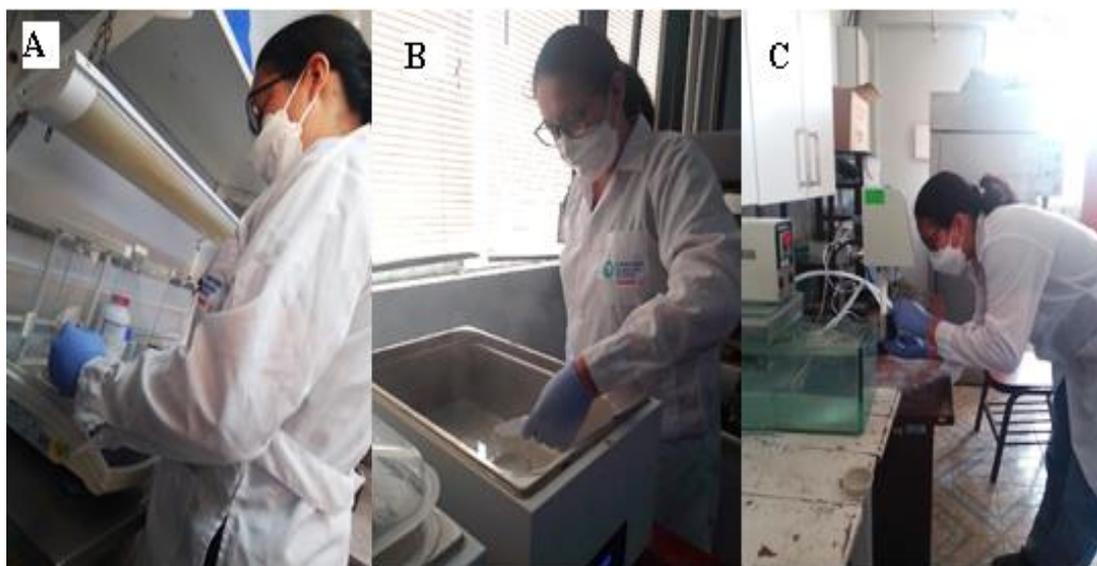


Figura 16: Preparación del material para la medición de la viscosidad. (A) Pesado de la k-carragenina molida (B) Dilución de la materia prima a altas temperaturas, (C) Medida de la muestra por medio del Reómetro

3.4.3. Determinación de κ -carragenina en FTIR

Para la determinación de κ -carragenina en FTIR, se trituraron las muestras de κ -carragenina por medio de un molinillo de café hasta formar hojuelas de 1-2mm de diámetro y luego fueron colocadas en tubos Falcon además de la κ -carragenina marca “SIGMA” (control), para ser analizadas en el Laboratorio de Micología y Biotecnología (LMB). Previo al análisis, fueron compactadas en pastillas por medio de la prensa “*Econo-Press*” durante 1 minuto. Luego se llevaron las pastillas al espectrofotómetro infrarrojo por transformadas de Fourier (FTIR) Nicolet iS10 marca “Thermo Scientific” y se colocaron sobre el cristal de reflectancia total atenuada, con las siglas ATR en inglés (Figura 17), para realizar las medidas correspondientes (Pereira et al., 2003). En primer lugar, se tomó la lectura del fondo, para después adquirir el espectro de cada muestra en un rango de 4000-500 cm^{-1} (Hung et al., 2021), tomando en cuenta un promedio de 32 escaneos (Gómez-Ordoñez & Rúperez, 2011) de 2 segundos cada uno. Finalmente, los resultados obtenidos fueron llevados al programa Origin2022, en el que se analizó y se determinó los picos más significativos para la identificación de κ -carragenina.



Figura 17: Equipos para el perfil κ -carragenina por medio del espectrofotómetro infrarrojo. (A) Econo-Press para formar pastillas, (B) Espectrofotómetro FTIR-ATR con una pastilla

3.5. Diseño experimental

Se utilizó el diseño de bloques completamente al azar (D.B.C.A) siendo el bloque la fecha de extracción debido a la alta variación, presentando 5 repeticiones por cada corrida para los ocho tratamientos:

- Algas gametofíticas de *Chondracantus chamissoi* en la época de verano (T1)
- Algas esporofíticas de *Chondracantus chamissoi* en la época de verano (T2)
- Algas gametofíticas de *Mazaella canaliculatus* en la época de verano (T3)
- Algas esporofíticas de *Mazaella canaliculatus* en la época de verano (T4)
- Algas gametofíticas de *Chondracantus chamissoi* en la época de invierno (T5)
- Algas esporofíticas de *Chondracantus chamissoi* en la época de invierno (T6)
- Algas gametofíticas de *Mazaella canaliculatus* en la época de invierno (T7)
- Algas esporofíticas de *Mazaella canaliculatus* en la época de invierno (T8)

El análisis estadístico se realizó con un nivel de significación de 0.05 y utilizando el programa INFOSTAT, posteriormente se realizó el análisis de varianza (ANOVA) y finalizando con la prueba de LSD Fisher para la comparación de medias de las variables respuestas en la variable de rendimiento.

Por otro lado, en el caso de viscosidad se realizó con un arreglo factorial teniendo en cuenta tres factores (fases de vida, estación y especie) y con una comparación de medias con la prueba LSD Fisher para la comparación de medias.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Rendimiento de k-carragenina

Los resultados de rendimiento de k-carragenina en las especies *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* durante las dos estaciones (verano e invierno) se presentan en la Tabla 3.

Tabla 3: Rendimiento promedio de k- carragenina. Valores promedio de las cinco corridas.

Estación	Especie	Fase de vida	Rendimiento de k-carragenina (%)
Invierno	<i>M.canaliculatus</i>	Gametofito	31.74 ± 2.76 ^a
	<i>C. chamissoi</i>	Gametofito	23.29 ± 2.15 ^b
	<i>M.canaliculatus</i>	Tetrasporofito	8.46 ± 0.69 ^b
	<i>C. chamissoi</i>	Tetrasporofito	9.23 ± 1.02 ^a
	<i>M.canaliculatus</i>	Gametofito	24.32 ± 3.44 ^b
	<i>C. chamissoi</i>	Gametofito	28.41 ± 3.72 ^a
Verano	<i>M.canaliculatus</i>	Tetrasporofito	11.19 ± 2.99 ^a
	<i>C. chamissoi</i>	Tetrasporofito	10.29 ± 2.01 ^a

a>b, las letras difieren significativamente con un ($\alpha=0.05$). Obtenido durante la prueba de LSD Fisher (Anexo 23-26).

Respecto a la fase de vida, ambas especies presentaron mayor rendimiento en la fase gametofítica en relación a la fase tetrasporofítica, en ambas estaciones, en donde la fase gametofítica de *M. canaliculatus* presentó un rendimiento entre 20 - 30%; mientras que, su fase tetrasporofítica presentó un rendimiento menor al 15%. Este comportamiento fue similar en la especie *C. chamissoi* donde la fase gametofítica mostró un rendimiento entre 22- 29%; en tanto que la fase tetrasporofítica fue menor al 10%.

Por otra parte, las especies presentaron diferencias significativas, entre ellas, en cada estación (invierno y verano). En invierno, el rendimiento de k-carragenina en *M. canaliculatus*, durante la fase gametofítica, presentó un rendimiento promedio de 31,74%; mientras que para *C. chamissoi* fue de 22,28%. Es de notar que *M. canaliculatus* presentó

un rendimiento superior de 9,46% frente a *C. chamissoi*, con una diferencia estadística significativa (p-value <0.05); mientras que en la fase tetrasporofítica, el rendimiento en ambas especies fue menor al 10%, con una diferencia estadística significativa (p-value <0.05) entre ambas especies, siendo que *M. canaliculatus* presentó un rendimiento promedio de 8,46% y la *C. chamissoi* 9,23% respectivamente.

Por otro lado, en la temporada de verano, la fase gametofítica de *M. canaliculatus* mostró un rendimiento promedio de 24,32% y *C. chamissoi* presentó un rendimiento de 28,41%, con una diferencia estadística significativa (p-value<0.05) y se observó que *M. canaliculatus* presentó un rendimiento menor a 4,09% frente a *C. chamissoi*. Por otra parte, la fase tetrasporofítica en la especie *M. canaliculatus* presentó un rendimiento promedio de 11,19%; mientras que *C. chamissoi* presentó un rendimiento promedio de 10,29%. Ambas especies no presentaron diferencias significativas entre ellas.

En relación a las estaciones, la especie *M. canaliculatus* presentó un mayor rendimiento de k-carragenina en la temporada de invierno con 31,74% en relación a la temporada de verano que fue 24,32%; mientras que la fase tetrasporofítica de *M. canaliculatus* presentó un mayor rendimiento en la temporada de verano en un 3,34% frente a la temporada de invierno; en tanto que, *C. chamissoi* presentó un mayor rendimiento de k- carragenina en la temporada de verano, con 28,41% ,en comparación a la de invierno con 23,29% (Tabla 3). Finalmente, *C. chamissoi* en la fase tetrasporofítica presentó un mayor rendimiento en la temporada de verano.

Los resultados obtenidos en relación a las fases de vida, *M. canaliculatus* mostró una mayor proporción de k- carragenina en la fase gametofítica, en comparación a la fase tetrasporofítica, en ambas estaciones, concordando con Matsuhira et al. (1996) quienes mencionan que, la fase gametofítica presenta una mayor concentración de k-carragenina en relación a la fase tetrasporofítica. Este comportamiento también se mostró en *C. chamissoi* en donde se observó un mayor rendimiento de k-carragenina en la fase gametofítica en comparación a la fase tetrasporofítica en ambas estaciones, concordando con Salas et al. (2008) y Pereira et al. (2009), quienes dicen que la fase gametofítica presenta una mayor concentración de k-carragenina en relación a la fase tetrasporofítica. Por otro lado, se ha observado esta misma variación de k-carragenina entre las fases de vida en especies del mismo género de *C. chamissoi* como *Chondracanthus teedei* y *Chondrus crispus* que presentan una morfología similar a *Mazaella canaliculatus* (Pereira & Mezquita 2004; Garcia et al., 2012). En general, este comportamiento es recurrente en la familia

Gigartinaceae y en algunas de la familia Phylloporaceae, en donde existe una variación entre las fases de vida en la cantidad y calidad de carrageninas (k) y (λ) (Pereira et al., 2009; Veliz et al. 2017), por lo que, la composición de fases de la biomasa cosechada brinda un perfil positivo para la industria de la carragenina (Santome, 2018) en estas dos especies.

Por otra parte, en relación a las estaciones, *M. canaliculatus*, en la fase gametofítica, presentó un mayor rendimiento de k-carragenina en la temporada de invierno en relación a la temporada de verano, concordando con estudios realizados en otras especies carragenofíticas como la *Eucheuma denticulatum* y *Euchema Isiformis*, en donde las bajas temperaturas y la reducida luz permiten un incremento de k- carragenina, condiciones que se encuentra en la temporada de invierno (Buriyo et al., 2001; Freile-Pelegrín & Robledo, 2006); mientras que un alto grado de insolación no es favorable para la producción de carragenina (García et al., 2012) similar a los resultados obtenidos con *M. canaliculatus* en este estudio. Además, estos autores enfatizan que las altas radiaciones aumentan la fotosíntesis y reducen la tasa de respiración orientando los nutrientes hacia la producción de almidón en lugar de la síntesis del material de la pared celular como la k-carragenina (Fournet et al. 1999). Por otro lado, García et al., (2012) señala que el incremento de la biosíntesis de k-carragenina podría ocurrir en otoño e invierno especialmente en especies expuestas a las olas marinas, posiblemente respondiendo a la intensidad y frecuencia de las tormentas, siendo en este caso que el alto contenido de carragenina se debe al estrés hidrodinámico (Wakibia et al, 2006; Veliz et al., 2017) que son ambientes en los que se puede encontrar a *M. canaliculatus*. En general la mejor temporada para la obtención de k-carragenina procedente de *M. canaliculatus* es la temporada invierno, hecho similar a los obtenidos por *E. denticulatum* y *E. Isiformis*.

En relación a la morfología de las algas en *M. canaliculatus*, durante ambas estaciones, las frondas de *M. canaliculatus* en la temporada verano, presentó una coloración purpúrea con zonas amarillentas y una textura delgada, quebradiza y fáciles de romper (Anexo 12). Mientras que, en la temporada de invierno las frondas se presentaron de color verde oscuro y con una textura gruesa y robusta (Anexo 10), por lo que es probable que, debido a las altas temperaturas y/o radiación propia del verano, durante la cosecha a finales de enero, se haya producido blanqueamiento de las frondas (Vega & Meneses, 2001). Este fenómeno también ocurre en *C. chamissoi* y se le llama “bleaching”, generando láminas de textura blanda y fáciles de romper (Otaiza & Caceres, 2015) las cuales afectarían a la producción de k-carragenina.

Por otro lado, estudios realizados por Edding et al., (2008) en la biomasa de *M. canaliculatus* indica que, a temperaturas superiores a 26°C, el crecimiento de *M. canaliculatus* se ve limitado; mientras que, a temperaturas entre 14,3°C y 20,7°C las algas presentaron un rendimiento más elevado, concordando con las temperaturas registradas entre los meses de agosto y setiembre, temporada de invierno, en las playas de Pisco (IMARPE, 2022). Por otra parte, en relación a la intensidad de luz, Edding et al., (2008) señala que *M. canaliculatus* presenta un crecimiento adecuado a radiación baja (54 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) en comparación a la alta radiación que se encuentra en la temporada verano y que generan el denominado “bleaching” (Otaiza & Caceres, 2015). Esto también se observó en un estudio realizado por García et al., (2012) en donde se señala que las altas temperaturas del aire y radiación afectan a *Chondrus crispus*, alga con morfología similar a *M. canaliculatus*, presentando una cantidad limitada de k-carragenina, por lo que se especula que las variaciones de temperatura y radiación juegan un papel muy importante en el crecimiento de *M. canaliculatus* (Edding et al., 2008) debido a la variación que se presenta en cada estación (Vega & Meneses, 2001) y, por lo tanto, afectarían la concentración de k- carragenina.

En relación a *C. chamissoi*, durante la fase gametofítica y tetrasporofítica, presentó un mayor rendimiento de k-carragenina a inicios de verano en comparación a la de invierno. Estos resultados obtenidos en ambas fases (gametofítica y tetrasporofítica) concordaron con un estudio realizado por Veliz et al., (2017) en donde se indica que la estación de verano en las playas del norte de Chile (La Herradura y Puerto de Aldea) presenta mayor rendimiento de k-carragenina en la estación de verano que en la estación de invierno.

Por otra parte, *C. chamissoi* en ambas estaciones (invierno y verano) presentó una coloración rojiza- purpúrea sin la presencia de manchas amarillentas en las frondas (Anexos 9 y 11), por lo que no se observó el fenómeno de “bleaching” generado principalmente por la intensidad de la luz (Vásquez & Vega, 2001), en consecuencia los resultados mostrarían la adaptación de *C. chamissoi* en un amplio rango de temperaturas (Acleto, 1986) debido a que, en la temporada de verano las temperaturas llegan a un máximo de 26°C en las playas de Pisco (IMARPE,2022). Esto se corroboraría con los estudios realizados por Bulboa & Machievello (2001) en donde se menciona que las algas de la especie *C. chamissoi* crecen perfectamente incluso a 25°C; además, en la temporada de verano alcanza su máxima biomasa en Chile (Vásquez & Vega, 2001) representando la mejor temporada de cosecha para la comercialización de esta alga ya que presentaría un mayor rendimiento de carragenina (Veliz et al., 2017).

Por otro lado, un estudio realizado en Portugal con otra especie del mismo género llamada *Chondracanthus teedei* señala un mayor rendimiento de carragenina a inicios de verano en comparación a las otras estaciones del año (Pereira & Mesquita, 2004); además este comportamiento se ha observado en otras especies de la familia Gigartinales como *Gigartina pistillata* e *Hypnea musciformis* (Veliz et al., 2017); aunque el incremento de carragenina puede ocurrir en la temporada de invierno debido al estrés hidrodinámico (Wakibia et al., 2006) ya antes mencionado. Es probable que las algas no hayan tenido suficiente estrés hidrodinámico para inducir la síntesis de k-carragenina como lo indica Veliz et al., (2017). Según Fournet et al., (1999), en condiciones de laboratorio, la degradación de almidón permite la formación de carragenina, en donde los ambientes con alto contenido de nutrientes y radiación elevada, como las de verano, permite una mayor concentración de carragenina y una menor concentración de almidón en comparación a los ambientes con altos nutrientes y baja irradiación, por lo que esta variación estacional podría afectar la producción de polisacáridos estructurales, siendo la estación más adecuada para la cosecha de *C. chamissoi*, la temporada verano en las playas de Pisco, similar a los resultados obtenidos por Pereira & Mezquita (2004) y Veliz (2017).

En general, ambas especies presentaron una variación en el rendimiento de k-carragenina según la temporada de cosecha (verano e invierno) siendo los factores como: la intensidad de luz, el estrés hidrodinámico y la temperatura los que influyen en el rendimiento de k-carragenina ya que este polímero incrementa ante el estrés hidrodinámico, las bajas temperaturas y la baja radiación como en el caso de *M. canaliculatus*. Sin embargo, en el caso de *C. chamissoi* no ocurrió lo mismo, sino que se manifestó a inicios de verano por lo que esta alga presentaría una acción tardía ante el estrés hidrodinámico presente en la temporada de invierno.

