



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR**



## **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN RECURSOS ACUÁTICOS**

**Variación estacional de la composición de pigmentos  
fotosintéticos y su importancia en la fisiología del quitón  
*Chiton articulatus* (Polyplacophora: Chitonida)**

### **T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS EN RECURSOS ACUÁTICOS**

**EN EL ÁREA DE ACUICULTURA**

**PRESENTA:**

**Miranda Guadalupe Prado Padilla**

**DIRECTORES DE TESIS:**

**Dr. Omar Hernando Avila Poveda**

**Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva**

Mazatlán, Sinaloa, México, Enero del 2023



Dirección General de Bibliotecas  
Ciudad Universitaria  
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios  
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.  
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57  
dgbuas@uas.edu.mx

## UAS-Dirección General de Bibliotecas

### Repositorio Institucional Buelna

#### Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial  
Compartir Igual, 4.0 Internacional



## RESUMEN

### **Variación estacional de la composición de pigmentos fotosintéticos y su importancia (o impacto) fisiológico en el quitón *Chiton articulatus* (Polyplacophora: Chitonida)**

Los pigmentos fotosintéticos (PF) son biomoléculas con protección antioxidante, que sirven además como biomarcadores para identificar las fuentes de alimento (*i.e.* halófitas, plantas vasculares, micro- y macroalgas) consumidas por los organismos acuáticos. El quitón *C. articulatus* es un molusco bentónico cuya alimentación, reproducción y locomoción están estrechamente asociados al intermareal rocoso que habitan. Por lo tanto, se determinó la composición de pigmentos analizados por HPLC en las vísceras, gónada y pie (músculo) y su relación con los índices somáticos de los tejidos en quitones adultos muestreados mensualmente durante un año en Barras de Piaxtla, Sinaloa. Los PF encontrados en vísceras muestran que los quitones se alimentan, de diversas fuentes de algas y detritus. El índice viscerosomático (IVS) se correlacionó positivamente ( $r = 0.80$ ) con la abundancia de algas verdes (zeaxantina, violaxantina, luteína) y cafés (fucoxantina) en el invierno y primavera, para disminuir durante el verano y otoño. La presencia de astaxantina sugiere la ingesta de crustáceos, o parte ellos a manera de detritus. Los niveles de clorofila-a en vísceras sugieren que las fuentes vegetales son permanentes a lo largo del año. Los pigmentos en la gónada (*i.e.* cantaxantina) se incrementaron con la disponibilidad del alimento ( $r = 0.84$ ) y disminuyeron tanto con el incremento de la temperatura ( $r = -0.85$ ), como con el incremento del índice gonadosomático (IGS,  $r = -0.85$ ), sugiriendo más su utilización como antioxidantes ante el estrés ambiental, en lugar de sostener la reproducción del quitón. De manera similar, la acumulación de PF disminuyó en el pie de los quitones con el aumento de la temperatura superficial del mar, sugiriendo un papel importante para contrarrestar el estrés (*i.e.* desecación y exposición área, irradiancia solar, temperatura, etc.) ambiental que caracteriza la zona intermareal en que habitan los quitones.

**Palabras clave:** *antioxidante, biomarcador, cantaxantina, HPLC, fisiología.*

## ABSTRACT

### **Seasonal variation of photosynthetic pigment composition and its physiological importance (or impact) on the chiton *Chiton articulatus* (Polyplacophora: Chitonida)**

Photosynthetic pigments (PP) are biomolecules with antioxidant protection, which also serve as biomarkers to identify food sources (*i.e.* halophytes, vascular plants, micro- and macroalgae) consumed by aquatic organisms. The chiton *C. articulatus* is a benthic mollusk whose feeding, reproduction and locomotion are closely associated with the rocky intertidal they inhabit. Therefore, both the pigment composition analyzed by HPLC in the viscera, gonad and foot (muscle) and its relationship with the somatic indices of the tissues, were assessed in adult chitons sampled monthly for one year in Barras de Piaxtla, Sinaloa. The PP found in viscera show that chitons feed on various sources of algae and detritus. The viscerosomatic index (VSI) was positively correlated ( $r = 0.80$ ) with the abundance of green (zeaxanthin, violaxanthin, lutein) and brown (fucoxanthin) seaweeds during winter and spring, decreasing during summer and autumn. The presence of astaxanthin suggests the ingestion of crustaceans or parts of them as detritus. The chlorophyll-a levels in viscera suggest that the vegetable sources are permanent throughout the year. Pigments in the gonad (*i.e.* canthaxanthin) increased with food availability ( $r = 0.84$ ) and decreased both with increasing temperature ( $r = -0.85$ ), and with increasing gonadosomatic index (GSI,  $r = -0.85$ ), suggesting that were used more as antioxidants in order to face environmental stress conditions instead of holding chiton's reproduction. Similarly, PP accumulation decreased in the foot (muscle) of the chitons with increasing sea surface temperature (SST), suggesting an important role in counteracting the environmental stress (*i.e.* desiccation and area exposure, solar irradiation, temperature, etc.) of the which characterize the intertidal zone in which the chitons inhabit.

**Key words:** *antioxidant, biomarker, canthaxanthin, HPLC, physiology.*

A mi madre **Rosa María** y hermana **Silvana Sofía** porque  
son mi pilar, mi fortaleza y sobre todo mi motivación para  
salir adelante cada día

*“Más dura la batalla, más dulce la victoria”*

## AGRADECIMIENTOS

Gracias a los coordinadores y colaboradores que participaron en las recolecciones de los quitones en la localidad de muestreo de Barras de Piaxtla, Sinaloa. A todos los estudiantes y voluntarios involucrados en la recolecta, procesamiento y almacenaje de las muestras, que hicieron posible los análisis en la Facultad de Ciencias del Mar (FACIMAR):

**Dr. Omar Hernando Avila Poveda**

Universidad Autónoma de Sinaloa, FACIMAR

**Director** del proyecto quitón y de esta tesis

**Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva**

Universidad Autónoma de Sinaloa, FACIMAR

**Co-Director** de esta tesis

Isis Laura Álvarez García,  
Brenda Paola Ramírez Santana,  
Camila Guillén,  
Thelma Abril Aguilar Rendón,  
Quetzalli Yasu Abadía Chanona,  
Mario Arath Lizárraga Sánchez.

A mi Comité Tutorial: Dr. Omar Hernando Avila Poveda por la oportunidad de trabajar juntos, siempre guiando con la paciencia y comprensión que lo caracteriza. Al Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva por su peculiar forma de enseñar que reta a pensar más allá de lo que sucede. A la Dra. Idalia Osuna Ruíz por motivarme y por brindarme su apoyo tanto académico como personal. A la Dra. Mercedes Marlenne Manzano Sarabia y a la Dra. Ofelia Escobar Sánchez por su asesoría, sus comentarios, sugerencias y por compartir sus conocimientos.

A la *Coordinación de Posgrado de la Facultad de Ciencias del Mar (FACIMAR)*, al Dr. Guillermo Rodríguez Domínguez por tener la iniciativa de cambiar el rumbo del Posgrado para la mejora de los alumnos y especialmente a L.I. Nérika Azucena Benítez Pardo por su amabilidad, paciencia y siempre eterna disponibilidad, mil gracias.

## Fuentes de apoyo

Esta tesis es producto del *Proyecto Quitón del Pacífico tropical mexicano*®, que contó con los Permisos de Pesca de Fomento No. PPF/DGOPA-130/15 y No. PPF/DGOPA-110/21.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por haber sido beneficiada con una beca (No. 1081686) durante dos años para realizar la maestría.

A mi tutor Omar Hernando Avila Poveda por los financiamientos para el desarrollo de las salidas de campo y procesos de disección a través del Proyecto Quitón del Pacífico tropical mexicano.

Al Dr. Martín Ignacio Borrego y el Dr. Raúl Pérez González por proporcionar los espacios y equipos del Laboratorio húmedo de Langosta por para el desarrollo de disecciones, determinación de peso y morfometría de organismos y tejidos.

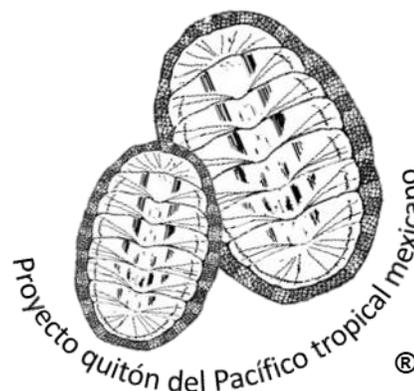
A la Dra. Mercedes Marlenne Manzano Sarabia y el Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva por proporcionar los insumos, equipos e instalación del Laboratorio de Variabilidad Climática y Ecosistemas proporcionados para el procesamiento de tejidos y extracción de pigmentos.

Al proyecto PROFAPI, PRO-A7-002 otorgado al Dr. Omar Hernando Avila Poveda por proporcionar los insumos para la disección, traslado y almacenamiento de tejidos.

Al proyecto de infraestructura CONACYT INFR-2012-01188065, otorgado a la Dra. Mercedes Marlenne Manzano Sarabia para la obtención de cromatógrafo de líquidos (HPLC) con el cual se determinó la composición de pigmentos fotosintéticos.

A todos aquellos que destinaron fondos (**donaciones**), tiempo, esfuerzo y apoyo logístico para hacer posible la recolección de muestras, traslado, proceso y estudio.

A todos aquellos que ayudaron en la elaboración y revisión de este escrito, así como también a todas aquellas personas que me apoyaron económicamente y que contribuyeron en la realización de mis estudios de maestría.



## **Agradecimientos personales**

A Dios porque cuando mis fuerzas se agotan y siento que ya no puedo más, siempre me ha demostrado que puedo confiar en Él y se hace cargo de la situación.

A mi madre Rosa María y hermana Silvana Sofía porque son mi pilar y mi motivación para salir adelante cada día a pesar de las dificultades de la vida, y por el apoyo que siempre me han brindado. A Malika por ser mi fiel compañera en esta larga travesía.

A mi novio Francisco Iván y a su familia por el apoyo incondicional. Gracias Iván por amarme y no soltar mi mano. A mis mejores amigos Jocelyne y Antonio por siempre estar a mi lado y motivarme a seguir adelante.

A mis tíos Ely, Rodrigo, Lupita por guiarme por el camino correcto. A toda mi familia, por demostrarme que la unión hace la fuerza. De manera muy especial dedico esta tesis a mis abuelas Sofía Álvarez Mariscal y Francisca Acosta López (Q.E.P.D.).

Al Dr. Omar Hernando Avila Poveda y al Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva por compartir conmigo sus conocimientos, por contribuir a mi formación académica y profesional y sobre todo por el apoyo y la comprensión brindada en los días difíciles.

A mis compañeros de proyecto quitón, Isis Álvarez, Brenda Ramírez, Camila Guillén, Thelma Aguilar, Quetzalli Abadia, Mario Lizárraga; a mis compañeros de maestría: Luz, Imanol, Miroslava y a la Dra. Laura Beatriz por el apoyo brindado.

Este trabajo representa un logro muy importante en mi vida que sin ustedes no hubiera sido posible lograr. Y con mucha emoción y sentimiento hoy puedo decir que hemos culminado.

¡MUCHAS GRACIAS!

## ÍNDICE

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
AGRADECIMIENTOS.....	vi
ÍNDICE.....	ix
LISTA DE FIGURAS.....	xii
LISTA DE TABLAS.....	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	4
2.1. Pigmentos fotosintéticos.....	4
2.2. Principales pigmentos fotosintéticos.....	5
2.2.1 Clorofilas: características principales.....	5
2.2.2 Carotenoides: características principales.....	7
2.3. ¿Cómo se transfieren los pigmentos fotosintéticos a los animales marinos?.....	9
2.4. Función de los pigmentos fotosintéticos en los organismos marinos.....	10
2.5. Pigmentos fotosintéticos en invertebrados marinos.....	12
2.5.1 Pigmentos fotosintéticos identificados en moluscos.....	14
2.5.2 Pigmentos fotosintéticos identificados en la clase Polyplacophora.....	16
2.6. Índices biológicos como evaluadores de procesos fisiológicos.....	18
2.6.1 Índices biológicos o somáticos y reproductivos.....	19
2.6.2 Factor de condición.....	20
2.7. Zona intermareal.....	20
2.8. Estrés ambiental en la zona intermareal.....	21
2.8.1 Pigmentos fotosintéticos como mecanismo endógeno el estrés ambiental.....	23
2.9. <i>Chiton articulatus</i> (Mollusca: Polyplacophora): especie objeto de estudio.....	24
2.9.1 Distribución geográfica y hábitat.....	24
2.9.2 Taxonomía y morfología.....	24
2.9.3 Anatomía y función.....	25
2.9.4 Interés gastronómico.....	26
2.9.5 Recolecta “pesquería”.....	27
2.9.6 Otros intereses.....	27
3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	28
4. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN E HIPÓTESIS.....	29
5. OBJETIVO GENERAL.....	30
5.1 Objetivos particulares.....	30
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
6.1 Área de muestreo.....	31

6.2	Obtención de variables ambientales: Chl- <i>a</i> y TSM .....	32
6.3	Recolección, relajación y almacenamiento de muestras .....	32
6.4	Pesaje y medición morfométrica .....	33
6.5	Disección de organismos.....	33
6.6	Extracción de pigmentos .....	34
6.7	Análisis de pigmentos por cromatografía líquida de alta precisión (HPLC).....	35
6.8	Identificación y cuantificación de pigmentos.....	36
6.9	Índices biológicos (o somáticos y reproductivo).....	39
6.9.1	Índice viscerosomático .....	39
6.9.2	Índice gonadosomático .....	39
6.9.3	Índice pedalsomático .....	40
6.9.4	Factor de condición.....	40
6.9.5	Índice de potencial antioxidante .....	41
6.10	Análisis estadísticos .....	41
7.	RESULTADOS .....	43
7.1.	Variabilidad ambiental de Chl- <i>a</i> y TSM en el área de muestreo .....	43
7.2.	Cantidad de pigmentos en relación a la talla y peso de <i>C. articulatus</i> .....	44
7.3.	Identificación y cuantificación de la composición de pigmentos entre tejidos .....	46
7.4.	Variación estacional de la composición de pigmentos en los tejidos.....	48
7.4.1	Pigmentos en vísceras.....	48
7.4.2	Pigmentos en gónada .....	49
7.4.3	Pigmentos en pie.....	50
7.5.	Composición de pigmentos en vísceras.....	50
7.6.	Índices somáticos, reproductivos y factor de condición de los tejidos.....	55
7.7.	Potencial antioxidante (IAOxidante %) en los tejidos .....	58
7.7.1.	Potencial antioxidante <i>versus</i> pigmento X1 en vísceras .....	58
7.7.2.	Potencial antioxidante <i>versus</i> cantaxantina en gónada .....	59
7.7.3.	Potencial antioxidante <i>versus</i> cantaxantina en pie.....	60
8.	DISCUSIÓN.....	62
8.1.	Variabilidad ambiental de Chl- <i>a</i> y TSM en el área de muestreo.....	62
8.2.	Cantidad de pigmentos en relación a la talla y peso de <i>C. articulatus</i> .....	63
8.3.	Identificación y cuantificación de la composición de pigmentos entre tejidos .....	64
8.4.	Variación estacional de la composición de pigmentos en los tejidos.....	65
8.4.1	Pigmentos en vísceras.....	66
8.4.2	Pigmentos en gónada .....	67
8.4.3	Pigmentos en pie.....	68
8.5.	Composición de pigmentos en vísceras.....	69

8.6.	Índices somáticos, reproductivos y factor de condición de los tejidos.....	72
8.7.	Potencial antioxidante en los tejidos .....	73
8.7.1	Potencial antioxidante <i>versus</i> pigmento X1 en vísceras .....	73
8.7.2	Potencial antioxidante <i>versus</i> cantaxantina en gónada .....	74
8.7.3	Potencial antioxidante <i>versus</i> cantaxantina en pie.....	75
9.	CONCLUSIONES .....	77
10.	LITERATURA CITADA.....	78
11.	ANEXOS.....	96
11.1.	Productos derivados de la tesis.....	96

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Absorción de la luz con el cambio de la profundidad del océano (Tomado de Kuczynska <i>et al.</i> 2015). .....	5
Figura 2. Estructura química típica de clorofila <i>a</i> y clorofila <i>b</i> (Tomado de Diaz-Uribe <i>et al.</i> 2018). .....	7
Figura 3. Estructura química típica de carotenos (A) y xantófilas (B) (Tomado de Maoka 2020). .....	9
Figura 4. Localidad de muestreo playa Las Tinajas en Barras de Piaxtla, en el municipio de San Ignacio, Sinaloa, México. ....	31
Figura 5. Disección en frío de vísceras, gónada y pie en <i>C. articulatus</i> . .....	33
Figura 6. Extracción de pigmentos en vísceras (A), gónada (B) y pie (C) de <i>C. articulatus</i> . ..	34
Figura 7. Extractos filtrados de los pigmentos obtenidos de las muestras de tejidos. ....	35
Figura 8. Preparación y filtración a vacío de fases móviles y solución acuosa de piridina. ..	36
Figura 9. Variables ambientales Chl- <i>a</i> y TSM a lo largo del tiempo de muestreo. ....	43
Figura 10. Relación de la longitud total (LT) y la cantidad de pigmentos identificados en los tejidos de <i>C. articulatus</i> . .....	44
Figura 11. Correlación del peso total y la cantidad de pigmentos identificados en los tejidos de <i>C. articulatus</i> . ....	45
Figura 12. Total de pigmentos identificados en los tejidos de vísceras, gónada y pie de <i>C. articulatus</i> . .....	48
Figura 13. Composición estacional de pigmentos (%) en vísceras. ....	49
Figura 14. Composición estacional de pigmentos (%) en gónada. ....	49
Figura 15. Composición estacional de pigmentos (%) en pie. ....	50
Figura 16. Variaciones estacionales del factor 1 obtenido a partir de la composición de pigmentos en vísceras de <i>C. articulatus</i> . .....	52
Figura 17. Variaciones estacionales del factor 2 obtenido a partir de la composición de pigmentos en vísceras de <i>C. articulatus</i> durante los meses de muestreo. ....	53
Figura 18. Variables estacionales del factor 3 obtenido a partir de la composición de pigmentos en tejidos de <i>C. articulatus</i> durante los meses de muestreo. ....	54
Figura 19. Variable estacional del factor 4 obtenido a partir de la composición de pigmentos en tejidos de <i>C. articulatus</i> durante los meses de muestreo. ....	55
Figura 20. Índices biológicos y reproductivo analizados de los distintos tejidos de <i>C. articulatus</i> . A) Índice somático de vísceras: viscerosomático (IVSM%); B) Índice reproductivo de gónada: gonadosomático (IGS%); C) Índice somático de pie: pedalsomático (IPS%); D) Factor de condición (K). ....	57
Figura 21. Pigmento X1 e índice potencial antioxidante (%) en vísceras. ....	59
Figura 22. Concentración ( $\mu\text{g/g}$ ) de cantaxantina e índice potencial antioxidante (%) en gónada. ....	60
Figura 23. Concentración ( $\mu\text{g/g}$ ) de cantaxantina e índice de potencial antioxidante en pie. ..	61

## LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Estándares utilizados en la identificación de pigmentos en los tejidos de <i>C. articulatus</i> (tomado de Hurtado-Oliva 2020). .....	38
Tabla 2. Pigmentos identificados en vísceras, gónada y músculo de <i>C. articulatus</i> . Los pigmentos están ordenados de acuerdo con el tiempo de retención observados en los cromatogramas. ....	47
Tabla 3. Ponderaciones de los eigenvalores, varianza total y valores acumulativos para cada componente principal. ....	51
Tabla 4. Ponderación de factores (factor loadings) obtenidos a través del análisis de la composición de pigmentos en vísceras a través de componentes principales (CP) y la correlación de los CP con la variabilidad ambiental .....	52

## 1. INTRODUCCIÓN

En la naturaleza, la gran variedad de coloración que existe en los vegetales y en los animales terrestres y marinos se debe principalmente a los fenómenos de reflexión o difracción de la luz, pero también a la presencia de pigmentos (Nelson y Cox 2009). La palabra pigmento, etimológicamente proviene del latín *pigmentum*, la cual hace referencia a materiales que generalmente implican color, como la pintura o el maquillaje (Ghidalia 1985); es decir, su función principal es dar color, teniendo un origen natural o sintético.

Estas moléculas están presentes, prácticamente en todos los grupos taxonómicos, desde las bacterias hasta metazoarios, ya que la presencia de pigmentos les ha permitido a los organismos tener la capacidad de cambiar o de incorporar el color en sus actividades biológicas de comportamiento, como la exhibición de cortejo y selección de pareja (Detto 2007; Baldwin y Johnsen 2009), desarrollando con ello estrategias de supervivencia (Pereira *et al.* 2014).

De manera específica, en los animales marinos, los pigmentos intervienen en funciones anatómicas y fisiológicas. Anatómicamente, en la adaptación al entorno a través de la coloración de su cuerpo para la mimetización contra depredadores, la señalización y la visión (Schmidt-Nielsen 1976). Fisiológicamente, actúan en los tejidos para la fotoprotección y estrés térmico, o se acumulan en diversos órganos para intervenir en procesos como metabolismo, nutrición, crecimiento, y reproducción (Maoka 2011).

Los pigmentos naturales son un grupo de moléculas orgánicas químicamente diversas constituidas principalmente por dobles enlaces, caracterizadas por poseer en su estructura electrónica un cromóforo (Pereira *et al.* 2014), siendo este el responsable de determinar el tipo, tono e intensidad de color que se va a reflejar dependiendo de su posición, tipo y complejidad en su estructura química (Stevens y Ruxton 2011). Dentro de los pigmentos naturales, se incluyen los fotosintéticos, los cuales son capaces de absorber luz de la región visible del espectro y reflejar el color de la luz no absorbida, son reactantes, inestables, fotosensibles y poseen propiedades antioxidantes en los procesos fisicoquímicos del metabolismo (Guerrero-Legarreta *et al.* 2018).

Las clases de pigmentos más extendidos en la naturaleza son los pigmentos fotosintéticos como las clorofilas, seguido de los carotenoides (Goodwin 1980), se pueden encontrar principalmente en los niveles tróficos inferiores debido a su estrecha relación con la fotosíntesis en los vegetales y posteriormente son adquiridos por los animales a través de la alimentación (Maoka 2009). Los organismos animales no tienen la capacidad de sintetizar pigmentos fotosintéticos; por lo tanto, los obtienen directamente de los alimentos; y una vez adquiridos, son parcialmente modificados a través de reacciones metabólicas para intervenir en procesos fisiológicos del animal, como en la absorción de nutrientes en las vísceras, la fotoprotección ante el estrés ambiental del hábitat en el pie o como actividad antioxidante en las reservas, particularmente de lípidos en las gónadas (Maoka 2020).

En los moluscos, diversos pigmentos han sido aislados principalmente de bivalvos, gasterópodos, cefalópodos y poliplacóforos (quitones). Los quitones, pertenecientes a la clase Polyplacophora, se destacan por ser uno de los habitantes más comunes de las zonas intermareales (Eernisse 2007), con patrones de pigmentación muy diversos respecto de otros moluscos (Tsushima *et al.* 1989). Además, han sido generalizados como herbívoros, por el hecho de que se han observado sobre algas que se encuentran adheridas a las rocas en la zona intermareal. Sin embargo, se ha indicado que los quitones pueden presentar hasta ocho tipos de alimentación tales como: herbívora, carnívora, detritívora, omnívora, espongiívora, xilófaga, epizóofaga y depredadora (Fulton 1975, Sirenko 2000, Sigwart y Schwabe 2017).

Por otro lado, se sabe que la composición de pigmentos en micro- y macroalgas son especie-específicos (Jeffrey *et al.* 1997), por lo tanto, a partir de los pigmentos es posible inferir las diferentes fuentes de alimento que están consumiendo los animales, sin que por ello se determinó que son herbívoros *sensu stricto*. Es decir, los pigmentos pueden ser utilizados como biomarcadores para inferir un posible tipo de alimentación que están consumiendo los organismos y como éstos varían en el tiempo (Wolff y Garrido 1991). En un estudio realizado con el ostión *Crassostrea corteziensis* se utilizó el patrón de acumulación que tuvieron los pigmentos en los tejidos del ostión con el objetivo de poder inferir la variación estacional de la abundancia del alimento (Hurtado-Oliva *et al.* 2012).

Trabajos previos enfocados en la búsqueda de pigmentos en quitones destacan que los principales carotenoides que se han encontrado son luteína, zeaxantina, cantaxantina, fucoxantina y sus metabolitos (Tsushima *et al.* 1989). Sin embargo, los estudios sobre pigmentos en el phylum Mollusca son muy limitados, particularmente en la clase Polyplacophora, ya que existe una escasez de información en este tema.

En México, *Chiton articulatus* es una especie endémica de las costas del Pacífico tropical mexicano (Reyes-Gómez 2003), donde dentro de su hábitat cumple con un importante rol ecológico al ser basibionte (Alvarez-Cerrillo 2017) y presa de otras especies de moluscos (*i.e.* gasterópodo *Plicopurpura pansa*); además, al habitar la zona intermareal rocosa, la cual es altamente dinámica por tener una interface triple que conecta parte terrestre con el agua y la exposición aérea, por lo que los organismos son expuestos a la desecación, intemperismo, temperaturas fluctuantes, alta irradiancia solar y fuerte oleaje; lo que ha obligado a los organismos (*i.e.* *C. articulatus*) que habitan este nicho, a una adaptación de sus procesos fisiológicos como la nutrición, locomoción y reproducción a estas condiciones altamente estresantes. Por lo tanto, *C. articulatus* al ser un molusco bentónico cuya alimentación, reproducción y locomoción están estrechamente relacionados con su hábitat y la importancia fisiológica que constituyen los pigmentos en los animales marinos, el presente estudio tiene como principal objetivo determinar la acumulación de pigmentos en los tejidos del quitón *C. articulatus* y analizar su variación estacional, así como su impacto fisiológico en esta especie de molusco.

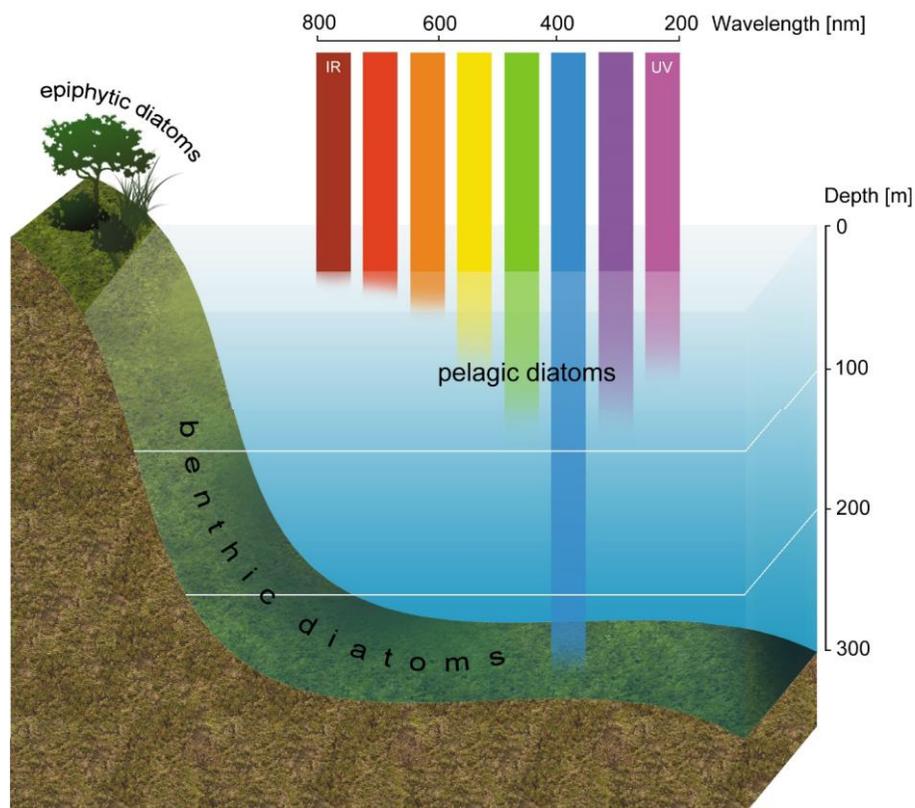
## 2. ANTECEDENTES

### 2.1. Pigmentos fotosintéticos

Los organismos fotosintéticos (*i.e.* plantas vasculares, micro- y macroalgas y cianobacterias) tienen la capacidad de convertir la energía solar en energía química, ya que contienen pigmentos fotosintéticos que absorben longitudes de onda específicas (350-700 nm) de la luz visible (Purves *et al.* 2004, Voet *et al.* 2016) y reflejan aquellas que el pigmento no absorbió, por lo que esa luz reflejada otorga color. De esta manera, no todas las longitudes de onda son utilizadas por igual durante la fotosíntesis, por lo que surgen distintos tipos de pigmentos fotosintéticos con un único espectro de absorción (Dickey *et al.* 2016). La mayoría de los organismos fotosintéticos tienen múltiples pigmentos que les permiten absorber energía de diferentes longitudes de onda; sin embargo, los principales son clorofilas, carotenoides y ficobilinas (Jacob-Lopes *et al.* 2020).

En el medio marino, para llevar a cabo la fotosíntesis, las plantas vasculares son reemplazadas por microalgas (fitoplancton), macroalgas (algas marinas) y cianobacterias, de igual manera, realizan este proceso en los cloroplastos donde se encuentran los pigmentos fotosintéticos, los cuales captan y utilizan la energía solar disponible (Reis *et al.* 2009). Sin embargo, a medida que aumenta la profundidad del agua la intensidad de la luz disponible disminuye, por lo que no es posible que todas las longitudes de onda de la luz solar penetren el agua de la misma forma (Jacob-Lopes *et al.* 2020).

Por ejemplo, la luz roja captada por las clorofilas se absorbe principalmente en los primeros metros de profundidad, en cambio a grandes profundidades se absorbe mayormente la luz verde, azul y violeta (Figura 1). Por lo tanto, para poder hacer un uso más eficiente en la fotosíntesis de la luz disponible entran en rol los pigmentos fotosintéticos accesorios: carotenoides y ficobiliproteínas (Jacob-Lopes *et al.* 2020).



**Figura 1.** Absorción de la luz con el cambio de la profundidad del océano (Tomado de Kuczynska *et al.* 2015).

## 2.2. Principales pigmentos fotosintéticos

### 2.2.1 Clorofilas: características principales

Las clorofilas son pigmentos de color verde que sintetizan las plantas vasculares, halófitas, micro- y macroalgas y cianobacterias; en las plantas y algas se encuentran presentes en las membranas de los tilacoides de los cloroplastos (Nelson y Cox 2006), mientras que en las cianobacterias en las laminillas fotosintéticas distribuidas en su citoplasma; por esta razón, se caracterizan como los pigmentos más abundantes en la naturaleza (Taran 1999; Malkin y Niyogi 2000). Sin embargo, la clorofila no solo es el pigmento más abundante, sino también el más importante, ya que sustenta un importante proceso: la fotosíntesis (Oksana *et al.* 2018). Conjuntamente, la clorofila es considerada como un pigmento primario porque su principal función es la captación de la energía lumínica, y además participa en la conversión de energía (Li y Chen 2015). La estructura química de la molécula de clorofila está compuesta por anillos

conjugados por dos partes: un anillo de porfirina y una larga cadena hidrocarbonada llamada fitol. Este último está constituido por cuatro moléculas de isoprenos (Scheer 1991); en cambio, el anillo de porfirina está formado por cuatro moléculas de pirrol, es decir, un tetrapirrol (el cual es un derivado biosintético de la protoporfirina), en su centro se encuentra un átomo de magnesio ( $Mg^{++}$ ) que está unido mediante enlaces covalentes (Hörtensteiner y Kräutler 2011).

La clorofila puede presentarse en moléculas de clorofila *a* y clorofila *b*, ambas difieren en su estructura química (Figura 2), ya que la clorofila *a* presenta un radical metilo ( $-CH_3$ ) en el anillo tetrapirrólico, mientras que la clorofila *b* presenta un grupo funcional formilo ( $-CH=O$ ), tal diferencia hace que absorban luz de longitudes de onda ligeramente diferentes dentro del espectro visible (Schliep *et al.* 2013); ambas moléculas juegan un papel clave en las plantas fotosintéticas debido a que generan oxígeno solo en la etapa luminosa de la fotosíntesis (Nelson y Cox. 2006). Universalmente, la clorofila *a* se encuentra en todas las clases de micro- y macroalgas; mientras que, la clorofila *b* está restringida en gran parte o por completo a las algas verdes (Chlorophyta) (Cahoon y Timko 2003).

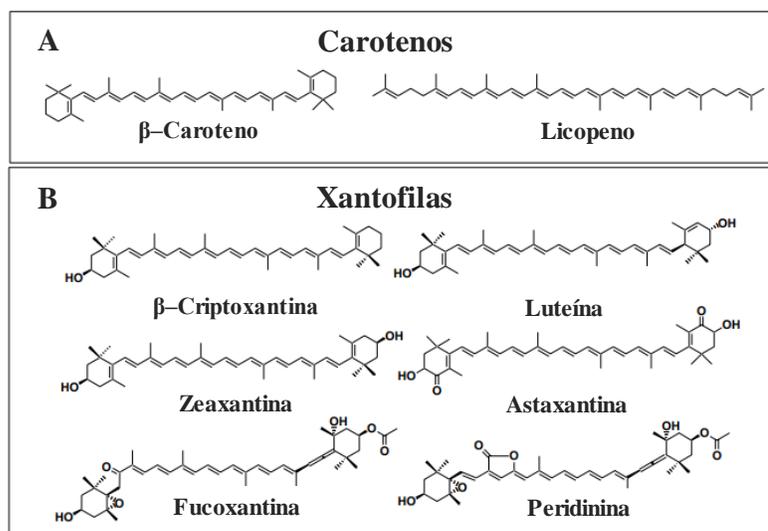
Por lo tanto, en la vida marina las micro- y macroalgas establecen la base de la vida en una gran diversidad de ecosistemas marinos y de agua dulce, ya que sintetizan clorofila *a*, que es el principal pigmento fotosintético (Nelson y Cox 2006) más abundante que se encuentra en todas las especies de algas; además, es el que les confiere color y es esencial para que estos organismos puedan obtener energía para su metabolismo y reproducción; generalmente, en complejos pigmento-proteína (Nelson y Cox. 2009).



Por lo descrito anteriormente, los carotenoides se clasifican en carotenos y xantófilas (Figura 3), en donde los primeros contienen en sus moléculas carbonos e hidrógenos, diferenciándose así del segundo grupo, pues éste tiene un átomo adicional de oxígeno (Quintana-López *et al.* 2018).

Los carotenos, como el  $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ -Caroteno,  $\gamma$ -caroteno y licopeno se pueden encontrar en mayor proporción en las micro- y macroalgas y en los alimentos que son de fácil acceso como las zanahorias, melones, papayas, tomates y naranjas. Se conoce que, aproximadamente, existen alrededor de 50 tipos diferentes de carotenos (Galasso *et al.* 2017). Con respecto a las xantófilas, estas se caracterizan por poseer en sus moléculas distintos grupos funcionales con átomos de oxígeno, asimismo, pueden llegar a formar complejos con proteínas o ácidos grasos; se han identificado en la naturaleza aproximadamente 800 tipos de estos pigmentos, los más comunes son fucoxantina, luteína, zeaxantina, astaxantina y cantaxantina (Maoka 2020).

De manera general, se han identificado la existencia de alrededor de 750 carotenoides de los cuales más de 250 son de origen marino (Maoka 2020); aunado a ello, la investigación de los pigmentos marinos ha tenido un gran interés por las importantes características que poseen, ya que tienen la capacidad de ejercer fuertes efectos antioxidantes, antiinflamatorios y reparadores, así como también pueden ser utilizados en forma de ingredientes bioactivos en la fotoprotección contra los rayos UV (industria cosmética) o en nutraceuticos (industria alimentaria) con el objetivo de ayudar en la prevención de enfermedades asociadas con el estrés oxidativo (Sathasivam y Ki 2018).



**Figura 3.** Estructura química típica de carotenos (A) y xantófilas (B) (Tomado de Maoka 2020).

### 2.3. ¿Cómo se transfieren los pigmentos fotosintéticos a los animales marinos?

De manera general, los animales no sintetizan pigmentos *de novo*; por lo tanto, los pigmentos que se encuentran en ellos los obtienen solamente a través de los alimentos, modificándolos parcialmente a través de reacciones metabólicas (Maoka 2020). De igual manera, ocurre en el medio marino, por ejemplo, a varias profundidades del mar, la energía absorbida por los pigmentos de las micro- y macroalgas y cianobacterias, es utilizada para ser convertida en energía química, y así producir carbohidratos (“azúcares”) que sirven como fuente de energía para estos mismos organismos y para otros no fotosintéticos (Voet *et al.* 2016), es decir, el proceso de transferencia de pigmentos fotosintéticos y otras sustancias nutritivas es a través de los diferentes niveles tróficos: iniciando con los organismos fotosintéticos que tienen la capacidad de producir pigmentos, eventualmente, serán consumidos de forma directa o indirecta por organismos herbívoros (*i.e.* moluscos), los cuales a su vez serán ingeridos por organismos carnívoros (*i.e.* crustáceos) (Matsuno 1989, 2001).

Por ejemplo, los invertebrados marinos, al no tener la capacidad de sintetizar pigmentos fotosintéticos (Maoka 2011, Maoka 2020) los obtienen a través de su alimentación, es decir, los van acumulando selectivamente a través de reacciones y transformaciones metabólicas de oxidación, reducción, traslación de dobles enlaces y

división oxidativa de dobles enlaces (Maoka 2020). Estas conversiones metabólicas se realizan con el objetivo de cumplir funciones específicas en los distintos tejidos (*i.e.* vísceras, gónadas, músculos, caparazones y tegumentos) de dichos organismos (Liaanen-Jensen 1990, Matsuno y Hirao 1989).

#### **2.4. Función de los pigmentos fotosintéticos en los organismos marinos**

En ambientes marinos, los carotenoides constituyen uno de los grupos más comunes de pigmentos fotosintéticos, teniendo más de 250 tipos de origen marino, mostrando de esta manera una amplia variedad estructural, lo que permite que desempeñen distintas funciones vitales en estos organismos, principalmente, interviniendo en funciones de nutrición, reproducción y fotoprotección en sus tejidos (Britton *et al.* 2004, Maoka 2011).

Así pues, los carotenoides juegan un papel importante en la nutrición de los animales marinos, interviniendo en la actividad precursora de la vitamina A y formando parte de la modulación inmunológica. Durante la nutrición, la digestión tiene lugar en las vísceras, de esta manera, los carotenoides son solubilizados antes de ser absorbidos por las células epiteliales del intestino (Yonekura y Nagao 2007). Es decir, al alimentarse de una dieta rica en carotenoides, los lípidos que forman parte de esa misma dieta, facilitan la disolución de estos pigmentos, para posteriormente ser dispersados en forma de emulsión en el líquido digestivo, esta emulsión se produce gracias a enzimas y al líquido biliar; finalmente, los carotenoides son solubilizados en forma de micelas mixtas para poder ser transportados a través del sistema circulatorio y eventualmente absorbidos o acumulados en los tejidos de los organismos (Nagao 2014).

Los carotenoides se acumulan significativamente en los órganos reproductores (ambos sexos) de algunos organismos marinos; por ejemplo, la equinenona es un carotenoide que comúnmente se acumula en gónadas femeninas maduras, ya que tiene la posibilidad de unirse a lipoproteínas para formar complejos (pigmento-proteína) característicos que son distribuidos en óvulos y ovarios (Zagalski *et al.* 1967). Así también, los complejos que han sido identificados en gónadas sirven como componentes estructurales que ayudan a estabilizar las proteínas en el animal en desarrollo. Por lo tanto, se ha logrado determinar que un alto nivel de carotenoides en gónadas, y su acumulación durante la maduración, sugieren

una función específica, principalmente como antioxidante y fotoprotector, además de otorgar color (Griffiths 1966, Gilchrist y Lee 1972, Shina *et al.* 1978). Sosteniendo la idea anterior, también se ha comprobado que los carotenoides se encuentran en mayor concentración en los huevos de animales terrestres y en animales marinos de aguas someras en comparación de aquellos que habitan aguas de mayor profundidad. Particularmente, son los invertebrados marinos como los equinodermos, gasterópodos, bivalvos, cefalópodos y poliplacóforos los que presentan una gran diversidad de pigmentos en sus huevos (Cheesman *et al.* 1967, Galasso *et al.* 2017).