4.2. Viscosidad de la k-carragenina

Los resultados de viscosidad de k-carragenina de las especies *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* que fueron cosechadas durante las dos estaciones (verano e invierno) se presentan en la Tabla 4.

Tabla 4: Viscosidad promedio de la k-carragenina

Estación	Especies	Fases de vida	Viscosidad promedio (cps)	Porcentaje de torque (%)
Invierno	<i>C.chamissoi</i>	Gametofito	19.6 ± 1.75 ^a	83.52
	<i>M. canaliculatus</i>	Gametofito	17.19 ± 1.22 ^b	75.87
	<i>M.canaliculatus</i>	Tetrasporofito	16.82 ± 0.66 ^b	72.45
	<i>C. chamissoi</i>	Tetrasporofito	16.11 ± 1.27 ^b	68.74
	<i>C.chamissoi</i>	Gametofito	19.29 ± 1.36 ^a	82.32
	<i>M. canaliculatus</i>	Gametofito	17.79 ± 0.92 ^b	75.82
Verano	<i>M.canaliculatus</i>	Tetrasporofito	16.31 ± 0.75 ^c	70.82
	<i>C. chamissoi</i>	Tetrasporofito	16.47 ± 0.70 ^c	69.54

a>b>c, las letras difieren significativamente ($\alpha=0.05$). Obtenido durante la prueba de LSD Fisher (Anexo 27).

La viscosidad ha presentado diferencias entre las especies (*M. canaliculatus* y *C. chamissoi*) y entre las fases de vida (gametofito y tetrasporofito). Sin embargo, en relación a las estaciones no ha mostrado diferencias significativas (p-value>0.05).

En relación a las especies, se observó que *C. chamissoi* presentó una viscosidad superior a *M. canaliculatus* en ambas estaciones durante la fase gametofítica con una diferencia estadística significativa (p-value<0.05), en donde *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* presentaron una viscosidad de 19,6 y 17,19 cps en invierno, respectivamente; mientras que, en verano, *C. chamissoi* presentó un valor de de 19,29 cps y *M. canaliculatus* 17,79 cps (Tabla 4). Sin embargo, en la fase tetrasporofítica, ambas especies no presentaron diferencias significativas entre ellas (p-value >0.05).

Por otro lado, en relación a las fases de vida, la viscosidad en la fase gametofítica en *C. chamissoi* fue superior a la fase tetrasporofítica en ambas estaciones (invierno y verano) de manera significativa (p-value<0.05); mientras que, *M. canaliculatus* solo presentó ese comportamiento en la temporada verano. Sin embargo, la viscosidad en ambas especies (*M. canaliculatus* y *C. chamissoi*) fue inferior a la carragenina marca “SIGMA” con 23,43 cps y a la k- carragenina marca “SIGMA” con 33,57 cps (Anexo 22).

Los resultados obtenidos por medio del reómetro de Brookfield es una forma de evaluar la calidad de la k-carragenina extraída (Wakibia et al, 2006) en donde la k-carragenina de las especies *M. canaliculatus* y *C. chamissoi*, presentaron resultados similares a los obtenidos por Webber et al. (2022) con la especie *Kappaphycus alvarezii*.

Por otra parte, las fases de vida presentaron diferencias en la viscosidad, independientemente de la estación que fueron cosechadas, siendo la fase gametofítica superior a la fase tetraesporofítica, observándose principalmente en la especie *C. chamissoi* concordando con Wakibia et al., (2006) en donde indica que una alta viscosidad como las de *E. denticulatum* y *K. alvarezii*, están relacionadas a un alto contenido de k- carragenina similar a los resultados obtenidos en *M. canaliculatus* y *C. chamissoi*.

Por otro lado, la viscosidad de ambas especies (*M. canaliculatus* y *C. chamissoi*) en la fase gametofítica, obtenida entre las dos estaciones, no presentaron diferencias significativas, similar a los resultados de Westermeier et al., (2022), en donde *Sarcopeltis skottsbergii* no presentó variación en la viscosidad de acuerdo a los cambios estacionales (verano e invierno). Sin embargo, ambas especies presentaron en invierno una viscosidad ligeramente mayor a la de verano. Esta diferencia de viscosidad por estación se ha visualizado en otras especies carragenofíticas como *E. denticulatum* y *Euchema Isiformis* (Buriyo et al, 2001; Freile-Pelegrín & Robledo, 2006), en donde Breden & Bird, (1994) señalan que la viscosidad disminuye en algas que se encuentran a altas concentraciones de nitrógeno y, además, aumenta la fuerza de gel de k- carragenina en macroalgas que crecen a bajas temperaturas, similar a las temperaturas de invierno.

4.3. Determinación del perfil de la k-carragenina por FTIR-ATR

El perfil de k-carragenina en FTIR-ATR procedente de las especies *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* en la estación invierno se encuentra representado en la Tabla 5 y la Figura 17; mientras que, el perfil de la k-carragenina patrón se visualiza en la Tabla 5 y Figura 18.

Tabla 5: Picos distintivos en el espectro-infrarrojo de la k- carragenina de *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* en la temporada de invierno

Número de onda (cm ⁻¹)							
N° picos ^a	1	2	3	4	5	6	7
A	3385.566	1635.409	1225.592	1065.523	1039.969	923.2924	846.1505
B	3386.048	1635.891	1224.146	1066.005	1040.452	923.2924	846.1505
C	3386.048	1635.891	1224.146	1066.005	1039.969	922.3281	845.6683
D	3376.888	1640.712	1209.682	1070.344	1042.862	929.0780	845.6683
F	3390.87	1634.927	1224.146	1064.559	1036.112	923.2924	845.2576

^aEspectro original de acuerdo a la **Figura 18 y 19**.

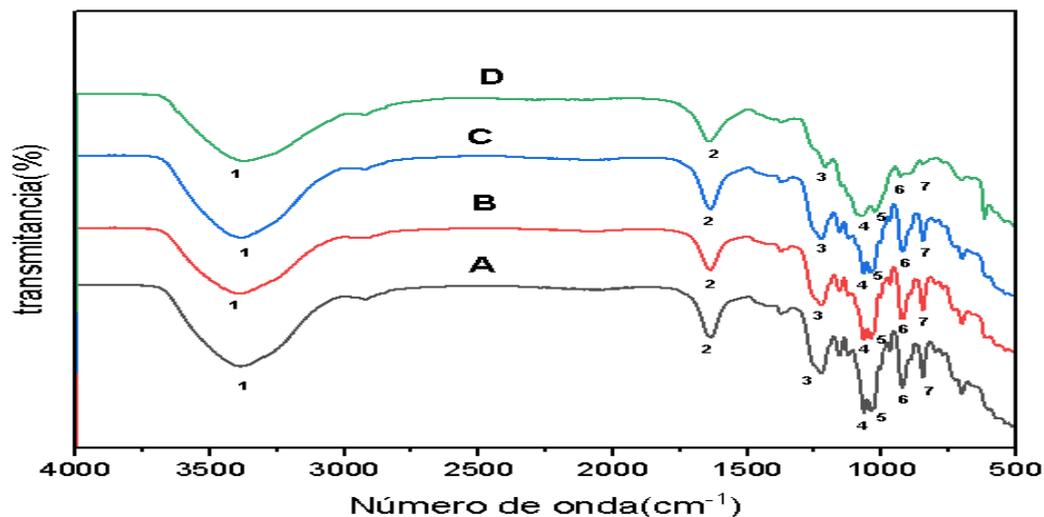


Figura 18: Espectro infrarrojo de k-carragenina en la estación de invierno. (A) *C. chamissoi* en la fase gametofítica, (B) *M. canaliculatus* en la fase gametofítica (C) *C. chamissoi* en la fase tetrasporofítica y (D) *M. canaliculatus* en la fase tetrasporofítica

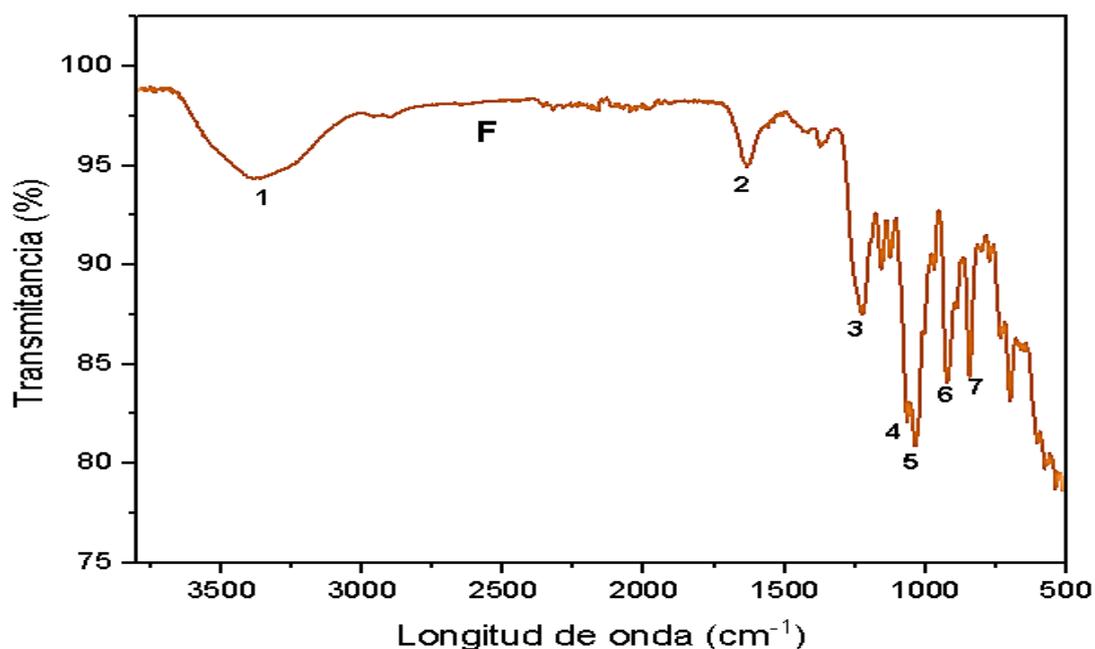


Figura 19: Espectroscopia infraroja de la k-carragenina patrón

Por otro lado, el perfil de k-carragenina en FTIR-ATR procedente de las especies (*M. canaliculatus* y *C. chamissoi*) en la estación verano se encuentra representado en la Tabla 6 y la Figura 20.

Tabla 6: Picos distintivos en el espectro-infrarrojo de la k-carragenina de *M. canaliculatus* y *C. chamissoi* en la temporada de verano

Número de onda (cm ⁻¹)							
N° de picos ^a	1	2	3	4	5	6	7
A	3392.798	1640.712	1224.146	1066.969	1041.416	923.2924	846.1505
B	3387.012	1640.23	1224.146	1066.969	1039.487	922.8102	846.1505
C	3386.048	1640.712	1223.664	1066.969	1040.452	922.8102	845.6683
D	3386.53	1640.23	1223.664	1066.487	1039.487	923.2924	846.1505

^a Espectro original de acuerdo a la **Figura 19**

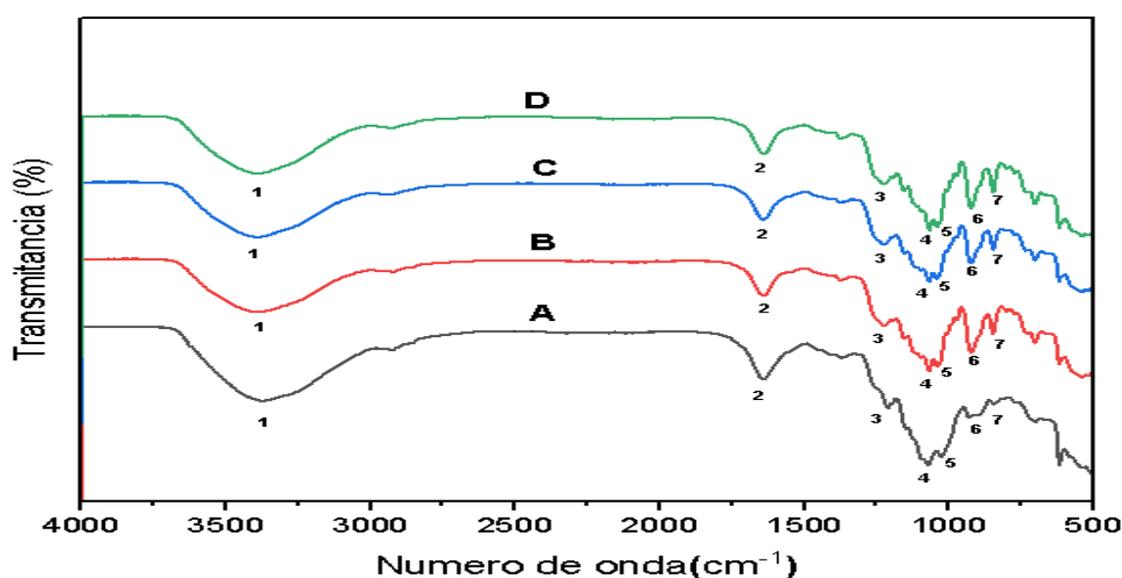


Figura 20: Espectro de FTIR de k- carragenina en la estación de verano. (A) *C. chamissoi* en la fase gametofítica, (B) *M. canaliculatus* en la fase gametofítica (C) *C. chamissoi* en la fase esporofítica y (D) *M. canaliculatus* en la fase esporofítica

En relación a los resultados obtenidos, el primer pico de todas las muestras indica la presencia de un grupo OH- unido a otra estructura, la cual se encuentra en la región de 3500 – 3100 cm⁻¹ (Hong et al, 2021). En la estación de invierno las muestras presentaron un pico entre 3387 – 3376 cm⁻¹; mientras que, las muestras de verano se encontraron entre 3392-3386 cm⁻¹. Esto se corroboró con la k-carragenina patrón que presentó un pico en 3390,927 cm⁻¹ relacionado a la vibración de estiramiento –OH formada por el grupo hidroxilo del polisacárido (k-carragenina) y el agua (Christopher et al., 2018).

Por otro lado, en la región entre 1650 - 1635 cm⁻¹ se encuentra un pico que indica la interacción de moléculas de agua con la estructura polimérica (Velázquez et al., 2003), en este caso con la k-carragenina, en donde las muestras de la temporada invierno mostraron

un pico entre 1640 – 1635 cm^{-1} ; mientras que, las muestras de verano presentaron un pico entre 1641 – 1640 cm^{-1} . Esto se comprobó con la k-carragenina patrón, la cual presentó un pico en 1634,927 cm^{-1} , similar a los resultados obtenidos.

Por otra parte, en la región de 1260 - 1010 cm^{-1} , el perfil de k-carragenina en todas las muestras presentaron tres picos principales, el primero la cual representa la vibración del éster de sulfato (S=O) se encontró en la mayoría de las muestras de invierno entre 1225-1209 cm^{-1} y en las muestras de verano entre 1224 - 1223 cm^{-1} , concordando con los datos de Pereira et al. (2003) quienes señalan que el rango se encuentra entre 1260 - 1210 cm^{-1} y, corroborándose con la k-carragenina patrón, la cual presentó un pico a 1224,146 cm^{-1} . El segundo pico en la región de 1260 - 1010 cm^{-1} , representaría la vibración de C-OH el cual se encuentra en el rango entre 1060 - 1071 cm^{-1} (Ghani et al., 2018; Ortega-Tafoya, 2018), concordando con las muestras de verano entre 1067 - 1066 cm^{-1} y las de invierno que se encontraron entre 1070 - 1065 cm^{-1} . El tercer pico de la región entre 1260 - 1010 cm^{-1} , representa la vibración generada por los enlaces glucosídicos (Pereira et al., 2003 y Webber et al., 2012) el cual se encuentra entre 1041 - 1035 cm^{-1} (Arockia et al., 2019) aproximadamente similar a la k- carragenina patrón que presentó un pico en 1036,112 cm^{-1} , concordando con los datos de la temporada invierno que se encontraron en el rango de 1042 - 1035 cm^{-1} y la temporada verano que se presentaron entre 1041 -1039 cm^{-1} .

La región de 950 - 700 cm^{-1} , conocida como la región “fingerprint” o de reconocimiento, muestra dos picos importantes. El primer pico se encuentra entre 920 - 930 cm^{-1} (Nanaki et al., 2010, Arockia et al, 2019) y permite la identificación de 3,6-anhidrogalactosa (Souza et al.,2018), en donde los perfiles de k-carragenina de todas las muestras, en ambas estaciones, presentaron un pico entre 922 - 923 cm^{-1} concordando con los rangos entre 920 - 930 cm^{-1} (Nanaki et al. 2010, Arockia et al, 2019) y la k-carragenina patrón con un pico en 923,2924 cm^{-1} . El segundo pico en la región de 950 - 700 cm^{-1} , permite la identificación de la galactosa - 4 - sulfato por medio de las vibraciones entre los enlaces C-O-SO₄ (Souza et al., 2018), el cual se presentó en todas las muestras en el rango 846 - 845 cm^{-1} , concordando con Pereira et al (2003) quienes señalan que esta vibración se encuentra entre los 850 - 845 cm^{-1} y la k-carragenina patrón con 845.2576 cm^{-1} . Esto indica que todas las muestras, independientemente de su estación, presentan el perfil de k-carragenina.

Finalmente, de acuerdo a todo lo expuesto, se deduce que los resultados obtenidos indican que la presencia de k-carragenina se encuentra favorecida en condiciones de invierno en

cuanto a su rendimiento y calidad (viscosidad) en la especie *M. canaliculatus*; mientras que *C. chamissoi* presenta un mejor rendimiento en la temporada de verano, posiblemente por su lenta reacción ante el estrés hidrodinámico y las bajas temperaturas; aunque presentó mejor calidad (viscosidad) en invierno posiblemente debido a estos factores.