En cuanto a las funciones antioxidantes y fotoprotectoras que tienen los carotenoides principalmente en los productores primarios y posiblemente en los tejidos de animales marinos al acumularlos, son las de ofrecer disipación de energía excedente de luz y, sobre todo, una desintoxicación de radicales libres, especialmente en aquellos animales que habitan lugares donde están expuestos periódicamente a la irradiación solar excesiva y a los daños de los rayos UV (Schneider *et al.* 2016). De la misma manera, los carotenoides son antioxidantes; es decir, tienen la capacidad de retrasar, modificar, reducir, prevenir o eliminar el daño oxidativo en las células vegetales o animales (Rodrigues *et al.* 2012). Por ejemplo, el  $\alpha$  y el  $\beta$ -caroteno, la luteína y la astaxantina son carotenoides que juegan un papel importante como respuesta antioxidante y de resistencia al estrés oxidativo, ya que son los principales en el proceso de defensa en micro- y macroalgas (Gammone *et al.* 2015).

Además, los pigmentos fotosintéticos y sus metabolitos funcionan como biomarcadores bioquímicos (Baldrick *et al.* 2011) para determinar el eventual consumo de diversas fuentes dietéticas en animales marinos y su variabilidad en la abundancia de su consumo a través del tiempo (Feller *et al.* 1985, Hopkins 1985, Howell *et al.* 2004). Generalmente, el análisis de biomarcadores de pigmentos se utiliza con frecuencia como marcador dietético en redes tróficas pelágicas (Howell *et al.* 2004) debido, a que estos organismos son los principales en incorporar en su dieta distintos grupos de micro- y macroalgas. Por lo tanto, este tipo de análisis ayuda a proporcionar información importante sobre sus posibles fuentes de alimento.

Todas las micro- y macroalgas contienen clorofila *a* como principal pigmento fotosintético (Rowan 1989); por esta razón, es ampliamente utilizado como una medida de la

abundancia en la productividad primaria, por lo que es una de las variables bioquímicas mayormente utilizadas en oceanografía física y biológica (Jeffrey *et al.* 1997). Con el avance de la tecnología, se han ido mejorando las técnicas de separación y cuantificación de pigmentos, lo que ha permitido una amplia identificación de pigmentos accesorios que se encuentran en los organismos fotosintéticos. De esta manera, los pigmentos fotosintéticos son utilizados como biomarcadores, ya que algunos de estos pigmentos o combinaciones de los mismos, son especie-específicos, es decir, son exclusivos de taxones de algas específicas (Jeffrey y Vesk 1997). En cuanto, a la inferencia de biodisponibilidad de alimento, generalmente, se utiliza la concentración de clorofila *a* como indicador de la disponibilidad de la productividad primaria o biomasa de fitoplancton, que, junto con los patrones de desarrollo gonadal, la acumulación y movilización de reservas endógenas en los organismos marinos, se puede obtener información útil sobre disponibilidad de alimento en el ambiente a través del tiempo (Hurtado-Oliva *et al.* 2012).

## **2.5. Pigmentos fotosintéticos en invertebrados marinos**

Generalmente, los invertebrados marinos acumulan pigmentos fotosintéticos que obtienen directamente de la ingesta de sus alimentos o mediante transformaciones metabólicas; concretamente, en sus distintos tejidos almacenan una amplia gama de pigmentos (*i.e.* carotenoides) que muestran una gran variedad estructural (Maoka 2011). Entre los invertebrados marinos, se encuentran las esponjas (poríferos), anémonas (actinarios), los corales y medusas (cnidarios), moluscos y crustáceos, que se caracterizan por sus colores vivos; sin embargo, esas distintas tonalidades exhiben la más extensa gama de pigmentos fotosintéticos, que actúan no solo para otorgarles color sino para intervenir en algunos procesos fisiológicos (Tsushima y Matsuno 1990, Matsuno 2001, Tsushima 2007).

Por ejemplo, las esponjas (poríferos) se caracterizan por tener la capacidad de adaptarse a distintos hábitats marinos, desde el hielo hasta ecosistemas tropicales; esta adaptabilidad la relacionan con el hecho de que poseen en sus tejidos más de 40 tipos de carotenoides, como renierateno e isorenierateno (presente en cianobacterias) (Liaaen-Jensen *et al.* 1982). Las funciones que realizan los carotenoides en las esponjas, están relacionadas con la alimentación y la defensa inmunológica, ya que se han identificado pigmentos

fotosintéticos en células especializadas, llamadas amebocitos, involucradas con este tipo de funciones (Liaaen-Jensen *et al.* 1982). Además, de la especie *Ianthella basta* se aislaron nuevos carotenoides identificados como metabolitos de la fucoxantina, carotenoide sintetizado en micro- y macroalgas.

En Japón, las gónadas de los erizos de mar (equinodermos) alcanzan un alto valor comercial por su color naranja-amarillento, sabor y textura (Robinson *et al.* 2002). Característicamente, son los carotenoides los que otorgan ese color a sus gónadas, actuando al mismo tiempo, en su reproducción, específicamente en el desarrollo y función gonadal. En la especie *Tripneustes gratila* se han caracterizado los carotenoides encontrados en las gónadas de ambos sexos, siendo los predominantes: la equinenona,  $\beta$ -caroteno y pigmentos menores (Shina *et al.* 1978); por lo que, se ha determinado que el  $\beta$ -caroteno se ingiere selectivamente y posteriormente, se metaboliza a equinenona, almacenándose ambos pigmentos en el tejido gonadal, con el objetivo de actuar como fotoprotectores o formar complejos estructurales con proteínas para dar estabilidad a las mismas (Griffiths 1966).

Así también, los carotenoides son utilizados como biomarcadores para inferir la dieta de la especie de erizo de mar *Paracentrotus lividus*, en donde lograron determinar que se alimentaba de algas pardas al identificar en sus vísceras, carotenoides como la luteína,  $\beta$ -caroteno, fucoxantina y sus metabolitos: equinenona y fuxocantanol, respectivamente (Boudouresque y Verlaque 2013). Y al alimentarse de algas rojas, se identificó clorofila *a*, luteína y zeaxantina. Estas fuentes dietéticas naturales están limitadas por la estacionalidad ambiental; es decir, estos cambios temporales son afectados por aspectos ambientales como la temperatura y el fotoperiodo, y, por ende, se afecta a la disponibilidad de los recursos en términos de abundancia y tiempo (Rocha *et al.* 2019).

Los copépodos (crustáceos muy pequeños) forman parte del zooplancton, se caracterizan por poseer una pigmentación rojiza, dicha coloración se debe a la acumulación de carotenoides, principalmente de astaxantina (Matsuno 2001, Andersson *et al.* 2003, Rhodes 2006). De esta manera, se ha demostrado que el principal pigmento entre los crustáceos es la astaxantina, la cual puede presentarse en el organismo en forma esterificada a ácidos grasos o formando complejos con proteínas. Este pigmento se caracteriza por ser un poderoso antioxidante, por lo que se ha determinado que la acumulación de astaxantina en el

zooplancton está relacionada a una fotoprotección contra la radiación ultravioleta (UV), así también a una protección de otras fuentes de estrés oxidativo como el ocasionado por la acumulación de metales pesados (Schneider *et al.* 2016).

### **2.5.1 Pigmentos fotosintéticos identificados en moluscos**

Los patrones de pigmentación en el tejido blando y conchas de los moluscos están relacionados principalmente con el tipo de alimento que consumen (Wolff y Garrido 1991), por lo tanto, estos organismos contienen una amplia variedad de carotenoides, los cuales son movilizados a través de reacciones metabólicas hacia las células especializadas que constituyen a los distintos tejidos para intervenir en sus procesos fisiológicos (Schiedt 1998). Los principales carotenoides identificados dentro del *phylum* Mollusca son luteína,  $\beta$ -caroteno, zeaxantina, cantaxantina, diatoxantina, diadinoxantina, aloxantina, astaxantina, fucoxantina y peridinina (Maoka 2011).

En especies de bivalvos como los ostiones, almejas o mejillones se han identificado varios tipos de carotenoides, diferenciándose principalmente por su estructura (Liaaen-Jensen 1998). Los bivalvos al alimentarse por filtración obtienen directamente los pigmentos de las microalgas que consumen; se han identificado principalmente fucoxantina, diatoxantina, diadinoxantina y aloxantina, ya que las microalgas son ricas en este tipo de carotenoides (Maoka 2011).

En gasterópodos marinos se han identificado carotenoides derivados del  $\beta$ -caroteno, luteína y zeaxantina, llamados apocarotenos, los cuales se caracterizan por tener en su estructura menos de 40 átomos de carbono y desempeñar un importante papel frente al estrés oxidativo de los organismos (Britton *et al.* 2004); mayoritariamente se han detectado una serie de este tipo de pigmentos en las babosas marinas, concretamente en la especie *Aplysia kurodai* (Yamashita y Matsuno 1990).

Los factores ambientales, como la luz, la salinidad y la temperatura pueden afectar los patrones de pigmentación en los tejidos de algunos moluscos, así como también intervenir en sus procesos fisiológicos de manera selectiva (Sokolova y Berger 2000). Por ejemplo, en gasterópodos el color de sus estructuras accesorias es muy importante, ya que cumplen con funciones específicas en la mimetización contra depredadores y la termorregulación, de esta

manera un cambio en el ambiente podría estar afectando su pigmentación (Endler 1978). En el caracol *Littorina saxatilis*, se estudió el efecto de la salinidad en el color de su concha y consecutivamente, en sus funciones fisiológicas; y se llegó a la conclusión de que los caracoles con conchas de color marrón fueron más sensibles a los cambios de salinidad y temperatura al refugiarse dentro de su concha, en cambio, aquellos que no presentaron dicha coloración, mostraron una ventaja fisiológica al adaptarse a los cambios ambientales en la zona intermareal donde habitan (Sokolova y Berger 2000).

Con respecto a los bivalvos, se tienen estudios enfocados en la concha del molusco *Mytilus edulis*, en donde se encontraron diferencias en la pigmentación basal, lo cual podría asociarse con distintos parámetros de crecimiento y con variaciones ambientales, ya que si se observan rayas pálidas sobre su concha éstas afectarían la absorción de la irradiación solar con lo que causarían mortalidades diferenciales por estrés estacional, ya sea por calor o por frío (Mitton 1977). Así también, los factores ambientales influyen en la disponibilidad de alimento, y uno de los biomarcadores utilizados para inferir este hecho, son los pigmentos fotosintéticos. Durante un año (abril 2005-abril 2006) se realizó un estudio con hembras de ostión *Crassostrea corteziensis*, en donde se utilizaron pigmentos fotosintéticos como biomarcadores y analizaron su variación estacional. Se identificaron: feoforbide *a*, feofitina *a*, zeaxantina, luteína y fucoxantina. Con los resultados, se determinó que hubo una alta disponibilidad de alimento al final del otoño. Los pigmentos feoforbide *a* y feofitina *a* son productos metabólicos de clorofila *a*, y, además, buenos indicadores de una alta disponibilidad de alimento; por lo que, sus valores incrementaron de noviembre 2005 a abril 2006 coincidiendo con el fin del otoño. La zeaxantina es el pigmento típico de las cianobacterias; la luteína y fucoxantina son indicativos de otro tipo de fitoplancton proveniente de algas verdes y diatomeas, respectivamente; estos pigmentos presentaron un patrón de variación similar, teniendo una floración inicial y una abundancia hasta el final del periodo analizado (Hurtado-Oliva *et al.* 2012).

### 2.5.2 Pigmentos fotosintéticos identificados en la clase Polyplacophora

Los estudios de pigmentos fotosintéticos en la clase Polyplacophora son muy limitados y fragmentados; es decir, existen pocas investigaciones basadas en la composición de pigmentos en quitones, los cuales se han limitado en solo identificar los tipos de pigmentos que hay en sus tejidos. Son casi nulos, los trabajos que se enfocan en utilizarlos como biomarcadores para inferir posibles fuentes de consumo de alimento y como varían estacionalmente en el tiempo. En cuanto al impacto fisiológico, realmente no se sabe con certeza cuál es la función que desarrollan los pigmentos fotosintéticos en los distintos tejidos de los quitones.

Sin embargo, en uno de los pocos trabajos de pigmentos fotosintéticos realizado en quitones, se lograron identificar, principalmente luteína, zeaxantina, cantaxantina, fucoxantina y sus metabolitos. Este estudio se llevó a cabo en las costas de Japón, en donde se analizó el tejido de seis especies de quitones: *Liolophura japonica* (familia Chitonidae); *Placiphorella japonica* y *P. stimpsonii* (familia Mopaliidae); *Acanthochiton defilippi*, *A. rubrolineatus* y *Cryptochiton stelleri* (familia Acanthochidonidae). Se determinó en ellos la composición y cuantificación de pigmentos encontrados en vísceras, gónada y pie (músculo). Identificaron 25 tipos de carotenoides previamente ya identificados en otras especies y lograron aislar e identificar dos nuevos tipos (Tsushima *et al.* 1989). Así también, determinaron que los pigmentos más dominantes en los tejidos de las seis especies fueron la cantaxantina y la equinenona, con un 40% y 29%, respectivamente (Tsushima *et al.* 1989). En la comparación que hicieron entre tejidos, encontraron que en la gónada se tuvo la mayor concentración de carotenoides, relacionándolos de tal manera que, solamente infirieron una posible participación de estos pigmentos en la reproducción de los quitones.

En otro estudio, se identificó el pigmento feomelanina en los estetos de la especie de quitón *Acanthopleura granulata*. Los estetos son estructuras sensoriales que se encuentran incrustadas en las placas dorsales de los quitones (Connors *et al.* 2012), constituidos por microvellosidades, células nerviosas, células secretoras y células fotorreceptoras (Eernisse y Reynolds 1994). La feomelanina se identificó en células con pigmentación interna que rodean a las células fotorreceptoras (Kaas y Van Belle 1985) y en forma de puntos sobre la superficie de las placas. Se cree que dicha pigmentación, en conjunto con la actividad que realizan los

estetos, podrían tener la capacidad de formar imágenes rudimentarias en los quitones, y así también formar parte de su sistema sensorial (Speiser *et al.* 2011). Asimismo, es posible que estas estructuras tengan distintos roles, los cuales varían dependiendo de la especie (Vendrasco *et al.* 2008).

En cuanto a la relación de los pigmentos fotosintéticos y su variación en el tiempo, se encontró una investigación basada en la identificación de pigmentos en placas de ocho especies de quitones: *Acanthochitona zelandica*, *Chiton glaucus*, *Ischnochiton maorianus*, *Leptochiton inquinatus*, *Notoplax violacea*, *Onithochiton neglectus*, *Sypharochiton pelliserpentis* y *S. sinclairi*; distribuidas principalmente en Nueva Zelanda (Peebles *et al.* 2017). La identificación se llevó a cabo a través de espectrofotometría RAMAN. Los resultados del análisis de los espectros arrojaron la identificación de pigmentos tipo carotenoides en el tegmento (capa intermedia) de las placas, concluyendo que su presencia podría estar relacionada con el entorno donde habitan los quitones; esta relación se basa en el hecho de que los quitones al no sintetizar carotenoides, los incorporan a través de su dieta basada en micro- y macroalgas (que sí sintetizan pigmentos fotosintéticos) distribuidas en la zona intermareal, con el objetivo de participar en los distintos procesos fisiológicos de los organismos.

Además, estudios han confirmado que los quitones son tróficamente diversos al tener 8 tipos de alimentación: herbívora, carnívora, omnívora, detritívora, epizóofaga y xilófaga (Sirenko 2000, Latyshev *et al.* 2004, Sigwart y Schwabe 2017); esta idea se basa en que los quitones al ser organismos ectotermos van a depender directamente de la temperatura del ambiente, es decir de las variaciones ambientales que ocurren en su hábitat. Las cuales, estarán afectando consecutivamente a la abundancia, tipo y calidad del alimento, influyendo de esta manera en sus hábitos alimenticios (Sanhueza *et al.* 2008). Esta variación estacional, también afectará la maduración de los gametos de los quitones y sus ciclos reproductivos (Giese *et al.* 1959).

## 2.6. Índices biológicos como evaluadores de procesos fisiológicos

Ningún organismo existe o puede existir independiente o ajeno del ambiente, puesto que necesita utilizar los diversos recursos que el ambiente proporciona (*i.e.* refugio o nicho ecológico, acceso a presas como alimento, etc.), además deben ser capaces de afrontar y sortear a través de la adaptación, los diversos cambios que ocurren en el ambiente (Schmidt-Nielsen 1976). Por ejemplo, los habitantes del intermareal rocoso han desarrollado estrategias de supervivencia ante la irradiación solar, desecación, altas temperaturas y fuerte oleaje.

Algunos otros se apoyan de moléculas con propiedades antioxidantes, como los pigmentos, para contrarrestar los efectos del estrés ambiental u oxidativo ocasionado por el metabolismo del organismo (Başkan *et al.* 2013). Estas moléculas son absorbidas a través de su dieta (Maoka 2011), por lo que tienen la capacidad de acumularlos en distintos tejidos, como en la gónada, músculo, vísceras, piel e hígado. Los pigmentos no solo sirven para dar color, sino que intervienen en diversos procesos fisiológicos (Bandaranayake 2006), como el mantenimiento metabólico, la nutrición, el crecimiento y la reproducción de los organismos.

La fisiología hace referencia a las funciones que realizan los organismos como la alimentación, la ingestión y digestión del alimento, la excreción de desechos, la respiración, la locomoción, la reproducción (Randall *et al.* 1998), entre otros más; acentuando a todos los mecanismos y adaptaciones que hacen los organismos para mantenerse vivos (Hill *et al.* 2012). De manera general, la fisiología estudia cómo el organismo vivo pueda funcionar para obtener y regular los recursos alimenticios, el cómo se mueve para encontrar un hábitat adecuado para alimentarse y sobre todo cómo se adapta a las condiciones cambiantes del ambiente para la obtención de la energía necesaria para realizar todas funciones fisiológicas, incluyendo la reproducción (Escaso Santos *et al.* 2010).

De manera específica, todo proceso fisiológico forma parte de una función integradora en el organismo; o bien, es un proceso relativo al funcionamiento de los seres vivos de forma integrada (Campbell y Reece 2007). Acotando lo anterior, a la perspectiva de este estudio, en la zona intermareal se centran en tres procesos básicos como la nutrición, locomoción, y reproducción. Dichas funciones pueden cuantificarse a través de índices biológicos (o somáticos y reproductivos) y factores de condición con el objetivo de conocer el estado fisiológico de sus órganos, y del organismo en general.

### **2.6.1 Índices biológicos o somáticos y reproductivos**

Los índices somáticos y reproductivos se utilizan para cuantificar el estado fisiológico de un organismo; es decir que, mediante evaluaciones de proporcionalidad en magnitud masa/masa se cuantifican procesos internos; así también, ayudan a indicar aspectos morfológicos y fisiológicos del organismo (Bayne y Newell 1983). Se entiende por procesos internos al uso y almacenamiento de energía a través de diversos órganos como vísceras, gónada y músculo, que están relacionados intrínsecamente con los ciclos reproductivos, almacenamiento y utilización de energía; y extrínsecamente con la disponibilidad del alimento y temperatura del medio donde habitan para conocer la adaptación que tiene el organismo a diferentes condiciones ambientales (Bayne y Worrall 1980, Barber y Blake 1981, Bayne y Newell 1983, Avila-Poveda 2013). Los principales índices somáticos son el viscerosomático y el pedalsomático; y el reproductivo corresponde al índice gonadosomático.

Mediante el índice viscerosomático (IVSM) se pueden determinar los periodos en los que las vísceras tienen mayor contenido de alimento (crestas) y, por lo tanto, mayor capacidad para suministrar energía hacia otros órganos, mientras que los valores mínimos (valles) indicarían que las vísceras están vacías o con poco alimento (Ramirez-Santana 2021). El índice pedalsomático (IPS), desde el punto de vista de producción, puede estimarse con el objetivo de conocer el rendimiento cárnico del pie, o bien, cuantificar la masa muscular desde el punto de vista fisiológico.

En cuanto a la reproducción, el índice gonadosomático (IGS) se estima para conocer e indicar los ciclos o temporadas reproductivas de una población; es decir, los valores máximos (picos o crestas, es igual, escoge y homogeniza a lo largo del texto) indicarían una mayor cantidad de compuestos bioquímicos en la gónada con gametos maduros, mientras que los subsecuentes descensos (valles) indicarían un menor grado de maduración o desove. Por lo tanto, los diversos picos o crestas en la curva del IGS en un periodo anual se interpretan como temporadas reproductivas (Alvarez-Garcia 2021).

### **2.6.2 Factor de condición**

Adicional, el factor de condición tiene como propósito reflejar las características biológicas del organismo como la salud, el bienestar, el estado reproductivo y las condiciones de nutrición provocadas por las condiciones ambientales como la calidad del hábitat, la calidad del agua y la disponibilidad de alimento (Nash *et al.* 2006). El factor de condición (K) es una función de la magnitud de la relación masa/longitud (Datta *et al.* 2013) del cuerpo del individuo; es decir, asume que cuanto más pesado es un animal a una determinada longitud, mayor es el factor e implícitamente mejor será su estado de “condición”, por lo que la obtención de valores más altos de “K” indican que se encuentra en una buena condición corporal fisiológica (Sutton *et al.* 2000, Kumar *et al.* 2013).

### **2.7. Zona intermareal**

El hábitat de algunas especies de quitones es la zona intermareal, también llamada zona litoral, comprende la estrecha franja a lo largo de la costa entre la ola más alta (pleamar) y la ola más baja (bajamar) (Tomanek y Helmuth 2002). La zona intermareal es única entre los diferentes ecosistemas marinos porque está expuesta periódicamente al aire y experimenta cambios extremos de temperatura, salinidad e irradiancia solar, en comparación con cualquier otro ambiente marino (Broekhuysen 1940). El sustrato del intermareal se divide verticalmente en hábitats blandos, fangosos o arenosos y en rocosos (Wolcott 1984). Generalmente, los sustratos rocosos aparecen en las costas empinadas sin acumulación de sedimentos, son levantamientos o están en formación como consecuencia de acontecimientos geológicos (Castro y Huber 2007).

La zonación vertical se refiere a la distribución de organismos a lo largo de la zona intermareal; es decir, una determinada especie no se puede encontrar en toda el área, sino solo en cierta área vertical (McLachlan y Jaramillo 1995). A los animales y organismos vegetales que viven sobre una superficie del sustrato rocoso o blando se denominan epifauna y epiflora, respectivamente. Los organismos animales se desplazan sobre las rocas, aunque existen otros que son sésiles; es decir, que están adheridos a las rocas (Menge y Branch 2001).

La disposición de los organismos en la zona intermareal, generalmente, está determinada por las interacciones entre el ambiente y las especies que habitan ese medio ambiente. Varios estudios han demostrado que los factores biológicos como la competencia y la depredación, están influenciados por la tolerancia fisiológica a factores físicos como la temperatura, irradiancia solar y salinidad (Bell 1995, Tomanek y Helmuth 2002). La temperatura superficial del mar es menos extrema (por la capacidad calorífica del agua) en comparación con las temperaturas del aire, es decir, cuando baja la marea los organismos intermareales quedan expuestos a las altas temperaturas y los intensos rayos solares en verano y a los cambios temporales del frío en invierno (Castro y Huber 2007). Asimismo, la temperatura superficial del mar (TSM) se ha utilizado como variable ambiental, debido a que ésta varía principalmente con la latitud, pues a medida que los océanos absorben más calor la TSM aumenta, y por ende, se modifican los patrones de circulación oceánica que transportan agua fría y caliente ocasionando cambios en los ecosistemas marinos, principalmente en la disponibilidad y calidad de los nutrientes (Helmuth y Hofmann. 2001).

Otro factor que les afecta es la salinidad, ya que varía ampliamente en el intermareal, pues cuando llega la temporada de lluvias intensas, algunos organismos tienen la capacidad de soportar el agua dulce, mientras que para otros puede ser letal (Hoegh-Guldberg y Pearse 1995). Así mismo pasa con el agua marina estancada en las charcas intermareales, ya que se disminuye su salinidad a causa del agua dulce que cae de la lluvia; en cambio, en días muy calurosos la salinidad aumenta debido a la evaporación, por lo que, también tienen que resistir los cambios extremos de la salinidad. Debido a estos procesos físicos los organismos que viven en esta zona deben estar adaptados a los cambios de estas condiciones climáticas y al estrés ambiental (Doty 1946).

## **2.8. Estrés ambiental en la zona intermareal**

El estrés ambiental puede definirse como el conjunto de respuestas bioquímicas o fisiológicas que se tiene a un desequilibrio en el organismo para resistir, evitar o escapar de estímulos ambientales negativos (Pasarakli 2010). Sin embargo, los organismos intermareales han desarrollado varios mecanismos de adaptaciones fisiológicas para evitar o resistir ambientes

extremos y continuar llevando a cabo sus funciones básicas como la alimentación, locomoción y reproducción dentro de la zona intermareal.

En este hábitat, el principal estrés que experimentan los organismos es la pérdida de agua o desecación a causa de la marea baja. Esta exposición supone problemas para los organismos que viven en la parte más alta del intermareal (Robles 1996), ya que esta área solo se sumerge temporalmente durante la marea alta, de hecho, es posible que no esté completamente sumergida sino solamente humedecida (Chadwick 1997) por las salpicaduras del oleaje. Para sobrevivir a la desecación, algunos organismos intermareales han desarrollado estrategias para evitarla, tolerarla o ambas cosas. Por ejemplo, los organismos sésiles como las algas viven en áreas húmedas todo el tiempo; cuando hay bajamar, algunos organismos móviles van en búsqueda de refugios húmedos y quedan en espera de la pleamar; también hay animales, como los balanos, que tienen la capacidad de retener la humedad cerrando sus conchas (Mangin 1990).

En la zona intermareal, los organismos se enfrentan al estrés extremo por el cambio en la temperatura, salinidad e irradiancia solar, así como también al oleaje. Cuando hay mareas altas, la vida para estos organismos también se complica, ya que las olas liberan gran energía que transportan (Dahlhoff y Menge 1996), al estrellarse sobre el intermareal rocoso por lo que quedan expuestos afectándolos severamente. Se necesitan adaptaciones especiales (Booth y Brosnan 1995) para poderse mantener adheridos a las rocas, así como poseer conchas gruesas para resistir los golpes de la ola.

Para los organismos intermareales es un poco complicado alimentarse durante la marea baja; por ejemplo, los animales filtradores deben permanecer sumergidos para alimentarse; los animales móviles son ramoneadores (Denny y Wethey 2001), es decir, utilizan la rádula para raspar algas, bacterias, detritos u otros alimentos que se encuentran sobre las rocas; sin embargo, al llegar la bajamar necesitan movilizarse para buscar refugio y no para alimentarse; aquellos animales que viven en la parte alta del intermareal (Tindall 2004) no están sumergidos y tienen poco alimento.

Así también, los organismos intermareales tienen fuentes de estrés por contaminación; por ejemplo, varios metales pesados o metaloides como el zinc, cadmio o selenio son absorbidos en gran medida en forma de partículas, esta absorción puede estar

ligada a alimentos contaminados en el sustrato (Akberali y Trueman 1985); causando en los organismos estrés oxidativo, ya que se considera como uno de los mecanismos de toxicidad ocasionados por la acumulación de contaminantes. El estrés oxidativo sucede cuando el organismo tiene demasiadas moléculas inestables (radicales libres) y no tiene los suficientes antioxidantes para deshacerse de ellas, lo que muy probablemente cause daño a las células y tejidos (Gammone *et al.* 2015). Por lo tanto, algunos organismos intermareales han desarrollado estrategias para contrarrestar este tipo de estrés a través de mecanismos endógenos (*i.e.* enzimas) y exógenos (*i.e.* pigmentos) (Ellington y McMahon 1988).

### **2.8.1 Pigmentos fotosintéticos como mecanismo endógeno el estrés ambiental**

Los mecanismos endógenos y exógenos trabajan en conjunto en el sistema de defensa antioxidante de los organismos marinos; es decir, los compuestos endógenos dependen de una amplia variedad de antioxidantes exógenos (Alves de Almeida *et al.* 2007) que obtienen a través de la dieta. Los carotenoides son antioxidantes exógenos que tienen distintas funciones, las principales pueden ser actuando como inhibidores del oxígeno molecular singlete (átomo de oxígeno excitado por radiación) prevenir la formación de radicales libres (Shimidzu *et al.* 1996), mediante el bloqueo de reacciones de oxidación y convertir derivados del hierro y cobre en moléculas capaces de actuar como quelantes (compuestos que se unen a iones metálicos) de metales. Es decir, las actividades más importantes de los carotenoides en los organismos es la respuesta antioxidante y la resistencia al estrés oxidativo (Miki 1991, Miki *et al.* 1994).

Entre los carotenoides encontrados en organismos marinos, la astaxantina (pigmento rojo) posee una fuerte actividad de eliminación de radicales libres y otras moléculas, ayudando en la protección lipídica al evitar su oxidación (Yokoyama *et al.* 1994). Su estructura química es única, se caracteriza por poseer anillos iónicos polares y enlaces conjugados carbono-carbono no polares; esta estructura le confiere a la astaxantina una propiedad antioxidante 10 veces mayor en comparación a la luteína, cantaxantina y  $\beta$ -caroteno (Jyonouchi *et al.* 1993).

## **2.9. *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora): especie objeto de estudio**

### **2.9.1 Distribución geográfica y hábitat**

*Chiton articulatus* Sowerby en Broderip y Sowerby, 1832, es una especie de quitón que se distribuye a lo largo de la costa del Pacífico tropical mexicano, es endémico de las regiones desde Barras de Piaxtla, Sinaloa hasta Puerto Ángel, Oaxaca y es conocido comúnmente como “cucaracha de mar” o “lengua de perro”. El quitón, *C. articulatus* habita la zona rocosa intermareal como herbívoro dominante y llega a alcanzar una talla de hasta 90 mm (Ferreira 1983, Reyes-Gómez 2004, Ríos-Jara *et al.* 2006, Holguín-Quiñones *et al.* 2008, Avila-Poveda 2020, Reyes-Gómez *et al.* 2022), además es la especie más abundante de estas costas y una de las más consumidas por los humanos. Dentro de su hábitat cumple un importante rol ecológico al ser basibionte de otras especies intermareales (Alvarez-Cerrillo *et al.* 2017), además de ser presa del gasterópodo *Plicopurpura pansa* (Naegel 2004).

### **2.9.2 Taxonomía y morfología**

La clase Polyplacophora, también llamados quitones constituyen una de las ocho clases del *phylum* Mollusca y son uno de los representantes más antiguos de los moluscos.

La clasificación taxonómica aceptada para la especie *C. articulatus* (MolluscaBase 2022):

Reino: Animalia

Filo: Mollusca

Clase: Polyplacophora (Gray 1821)

Subclase: Neoloricata (Bergenhayn 1955)

Orden: Chitonida (Thiele 1909)

Suborden: Chitonina (Thiele 1909)

Superfamilia: Chitonoidae (Rafinesque 1815)

Familia: Chitonidae (Rafinesque 1815)

Subfamilia: Chitoninae (Rafinesque 1815)

Género: *Chiton* (Linnaeus 1758)

Especie: *Chiton articulatus*

(Sowerby I en Broderip y Sowerby I 1832)

Se caracterizan por su pequeño tamaño; sin embargo, las tallas pueden variar según la especie; poseen un cuerpo ovalado-alargado y comprimido de manera dorso-ventral.

### **2.9.3 Anatomía y función**

La anatomía externa ventral de *C. articulatus* está compuesta por el pie, la cabeza y el surco paleal (que se encuentra rodeando al pie); el pie o músculo es una estructura muy importante en los quitones debido a que les permite desplazarse, además de que los ayuda a adherirse a los sustratos rocosos sobre los que viven (Brusca y Brusca 2003). El pie (músculo) de *C. articulatus* se caracteriza por secretar mucosidades que le permite adherirse a las rocas con gran firmeza, además, es el único tejido blando que queda expuesto al ambiente (Brusca y Brusca 2003); asimismo, este tejido es consumido por el humano. Ventralmente, el mayor espacio es ocupado por el pie, por delante de este, se encuentra la cabeza que en su centro se abre una boca que lleva en la base un órgano raspador llamado rádula (Liuzzi 2014).

Durante la alimentación, los quitones extienden la parte anterior de la rádula y exponen el órgano subradular; el estómago es un saco grande, muscular que está conformado por lóbulos de la glándula digestiva, el intestino mide de 4 a 5 veces lo largo del animal y se encuentra enrollado, el alimento pasa directamente a las vísceras del quitón (integradas anatómicamente por la glándula digestiva, el estómago y los intestinos).

El sistema reproductor está constituido por una única gónada, la cual es una estructura lobulada ubicada en posición medio-dorsal que se extiende aproximadamente entre las placas III y VI; la superficie externa de la gónada esta revestida por tejido muscular conectivo mientras que la parte dorsal, el epitelio germinal, es ciliado. Este organismo tiene fecundación externa, es decir, desova todos los gametos al medio (Abadia-Chanona *et al.* 2018) con temporadas reproductivas de seis meses entre julio y diciembre. Debido a que el sistema reproductor de *C. articulatus* se constituye solamente por una gónada y dos gonoductos (Higley y Heath 1912); la gónada se caracteriza por ser una sola estructura (Avila-Poveda y Abadia-Chanona 2013), diferenciada entre hembras y machos por su color. La gónada de las hembras se caracteriza por tener un color verde-olivo y el de los machos

rojo anaranjado (cuando la gónada está inmadura) y un color salmón crema en gónadas maduras (Rojas-Herrera 1988, Abadia-Chanona *et al.* 2016).

Particularmente, en la gónada de las hembras se forman células foliculares en los ovocitos maduros, éstas se encuentran en forma de prolongaciones que forman parte de las proyecciones del casco (“egg hull”) que recubre al ovocito (Abadia-Chanona 2015). Específicamente, en la familia Chitonidae estas prolongaciones están en forma de cúpula, taza, cono, aletas o espinas (Eernisse y Reynolds 1994, Buckland-Nicks y Brothers 2008). Sin embargo, se desconoce la función específica que tiene el casco, pero se cree que evita que los ovocitos se aplasten al entrar en el medio ambiente, ya que se encuentran en un medio externo al de la gónada; así también puede ayudar a retener los huevos en el sustrato (Eernisse 1988, Buckland-Nicks y Eernisse 1993) o bien pueden servir como una forma de atraer espermatozoides para la fertilización (Buckland-Nicks y Eernisse 1993).

#### **2.9.4 Interés gastronómico**

El pie muscular de *C. articulatus* se comercializa en las diferentes localidades que comprenden el Pacífico tropical mexicano, se ofrecen crudos o preparados con otros alimentos para consumo humano en distintos platillos en restaurantes y marisquerías (Olea-de la Cruz *et al.* 2013). Cabe mencionar, que los platillos solamente los ofrecen con la leyenda “en temporada”, debido a que la disponibilidad del recurso se relaciona con las condiciones ambientales de la región donde se está recolectando y de las problemáticas que posiblemente enfrenten las personas dedicadas a su captura y comercialización (Flores-Campaña *et al.* 2012). De esta manera, *C. articulatus* al consumirse de manera local es un importante recurso alimenticio que provee sustento económico y alimenticio (Flores-Garza *et al.* 2012). Cabe resaltar que *C. articulatus* tiene un importante valor nutricional, ya que un análisis proximal de la especie mostró que tiene una importante cantidad de proteína (69.96 g/100g) y grasa (4.70 g/100g), así como de magnesio, potasio y sodio, por lo que su consumo podría mejorar el estado nutricional de las personas que con regularidad los consumen (Melo *et al.* 2011).

### **2.9.5 Recolecta “pesquería”**

A lo largo de la costa del Pacífico tropical mexicano, se lleva a cabo la actividad pesquera de *C. articulatus* siendo considerada de pequeña escala puesto que se captura un número limitado de estos invertebrados con un arte de pesca tradicional, en el caso de esta pesquería se utilizan métodos manuales de recolección empleando utensilios como ganchos, espátulas o cuchillos (Olea-de la Cruz *et al.* 2013). Sin embargo, es importante resaltar que existe muy poca información sobre la pesquería de moluscos poliplacóforos; por lo tanto, no existe ningún tipo de normatividad o vigilancia sobre la captura y comercialización de esta especie lo que indica que es una actividad pesquera libre de ejercer. De tal manera, que esta recolecta no recibe ningún tipo de evaluación, regulación o medidas de manejo; es decir, no recibe la misma atención que otras pesquerías (García-Ibáñez *et al.* 2013). La recolecta de *C. articulatus* es considerada como de subsistencia en algunos estados del Pacífico tropical mexicano, debido a esto la explotación de este recurso va en aumento. Al no existir programas para su regulación y aprovechamiento sostenible (Olea-de la Cruz *et al.* 2013) se corre el riesgo de llevar a esta especie a un estado de sobreexplotación y consecuentemente al colapso de sus poblaciones. Por lo tanto, el “*Proyecto quitón del Pacífico tropical mexicano*” inició una evaluación biológico-pesquera de *C. articulatus*, que ha tenido resultados favorables debido a que esta especie ya será incluida en la Carta Nacional Pesquera como recurso pesquero (Avila-Poveda 2021).

### **2.9.6 Otros intereses**

*Chiton articulatus* podría considerarse una especie con potencial innovador y biotecnológico, como se ha visto en otros poliplacóforos p.ej. *Cryptochiton stelleri* (Weaver 2010). Investigaciones actuales, han encontrado que a través de los dientes radulares de esta especie se podría obtener un material biomimético que sirva en el rendimiento mecánico para que en un futuro pueda aplicarse en la elaboración de herramientas de uso industrial; esto podría llevarse a cabo gracias a las características de los dientes de los quitones, al ser extremadamente duros y resistentes a abrasiones (Weaver 2010). Asimismo, se ha evaluado el potencial biotecnológico que podrían tener los quitones al analizar el quitosano proveniente de estos moluscos como un posible uso de este biopolímero en la elaboración de hidrogeles dirigidos a la industria farmacéutica (Cakmak *et al.* 2022).

### 3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

*Chiton articulatus*, al ser un molusco bentónico cuya alimentación, reproducción y locomoción están estrechamente asociados al intermareal rocoso que habita, se podría esperar que las biomoléculas como los pigmentos fotosintéticos incorporados a través de la dieta podrían estar relacionados tanto con sus procesos fisiológicos en tejidos, en particular a la nutrición en vísceras, locomoción en pie y reproducción en gónada, como con las condiciones ambientales de su hábitat y sus variaciones en el tiempo. Además, los pigmentos fotosintéticos en moluscos pueden considerarse como biomarcadores para inferir aspectos básicos del tipo de alimentación, lo que posiblemente pueda permitir un futuro desarrollo de su cultivo.

Además, *C. articulatus* es una especie endémica de las costas del Pacífico tropical mexicano, habitando el intermareal rocoso con un rol ecológico como basibionte dentro de su hábitat (García-Ibañez *et al.* 2013, Abadía-Chanona 2015, Alvarez-Cerrillo *et al.* 2017); también representa un interés gastronómico debido a que su pie es utilizado como alimento para el consumo humano; un interés artesanal, ya que sus conchas se utilizan en la elaboración de artesanías; y recientemente se descubrió un hidrogel en su manto con posible uso biotecnológico (Cakmak *et al.* 2022).

#### 4. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN E HIPÓTESIS

**Pregunta 1:** ¿La composición de pigmentos fotosintéticos será similar en los tres tejidos: vísceras, gónada y pie de *C. articulatus*?

**Hipótesis 1:** No se encontrarán diferencias en la composición (o cantidad) de pigmentos en los tres tejidos analizados de *C. articulatus*.

**Pregunta 2:** ¿La talla y peso de *C. articulatus* tendrán una relación con la cantidad de pigmentos fotosintéticos en cada tejido?

**Hipótesis 2:** La composición (o cantidad) de pigmentos no se incrementará con el aumento de la talla y el peso de los quitones.

**Pregunta 3:** ¿La composición de pigmentos fotosintéticos en los tejidos de *C. articulatus* variará en relación a la estación durante el año de muestreo?

**Hipótesis 3:** El intermareal rocoso que habita *C. articulatus* es heterogéneo a lo largo del tiempo, por ende, la abundancia y el tipo del alimento variará a lo largo del año; por lo tanto, considerando las variaciones estacionales en la productividad primaria, se espera encontrar que la composición de pigmentos de los tejidos del quitón varíe en relación a la productividad primaria disponible en el ambiente, siendo mayor durante la primavera-verano, y menor durante el otoño-invierno.