V. CONCLUSIONES

1. En general el rendimiento de k- carragenina en *M. canaliculatus* fue superior al de *C. chamissoi*, aún cuando se observó un aumento en su rendimiento en *C. chamissoi* a inicios de verano.
2. En ambas especies el rendimiento de la k-carragenina es mayor en la fase gametofítica, independientemente de la estación.
3. La viscosidad en ambas especies no se vio influenciada por los cambios estacionales; sin embargo, *C. chamissoi* presentó mayor viscosidad en ambas estaciones.

VI. RECOMENDACIONES

1. Se deberían analizar las variables ambientales como intensidad lumínica, temperatura, salinidad y nutrientes por medio de un multiparámetro para realizar un análisis más preciso de los factores abióticos que varían por estación.
2. Para un análisis más profundo de la calidad de carragenina sería adecuado el uso de un texturometro para medir la fuerza del gel del coloide.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Acleto, C.O. (1986). Algunos aspectos biológicos de *Gigartina chamissoi* (C. Ag.) J. Agardh (Rhodophyta, Gigartinales). *Revista de Ciencias UNMSM* 74(1):38-47. Recuperado de: https://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtualdata/publicaciones/rev_ciencias/v74_n1/a04.pdf
- Alemañ, A. E., Robledo, D., & Hayashi, L. (2019). Development of seaweed cultivation in Latin America: current trends and future prospects. *Phycologia*, 58(5), 462-471. DOI:10.1080/00318884.2019.1640996
- Ametek, B. (2017). More Solutions to Sticky Problems. *Brookfield Engineering Laboratories, Inc.* Recuperado de: <https://www.brookfieldengineering.com/-/media/ametekbrookfield/tech%20sheets/more%20solutions%202017.pdf?la=en>
- Arakaki, N., Ramírez, M. E., & Córdova, C. (1997). Desarrollo morfológico y taxonomía de *Chondrus canaliculatus* (C. Ag.) Greville (Rhodophyta, Gigartinaceae) de Perú y Chile. *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile*, 46, 7-22. Recuperado de: https://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/articles-65011_archivo_01.pdf
- Arakaki, N., & Ramírez M. E. (2021). *Mazzaella canaliculata* comb. nov. based on *Chondrus canaliculatus* (Gigartinaceae, Rhodophyta) from Peru and Chile. *Phytotaxa*, 497(3), 211- 228. DOI: 10.11646/phytotaxa.497.3.2
- Arakaki, N., Suárez-Alarcón, S., Márquez-Corigliano, D., Gil-Kodaka, P., & Tellier, F. (2021). The widely distributed, edible seaweeds in Peru, *Chondracanthus chamissoi* and *Chondracanthus chamissoi* f. *glomeratus* (Gigartinaceae, Rhodophyta), are morphologically diverse but not phylogenetically distinct. *Journal of the World Aquaculture Society*, 52(6), 1290-1311. DOI: 10.1111/jwas.12849
- Arbaiza, S. J. (2016). "Viabilidad reproductiva para el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* proveniente de tres poblaciones del litoral peruano (Magister scientiae en acuicultura). Universidad Nacional Agraria La Molina. Recuperado de: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2772/M12-A72-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Arockia Mary, I., Selvanayagam, S., Selvasekarapandian, S., Srikumar, S. R., Ponraj, T., & Moniha, V. (2019). Lithium ion conducting membrane based on K-carrageenan complexed with lithium bromide and its electrochemical applications. *Ionics*. DOI:10.1007/s11581-019-03150-x
- Arbaiza, S. J., Gil- Garcia, R., Gil- Kodaka, P., Merino, L., Ramirez, P., Rivera, H., Villena, G. & Resurrección, J. (2021). Diversificación acuícola hacia el cultivo de macroalgas Guía técnica, Lima- Perú: Biblioteca Nacional del Perú. Recuperado de <https://cetmar.org/wp-content/uploads/2021/07/DiversificacionAcuicolaMacroalgas.pdf>
- Avila M., Piel, M. I., Caceres, J. H., & Alveal, K. (2011). Cultivation of the red alga *Chondracanthus chamissoi*: sexual reproduction and seedling production in culture under controlled conditions. *Journal of Applied Phycology*, 23(3), 529-536. DOI: 10.1007/s10811-010-9628-1
- Avila, M., & Seguel, M. (1993). An overview of seaweed resources in Chile. *Journal of Applied Phycology*, 5(2), 133–139. DOI: 10.1007/bf00004008
- Avila-Peltroche, J. & Padilla, J. (2020). The seaweed resources of Peru. *Botanica Marina*. 63. DOI: 381-394. 10.1515/bot-2020-0026.
- Ayal, H. A., & Matsuhiro, B. (1986). Carrageenans from tetrasporic and cystocarpic *Chondrus canaliculatus*. *Phytochemistry*, 25(8), 1895–1897. DOI:10.1016/s0031-9422(00)81169-3
- Blakemore, W. R., & Harpell, A. R. (2010). Chapter 5: carrageenan. In: Imeson, A. (Ed.), *Food Stabilisers, Thickeners and Gelling Agents* (73–94). Reino Unido: Blackwell Publishing Ltd. DOI: 10.1002/9781444314724.ch5.
- Bono, A., Anisuzzaman, S. M., & Ding, O. W. (2014). Effect of process conditions on the gel viscosity and gel strength of semi-refined carrageenan (SRC) produced from seaweed (*Kappaphycus alvarezii*). *Journal of King Saud University - Engineering Sciences*, 26(1), 3–9. DOI: 10.1016/j.jksues.2012.06.06
- Breden, P. C., & Bird, K. T. (1994). Effects of environmental factors on carrageenan from *Gymnogongrus griffithsiae* (Gigartinales, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology*, 6(4), 371–380. DOI:10.1007/bf0218215
- Bulboa, C. R., & Macchiavello, J. E. (2001). The Effects of Light and Temperature on Different Phases of the Life Cycle in the Carrageenan Producing Alga *Chondracanthus*

chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales). *Botanica Marina*, 44(4). DOI:10.1515/bot.2001.047 28.

- Bulboa, C., & Macchiavello, J. (2006). Cultivo de frondas cistocárpicas, tetraspóricas y vegetativas de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) en dos localidades del norte de Chile. *Investigaciones marinas*, 34(1), 109-112. DOI: 10.4067/S0717- 71782006000100010
- Bulboa, C. R., Macchiavello, J. E., Oliveira, E. C., & Fonck, E. (2005). First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kutzing (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile. *Aquaculture Research*, 36(11), 1069–1074. DOI:10.1111/j.1365-2109.2005.01321.x
- Bulboa, C., Macchiavello, J., Véliz, K., & Oliveira, E. C. (2010). Germination rate and sporeling development of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) varies along a latitudinal gradient on the coast of Chile. *Aquatic Botany*, 92(2), 137–141. DOI: 10.1016/j.aquabot.2009.10.0
- Bulboa, C., Véliz, K., Sáez, F., Sepúlveda, C., Vega, L., & Macchiavello, J. (2013). A new method for cultivation of the carragenophyte and edible red seaweed *Chondracanthus chamissoi* based on secondary attachment disc: Development in outdoor tanks. *Aquaculture*, 410-411, 86-94. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2013.06.018
- Buriyo, A. S., Semesi, A. K., & Mtolera, M. S. (2001). The effect of seasons on yield and quality of carrageenan from Tanzanian red alga *Eucheuma denticulatum* (Gigartinales, Rhodophyta). *South African Journal of Botany*, 3(67), 488-491. DOI: 10.1016/S0254-6299(15)31168-6
- Buschmann, A. H., Correa, J.A., Westermeier, R., Hernández-González, M. del C., & Norambuena, R. (2001). Red algal farming in Chile: a review. *Aquaculture*, 194(3-4), 203– 220. DOI:10.1016/s0044-8486(00)00518-4
- Calderón, M., Ramírez, M. E., & Bustamante, D. (2010). Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral peruano. *Revista Peruana de Biología*, 17(1), 115- 122. Recuperado de: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332010000100014&lng=es&tlng=es.

- Campbell R. & Hotchkiss S. (2017) Carrageenan Industry Market Overview. *Tropical Seaweed Farming Trends, Problems and Opportunities* (193-205). *Developments in Applied Phycology*, 9. DOI: 10.1007/978-3-319-63498-2_13
- Campo, V. L., Kawano, D. F., Silva, D. B. da, & Carvalho, I. (2009). Carrageenans: Biological properties, chemical modifications and structural analysis – A review. *Carbohydrate Polymers*, 77(2), 167–180. DOI: 10.1016/j.carbpol.2009.01.020
- Castañeda, C. M. & Teque, M. S. (2018). Optimización de pre-extracción y carragenanos a partir del alga cochayuyo (*Chondracanthus chamissoi*) (Para obtener el título profesional de Ingeniero Agroindustrial y Comercio Exterior, Universidad Señor de Sipán). Recuperado de: [https://repositorio.uss.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12802/5754/Casta%
c3%blada%20Palacios%20%26%20Teque%20Vera.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repositorio.uss.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12802/5754/Casta%c3%blada%20Palacios%20%26%20Teque%20Vera.pdf?sequence=1&isAllowed=y) 29
- Chopin, T., & Whalen, E. (1993). A new and rapid method for carrageenan identification by FT IR diffuse reflectance spectroscopy directly on dried, ground algal material. *Carbohydrate Research*, 246(1), 51-59. DOI: 10.1016/0008-6215(93)84023-Y
- Christopher Selvin, P., Perumal, P., Selvasekarapandian, S., Monisha, S., Boopathi, G., & Leena Chandra, M. V. (2018). Study of proton-conducting polymer electrolyte based on K-carrageenan and NH₄ SCN for electrochemical devices. *Ionics*, 24, 3535-3542. DOI: 10.1007/s11581-018-2521-7
- Diaz, J. T., Fretell, W. J., Baltazar, P. M., Castañeda, M., Meza, S., & Ordoñez, C. A. (2021). Factibilidad económica de la producción de *Chondracanthus chamissoi*, cultivo vía esporas en laboratorio, San Andrés-Pisco, Perú. *Arnaldoa*, 28(1), 163-182. DOI: 10.22497/arnaldoa.281.28110
- Dong, Y., Wei, Z., & Xue, C. (2021). Recent advances in carrageenan-based delivery systems for bioactive ingredients: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 112, 348-361. DOI: 10.1016/j.tifs.2021.04.012
- Edding, M., Fonck, E., Acuna, R., & Tala, F. (2008). Cultivation of *Chondrus canaliculatus* (C. Agardh) Greville (Gigartinales, Rhodophyta) in controlled environments. *Aquaculture International*, 16(4), 283-295. DOI: 10.1007/s10499-007-9142-x

- Featherstone, S. (2015). Ingredients used in the preparation of canned foods. A Complete Course in Canning and Related Processes, 147–211. DOI:10.1016/b978-0-85709-678-4.00008-7
- Fennema, O. R., & Tannenbaum, S. R. (1992). Introducción a la química de los alimentos. In *Química de los alimentos*. Acibia, 54-65.
- Freile-Pelegrín, Y., & Robledo, D. (2006). Carrageenan of *Eucheuma isiforme* (Solieriaceae, Rhodophyta) from Yucatán, Mexico. II. Seasonal variations in carrageenan and biochemical characteristics. *Botanica Marina*, 49(1). doi:10.1515/bot.2006.009
- Fournet, I., Zinoun, M., Deslandes, E., Diouris, M., & Floc'h, J. Y. (1999). Floridean starch and carrageenan contents as responses of the red alga *Solieria chordalis* to culture conditions. *European Journal of Phycology*, 34(2), 125-130. DOI: 10.1080/09670269910001736182
- García, M. & Manriquez-Hernandez, J. (2016). Carrageenan Properties and Applications: A Review. Nova Science. Carrageenans: Sources and Extraction Methods, Molecular Structure, Bioactive Properties and Health Effects (17-50)
- García Tasende, M., Cid, M., & Fraga, M. I. (2012). Spatial and temporal variations of *Chondrus crispus* (Gigartinaceae, Rhodophyta) carrageenan content in natural populations from Galicia (NW Spain). *Journal of applied phycology*, 24, 941-951. DOI: 10.1007/s10811-011-9715-y
- Garrec, D. A., Guthrie, B., & Norton, I. T. (2013). Kappa carrageenan fluid gel material properties. Part 1: Rheology. *Food Hydrocolloids*, 33(1), 151–159. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2013.02.014
- Ghani, N. A. A., Othaman, R., Ahmad, A., Anuar, F. H., & Hassan, N. H. (2018). Impact of purification on iota carrageenan as solid polymer electrolyte. *Arabian Journal of Chemistry*. DOI: 10.1016/j.arabjc.2018.06.00
- Gómez-Ordóñez, E., & Rupérez, P. (2011). FTIR-ATR spectroscopy as a tool for polysaccharide identification in edible brown and red seaweeds. *Food hydrocolloids*, 25(6), 1514-1520. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2011.02.009
- Gonzalez, J., & Meneses, I. (1996). Differences in the early stages of development of gametophytes and tetrasporophytes of *Chondracanthus chamissoi* (C.Ag.) Kützing from

- Puerto Aldea, northern Chile. *Aquaculture*, 143(1), 91–107. DOI:10.1016/0044-8486(95)01203-6
- Hayashi, L., Bulboa, C., Kradolfer, P., Soriano, G., & Robledo, D. (2014). Cultivation of red seaweeds: a Latin American perspective. *Journal of Applied Phycology*, 26(2), 719-727. DOI: 10.1007/s10811-013-0143-z
- Hernandez-Carmona, G., Freile-Pelegrin, Y. & Garibay, E. (2013). Conventional and alternative technologies for the extraction of algal polysaccharides. *Functional Ingredients from Algae for Foods and Nutraceuticals*. 475-516. DOI:10.1533/9780857098689.3.475.
- Herrera, M. (2005). Variación mensual de los contenidos energéticos, porcentaje de rendimiento de carragenanos y análisis químico de los carragenanos en las fases del ciclo de vida de *Chondrachantus chamissoi* en Coquimbo, Chile (Tesis para optar el título de biología Marina). Recuperado a partir de: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2005/fch565v/doc/fch565v.pdf>
- Hommersand, M. H., Fredericq, S., Wilson, D. & Hughey, J. (1999). Recent developments in the systematics of the Gigartinales (Gigartinales, Rhodophyta) based on rbcL sequence analysis and morphological evidence. *Phycological Research*, 47(3), 139–151. DOI:10.1046/j.1440-1835.1999.00168.x
- Hong, T., Yin, J. Y., Nie, S. P., & Xie, M. Y. (2021). Applications of infrared spectroscopy in polysaccharide structural analysis: Progress, challenge and perspective. *Food chemistry*.12. DOI: 10.1016/j.fochx.2021.100168
- Hung, L. D., Nguyen, H. T. T. & Trang, V. T. D. (2021). Kappa carrageenan from the red alga *Kappaphycus striatus* cultivated at Vanphong Bay, Vietnam: physicochemical properties and structure. *Journal of Applied Phycology*, 33(3), 1819-1824. DOI: 10.1007/s10811-021-02415-1
- IMARPE (2022). Temperatura superficial del mar y anomalías térmicas, Salinidad Superficial del Mar. Recuperado de: http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/index2.php?id_seccion=I0178030103000000000000
- Jiao, G., Yu, G., Zhang, J., & Ewart, H. S. (2011). Chemical structures and bioactivities of sulfated polysaccharides from marine algae. *Marine drugs*, 9(2), 196-223. DOI: 10.3390/md9020196

- Jiang, J. L., Zhang, W. Z., Ni, W. X., & Shao, J. W. (2021). Insight on structure-property relationships of carrageenan from marine red algal: A review. *Carbohydrate Polymers*, 257, 117642. DOI: 10.1016/j.carbpol.2021.117642
- Kraan, S. (2012). Algal Polysaccharides, Novel Applications and Outlook. In *Carbohydrates-Comprehensive Studies on Glycobiology and Glycotechnology* (489-524); IntechOpen: Croatia, Recuperado de: <https://www.intechopen.com/chapters/41116>
- Kumar, M., Sansaniwal, S. K., & Khatak, P. (2016). Progress in solar dryers for drying various commodities. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 55, 346–360. DOI: 10.1016/j.rser.2015.10.158
- López-Acuña, L. M., Pacheco-Ruíz, I., Hernández-Garibay, E., & Zertuche-González, J. A. (2002). Characterization of the carrageenan of *Chondracanthus pectinatus* (Rhodophyta: Gigartinales). *Ciencias Marinas*, 28(3), 311-318. DOI: 10.7773/cm.v28i3.221
- Loureiro, R. R., Cornish, M. L., & Neish, I. C. (2017). Applications of Carrageenan: With Special Reference to Iota and Kappa Forms as Derived from the Eucheumatoid Seaweeds. *Tropical Seaweed Farming Trends, Problems and Opportunities*, 165–171. DOI: 10.1007/978-3-319-63498-2_11
- Macchiavello J., Sepúlveda C., Araya C., Mendíz N., Martínez P., Sáez F. & Calderon D. (2012). Manual de cultivo de *Chondracanthus chamissoi* (Chicorea de mar). Proyecto Innova Corfo, 2. Recuperado de: <http://www.acuiculturaenareasdemanejo.cl/wpcontent/uploads/2014/06/MANUAL-CHICOREA.pdf>
- Mansilla, A. & Alveal, K. (2004). CAPÍTULO 16 GENERALIDADES SOBRE LAS MACROALGAS. *Biología marina y oceanografía: conceptos y procesos*, 1, 347. Recuperado de: <http://recursosbiblio.url.edu.gt/Publi/Libros/2013/BioMarina/12.pdf>
- Mathlouthi, M., & Koenig, J. L. (1987). Vibrational spectra of carbohydrates. *Advances in carbohydrate chemistry and biochemistry*, 44, 7-89. DOI:10.1016/S0065-2318(08)60077-3
- Matsuhiro, B. (1996). Vibrational spectroscopy of seaweed galactans. In *Fifteenth International Seaweed Symposium. Developments in Hydrobiology*, 16, 481-489. DOI: 10.1007/978-94-009-1659-3_69