**Pregunta 4:** Si se toma en cuenta que los índices viscerosomático, gonadosomático y pedalsomático de *C. articulatus* se relacionan con el alimento consumido, las reservas bioquímicas almacenadas y utilizadas durante el ciclo reproductivo y el mantenimiento de la masa muscular, respectivamente ¿habrá una correlación positiva entre los índices somáticos y la cantidad de pigmentos fotosintéticos entre tejidos?

**Hipótesis 4:** La composición de pigmentos en cada órgano (*i.e.* vísceras, gónada y pie) se correlacionarán positivamente con su respectivo índice somático y reproductivo.

## 5. OBJETIVO GENERAL

Determinar la variación estacional de la composición de pigmentos fotosintéticos y su relación con los procesos fisiológicos que ocurren en vísceras, gónada y pie de *C. articulatus* proveniente del intermareal rocoso en Barras de Piaxtla, Sinaloa, México.

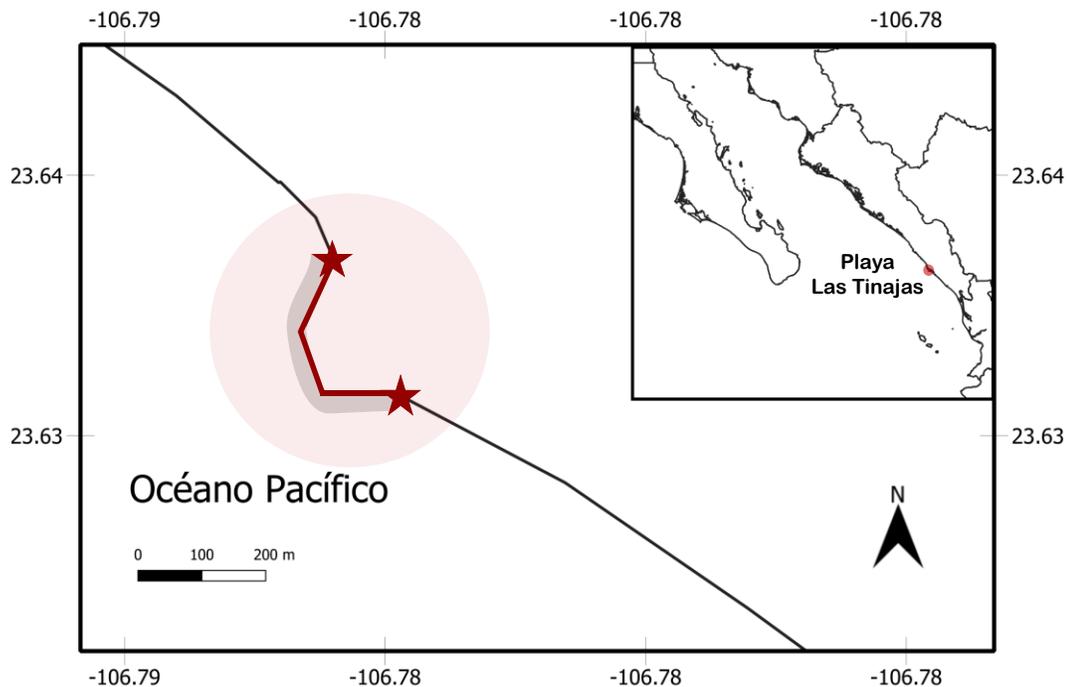
### 5.1 Objetivos particulares

1. Determinar la variabilidad climática (Chl-*a* y TSM) en la zona de estudio a través de sensores remotos.
2. Determinar la relación de la talla y peso de *C. articulatus* con la cantidad de pigmentos fotosintéticos determinados en sus tejidos.
3. Identificar y cuantificar la composición de pigmentos fotosintéticos que se encuentran en vísceras, gónada y pie de *C. articulatus* durante el año de muestreo.
4. Evaluar la variación estacional de la composición de pigmentos fotosintéticos en vísceras, gónada y pie de *C. articulatus*.
5. Estimar los índices biológicos (o somáticos y reproductivos), factor de condición y potencial antioxidante de cada tejido de *C. articulatus*.

## 6. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 Área de muestreo

El área de muestreo está ubicada en el intermareal rocoso de la playa “Las Tinajas” en la localidad Barras de Piaxtla, perteneciente al municipio de San Ignacio, Sinaloa, México entre las coordenadas geográficas latitud norte  $23^{\circ}38'51.0''$  y longitud oeste  $106^{\circ}48'16.6''$ . Esta zona de recolección representa la localidad más norteña de la distribución que tiene la especie *C. articulatus*. Barras de Piaxtla posee una playa con más de 14 kilómetros de litoral que se caracteriza por tener un extenso intermareal rocoso.



**Figura 4.** Localidad de muestreo playa Las Tinajas en Barras de Piaxtla, en el municipio de San Ignacio, Sinaloa, México.

## **6.2 Obtención de variables ambientales: Chl-*a* y TSM**

Las series de tiempo de Chl-*a* (clorofila *a*) y TSM (temperatura superficial del mar) se obtuvieron a partir del análisis de imágenes mensuales derivadas de los sensores OCTS-SeaWiFS (1996-2007) y AVHRR (1996-2006), respectivamente; las imágenes fueron procesadas con el programa WIM<sup>MR</sup> ([www.wimsoft.com](http://www.wimsoft.com); v- 6.5). Las series de tiempo se construyeron para el área correspondiente al sur de Sinaloa, específicamente en Barras de Piaxtla, en el intervalo de 10-100 km, el promedio mensual de Chl-*a* y TSM se estimó considerando el número total de píxeles válidos en el área.

Se calcularon imágenes de anomalías para cada variable, mostrando la diferencia de la imagen en cada mes y la imagen promedio general de ese mes en el respectivo periodo de estudio. Las anomalías de Chl-*a* se calcularon como una razón, mientras que en el caso de la TSM se estimaron como una diferencia (Manzano-Sarabia y Salinas-Zavala 2008).

## **6.3 Recolección, relajación y almacenamiento de muestras**

La recolección de organismos se llevó a cabo manualmente de manera mensual en la localidad de Barras de Piaxtla, Sinaloa, México (Figura 4) durante el periodo comprendido de noviembre 2020 a noviembre 2021. Solamente se recolectaron quitones adultos, los cuales comprenden las tallas mayores o igual a los 40 mm de longitud total (LT), en donde se incluye el cinturón del manto del organismo (Avila-Poveda y Abadia-Chanona 2013). Se recolectaron aleatoriamente un promedio de  $8 \pm 2$  quitones que se encontraban ubicados en distintos puntos de la zona intermareal del área de muestreo.

El quitón fue separado de la roca con una espátula, la cual fue insertada de manera cuidadosa por debajo del cinturón del manto y del pie haciendo palanca para poder separarlo (Avila-Poveda 2013). Posteriormente, los organismos se depositaron en una hielera con agua de mar, cuidando que permanecieran adheridos a las paredes para que se mantuvieran con el cuerpo extendido. Posteriormente, fueron relajados (máxima extensión del cuerpo) y almacenados en frío a  $-70^{\circ}\text{C}$  hasta su posterior análisis.

#### 6.4 Pesaje y medición morfométrica

Cada uno de los quitones recolectados fueron medidos con un vernier ( $\pm 0.1$  mm), registrando la longitud total (LT) y ancho total (AT); es decir, incluyendo el cinturón del manto del quitón. Posteriormente, para conocer su peso corporal total (PT) los organismos fueron pesados en una balanza analítica ( $\pm 0.001$  g).

#### 6.5 Disección de organismos

Para la obtención de tejidos: vísceras, gónada y pie se siguió parcialmente la metodología descrita por Abadía-Chanona *et al.* (2014) y Abadía-Chanona (2015), debido a que los organismos no estaban fijados en alcohol, sino que estaban almacenados en frío.

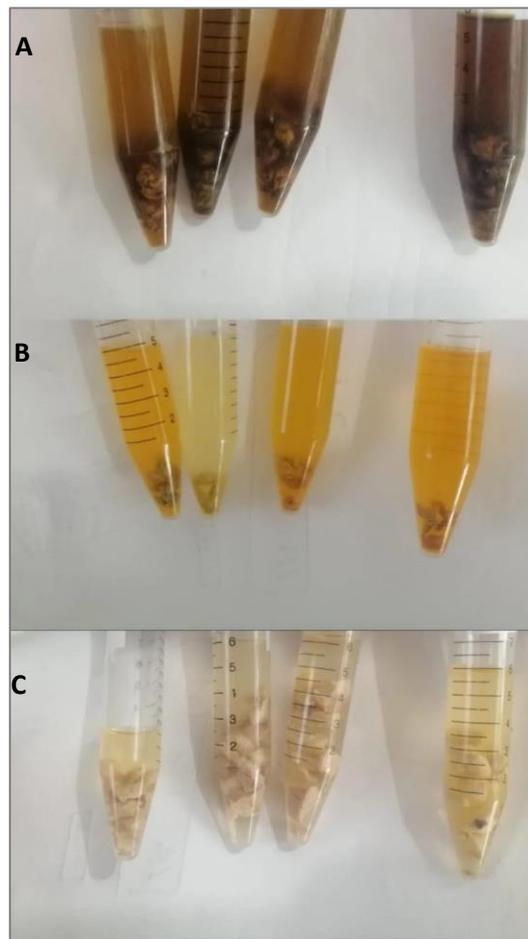
Cada uno de los organismos recolectados fue colocado en un recipiente con hielo para la disección (Figura 5). A todos los quitones se le realizaron cortes paralelos a su longitud en ambos lados del surco de inserción, una vez que la parte blanda (vísceras, gónada y pie) de los quitones se separó de las placas, los tejidos obtenidos fueron pesados en una balanza analítica ( $\pm 0.001$  g) y consecutivamente colocados en tubos de centrifuga de 15 mL (Falcon®).



**Figura 5.** Disección en frío de vísceras, gónada y pie en *C. articulatus*.

## 6.6 Extracción de pigmentos

Para la extracción de pigmentos se siguió el protocolo establecido por Quintana-López *et al.* (2019). Los tejidos (vísceras, gónada y pie) obtenidos de los quitones se colocaron en tubos con 5 mL de acetona al 90% (Figura 6); las muestras fueron almacenadas a 4°C en oscuridad total hasta su posterior análisis. Posteriormente, se recuperaron 1.5 mL de sobrenadante, consecutivamente cada una de las muestras obtenidas fueron pasadas a través de filtros de jeringa de Nylon con un tamaño de poro de 0.22 µm (Figura 6); los extractos de pigmentos fueron almacenados a -70°C hasta su análisis por cromatografía líquida de alta precisión (HPLC).



**Figura 6.** Extracción de pigmentos en vísceras (A), gónada (B) y pie (C) de *C. articulatus*.



**Figura 7.** Extractos filtrados de los pigmentos obtenidos de las muestras de tejidos.

### **6.7 Análisis de pigmentos por cromatografía líquida de alta precisión (HPLC)**

El método para el análisis de pigmentos se realizó de acuerdo con lo descrito por Zapata *et al.* (2000) con las modificaciones descritas en Osuna-Ruíz *et al.* (2019). Los extractos de pigmentos fueron analizados en un equipo HPLC Agilent Technologies 1200 Infinity Series, equipado con una columna Zorbax C8 ( $4.6 \times 100$  mm y un tamaño de partícula de  $3.4 \mu\text{m}$ ) y un detector de arreglo de diodos (DAD). Los solventes orgánicos utilizados en la preparación de las fases móviles son grado HPLC (Tedia, OH, USA) y fueron filtrados a vacío con filtros de membrana con un tamaño de poro de  $0.45 \mu\text{m}$ .

Se utilizaron dos eluyentes como fases móviles: eluyente A constituido por metanol: acetonitrilo en una solución acuosa de piridina 0.25 M (50:25:25, v: v: v) y como eluyente B se utilizó metanol: acetonitrilo: acetona (20:60:20, v: v: v). Para la preparación de la solución acuosa de piridina 0.25 M (Figura 8) se agregaron 900 mL de agua grado HPLC en un matraz volumétrico de 1 L, posteriormente se adicionaron 10 mL de ácido acético glacial y 20 mL de piridina y se mezclaron homogéneamente con ayuda de un agitador magnético. El pH de la solución se ajustó a 5.0 agregando gotas de ácido acético glacial, finalmente se aforó a 1000 mL con agua grado HPLC. Todo el procedimiento se llevó a cabo dentro de una campana de extracción.



**Figura 8.** Preparación y filtración a vacío de fases móviles y solución acuosa de piridina.

Se programaron las condiciones de operación del equipo: para cada muestra se tuvo un tiempo de corrida de 40 minutos y una post-corrída de 10 minutos, se mantuvo el flujo de las fases móviles (A y B) a 1 mL/min, la presión máxima de la bomba se programó a 400 bares y el volumen de inyección fue variable entre muestras: 5  $\mu$ L para los extractos de pigmentos provenientes de vísceras, 40  $\mu$ L para los extractos de gónada y 100  $\mu$ L para los de pie. La columna analítica se mantuvo a 25 °C y la detección se efectuó a una absorbancia de 350-750 nanómetros (nm). Finalmente se obtuvieron los cromatogramas de cada una de las muestras analizadas.

### **6.8 Identificación y cuantificación de pigmentos**

Una vez obtenidos los cromatogramas de todas las muestras, a través del software OpenLab (offline) se integró de manera manual cada uno de los picos que no fueron integrados por el software. Posteriormente se comenzó con la identificación de los pigmentos, la cual se llevó a cabo mediante la comparación de los tiempos de retención (min) obtenidos de las muestras de tejidos y los tiempos de retención de 19 estándares (DHI Lab, Dinamarca) (Tabla 1, Hurtado-Oliva 2020), adicionalmente se verificó el espectro de absorción de cada una de ellas (Zapata *et al.* 2000, Osuna-Ruíz *et al.* 2019).

Para entender aspectos del valor nutricional de los tejidos se calculó la concentración ( $\mu\text{g/g}$ ) de los pigmentos identificados en vísceras, gónada y pie. Esta concentración se estimó con base en las curvas de calibración de cada estándar de los pigmentos. Para el cálculo de la concentración se siguió la siguiente fórmula:

$$[\text{pigmento } X] = \frac{(A_m/FC) * (VE/VI)}{P}$$

En donde:

$A_m$ = Área del pico de la muestra en el cromatograma ( $\text{mAU}\cdot\text{s}^{-1}$ )

$FC$ = Factor de corrección de cada estándar ( $\text{mAU}\cdot\text{s}^{-1}/\mu\text{g}$ )

$VE$ = Volumen de acetona utilizado para la extracción ( $\mu\text{L}$ )

$VI$ = Volumen de muestra inyectado ( $\mu\text{L}$ )

$P$ = Peso húmero de la muestra (g)

El factor de corrección ( $FC$ ) se calcula utilizando la tasa de aumento del área ( $\text{mAU}\cdot\text{s}$ ) en función de la cantidad de pigmento ( $\mu\text{g}$ ) de cada estándar. Los datos obtenidos para el cálculo de esta variable se muestran en la Tabla 1 (Hurtado-Oliva 2020).

**Tabla 1.** Estándares utilizados en la identificación de pigmentos en los tejidos de *C. articulatus* (tomado de Hurtado-Oliva 2020).

No.	Tiempo de retención	Pigmento	Proveedor	FC	R <sup>2</sup>	Intervalo cantidad (ng)	Intervalo área (mAU*s)
1	10.95	Peridina	DHI	4805.3	0.9699	1.1	22.9
2	13.65	*Feorbide-a	DHI	416.6	0.9772	6.9	68.8
3	14.56	19-but-Fucoxantina	DHI	8614.2	0.9977	1	20.5
4	14.63	*Feofitina-1	DHI	278.13	0.9543	33.6	167.8
5	14.65	Neoxantina	DHI	10757	0.9954	1	30.5
6	15.24	Fucoxantina	DHI	7102	0.9979	1.4	40.8
7	17.43	Violaxantina	DHI	12923	0.9980	0.9	26.3
8	20.02	Diadinoxantina	DHI	14941	0.9998	0.5	15.7
9	21.30	Dinoxantina	DHI	9321.7	0.9989	0.5	14.4
10	21.60	Astaxantina	DHI	7956.7	0.9997	0.5	48.6
11	22.83	Aloxantina	DHI	10350	0.9999	1	20.7
12	24.36	Diatoxantina	DHI	11518	0.9994	0.8	23.1
13	25.97	Zeaxantina	DHI	9432.9	0.9997	0.5	36.2
14	26.26	Luteína	DHI	12095	0.9987	0.6	47.4
15	28.42	Cantaxantina	DHI	8336.2	0.9993	0.4	31.4
16	30.32	Clorofila-b	DHI	2924	0.9985	7	56
17	31.57	Clorofila-a	DHI	2133.5	0.9938	1	63
18	34.87	α-Caroteno	DHI	11693	0.9987	0.5	46.2
19	35.24	β-Caroteno	DHI	10222	0.9972	0.4	44.7

Con el objetivo de comprender la relación de los pigmentos y los aspectos fisiológicos, se calculó también el porcentaje relativo (%PR) de cada uno de los pigmentos identificados con base en la siguiente fórmula:

$$\%PR = (Am) * (At) * 100$$

Donde:

Am= área del pico de la muestra en el cromatograma (mAU·s<sup>-1</sup>)

At= área total de los picos registrados en el cromatograma (mAU·s<sup>-1</sup>).

## 6.9 Índices biológicos (o somáticos y reproductivo)

Para estimar el índice viscerosomático, gonadosomático y pedalsomático se utilizó la metodología establecida por Avila-Poveda (2013). Estos índices somáticos y reproductivos se utilizan para cuantificar procesos internos y fisiológicos de un organismo; mediante evaluaciones de proporcionalidad en magnitud masa/masa (Bayne y Newell 1983). Así los valores más altos de cada índice (picos) a lo largo del tiempo indicarían respectivamente para vísceras un mayor consumo o cantidad de alimento, en gónada un mayor número de gametos maduros y por ende una mayor maduración y finalmente en pie el mejor mantenimiento del músculo, representando un estado robusto, tonificado y resistente (Avila-Poveda 2013).

### 6.9.1 Índice viscerosomático

En el índice viscerosomático se toman en cuenta los datos del peso total del animal y el peso de las vísceras, en esta última variable se excluye la masa bucal, la rádula y la gónada; posteriormente, se aplica la siguiente fórmula:

$$IVSM = \frac{PV}{PT} \times 100$$

Donde:

IVSM: índice viscerosomático

PV: peso vísceras, en gramos

PT: peso total del organismo (incluyendo placas) en gramos

### 6.9.2 Índice gonadosomático

En el índice gonadosomático se toman en cuenta los datos del peso total del organismo y el peso de la gónada, posteriormente se aplica la siguiente fórmula:

$$IGS = \frac{PG}{PT} \times 100$$

Donde:

IGS= índice gonadosomático

PG: peso gónada en gramos

PT: peso total del organismo (incluyendo placas) en gramos

### 6.9.3 Índice pedalsomático

En el índice pedalsomático (IPS) se toman en cuenta los datos del peso total del organismo y el peso del pie, posteriormente se aplica la siguiente fórmula:

$$IPS = \frac{PP}{PT} \times 100$$

Donde:

IPS: índice pedalsomático

PP: peso del pie en gramos

PT: peso total del organismo (incluyendo placas) en gramos

### 6.9.4 Factor de condición

La condición corporal (K) se estimó utilizando el factor de condición de Fulton (Ricker 1975). Este índice asume que cuanto más pesado es un animal en una determinada longitud, mayor es el factor y por implicación mejor será su "condición" corporal fisiológica. Lo cual es el reflejo general en conjunto de la salud, el bienestar, el estado reproductivo y las condiciones de nutrición provocadas por condiciones ambientales (Nash *et al.*, 2006).

$$K = \frac{PT}{LT^b} \times 100,000$$

Donde:

K: factor de condición

PT: peso total del organismo (incluyendo placas) en gramos

LT: longitud total del organismo en milímetros

b: coeficiente de alometría entre la longitud y el peso, considera como 3

El factor de escala "100,000" se aplicó para escalar pequeños decimales cuando se usan unidades métricas de gramos y milímetros para que los números puedan comprenderse más fácilmente.

### 6.9.5 Índice de potencial antioxidante

La medición del potencial antioxidante supone la cuantificación de todos los pigmentos con mayor capacidad antioxidante presentes en cada tejido respecto de la cantidad total de clorofila, como el pigmento universal encontrado en todas las fuentes vegetales. Su medición es útil para valorar la calidad de un alimento, la cantidad de antioxidantes que tiene un sistema o bien la disponibilidad de compuestos (pigmentos) antioxidantes en tejidos de un organismo.

Este índice de potencial antioxidante (IAOxidante) toma en cuenta los pigmentos que tienen un alto potencial antioxidante, particularmente los carotenoides y xantofilas encontrados en los tejidos, así mismo, como base se toma en cuenta la clorofila total.

$$IAOxi = \frac{\sum[Pig\ carot]}{\sum[Cl-a + Cl-b]}$$

Donde:

IAOxi: índice de potencial antioxidante

$\sum$ [Pig carot]: sumatoria del porcentaje relativo o concentración (% o  $\mu\text{g/g}$ ) de pigmentos carotenoides.

$\sum$ [Cl-a + Cl-b]: sumatoria del porcentaje relativo o concentración (% o  $\mu\text{g/g}$ ) de las clorofilas y sus isómeros.

### 6.10 Análisis estadísticos

Se aplicó una correlación entre los datos de longitud y peso total del organismo y la cantidad de pigmentos acumulados en cada tejido: vísceras, gónada y pie.

En vísceras se encontró la mayor cantidad de pigmentos en comparación con los otros dos tejidos: gónada y pie. Por esta razón, se tomó la decisión de analizar solamente los datos de porcentaje relativo (%PR) de la composición de pigmentos de vísceras a través del análisis estadístico multivariado de componentes principales (PCA). Este análisis permitió extraer la máxima variabilidad común de todos los pigmentos identificados en vísceras y conformar con ellos los componentes o factores principales para que de esta manera se pueda determinar cuáles son los pigmentos que contribuyen significativamente en la variación total de cada

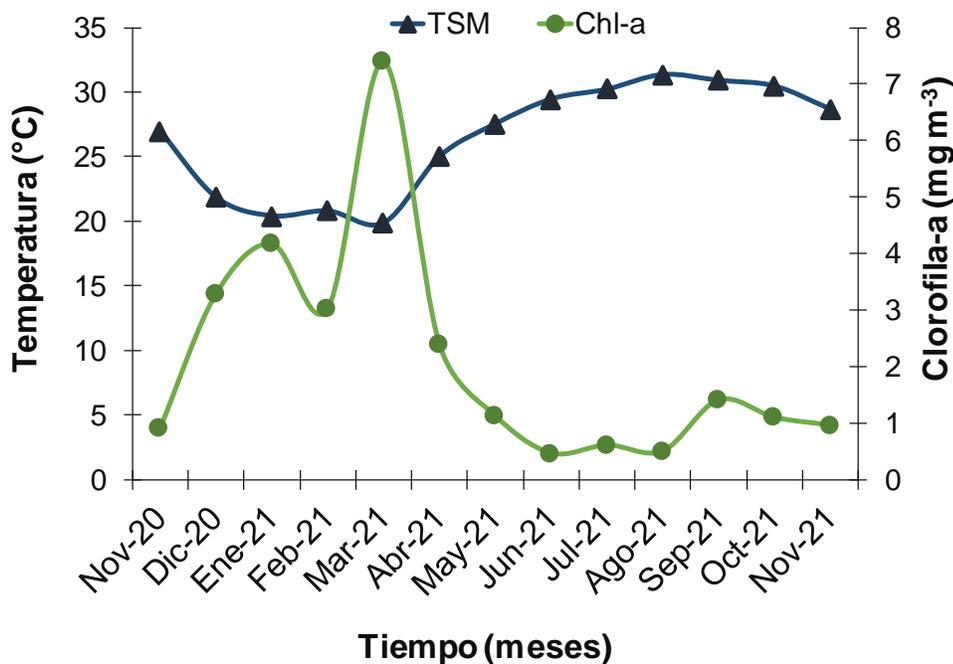
componente principal; se consideró la ponderación de factores (factor loadings)  $\geq 0.7$  y eigenvalor  $> 1$  (Krzanowski 1993, Manly 1994).

Posteriormente, los componentes principales junto con los datos de la concentración de pigmentos de los tejidos de gónada y pie, se analizaron a través de una ANOVA para determinar la variación estacional anual, seguido de un análisis Fisher LSD para establecer las diferencias entre las fechas de muestreo. Asimismo, se aplicaron las correlaciones de la variación estacional con la variabilidad ambiental (Chl-*a* y TSM). Los datos se reportaron como valores promedio  $\pm$  desviación estándar y fueron analizados por Statistica v. 13.0 (Hurtado-Oliva *et. al.* 2012; Osuna-Ruíz 2016).

## 7. RESULTADOS

### 7.1. Variabilidad ambiental de Chl-*a* y TSM en el área de muestreo

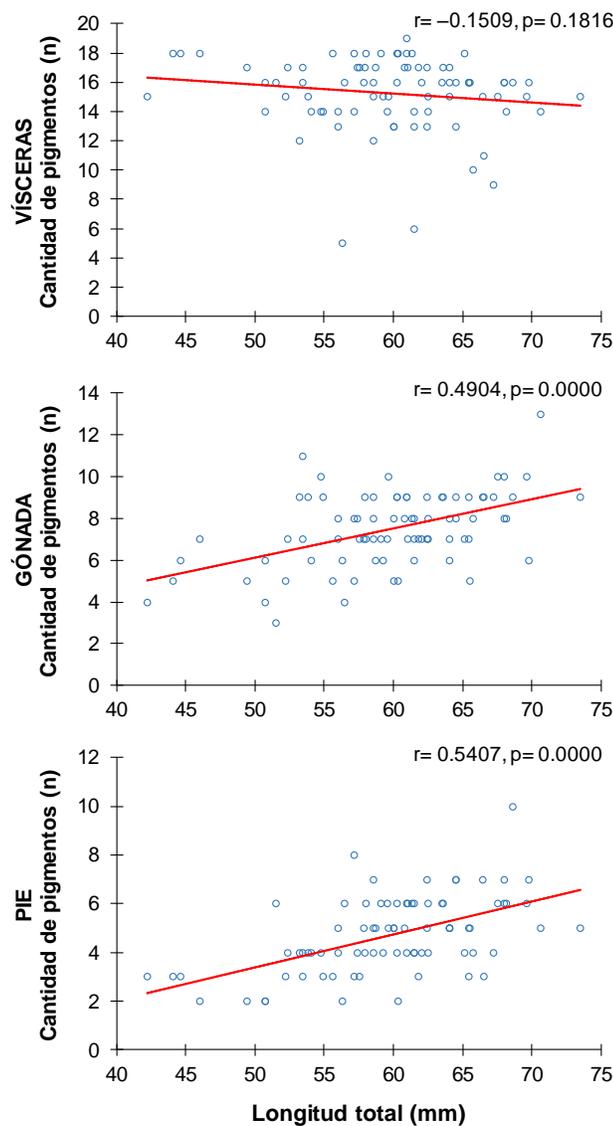
Durante el tiempo de muestreo (noviembre 2020 a noviembre 2021) la concentración de clorofila-*a* (Chl-*a*) tuvo un valor promedio de  $2.10 \text{ mg m}^{-3}$ , teniendo una mayor concentración durante la finalización de 2020 y la primera mitad del año 2021 (Nov-20 a Mar-21), época que corresponde a las estaciones de invierno-primavera. La temperatura superficial del mar (TSM) tuvo un valor promedio de  $26.4 \text{ }^\circ\text{C}$  a lo largo del tiempo, aumentado su temperatura hasta  $31.0 \text{ }^\circ\text{C}$  en la segunda mitad del año (Abr-Nov 21), es decir en verano y otoño (Figura 9). Los resultados de estas variables ambientales indican que durante el fin del invierno e inicio de la primavera se tuvo una mayor concentración de Chl-*a* con un pico máximo de  $7.4 \text{ mg m}^{-3}$  en el mes de marzo, coincidiendo con las bajas temperaturas que se registraron durante ese periodo, por lo que se tuvieron las condiciones ideales para una abundancia de nutrientes. En cambio, con el aumento de la temperatura a  $31.0 \text{ }^\circ\text{C}$  durante el verano y el otoño, la concentración de Chl-*a* disminuyó.



**Figura 9.** Variables ambientales Chl-*a* y TSM a lo largo del tiempo de muestreo.

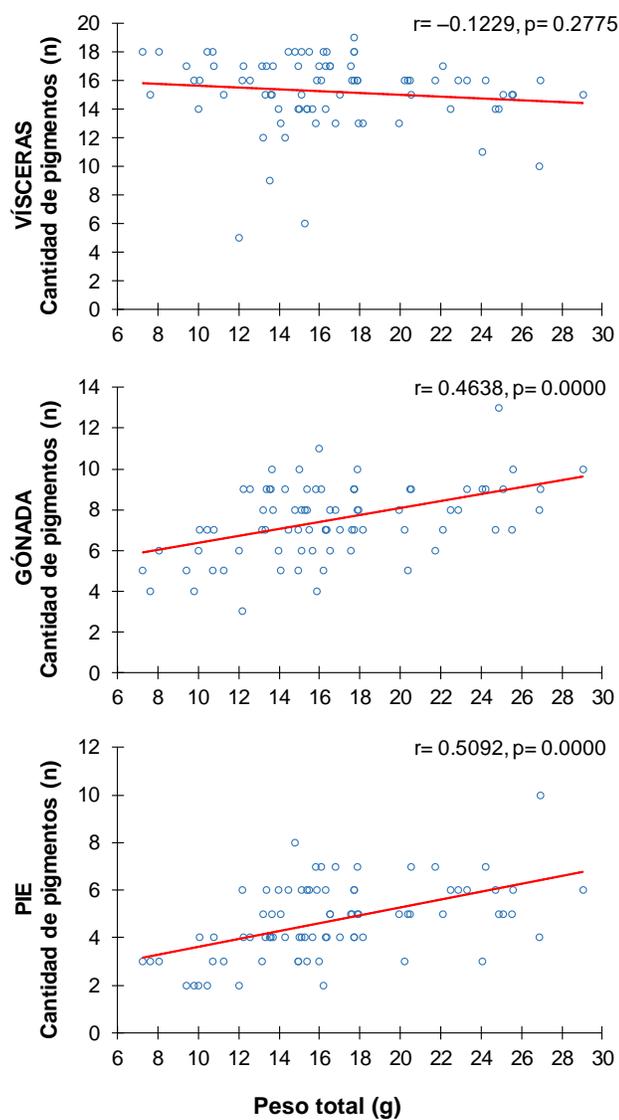
## 7.2. Cantidad de pigmentos en relación a la talla y peso de *C. articulatus*

La talla de los quitones fue de  $60 \pm 6$  mm, confirmando que todos los organismos muestreados eran adultos. La relación de la cantidad (como número) de pigmentos identificados en cada uno de los tejidos analizados respecto de la talla o longitud total (Figura 10) de *C. articulatus* muestra una correlación negativa no significativa en vísceras ( $r = -0.15$ ,  $p = 0.18$ ), y una relación positiva y significativa en gónada ( $r = 0.49$ ,  $p = 0.00$ ) y pie ( $r = 0.54$ ,  $p = 0.00$ ).



**Figura 10.** Relación de la longitud total (LT) y la cantidad de pigmentos identificados en los tejidos de *C. articulatus*.

El peso promedio de los quitones fue de  $16 \pm 5$  g. La correlación de la cantidad (como número) de pigmentos identificados respecto al peso total (Figura 11) de *C. articulatus* mostró una correlación inversa no significativa en vísceras ( $r = -0.12$ ,  $p = 0.27$ ), y una correlación positiva y significativa en gónada ( $r = 0.46$ ,  $p = 0.00$ ) y pie ( $r = 0.50$ ,  $p = 0.00$ ).



**Figura 11.** Correlación del peso total y la cantidad de pigmentos identificados en los tejidos de *C. articulatus*.

### **7.3. Identificación y cuantificación de la composición de pigmentos entre tejidos**

De acuerdo con los estándares disponibles y sus cromatogramas, se lograron identificar en general para los tres tejidos (víscera, gónada, pie) 19 pigmentos carotenoides, principalmente del grupo de las xantofilas. En particular, en las muestras de vísceras se encontró un pigmento del grupo de los carotenos ( $\alpha$ -Caroteno) y además un pigmento que no fue posible identificarlo y se etiquetó como X1. La cantidad, tipo y promedio  $\pm$  desviación estándar de pigmentos identificados en cada tejido se muestran en la Tabla 2. Dos pigmentos del grupo de las xantofilas fueron comunes para los tres tejidos: cantaxantina y zeaxantina (Tabla 2). Asimismo, se encontraron metabolitos e isómeros de clorofila *a* que se comparten entre los tres tejidos (Tabla 2).

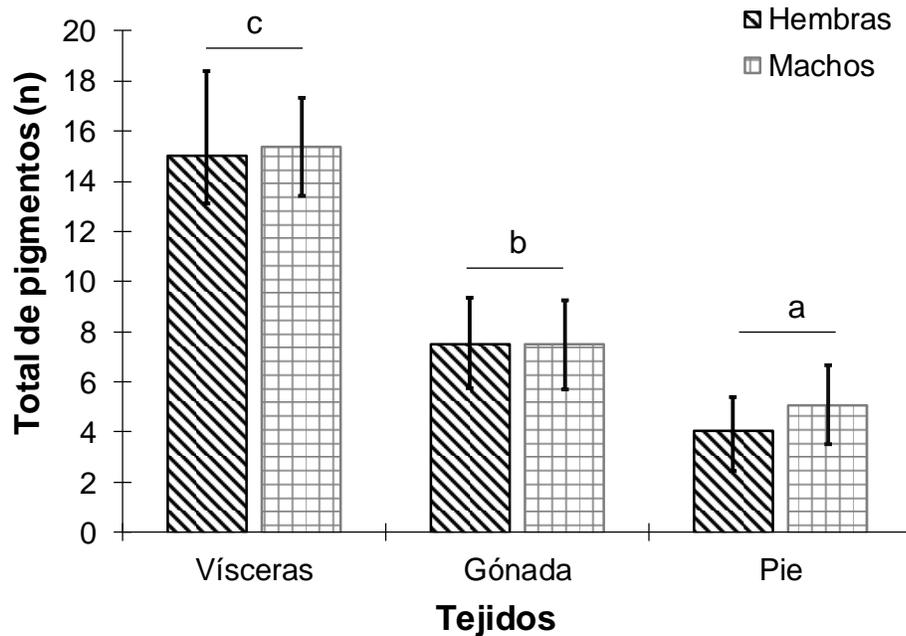
El pigmento X1, a pesar de que no pudo ser identificado, mostró un espectro de absorción caracterizado por tres picos máximos de longitud de onda: 387, 423 y 693 nm. Este pigmento X1 fue aislado para una posterior identificación.

**Tabla 2.** Pigmentos identificados en vísceras, gónada y músculo de *C. articulatus*. Los pigmentos están ordenados de acuerdo con el tiempo de retención observado en los cromatogramas.

<b>TEJIDOS</b>	<b>PIGMENTOS</b>
Vísceras 15 ± 3 pigmentos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• X1</li> <li>• Fucoxantina</li> <li>• Violaxantina</li> <li>• Diadinoxantina</li> <li>• Dincoxantina</li> <li>• Astaxantina</li> <li>• Aloxantina</li> <li>• Diatoxantina</li> <li>• <b>Zeaxantina</b></li> <li>• Luteína</li> <li>• <b>Cantaxantina</b></li> <li>• Clorofila a</li> <li>• Epímero clorofila a</li> <li>• α-Caroteno</li> </ul>
Gónada 7 ± 2 pigmentos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Astaxantina</li> <li>• <b>Zeaxantina</b></li> <li>• Luteína</li> <li>• <b>Cantaxantina</b></li> <li>• Clorofila a</li> <li>• Alomero clorofila a</li> <li>• Epímero clorofila a</li> </ul>
Músculo 5 ± 2 pigmentos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Zeaxantina</b></li> <li>• <b>Cantaxantina</b></li> <li>• Clorofila a</li> <li>• Alomero clorofila a</li> <li>• Epímero clorofila a</li> </ul>

*Los pigmentos resaltados en negritas son los comunes entre los tres tejidos analizados.*

En vísceras se encuentra la mayor cantidad de pigmentos totales con un promedio de 15 ± 3 pigmentos, seguido de gónada 7 ± 2 y pie 5 ± 2 (Figura 12, Tabla 2). La composición de pigmentos muestra diferencias significativas entre los tejidos vísceras, gónada y pie ( $F(2, 237) = 516.44, p = 0.00$ ). Por otra parte, la composición de pigmentos por cada tejido no mostró diferencias significativas entre machos y hembras ( $F(1, 238) = 1.5961, p = 0.20$ ) (Figura 12).



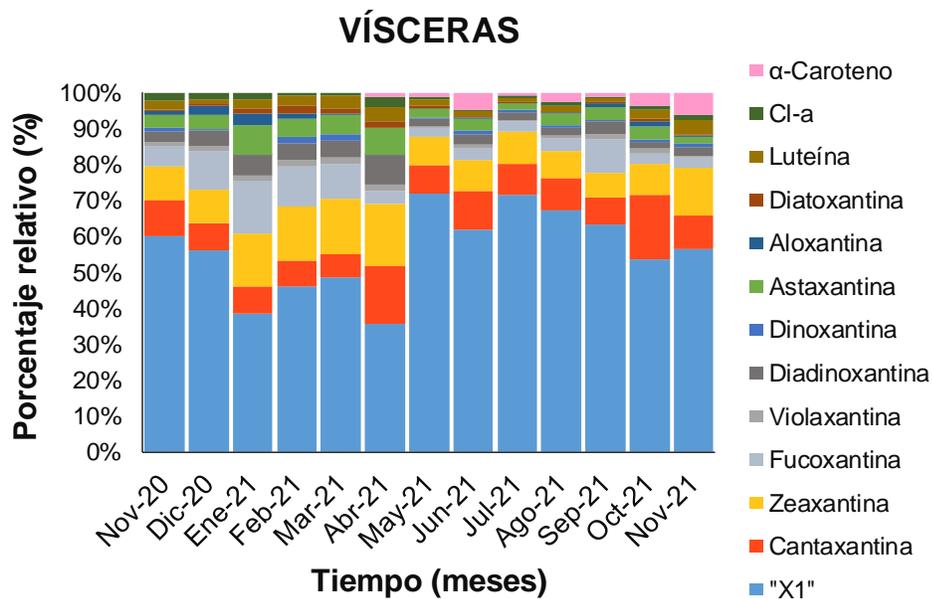
**Figura 12.** Total de pigmentos identificados en los tejidos de vísceras, gónada y pie de *C. articulatus*.

#### 7.4. Variación estacional de la composición de pigmentos en los tejidos

En las figuras 13, 14 y 15, se muestra de manera general, la variación estacional en promedio de porcentaje relativo (%PR) de la composición de pigmentos en vísceras, gónada y pie de *C. articulatus*.

##### 7.4.1 Pigmentos en vísceras

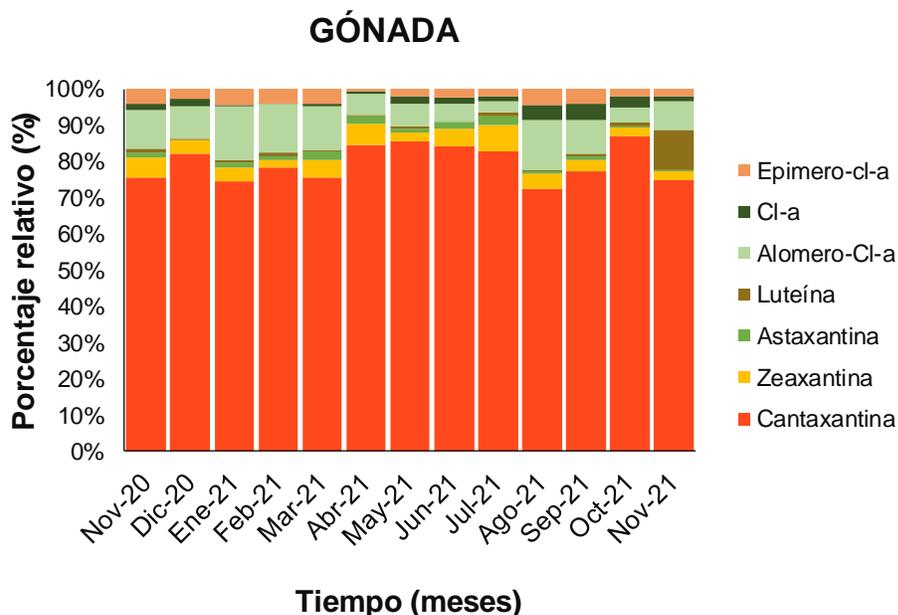
En vísceras (Figura 13), el pigmento mayoritario fue el etiquetado como X1, encontrándose en un promedio del 44% durante todo el periodo de análisis, mínimamente en un 17% y un máximo del 63%. De igual manera, la cantaxantina y zeaxantina estuvieron presentes en un porcentaje menor al 10%. Particularmente, se encontró un mínimo del 4% y un máximo del 15% de cantaxantina y un mínimo de zeaxantina del 6% y un máximo del 11%.