- McCandless, E. L., West, J. A., & Guiry, M. D. (1983). Carrageenan patterns in the Gigartinales. *Biochemical Systematics and Ecology*, 11(3), 175–182. DOI:10.1016/0305-1978(83)90049-2
- Mišurcová, L., Škrovánková, S., Samek, D., Ambrožová, J., & Machů, L. (2012). Health Benefits of Algal Polysaccharides in Human Nutrition. *Advances in Food and Nutrition Research* Volume 66, 75–145. DOI:10.1016/b978-0-12-394597-6.00003-3
- Ministerio de la Producción (2020). Anuario estadístico pesquero y acuícola 2019. Lima, Peru. 31
- Nanaki, S., Karavas, E., Kalantzi, L., & Bikiaris, D. (2010). Miscibility study of carrageenan blends and evaluation of their effectiveness as sustained release carriers. *Carbohydrate Polymers*, 79(4), 1157–1167. DOI: 10.1016/j.carbpol.2009.10.
- Necas, J., & Bartosikova, L. (2013). Carrageenan: a review. *Veterinární Medicína*, 58(4), 187–205. DOI:10.17221/6758-vetmed
- Hanen, N. (2013). Colour removal of raw carrageenan by using sodium hypochlorite as bleaching agent (Doctoral dissertation, Faculty of Chemical & Natural Resources Engineering, Universiti Malaysia Pahang). Recuperado a partir de: http://umpir.ump.edu.my/id/eprint/7052/1/COLOUR_REMOVAL_OF_RAW_CARRAGEENAN_BY_USING.pdf
- Ortiz-Tafoya, M. C., & Tecante, A. (2018). Physicochemical characterization of sodium stearoyl lactylate (SSL), polyoxyethylene sorbitan monolaurate (Tween 20) and κ -carrageenan. *Data in Brief*, 19, 642–650. DOI: 10.1016/j.dib.2018.05.064
- Otaíza, R., & Cáceres, J. (2015). Manual de una técnica para el repoblamiento de la chicoria del mar, *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing (Rhodophyta, Gigartinales), en praderas naturales, Región del Biobío. Proyecto Fondef-HUAM, 40. Recuperado de: https://www.researchgate.net/publication/319016050_Manual_de_una_tecnica_para_el_repoblamiento_de_la_chicoria_de_mar_Chondracanthus_chamissoi_C_Agardh_Kutzing_Rhodophyta_Gigartinales_en_praderas_naturales_Region_del_Biobio
- Pangestuti, R., & Kim, S. K. (2015). An Overview of Phycocolloids: The Principal Commercial Seaweed Extracts. *Marine Algae Extracts*, 319–330. DOI:10.1002/9783527679577.ch19

- Pariona, E., & Gil-Kodaka, P. (2011, June). Colonización de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) sobre sustratos calcáreos en Playa Mendieta, Reserva Nacional de Paracas. In *Anales Científicos* 72(1). 19-26. DOI: 10.21704/ac.v72i1.854
- Pereira, L., & Mesquita, J. F. (2004). Population studies and carrageenan properties of *Chondracanthus teedei* var. *lusitanicus* (Gigartinaceae, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology*, 16(5), 369–383. doi:10.1023/b:japh.0000047948.1
- Pereira, L., Critchley, A. T., Amado, A. M., & Ribeiro-Claro, P. J. A. (2009). A comparative analysis of phycocolloids produced by underutilized versus industrially utilized carrageenophytes (Gigartinales, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology*, 21(5), 599– 605. DOI:10.1007/s10811-009-9447-4
- Pereira, L., Sousa, A., Coelho, H., Amado, A. M., & Ribeiro-Claro, P. J. (2003). Use of FTIR, FT-Raman and ¹³C-NMR spectroscopy for identification of some seaweed phycocolloids. *Biomolecular Engineering*, 20(4-6), 223-228. DOI: 10.1016/S1389-0344(03)00058-3
- Pereira, L., Amado, A. M., Critchley, A. T., Van de Velde, F., & Ribeiro-Claro, P. J. (2009). Identification of selected seaweed polysaccharides (phycocolloids) by vibrational spectroscopy (FTIR-ATR and FT-Raman). *Food Hydrocolloids*, 23(7), 1903-1909. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2008.11.014
- Rochas, C., & Rinaudo, M. (1984). Mechanism of gel formation in k-carrageenan. *Biopolymers*, 23(4), 735–745. DOI:10.1002/bip.360230412
- Rodríguez, E. F., Fernández Honores, M. A., Alvítez Izquierdo, E., Pollack Velásquez, L. E., Luján Bulnes, L. A., Geldres Cruz, C. W., & Paredes Pizarro, Y. (2018). Algas marinas del litoral de la región La Libertad, Perú. *Scientia Agropecuaria*, 9(1), 71-81. DOI: 10.17268/sci.agropecu.2018.01.08
- Saavedra, S., Henríquez-Antipa, L., Leal, P., Galleguillos, F., Cook, S. & Cárcamo, P. (2019). Cultivo de Macroalgas: Diversificación de la Acuicultura de Pequeña Escala en Chile. Convenio de Desempeño, Subsecretaría de Economía y Empresas de Menor Tamaño. Instituto de Fomento Pesquero. Recuperado de: https://www.ifop.cl/wpcontent/contenidos/uploads/biblioteca/libros_digitales/cultivo_de_macroalgas.pdf

- Salas, N., Córdova, C., Lengua, L., Bazán, D., Becerra, E., Estrada, E. & Choque, V. (2008). Caracterización de k-carragenano y λ -carragenano obtenidos a partir de macroalga *Chondracanthus chamissoi* y su aplicación en la industria alimentaria. *Revista Peruana de Química e Ingeniería Química*, 11(2), 61-70. Recuperado de: <https://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/quim/article/view/4727>
- Santomé Sanchez, S. H. (2018). Variabilidad de la proporción de fases del alga roja *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing “yuyo” en la bahía de Ancón (Tesis para optar al Título Profesional de Bióloga con Mención en Hidrobiología y Pesquería, Universidad Nacional Mayor de San Marcos) Recuperado de: <http://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/20.500.12672/8044>
- Sekkal, M., & Legrand, P. (1993). A spectroscopic investigation of the carrageenans and agar in the 1500-100 cm⁻¹ spectral range. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular Spectroscopy*, 49(2), 209–221. DOI:10.1016/0584-8539(93)80176-b
- Solís, I. (2004). Estudio comparativo de las propiedades finales de extractos de carragenina κ -I/ κ -II utilizando distintas algas productoras de carragenina κ -II (Doctoral dissertation, Tesis presentada como parte de los requisitos para optar el grado de Licenciado en Ciencia de los Alimentos, Universidad Austral de Chile). Recuperado a partir de: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2007/fas687e/doc/fas687e.pdf>
- Souza, R. B., Frota, A. F., Silva, J., Alves, C., Neugebauer, A. Z., Pinteus, S., & Benevides, N. M. B. (2018). In vitro activities of kappa-carrageenan isolated from red marine alga *Hypnea musciformis*: Antimicrobial, anticancer and neuroprotective potential. *International journal of biological macromolecules*, 112, 1248-1256. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2018.02.029
- Stanley, N. F. (1990). Carrageenans. *Food Gels*, 79–119. DOI:10.1007/978-94-009-0755-3_3 33
- Suárez, S. A. (2019). Filogeografía del alga *Chondracanthus chamissoi* (Gigartinaceae, Rhodophyta) en la costa peruana usando marcadores moleculares (Tesis para obtener el título de Ingeniero Pesquero). Recuperado de: <https://repositorio.imarpe.gob.pe/bitstream/20.500.12958/3329/1/Sigfried%20Suarez%20A%20larcon.pdf>

- Suherman, S., Djaeni, M., Kumoro, A. C., Prabowo, R. A., Rahayu, S., & Khasanah, S. (2018). Comparison Drying Behavior of Seaweed in Solar, Sun and Oven Tray Dryers. MATEC Web of Conferences, 156. DOI:10.1051/mateconf/20181560500
- Van de Velde, F., Antipova, A. S., Rollema, H. S., Burova, T. V., Grinberg, N. V., Pereira, L., ... & Grinberg, V. Y. (2005). The structure of κ/ι -hybrid carrageenans II. Coil–helix transition as a function of chain composition. Carbohydrate Research, 340(6), 1113-1129. DOI: 10.1016/j.carres.2005.02.015.
- Vásquez, J. A., & Vega, J. M. A. (2001). *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) in northern Chile: ecological aspects for management of wild populations. Journal of Applied Phycology, 13(3), 267-277. DOI: 10.1023/A:1011152922832.
- Vega, J. M. & Meneses, I. (2001). Seasonal and Spatial Monitoring of Productivity and Reproduction of *Chondrus canaliculatus* (Gigartinales, Rhodophyta) from Chile. Botanica Marina. 44 (1). DOI: 571-581. 10.1515/BOT.2001.063.
- Velazquez, G., Herrera-Gómez, A., & Martín-Polo, M. O. (2003). Identification of bound water through infrared spectroscopy in methylcellulose. Journal of Food Engineering, 59(1), 79-84.
- Véliz, K., Chandía, N., Rivadeneira, M., & Thiel, M. (2017). Seasonal variation of carrageenans from *Chondracanthus chamissoi* with a review of variation in the carrageenan contents produced by Gigartinales. Journal of Applied Phycology, 29(6), 3139-3150. DOI: 10.1007/s10811-017-1203-6
- Vivanco, C., Álvarez, J. C., & Vodden, K. (2011). Extracción de algas en Pisco: Desafíos, oportunidades, adaptación y perspectivas futuras. Industrial Data, 14(1), 19-27. DOI: 10.15381/idata.v14i1.6205
- Wakibia, J. G., Bolton, J. J., Keats, D. W., & Raitt, L. M. (2006). Seasonal changes in carrageenan yield and gel properties in three commercial eucheumoids grown in southern Kenya. Botanica Marina, 49(3). doi:10.1515/bot.2006.026
- Webber, V., Carvalho, S. M. de, Ogliari, P. J., Hayashi, L., & Barreto, P. L. M. (2012). Optimization of the extraction of carrageenan from *Kappaphycus alvarezii* using response surface methodology. Food Science and Technology, 32(4), 812–818. DOI:10.1590/s0101-20612012005000111

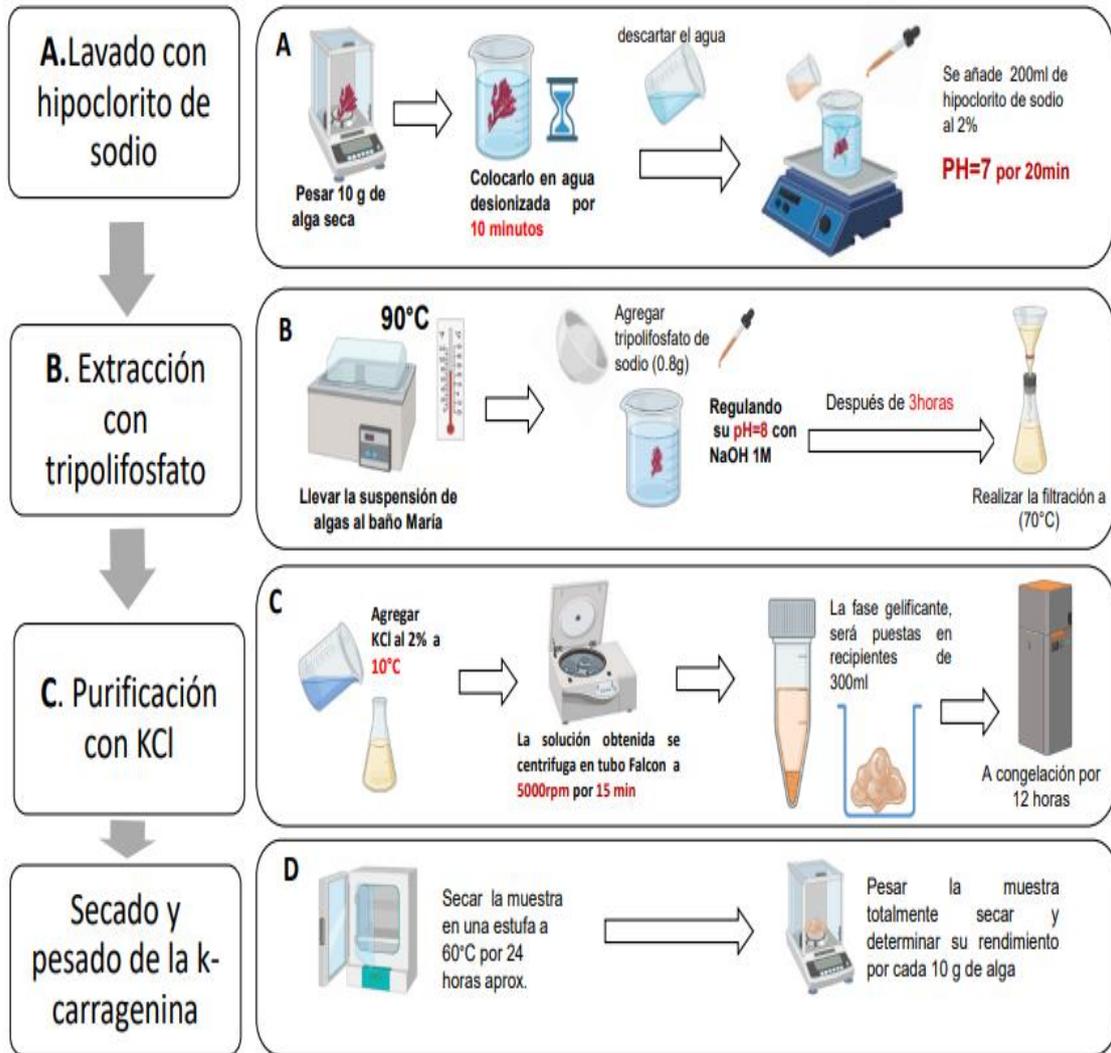
- Westermeier, R., González, C., Murúa, P., Morales, J., Patiño, D. J., Fabres, N. & Müller, D. G. (2022). Seasonal variation of carrageenan yield, gel strength and viscosity in *Sarcopeltis* (ex *Gigartina*) *skottsbergii* from Southern Chile. *Phycological Research*, 70(1), 42-49. DOI: 10.1111/pre.12467
- White, W. L., & Wilson, P. (2015). World seaweed utilization. In *Seaweed sustainability*. Academic Press. 7-25. DOI: 10.1016/B978-0-12-418697-2.00002-7.
- Zapata, J. C. (2018). Estudio comparativo en la propagación vegetativa de *Chondracanthus chamissoi* “YUYO” en tres tipos de sustrato en ambiente controlado en la región Moquegua 34 (Tesis para optar al título de ingeniero pesquero, Universidad Nacional de Moquegua), Recuperado de: https://repositorio.unam.edu.pe/bitstream/handle/UNAM/75/T095_44572685_T.pdf?squence=1&isAllowed=y
- Zia, K. M., Tabasum, S., Nasif, M., Sultan, N., Aslam, N., Noreen, A., & Zuber, M. (2017). A review on synthesis, properties and applications of natural polymer based carrageenan blends and composites. *International journal of biological macromolecules*, 96, 282-301. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2016.11.095

VIII. ANEXOS

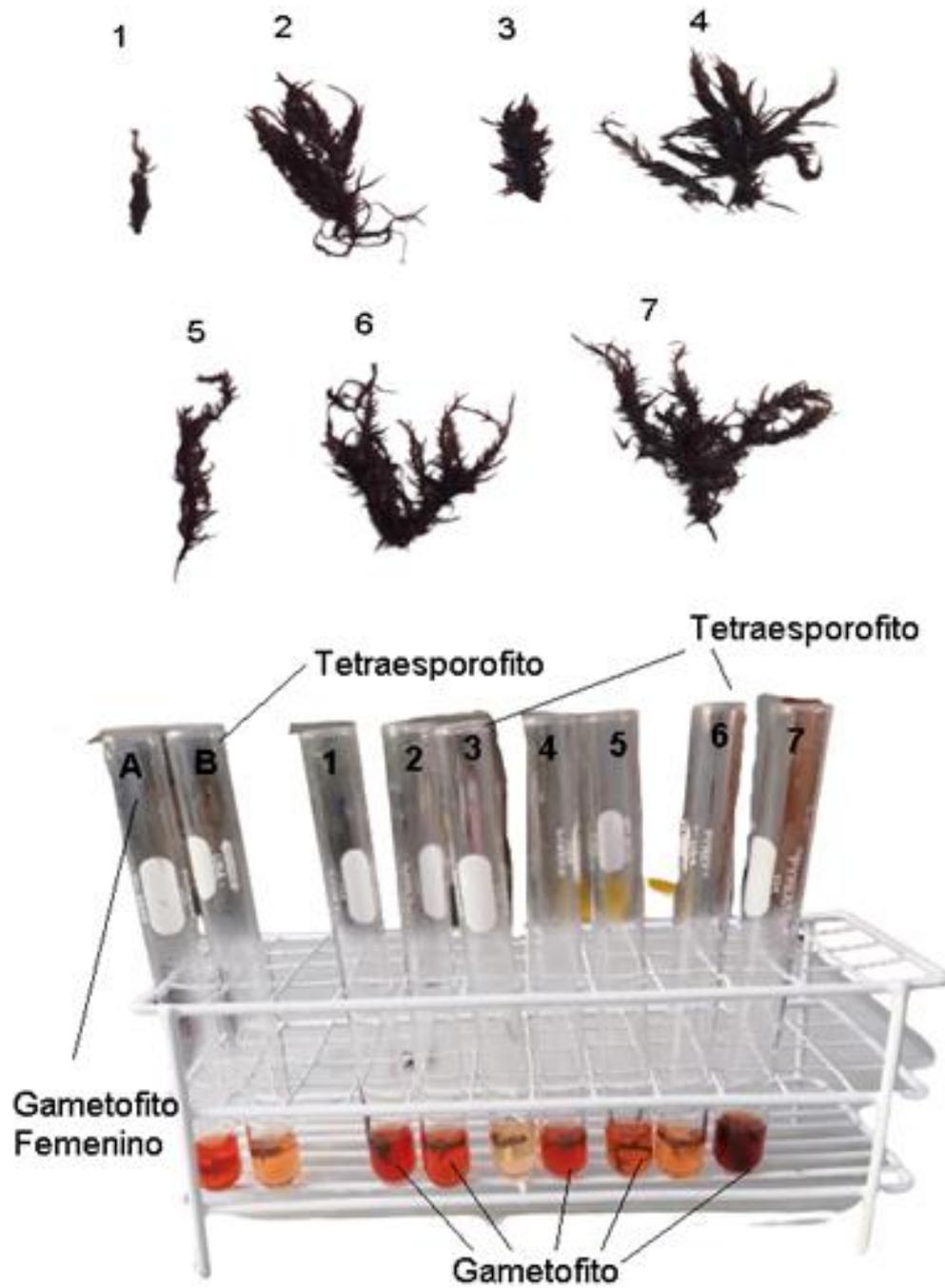
ANEXO 1: Determinación de puntos por GPS y recolección del material biológico



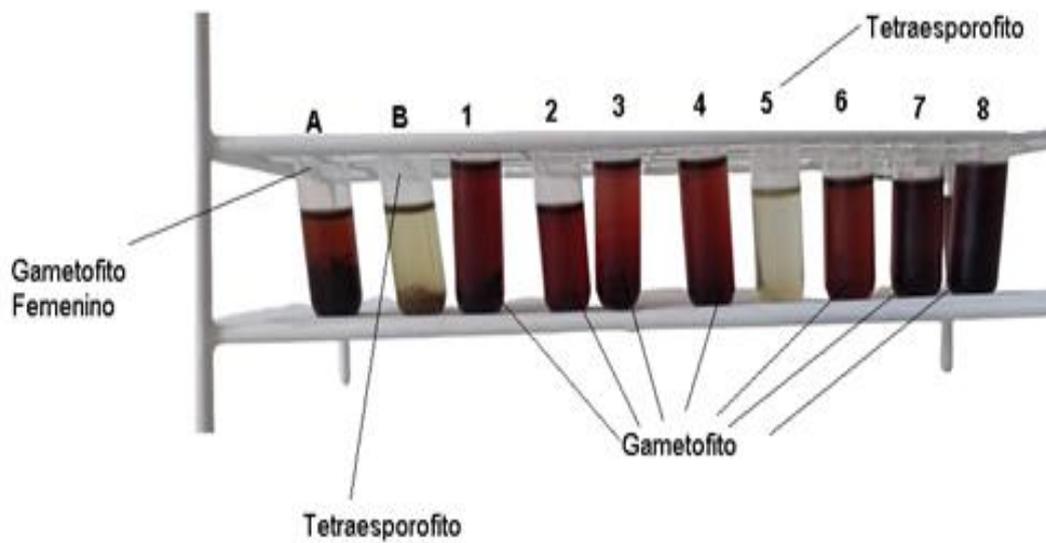
ANEXO 2: Flujo del proceso para la extracción de k-carragenina



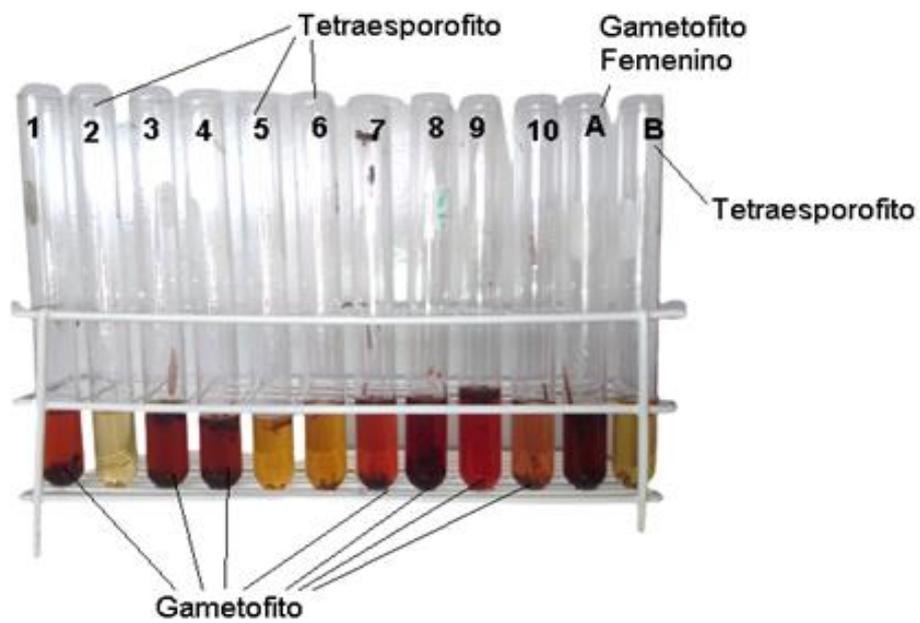
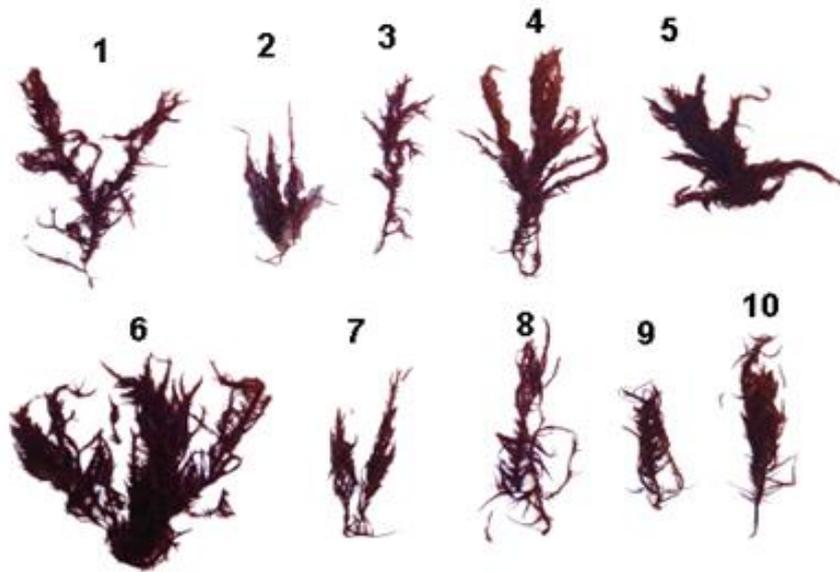
ANEXO 3: Prueba resorcinol-acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie *Chondracanthus chamissoi* en la temporada de invierno



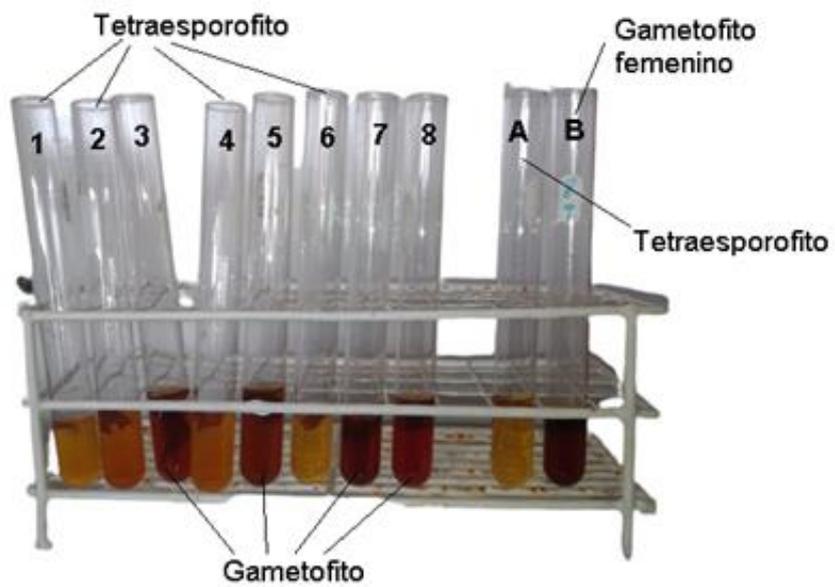
ANEXO 4: Prueba resorcinol-acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie *Mazaella canaliculatus* en la temporada invierno



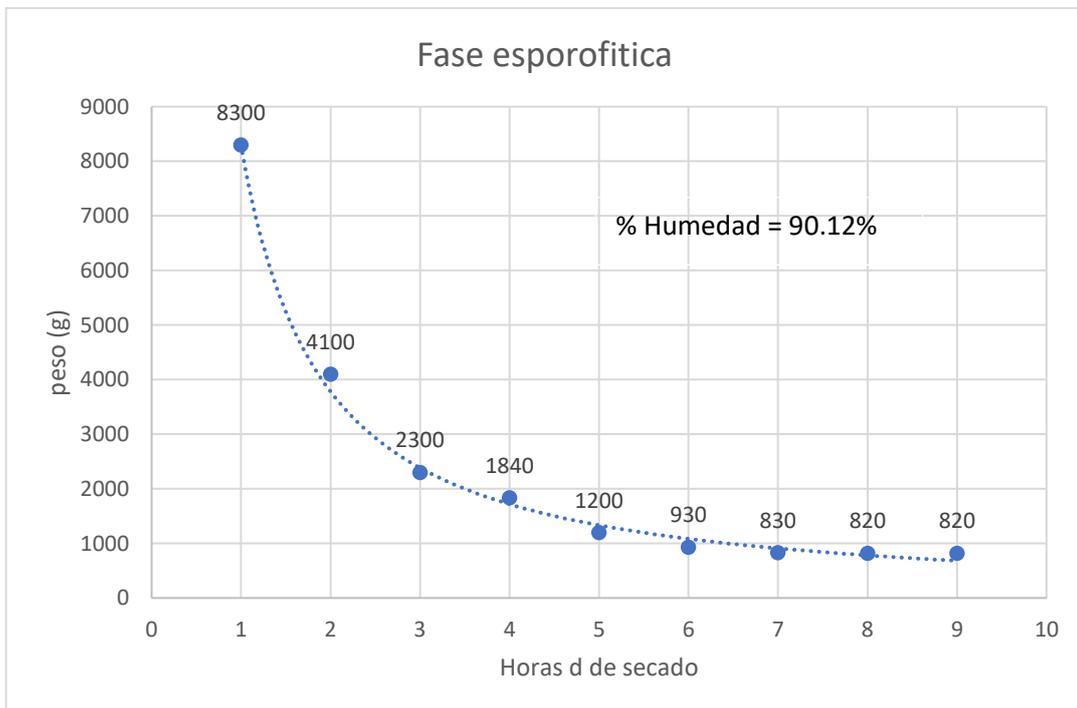
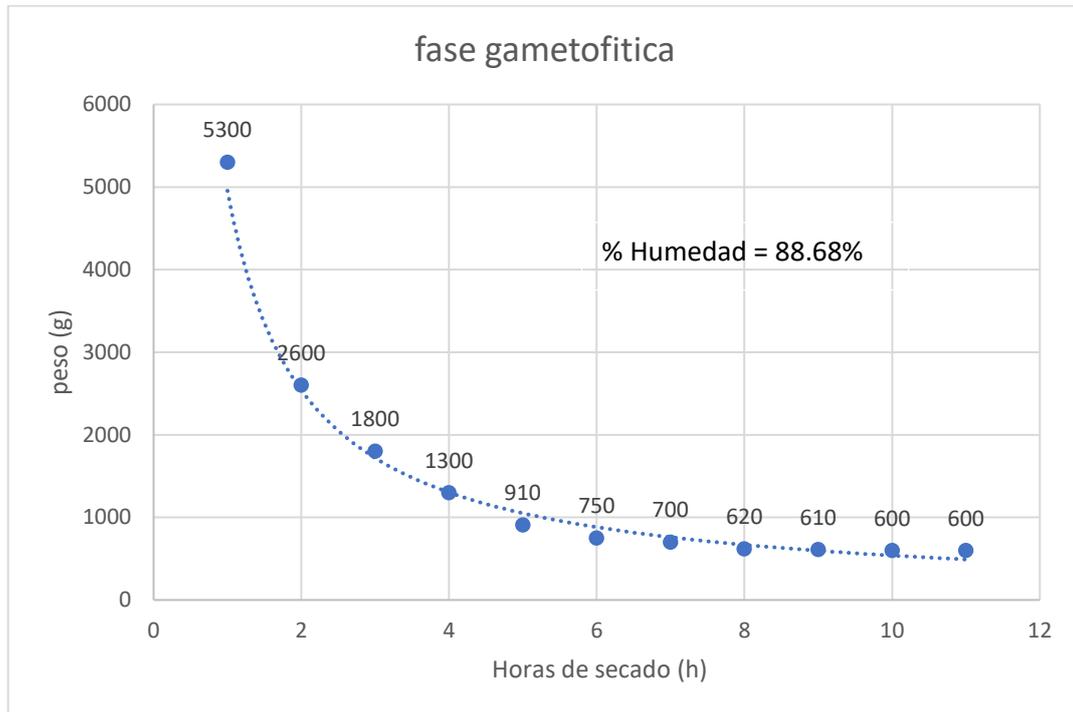
ANEXO 5: Prueba resorcinol- acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie *Chondracanthus chamissoi* temporada de verano



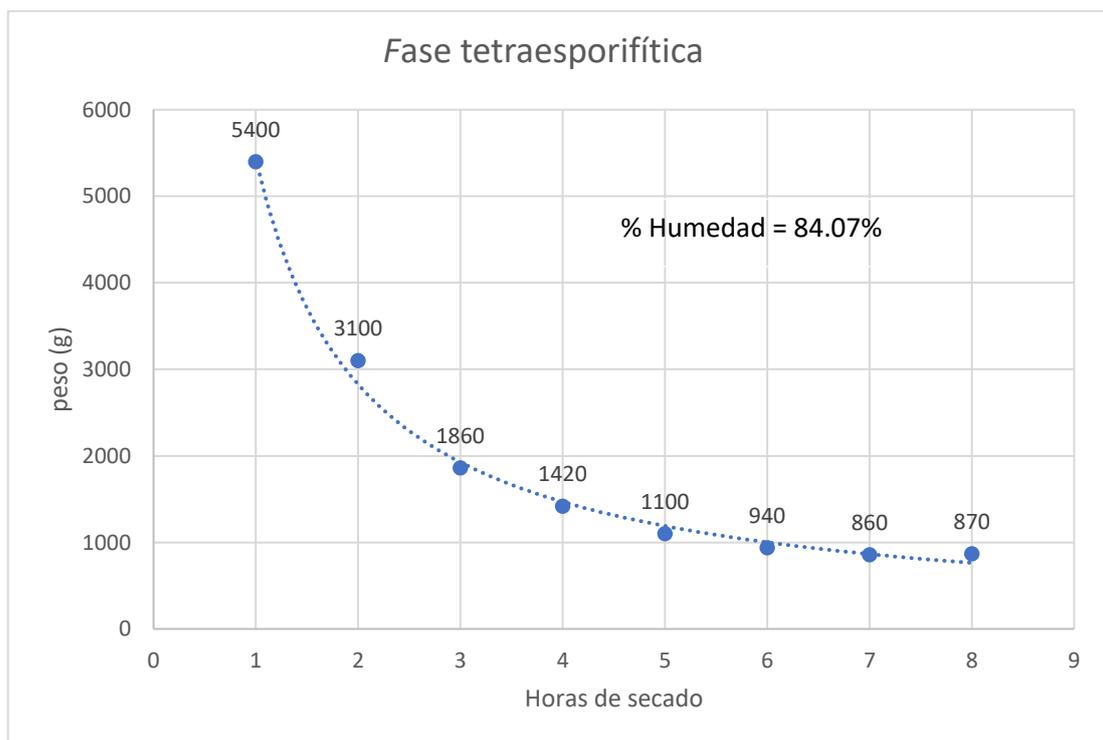
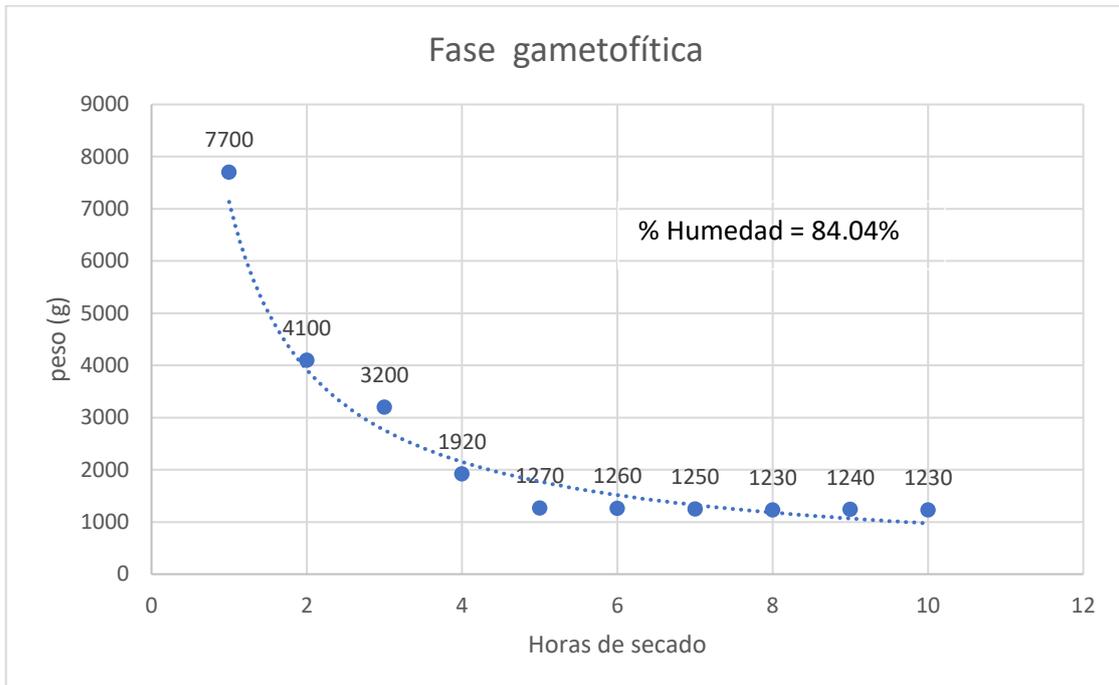
ANEXO 6: Prueba resorcinol- acetal de las muestras con fase indeterminada de la especie *Mazaella canaliculatus* temporada de verano