**Figura 13.** Composición estacional de pigmentos (%) en vísceras.

#### 7.4.2 Pigmentos en gónada

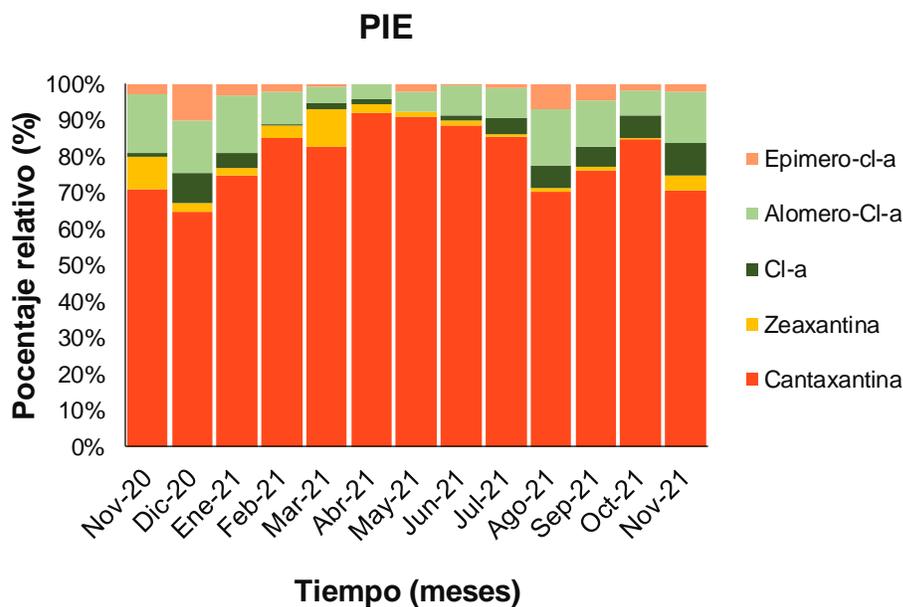
En gónada (Figura 14), la cantaxantina se encontró en un promedio del 77%, convirtiéndose así en el pigmento mayoritario de este tejido; mínimamente estuvo presente en un 73% y en un máximo del 84%. En cambio, la zeaxantina estuvo presente aproximadamente en un promedio del 4% durante todo el año; con un porcentaje mínimo del 2% y un máximo del 6%.



**Figura 14.** Composición estacional de pigmentos (%) en gónada.

### 7.4.3 Pigmentos en pie

Los resultados de la proporción de pigmentos identificados en el pie (Figura 15) durante el periodo de análisis fueron similares a los encontrados en gónada. Coincidió que el pigmento mayoritario fue cantaxantina presente en un promedio del 74% con un porcentaje mínimo del 56% y un máximo del 89%; como pigmento minoritario fue la zeaxantina presente en un promedio del 3% durante todo el periodo de análisis (mínimamente en un 0.2% y máximo un 7%).



**Figura 15.** Composición estacional de pigmentos (%) en pie.

### 7.5. Composición de pigmentos en vísceras

Debido a que en vísceras se mostró el mayor número de pigmentos, solo a este tejido se le realizó un análisis de componentes principales para evaluar la variación estacional de la composición de pigmentos durante el tiempo de muestreo. Los resultados arrojaron que la mayor variación de los datos se encuentra dentro de los primeros cuatro componentes (Tabla 3), los cuales explican casi el 70% de la variabilidad total de los datos analizados.

**Tabla 3.** Ponderaciones de los eigenvalores, varianza total y valores acumulativos para cada componente principal.

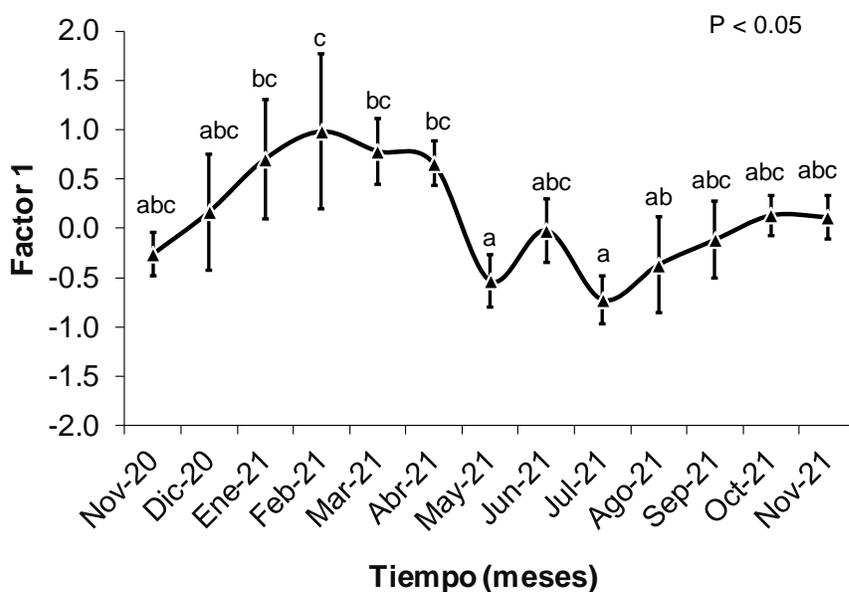
<b>Factores</b>	<b>Eigenvalor</b>	<b>Varianza total (%)</b>	<b>Eigenvalor acumulativo</b>	<b>Varianza acumulativa (%)</b>
1	4.2	30.1	4.2	30
2	2.6	18.3	6.8	48
3	1.4	9.9	8.2	58
4	<b>1.3</b>	<b>9.2</b>	<b>9.5</b>	<b>68</b>

Los valores de los factores-scores indican que las variables significativas (Tabla 4, Figura 16) para el factor 1 fueron los pigmentos X1, violaxantina, diadinoxantina, astaxantina, diatoxantina, zeaxantina y luteína; lo cual permite inferir las posibles fuentes de alimento que *C. articulatus* estuvo consumiendo en ese periodo. Durante la primera mitad del año (Nov-20 a Abr-21), que corresponde a las estaciones invierno-primavera, existe una correlación positiva para la diadinoxantina, astaxantina, diatoxantina, y zeaxantina; y en menor grado la violaxantina y luteína, indicando que en este periodo hubo una mayor disponibilidad de alimento en comparación con el resto del año. Con respecto al X1, este pigmento se correlacionó negativamente; es decir que, mientras hubo una mayor abundancia de alimento su concentración fue menor y cuando la disponibilidad de alimento disminuyó (en verano-otoño) aumentó la concentración del pigmento X1 en las vísceras de *C. articulatus*, es decir, se muestra un patrón inverso a la mayor abundancia de Chl-*a*. Este primer factor se correlacionó positivamente ( $r = 0.76$ ,  $p < 0.05$ ) con la concentración de Chl-*a* e inversamente ( $r = -0.73$ ,  $p < 0.05$ ) con la temperatura superficial del mar (TSM), indicando que los quitones aprovecharon la mayor disponibilidad de alimento que ocurrió durante el invierno y primavera, la disminución en la cantidad de alimento también se vio reflejada en los tejidos del quitón durante el resto del año. También es importante remarcar, la relación inversa entre la productividad primaria y la TSM.

**Tabla 4.** Ponderación de factores (factor loadings) obtenidos a través del análisis de la composición de pigmentos en vísceras a través de componentes principales (CP) y la correlación de los CP con la variabilidad ambiental

Variación (%)	Factor 1	Factor 2	Factor 3	Factor 4
X1	<b>-0.8</b>	0.2	0.0	0.0
Fucoxantina	0.1	<b>-0.8</b>	0.0	0.1
Violaxantina	0.6	-0.2	-0.1	0.4
Diadinoxantina	<b>0.8</b>	-0.2	-0.2	0.1
Dinoxantina	0.4	0.3	0.2	-0.5
Astaxantina	<b>0.8</b>	-0.1	-0.3	0.2
Aloxantina	-0.1	-0.5	0.6	0.4
Diatoxantina	<b>0.7</b>	-0.3	-0.1	-0.2
Zeaxantina	<b>0.8</b>	0.3	0.2	-0.2
Luteína	0.6	0.4	0.4	-0.1
Cantaxantina	0.4	0.4	-0.2	<b>0.7</b>
Clorofila-a	-0.1	-0.3	<b>0.7</b>	0.2
$\alpha$ -Caroteno	0.2	0.6	0.4	0.1
<i>Coefficientes de correlación</i>				
Chl-a	<b>0.76</b>	<b>0.79</b>	-0.02	-0.04
TSM	<b>-0.73</b>	<b>-0.70</b>	-0.21	0.41

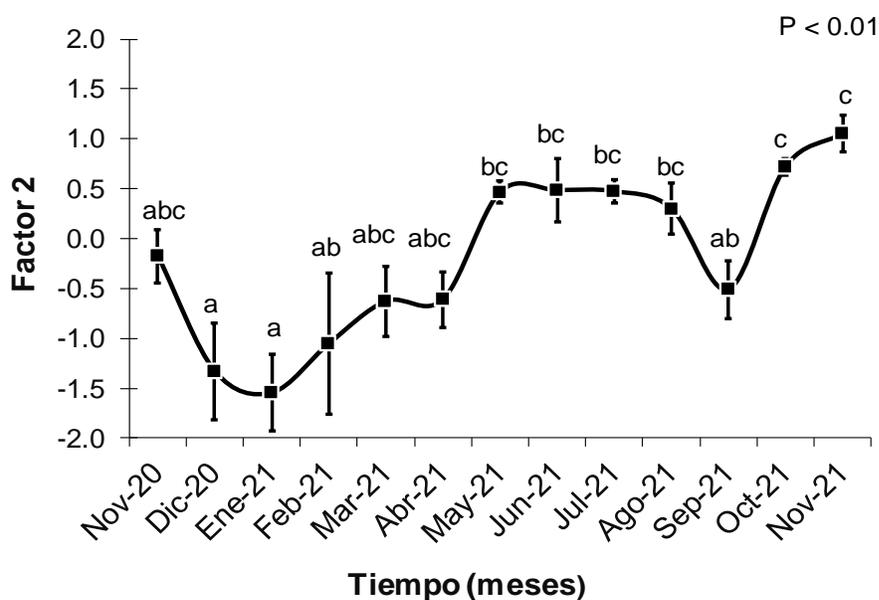
Los factores de porcentajes significativos ( $\geq 0.7$ ) y correlaciones significativas con las variables ambientales se muestran en negritas. Significancia estadística =  $P < 0.05$ ,  $P < 0.01$ .



**Figura 16.** Variaciones estacionales del factor 1 obtenido a partir de la composición de pigmentos en vísceras de *C. articulatus*.

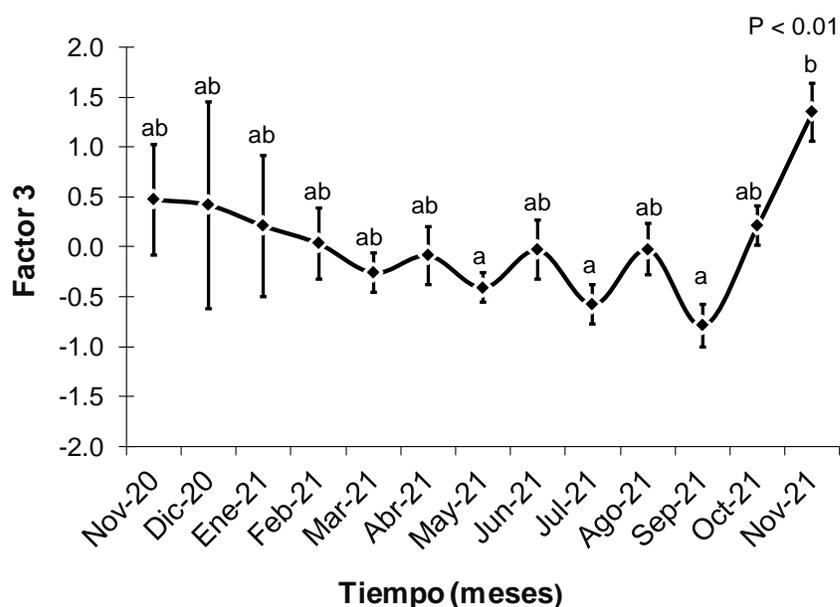
En el factor 2 (Figura 17), los valores de los factors-scores indican que las variables significativas (Tabla 4) son la fucoxantina, y en menor grado el  $\alpha$ -Caroteno. Existe una correlación positiva con el  $\alpha$ -Caroteno, por lo tanto, durante la primera mitad del año se observó una baja concentración para posteriormente aumentar en verano y otoño. En cambio, la fucoxantina se correlacionó negativamente, es decir, durante invierno-primavera (primera mitad del año) hubo una mayor concentración para luego disminuir durante el resto del año.

Por lo tanto, se puede inferir que en invierno-primavera, *C. articulatus* también se estuvo alimentando de diatomeas y algas pardas, debido a que la fucoxantina es el pigmento característico de estos grupos de algas. Asimismo, el factor 2 se correlacionó significativa y positivamente ( $r = 0.79$ ,  $p < 0.05$ ) con la Chl-*a*, pero inversamente ( $r = -0.70$ ,  $p < 0.05$ ) con la TSM. Sosteniendo así, que específicamente en este periodo: Nov-20 a Abr-21 existió una gran variedad en los tipos de alimento y una abundancia del mismo, los cuales estuvieron fuertemente relacionados con las bajas temperaturas.



**Figura 17.** Variaciones estacionales del factor 2 obtenido a partir de la composición de pigmentos en vísceras de *C. articulatus* durante los meses de muestreo.

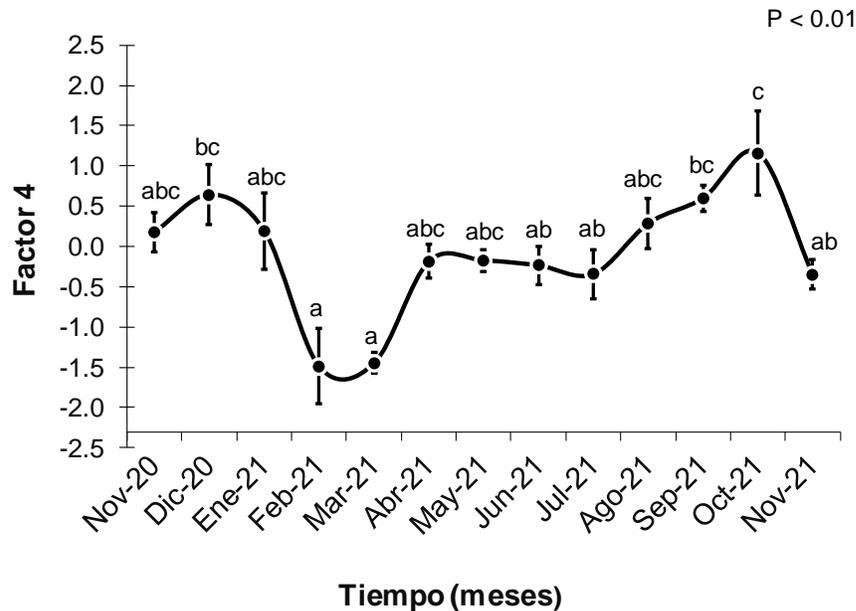
Los resultados de los valores de los factores-scores indican que las variables significativas (Tabla 4 y Figura 18) para el factor 3 es clorofila *a*, y en menor grado la aloxantina. Ambos pigmentos se correlacionaron con el factor de manera positiva, manteniéndose relativamente constantes a lo largo de todo el periodo, con un leve aumento a inicios del invierno del 2021. La clorofila *a* se encuentra en todos los grupos de micro- y macroalgas y la aloxantina es específica de las criptofitas, las cuales comparten características con las algas rojas. Estos resultados sugieren que *C. articulatus* tuvo disponibilidad constante de alimento de origen vegetal durante todo el año. No se observó una correlación del factor 3 con las variables ambientales (Chl-*a* y TSM).



**Figura 18.** Variables estacionales del factor 3 obtenido a partir de la composición de pigmentos en tejidos de *C. articulatus* durante los meses de muestreo.

En el factor 4 (Figura 19), solo se obtuvo una variable significativa, la cantaxantina, la cual se correlacionó positivamente con el factor. La mayor concentración de cantaxantina se obtuvo en los meses de Nov-20 a Ene-21 (fin del otoño e inicio del invierno), posteriormente, bajó su concentración en primavera para luego incrementar y mantenerse constante durante el verano (Abr a Jul 21), finalmente aumentar al inicio del otoño 2021.

La cantaxantina es un pigmento específico de algas verdes, algas doradas, haptofitas, bacterias, levaduras, y crustáceos o parte ellos, como detritos. Por lo que se puede inferir que *C. articulatus* se estuvo alimentando preferentemente de estas posibles fuentes de alimento en el invierno 2020 y parte del verano-otoño 2021. No se observó una correlación del factor 3 con las variables ambientales (Chl-*a* y TSM).



**Figura 19.** Variable estacional del factor 4 obtenido a partir de la composición de pigmentos en tejidos de *C. articulatus* durante los meses de muestreo.

### 7.6. Índices somáticos, reproductivos y factor de condición de los tejidos

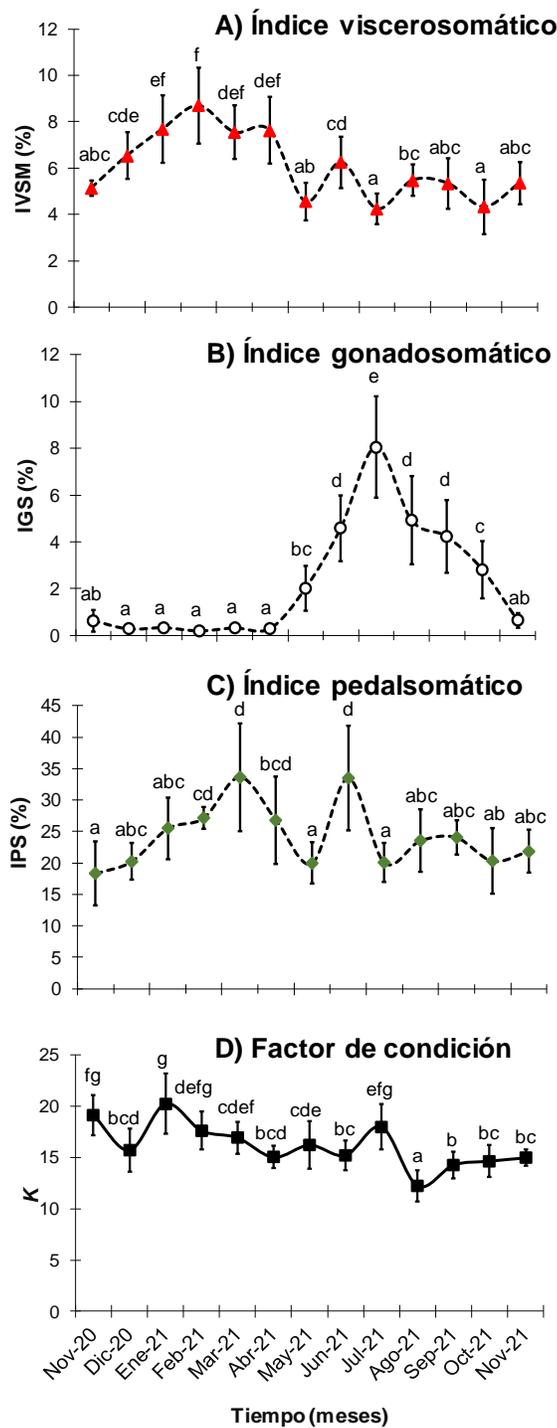
El índice viscerosomático (IVSM%) (Figura 20A) muestra una tendencia de aumento en la primera mitad del año (Nov-20 a Abr-21) correspondiente a invierno-primavera, estos resultados indican un aumento en el tamaño de las vísceras que se correlacionan con la abundancia de alimento en ese mismo periodo (resultados del factor 1). Posteriormente, se tuvo una disminución leve durante el verano y otoño. Sin embargo, durante todo el año, el IVSM% se mantuvo en un  $6.06 \pm 1.03\%$ , sugiriendo que en este periodo *C. articulatus*, siempre tuvo disponibilidad de alimento que aprovechó constantemente para alimentarse.