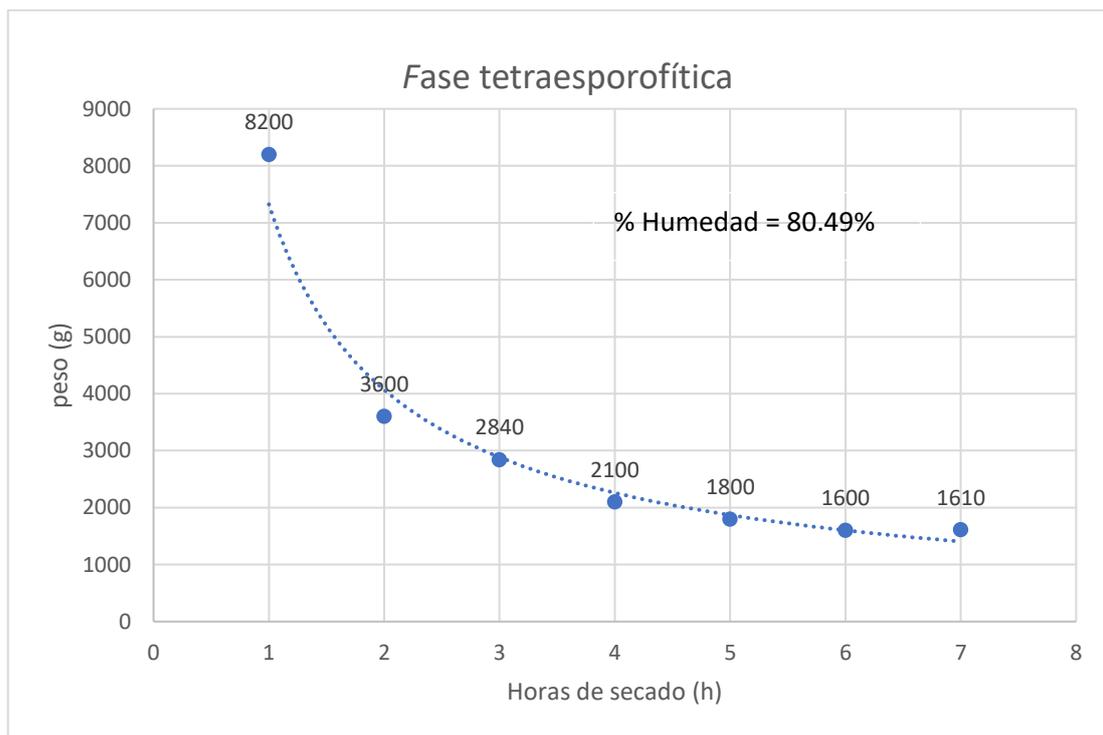
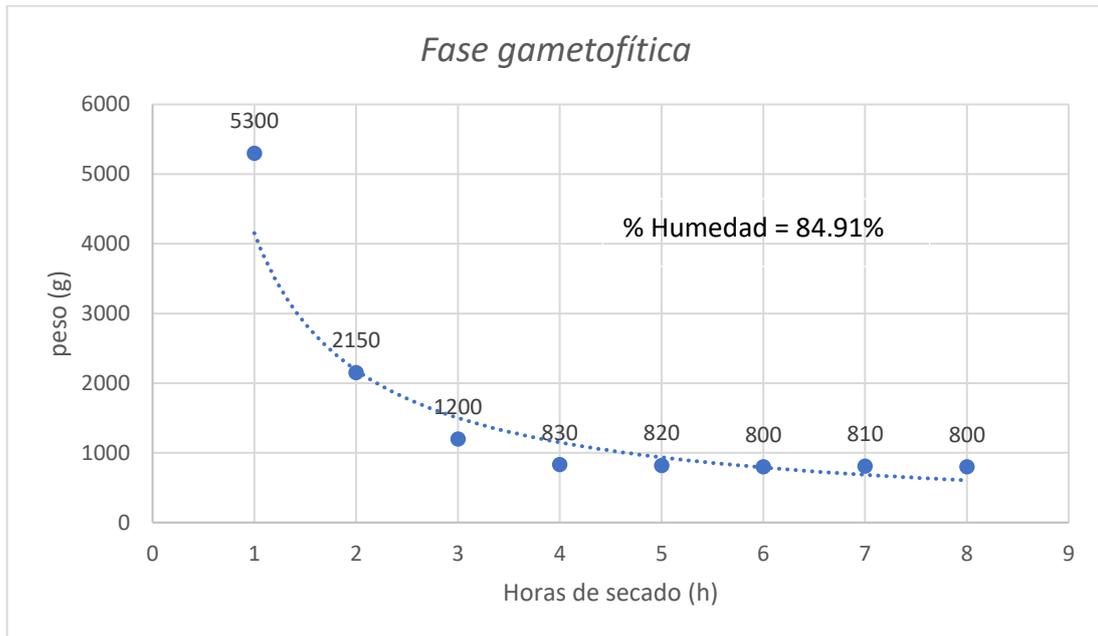
ANEXO 7: Curvas de secado de *Chondracanthus chamissoi* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno



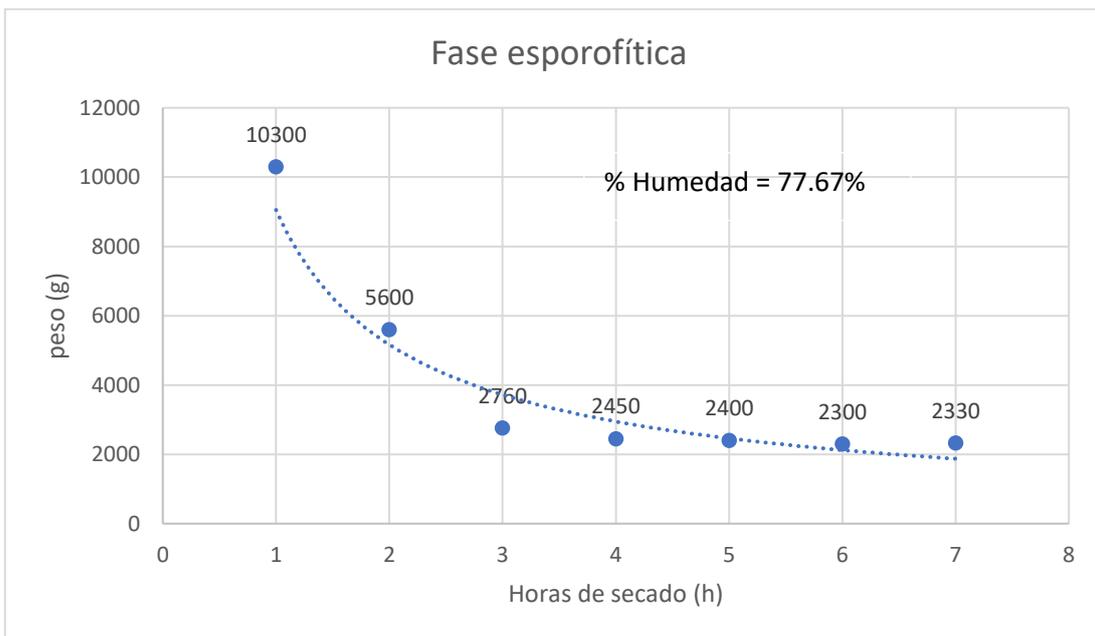
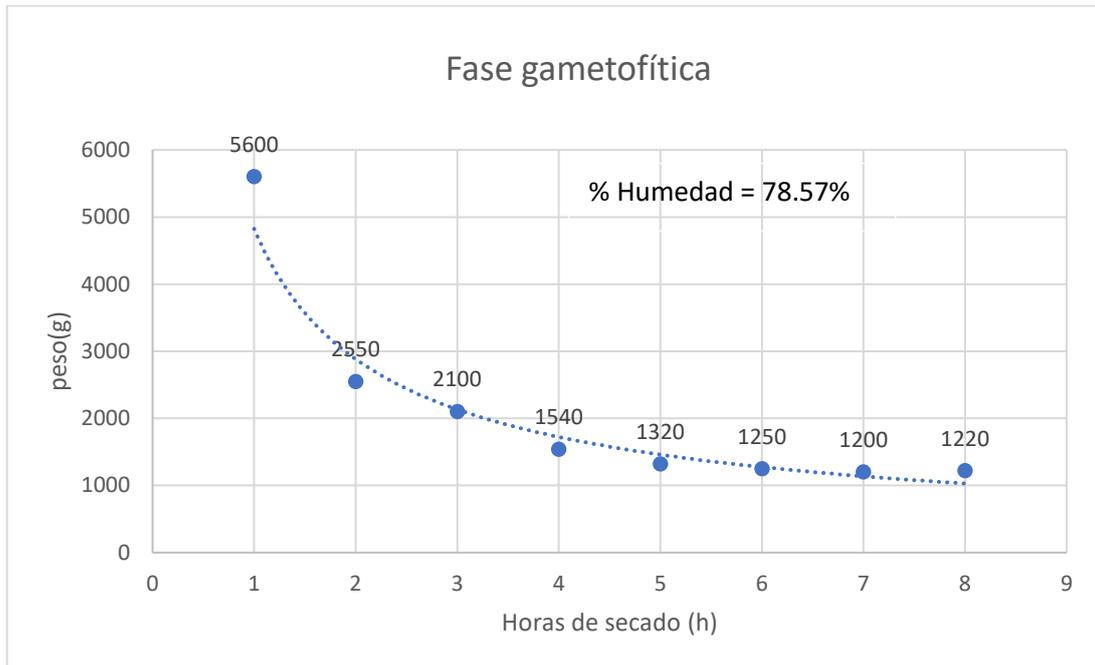
ANEXO 8: Curvas de secado de *Mazaella canaliculatus* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno



ANEXO 9: Curvas de secado de *Chondracanthus chamissoi* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano



ANEXO 10: Curvas de secado de *Mazaella canaliculatus* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano



ANEXO 11: Rendimiento de k-carragenina en la fase gametofítica durante la temporada de invierno

	<i>Mazaella canaliculatus</i>	<i>Chondracanthus chamissoi</i>
Fecha	Promedio (%)	Promedio (%)
Corrida 1	38.66±2.31	26.30± 1.87
Corrida 2	39.41± 1.79	23.27± 2.45
Corrida 3	27.39±1.75	18.63±0.635
Corrida 4	26.69±4.34	29.93±3.99
Corrida 5	26.56± 3.62	18.28±1.832
	31.74 ^a	23.29 ^b

ANEXO 12: Rendimiento de k-carragenina en la fase tetraesporofítica durante la temporada de invierno

	<i>Mazaella canaliculatus</i>	<i>Chondracanthus chamissoi</i>
Fecha	Promedio (%)	Promedio (%)
Corrida 1	6.67± 0.35	8.28± 1.01
Corrida 2	9.75± 0.28	9.63± 0.34
Corrida 3	8.26± 1.07	9.31± 1.44
Corrida 4	9.08± 1.36	8.78± 1.73
Corrida 5	8.54± 0.38	10.16± 0.61
	8.46 ^b	9.23 ^a

ANEXO 13: Rendimiento de k- carragenina en la fase gametofítica durante la temporada de verano

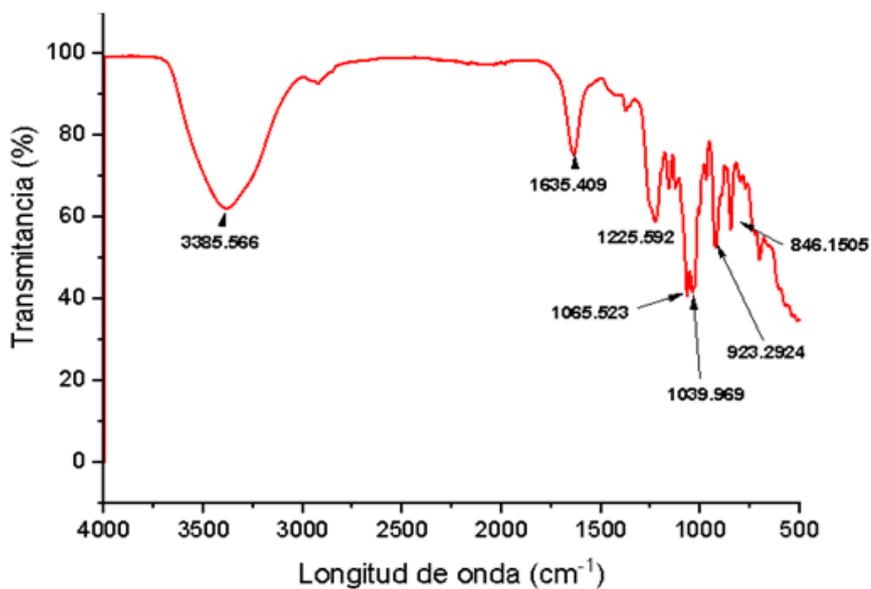
	<i>Mazaella canaliculatus</i>	<i>Chondracanthus chamissoi</i>
Corridas	Promedio (%)	Promedio (%)
Corrida 1	20.73 ± 1.42	31.41 ± 4.16
Corrida 2	28.27 ± 5.39	26.21 ± 1.52
Corrida 3	25.45 ± 3.97	24.02 ± 2.79
Corrida 4	25.37 ± 3.23	26.26 ± 4.50
Corrida 5	21.79 ± 3.17	34.16 ± 5.63
	24.32 ^b	28.41 ^a

ANEXO 14: Rendimiento de k-carragenina en la fase tetrasporofítica durante la temporada de invierno

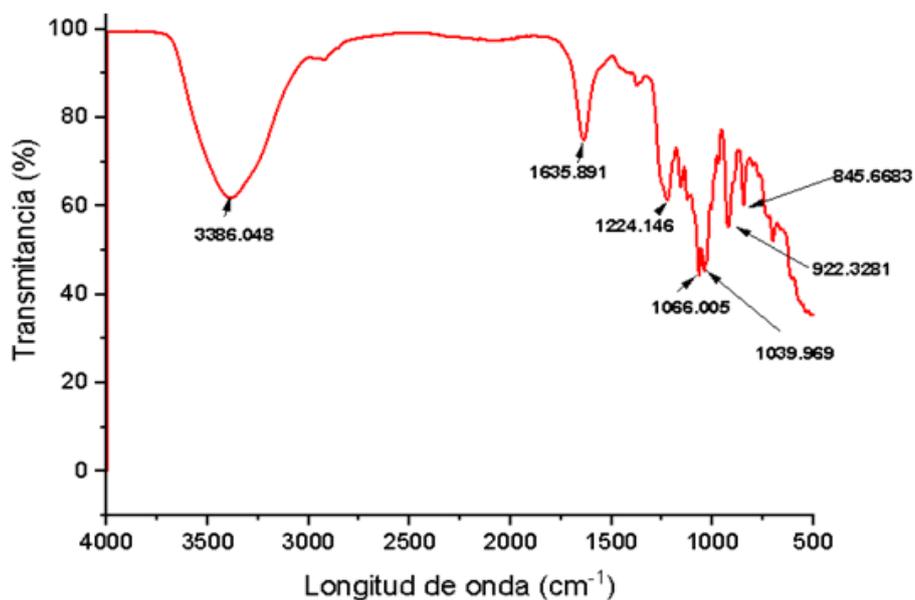
	<i>Mazaella canaliculatus</i>	<i>Chondracanthus chamissoi</i>
Fecha	Promedio (%)	Promedio (%)
Corrida 1	9.03 ± 2.81	12.59 ± 2.78
Corrida 2	14.43±3.49	10.96 ± 1.64
Corrida 3	10.15 ± 1.95	9.39 ± 1.11
Corrida 4	12.51 ± 3.59	10.53 ± 3.13
Corrida 5	9.82 ± 3.12	7.99 ± 1.39
	11.189a	10.2937a

ANEXO 15: Espectro FTIR de *Chondracanthus chamissoi* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno

Fase gametofítica

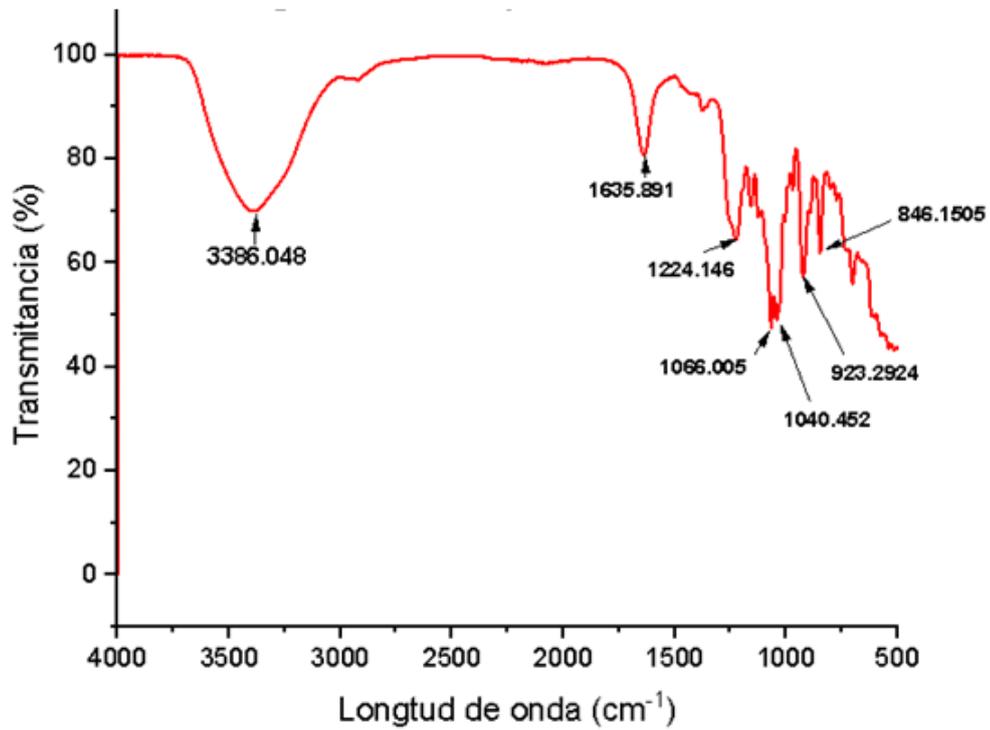


Fase tetraesporofítica

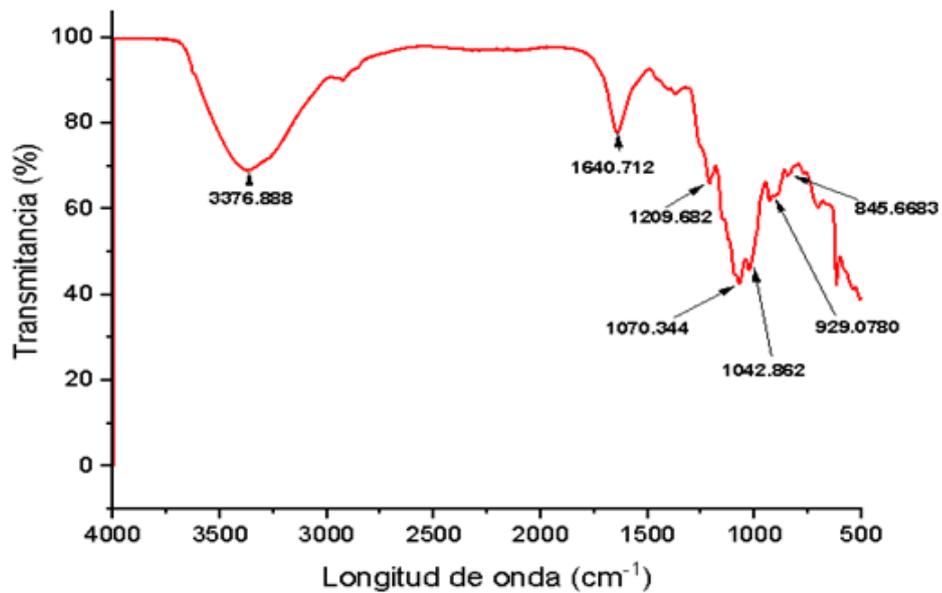


ANEXO 16: Espectro FTIR de *Mazaella canaliculatus* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de invierno

Fase gametofítica

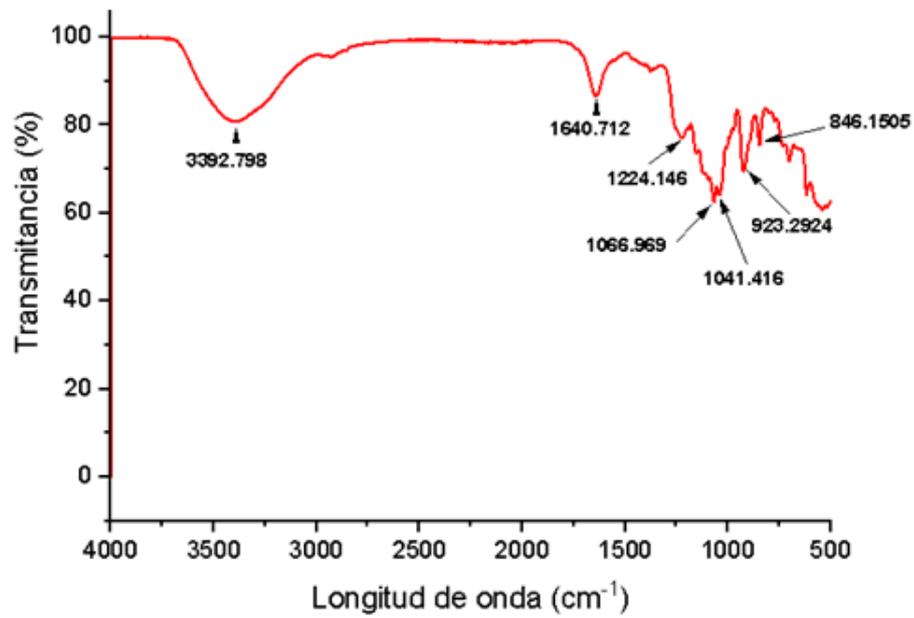


Fase tetraesporofítica

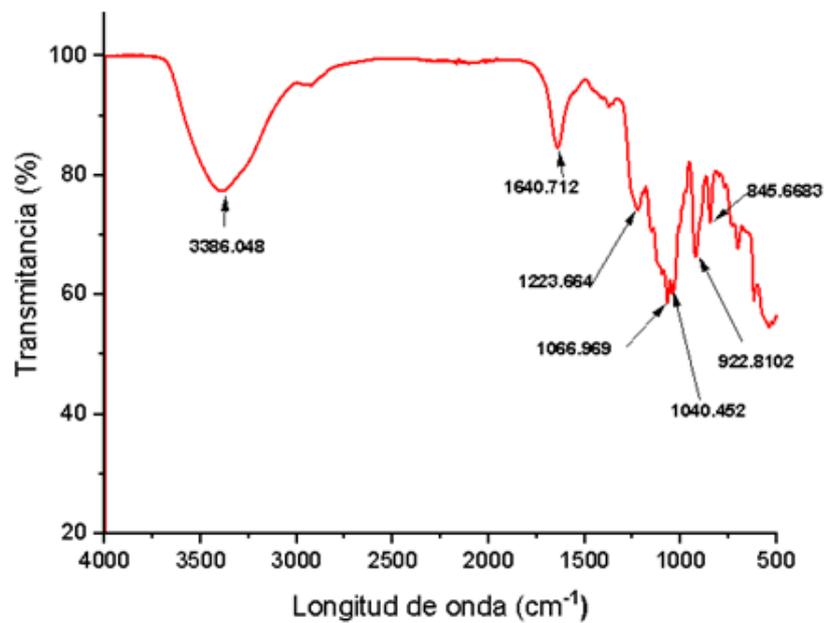


ANEXO 17: Espectro FTIR de *Chondracanthus chamissoi* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano

Fase gametofítica

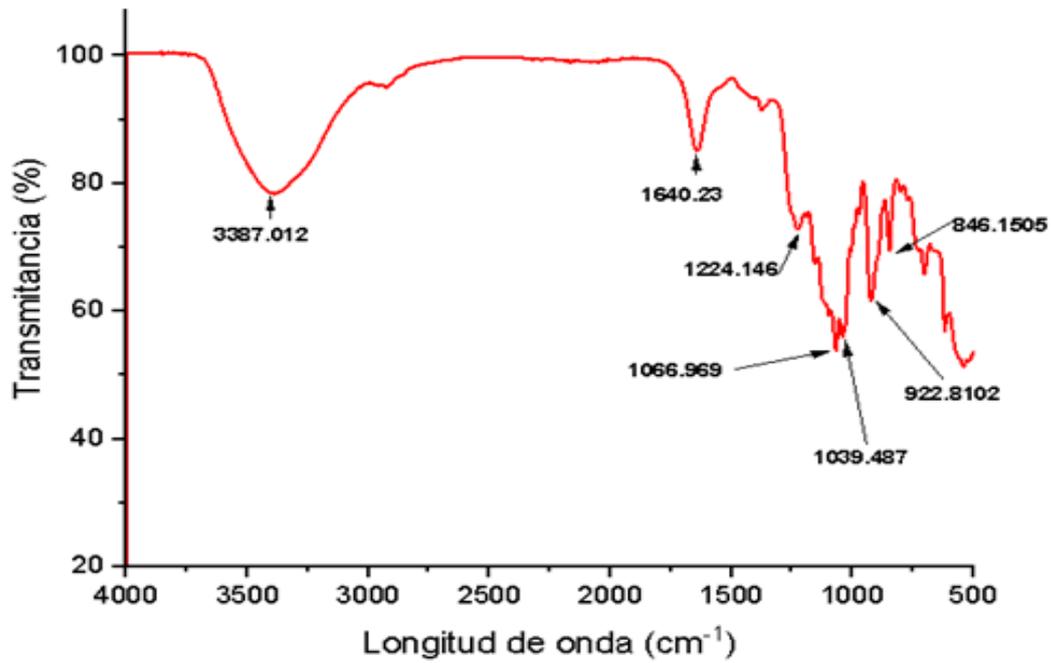


Fase tetraesporofítica

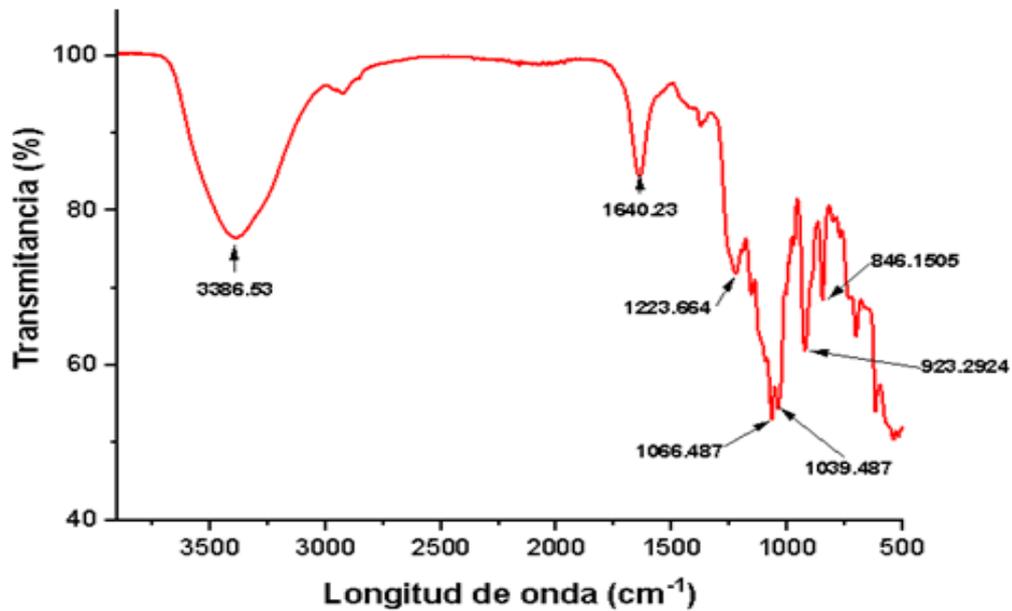


ANEXO 18: Espectro FTIR de *Mazaella canaliculatus* en la fase gametofítica y tetraesporofítica en la temporada de verano

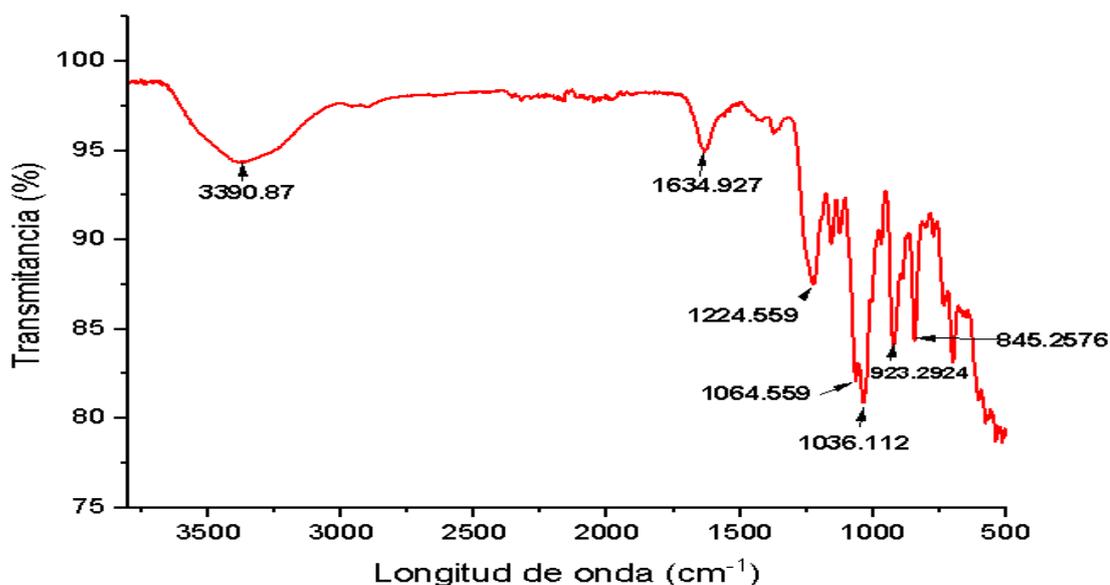
Fase gametofítica



Fase Tetraesporofítica



ANEXO 19: Espectro FTIR de la carragenina patrón



ANEXO 20: Viscosidad de la kappa-carragenina procedente de la carragenina comercial y SIGMA

Material	Viscosidad (cps)	(%) PAR
Kappa-carragenina SIGMA	33.56909091	93.118182
Kappa-carragenina comercial	23.42923077	89.992308

ANEXO 21: Viscosidad de la kappa- carragenina procedente de *C. chamissoi* y *Mazaella canaliculatus* en la temporada invierno

Chondracanthus chamissoi

	Gametofito		Tetraesporofito	
	Viscosidad (cps)	% PAR	Viscosidad (cps)	% PAR
R1	21.116	90.113	16.94683333	75.750
R2	20.67189655	88.295	17.77383333	75.852
R3	16.72084746	71.222	16.02333333	68.380
R4	19.25859649	81.628	16.39883333	69.983
R5	20.23116667	86.338	16.94103448	72.297
Promedio	19.59970143	83.519	16.81677356	72.452

Mazaella canaliculatus

	Gametofito		Tetraesporofito	
	Viscosidad (cps)	% PAR	Viscosidad (cps)	% PAR
R1	18.8375	80.39	16.2901667	69.52
R2	17.4654237	74.27	15.8993333	67.852
R3	17.2786792	73.644	16.4665	70.273
R4	15.4206667	65.807	17.7088333	75.573
R5	16.9468333	72.323	14.1765	60.498
X	17.1898206	73.287	16.1082667	68.743

ANEXO 22: Viscosidad de la kappa- carragenina procedente de *C. chamissoi* y *Mazaella canaliculatus* en la temporada verano

Chondracanthus chamissoi

	Gametofito		Tetraesporofito	
	Viscosidad (cps)	% PAR	Viscosidad (cps)	% PAR
R1	20.76950	88.636	16.80232	71.338
R2	19.46592	83.073	17.21949	73.433
R3	19.70700	84.102	15.62491	73.787
R4	19.45175	83.012	15.48600	65.863
R5	17.05800	72.798	16.41827	69.698
X	19.29043	82.32400	16.31020	70.82400

Mazaella canaliculatus

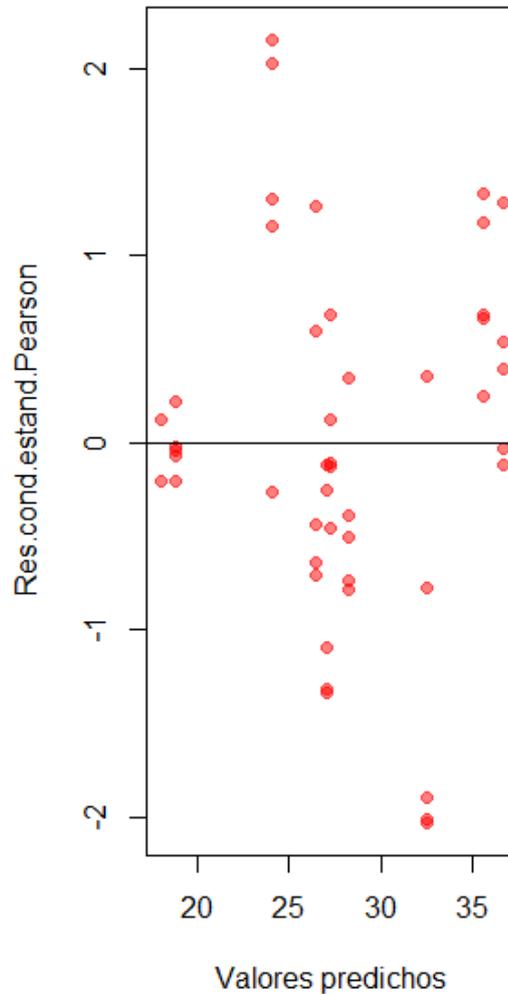
	Gametofito		Tetraesporofito	
	Viscosidad (cps)	% PAR	Viscosidad (cps)	% PAR
R1	19.03220	81.136	16.99050	72.508
R2	17.17846	73.172	17.15426	71.055
R3	16.63863	70.870	15.38714	64.725
R4	18.18828	77.477	16.32491	69.625
R5	17.91444	76.398	16.47309	69.792
X	17.79040	75.81069	16.46598	69.54100

ANEXO 23: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* en la fase gametofítica durante la temporada de invierno

Análisis de residuos vs. predichos:

H_0 : Existe homogeneidad de varianza de los tratamientos

H_1 : No existe homogeneidad de varianza de los tratamiento

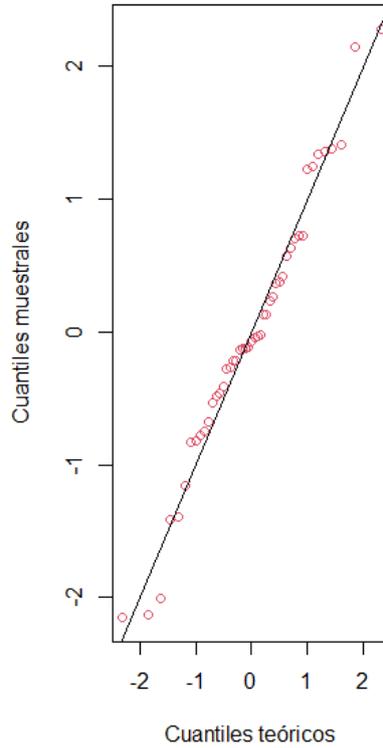


Respuesta: Los tratamientos presenta homogeneidad de varianzas, se acepta la hipótesis nula

Normalidad de los residuales:

H_0 : Los residuos se distribuyen con una distribución normal

H_1 : Los residuos no se distribuyen con una distribución normal



Respuesta: Los residuales presentan una distribución normal, por lo que se aprueba la hipótesis nula.

Análisis de varianza DBCA:

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	11613.07	<0.0001
MATERIAL	1	38.99	<0.0001
FECHA	4	9.23	<0.0001

Respuesta: Se acepta la fecha como bloque debido a su interacción con los resultados de los tratamientos en la variable rendimiento

Rendimiento - Medias ajustadas y errores estándares

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

MATERIAL Medias E.E.

MAZAELLA 31.740.92A

YUYO 23.201.01 B

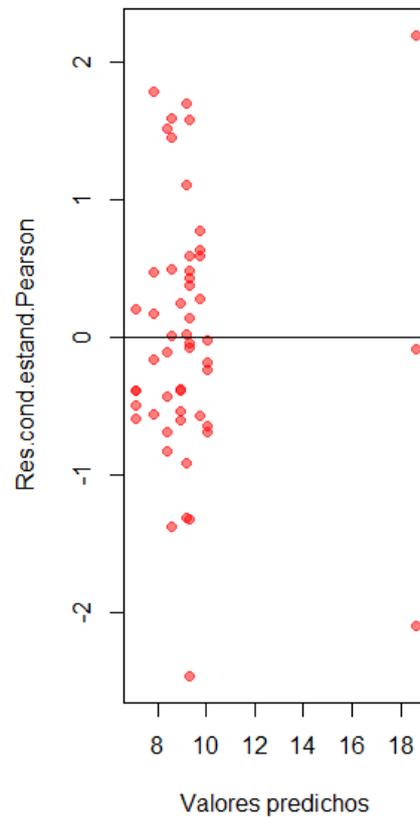
Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

ANEXO 24: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* en la fase tetrasporofítica durante la temporada invierno

Análisis de residuos vs. predichos:

H_0 : Existe homogeneidad de varianza de los tratamientos

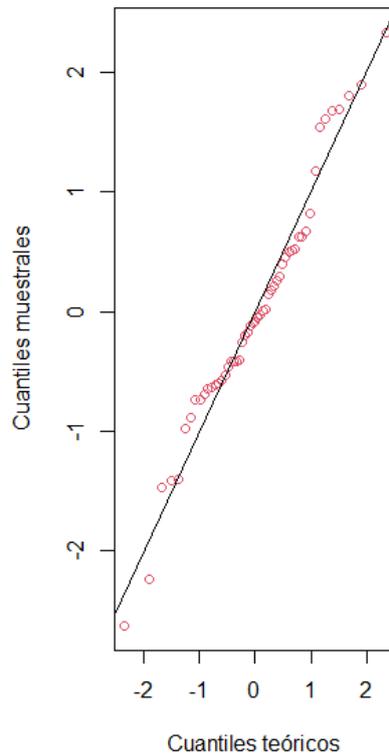
H_1 : No existe homogeneidad de varianza de los tratamientos



Normalidad de los residuales:

H_0 : Los residuos se distribuyen con una distribución normal

H_1 : Los residuos no se distribuyen con una distribución normal



Análisis de varianza (DBCA):

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	12889	3.36	<0.0001
MATERIAL	1	4.68	0.0358
FECHA	5	33.63	<0.0001

Respuesta: Se acepta la fecha como bloque debido a su interacción con los resultados de los tratamientos en la variable rendimiento

Rendimiento - Medias ajustadas y errores estándares

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

MATERIAL Medias E.E.

YUYO 10.800.24A

MAZAELLA 10.030.28 B

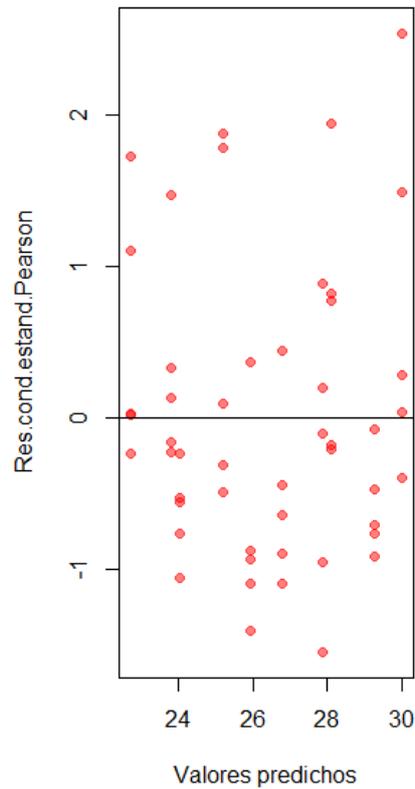
Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

ANEXO 25: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* en la fase gametofítica durante la temporada verano

Análisis de residuos vs. predichos:

H_0 : Existe homogeneidad de varianza de los tratamientos

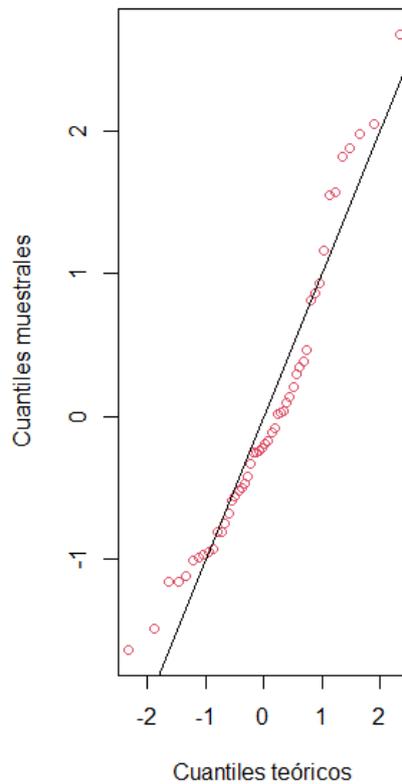
H_1 : No existe homogeneidad de varianza de los tratamientos



Normalidad de los residuales:

H_0 : Los residuos se distribuyen con una distribución normal

H_1 : Los residuos no se distribuyen con una distribución normal



Análisis de varianza (DBCA):

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	11263.98	<0.0001
Material	1	7.60	0.0085
FECHA	4	0.58	0.6761

Respuesta: Se acepta la fecha como bloque debido a su interacción con los resultados de los tratamientos en la variable rendimiento

Comparación de medias ajustadas y errores estándares

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

MaterialMediasE.E.

YUYO 28.411.05A

MAZAELLA 24.321.05 B

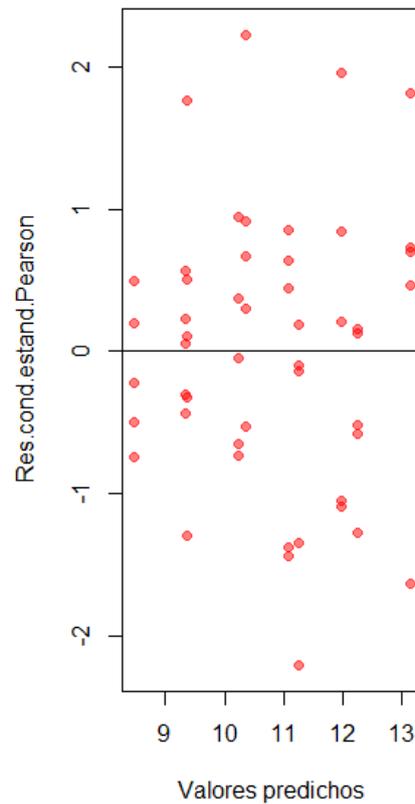
Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

ANEXO 26: Análisis estadístico del rendimiento de kappa-carragenina de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* en la fase esporofítica durante la temporada verano

Análisis de residuos vs. predichos:

H_0 : Existe homogeneidad de varianza de los tratamientos

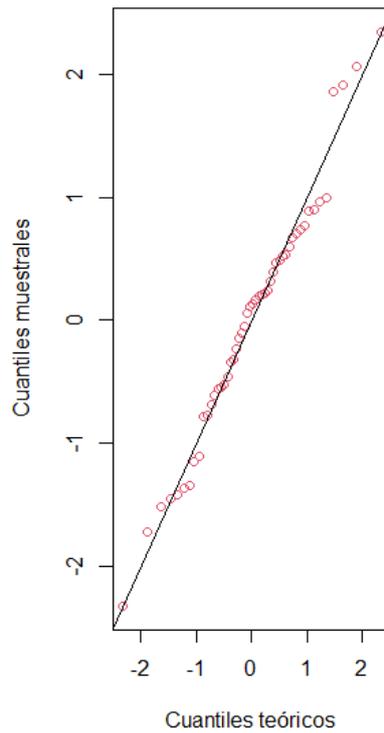
H_1 : No existe homogeneidad de varianza de los tratamientos



Normalidad de los residuales:

H_0 : Los residuos se distribuyen con una distribución normal

H_1 : Los residuos no se distribuyen con una distribución normal



Análisis de varianza (DBCA)

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	602.93	<0.0001
Material	1	1.05	0.3116
FECHA	4	2.28	0.0758

Respuesta: Se acepta la fecha como bloque debido a su interacción con los resultados de los tratamientos en la variable rendimiento

Comparación de medias ajustadas y errores estándares para el material

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Material Medias E.E.

MAZAELLA 11.190.62A

YUYO 10.290.62A

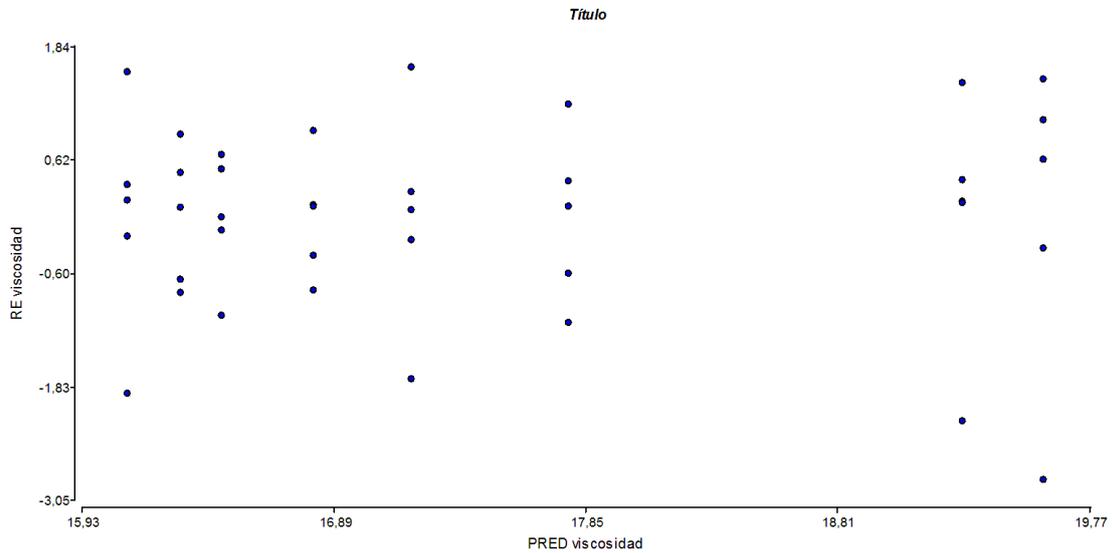
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

ANEXO 27: Análisis estadístico de la viscosidad de kappa-carragenina de *C. chamissoi* y *M. canaliculatus* durante la temporada de invierno y verano

Análisis de residuos vs. predichos:

H_0 : Existe homogeneidad de varianza de los tratamientos

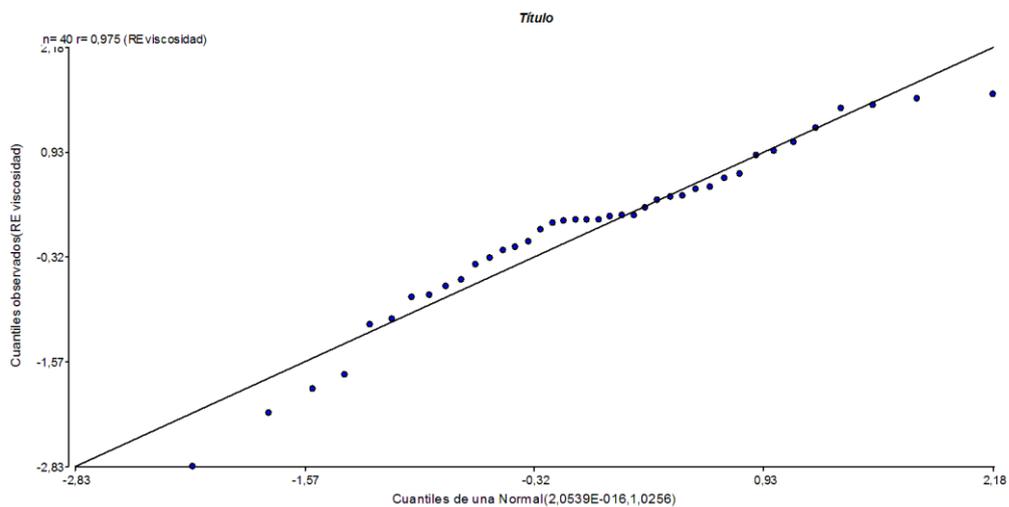
H_1 : No existe homogeneidad de varianza de los tratamientos



Normalidad de los residuales:

H_0 : Los residuos se distribuyen con una distribución normal

H_1 : Los residuos no se distribuyen con una distribución normal



Análisis de la varianza

Variable N R² R² Aj CV
 viscosidad400,60 0,526,53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	63,30	7	9,04	6,98	<0,0001
especie	12,45	1	12,45	9,60	0,0040
fase	41,71	1	41,71	32,18	<0,0001
temporada	0,01	1	0,01	0,01	0,9218
especie*fase	7,04	1	7,04	5,44	0,0262
especie*temporada	1,97	1	1,97	1,52	0,2269
fase*temporada	0,12	1	0,12	0,09	0,7618
especie*fase*temporada	1,3E-03	11	3E-03	1,0E-03	0,9750
Error	41,4732		1,30		
Total	104,7739				

Comparación de medias

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,46658

Error: 1,2960 gl: 32

especie	fase	temporada	Mediasn	E.E.
mazaella	esporofito	verano	16,11	50,51 C
yuyo	esporofito	invierno	16,31	50,51 C
mazaella	esporofito	invierno	16,47	50,51 C B
yuyo	esporofito	verano	16,82	50,51 C B
mazaella	gametofito	verano	17,19	50,51 C B
mazaella	gametofito	invierno	17,79	50,51 B
yuyo	gametofito	invierno	19,29	50,51 A
yuyo	gametofito	verano	19,60	50,51 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)