Caso contrario, el índice gonadosomático (IGS%) (Figura 20B) indicó valores muy bajos para el periodo de Nov-20 a Abr-21; teniendo un aumento pronunciado en la segunda

mitad del año (verano-otoño) en particular en el mes de julio; este aumentó del IGS% se correlacionó inversamente con la variables ambientales de Chl-*a* ( $r = -0.80$ ,  $p < 0.05$ ) y positivamente con la TSM ( $r = 0.82$ ,  $p < 0.05$ ); es decir, que coincide el aumento de la temperatura con el incremento de la maduración de los gametos en la gónada de *C. articulatus*. El valor promedio anual del IGS% fue de  $2.25 \pm 0.81\%$ .

En el caso del índice pedalsomático (IPS%) (Figura 20C) este mostró una tendencia estable, es decir, sus valores se mantuvieron entre el 20 y 35% a lo largo del año lo que indicó que la masa muscular de *C. articulatus* fue constante. Sin embargo, en los meses de marzo y junio se señalan dos picos correspondientes al 33.64% y 33.47%, respectivamente; con un valor promedio anual del IPS% del  $24.22 \pm 4.71\%$ .

El factor de condición (*K*) (Figura 20D) mostró una tendencia constante con valores aproximados de 12 a 20 durante el periodo, lo que sugiere que *C. articulatus* se mantiene relativamente estable en sus funciones de nutrición, locomoción, reproducción y en sus procesos metabólicos. En los meses de Nov-20, Ene-21 (invierno) y Jul-21 (verano) se muestran los valores más altos con 19, 20 y 18, respectivamente. El valor promedio anual de *K* fue de  $16 \pm 2$ .



**Figura 20.** Índices biológicos y reproductivo analizados de los distintos tejidos de *C. articulatus*. **A)** Índice somático de vísceras: viscerosomático (IVSM%); **B)** Índice reproductivo de gónada: gonadosomático (IGS%); **C)** Índice somático de pie: pedalsomático (IPS%); **D)** Factor de condición (*K*).

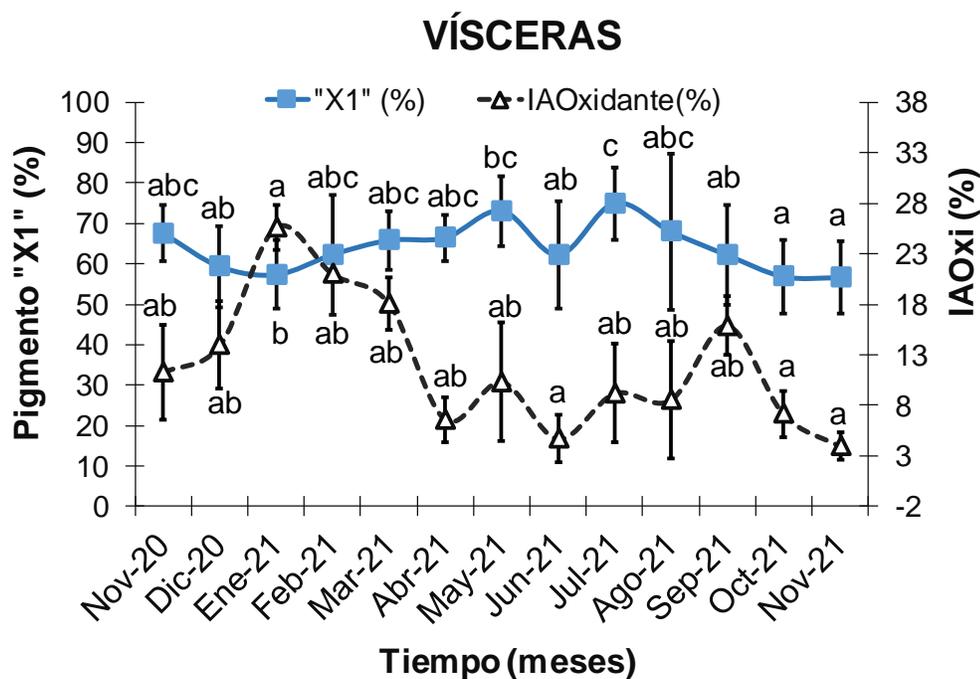
## **7.7. Potencial antioxidante (IAOxidante %) en los tejidos**

El índice de potencial antioxidante (IAOxidante%) de la composición de pigmentos en los tejidos de *C. articulatus* se comparó solamente con los pigmentos mayoritarios encontrados en los mismos, los cuales fueron el pigmento X1 para vísceras y el pigmento cantaxantina para gónada y pie.

### **7.7.1. Potencial antioxidante *versus* pigmento X1 en vísceras**

En la Figura 21 se muestran los valores de porcentaje relativo (PR%) en el pigmento X1, los cuales se mantienen relativamente estables durante todo el año; sin embargo, se observa que en los meses de May-21 (73%) y Jul-21 (75%) tiene una tendencia a aumentar, coincidiendo con los valores altos de la TSM y con la correlación negativa que tuvo en el factor 1, sugiriendo de esta manera que durante las temperaturas altas características del verano, este pigmento se encuentra en abundancia en las vísceras de *C. articulatus*.

En cuanto al IAOxidante%, los valores más altos (18-26%) se presentaron en el primer trimestre del año 2021 (Ene a Mar) correspondiente a invierno-primavera, posteriormente, disminuyó levemente a un 16% durante el verano-otoño; estos resultados coinciden con la tendencia que presentó en el IVSM%. Sin embargo, en la primera mitad del periodo se tiene una tendencia inversa, es decir, cuando el IAOxidante% aumenta, X1 disminuye su porcentaje, sosteniendo nuevamente la participación de X1 en las vísceras del quitón cuando la abundancia de alimento disminuye y ocurren altas temperaturas.



**Figura 21.** Pigmento X1 e índice potencial antioxidante (%) en vísceras.

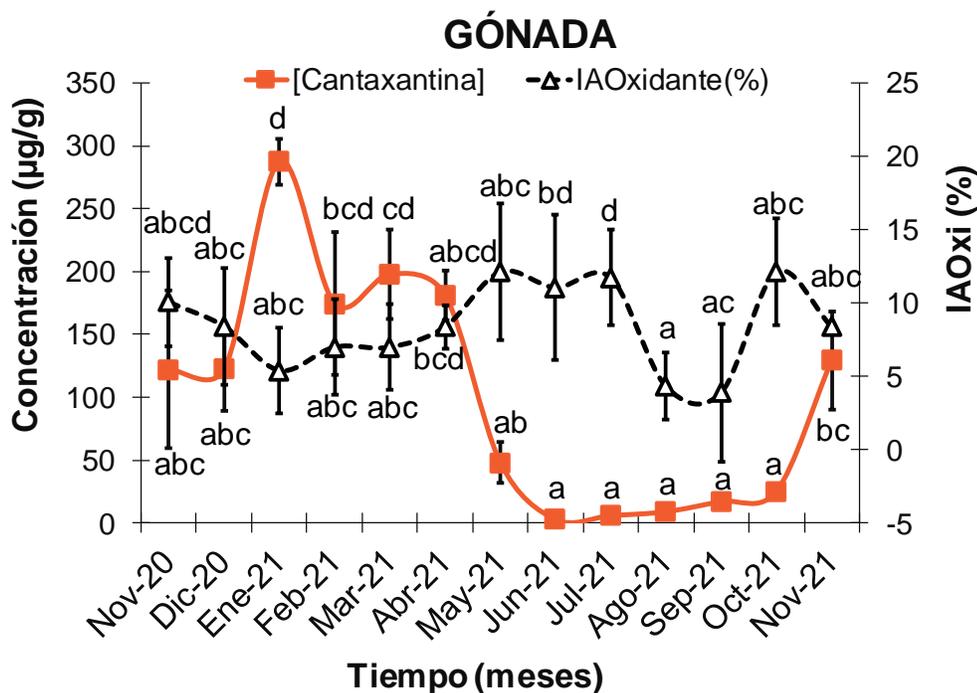
### 7.7.2. Potencial antioxidante *versus* cantaxantina en gónada

La mayor concentración de cantaxantina [Cx] en gónada se observó en la primera mitad del año de Dic 2020 a Abr 21, particularmente en el mes de Ene-21 se obtuvo un pico máximo de 287 µg/g; este periodo coincide con las gónadas inmaduras de *C. articulatus*; una vez, que inicia la segunda mitad del año, a partir de mayo a octubre 2021 la [Cx] disminuye drásticamente. En comparación con la tendencia del IGS% y [Cx], estos resultados indican un comportamiento inverso, indicando así que, al iniciar la maduración gonadal y, por ende, la etapa reproductiva de *C. articulatus* la [Cx] es muy baja (Figura 22).

Además, se comparó la [Cx] con las variables ambientales Chl-*a* y TSM. En gónada, la Chl-*a* se correlacionó positivamente con la [Cx] ( $r = 0.86, p < 0.05$ ) e inversamente con la TSM ( $r = -0.91, p < 0.05$ ), es decir, la concentración de cantaxantina disminuyó con el aumento de temperatura.

En comparación con el IAOxidante% este índice muestra una tendencia inversa, es decir, durante los meses de May a Jul y Oct 2021 su proporción aumentó, coincidiendo con los valores mínimos de [Cx] (3 µg/g); y en concentraciones altas de cantaxantina este índice

disminuye (primera etapa del periodo). Asimismo, se comparó los resultados obtenidos de este índice con las variables ambientales; IAOxidante% se correlacionó significativa- e inversamente ( $r = -0.73$ ,  $p < 0.05$ ) solamente con la TSM, sugiriendo que existe mayormente una participación de los pigmentos antioxidantes durante el verano (Figura 22).

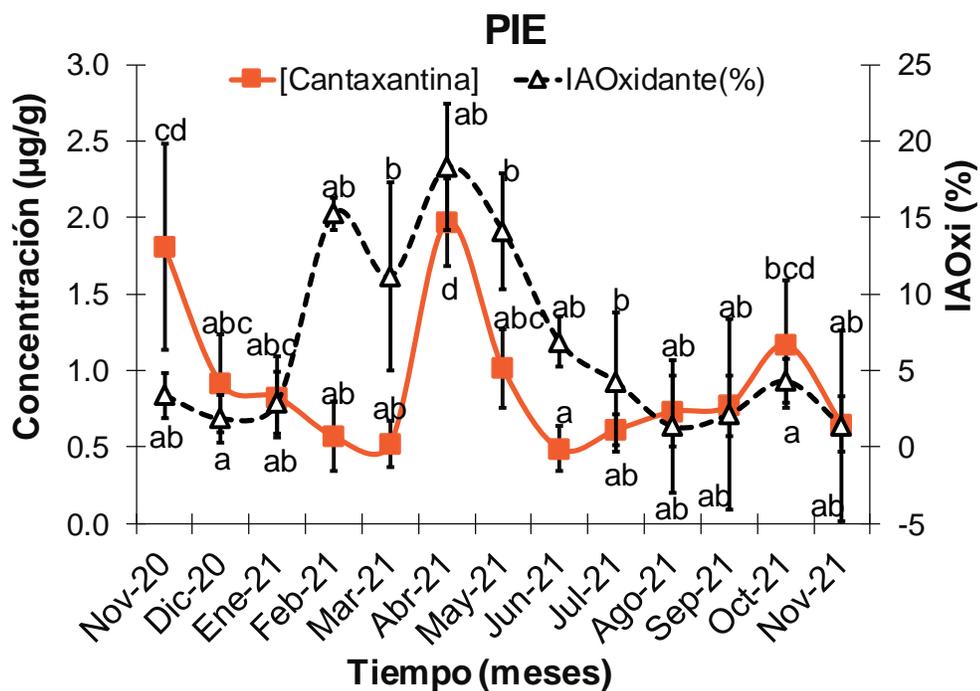


**Figura 22.** Concentración ( $\mu\text{g/g}$ ) de cantaxantina e índice potencial antioxidante (%) en gónada.

### 7.7.3. Potencial antioxidante versus cantaxantina en pie

La concentración de cantaxantina en el pie de *C. articulatus* oscila entre 0.5 y 1.0  $\mu\text{g/g}$  a lo largo del año. Esta tendencia es similar a los resultados obtenidos del IPS%, es decir, la [Cx] en el pie y la masa muscular de *C. articulatus* varía durante todo el periodo. Se observó un pico máximo de 2  $\mu\text{g/g}$  en Abr-21, justo antes de iniciar el verano. Posteriormente, a partir de May-21 se observa una disminución de este pigmento que coincide con el incremento de la temperatura. Por lo tanto, se compararon estos resultados con las variables ambientales; la TSM fue la única variable que se correlacionó de manera inversa ( $r = -0.60$ ,  $p < 0.05$ ) con la [Cx] en el pie; es decir, la concentración de cantaxantina disminuyó con el aumento de la temperatura (Figura 23).

En cuanto al IAOxidante% se observa que, a partir de Feb-21 tiene una tendencia similar a la observada en [Cx], coincidiendo con el pico máximo de este pigmento (May-21). A pesar de que el potencial antioxidante no se correlacionó con las variables ambientales, este disminuyó en los meses de verano característico de las altas temperaturas (Figura 23).



**Figura 23.** Concentración (µg/g) de cantaxantina e índice de potencial antioxidante en pie.

## 8. DISCUSIÓN

### 8.1. Variabilidad ambiental de Chl-*a* y TSM en el área de muestreo

En el área de Barras de Piaxtla, Sinaloa durante el invierno-primavera se tuvieron concentraciones altas de Chl-*a* (7.4 mg m<sup>-3</sup>) y temperaturas bajas; en cambio en la segunda mitad del año que corresponde a verano-otoño, la concentración de Chl-*a* disminuyó y la TSM aumentó. Estos resultados son similares con lo reportado por López Magaña (2022) para el periodo 1997-2016 en la región central de Mazatlán, Sinaloa; sus resultados indicaron que durante el invierno (diciembre a marzo) se presentó la mayor concentración de Chl-*a* acompañada de bajas temperaturas, en comparación con el verano (junio a septiembre) que registraron concentraciones bajas de Chl-*a* y altas temperaturas; previamente ya se ha reportado para esta zona valores máximos en la temperatura superficial del mar para los meses que corresponden al verano: julio y agosto (López Magaña 2022). Dichas variaciones en las concentraciones de Chl-*a* y la TSM se asociaron a las surgencias costeras que ocurren normalmente durante este periodo.

Lo anterior puede explicarse a través del proceso oceanográfico de surgencia, el cual es ocasionada por el incremento de los vientos que provocan que las masas de agua fría del océano, ricas en nutrientes inorgánicos, ascienden hacia la superficie favoreciendo la proliferación de productividad primaria (Barocio-León *et al.* 2007); de esta manera, al aumentarse la productividad primaria del océano ésta se verá reflejada en los niveles de Chl-*a*. Además, se espera que las condiciones sean favorables para el resto de la productividad primaria del mar, incluyendo macroalgas y otros vegetales como pastos marinos que coincidan en el tiempo y espacio (Gaxiola-Castro *et al.* 2010).

En contraparte, durante el verano que se caracteriza por sus altas temperaturas, la intensidad en los vientos disminuye, lo que provoca que las aguas oceánicas queden estratificadas ocasionando poca disponibilidad de nutrientes y en consecuencia una disminución en el crecimiento del fitoplancton (Muller-Karger *et al.* 1991, Alonso-Rodríguez 2004). Por lo tanto, se infiere que en Barras de Piaxtla, Sinaloa la productividad primaria florece a finales del año cuando la temperatura disminuye (invierno-primavera) y genera una mayor disponibilidad de nutrientes y, por ende, una mayor abundancia de alimento.

## **8.2. Cantidad de pigmentos en relación a la talla y peso de *C. articulatus***

Los resultados indican una correlación negativa entre la cantidad de pigmentos acumulados en vísceras y la longitud total de *C. articulatus*; es decir, en tallas más grandes se acumula una menor cantidad de pigmentos en las vísceras. Caso contrario sucedió con la gónada y el pie, ya que a mayor longitud mayor cantidad de pigmentos acumulados en estos tejidos. Asimismo, existió una correlación negativa entre la cantidad de pigmentos acumulados en vísceras y el peso total de *C. articulatus*, es decir, en pesos mayores se encontró menor acumulación en las vísceras en comparación con la gónada y el pie, ya que en estos tejidos hubo mayor acumulación de pigmentos en pesos mayores.

Lo anterior podría explicarse desde la perspectiva de una posible selectividad por el alimento, es decir, probablemente los quitones adultos están consumiendo una mayor variación de alimento en comparación con los juveniles. Hipotéticamente, se podría pensar que los quitones adultos son más generalistas (comen de todo lo que se encuentran en el intermareal) y los juveniles más selectivos en su alimento (especialistas); por lo que se puede deducir que los quitones adultos y juveniles tienen distintos hábitos de alimentación.

Con respecto a los resultados obtenidos en el pie, en este trabajo se observó que los quitones de mayor tamaño se encontraban expuestos al oleaje característico del intermareal. Lo anterior, coincide con lo descrito por Flores-Campaña *et al.* (2007), que dedujo que las mayores tallas de *C. articulatus* se encontraban en las rocas con una alta exposición al oleaje de la Isla Pájaros en Mazatlán. Por lo que, eventualmente se podría inferir que el quitón al estar expuesto a la energía que proviene de las grandes olas, estarían necesitando una mayor cantidad de pigmentos para facilitar la locomoción y proteger el pie del estrés térmico, la desecación, y la irradiación solar que caracteriza a la zona intermareal.

### 8.3. Identificación y cuantificación de la composición de pigmentos entre tejidos

La cantidad (como número) de pigmentos varió de acuerdo con el tejido de *C. articulatus*, encontrándose la mayor cantidad en vísceras, seguido de gónada y finalmente pie. Esta variación podría estar relacionada con el rol funcional que tienen los pigmentos en la fisiología de cada uno de los tejidos de acuerdo con el hábitat en el cual se encuentra el quitón. Tsushima *et al.* (1989) analizó pigmentos para seis especies de dos familias de quitones de dos hábitats diferentes (intermareal rocoso expuesto y submareal no expuesto) y observó un gradiente en la acumulación de la cantidad de pigmentos entre tejidos (11 pigmentos en vísceras, 10 en gónada y 8 en pie) en el quitón intermareal expuesto *Liolophura japonica* de la familia Chitonidae, mientras que para el quitón bentónico submareal *Cryptochiton stelleri* de la familia Acanthochitonidae, la cantidad de pigmentos fue similar entre los tejidos.

*Chiton articulatus*, así como *L. japonica* son habitantes del intermareal rocoso expuesto al oleaje e intemperismo característico de este hábitat, ambos organismos pertenecen a la familia Chitonidae y mostraron este gradiente en la cantidad de pigmentos: la mayor cantidad en vísceras, seguido de gónada y finalmente en el pie. Esto sugiere que la cantidad de pigmentos tiene una relación con la alimentación disponible de acuerdo con el hábitat, en el que es de esperarse que haya diferencias en los tipos y cantidad de algas en el intermareal con respecto a las que se encuentran en el bentos, por lo que los chitones aprovechan diferentes fuentes de alimento, las cuales se ven reflejadas en la composición bioquímica (*i.e.* pigmentos) de los tejidos, particularmente en las vísceras (Sigwart y Schwabe 2017). El quitón *C. articulatus* de acuerdo con su anatomía radular y relación rádula-cuerpo sugiere ser un organismo con un tipo de alimentación detritívoro u omnívoro (Ramirez-Santana 2021); sin embargo, en este trabajo se puede apreciar que el componente vegetal (micro- y macroalgas) que consume este organismo es de gran importancia, por lo que a esta especie de chitón debe de considerarse también como una especie altamente herbívora.

#### 8.4. Variación estacional de la composición de pigmentos en los tejidos

Los resultados arrojaron que existió una notable variación estacional en la composición de pigmentos en los tejidos de vísceras, gónada y pie durante el periodo 2020-2021. Esta variación en la composición de pigmentos está directamente relacionada con las variables ambientales de Chl-*a* y TSM (Fig. 15), tal y como se ha descrito para otros ecosistemas (Barocio-León *et al.* 2007). Es decir, que la zona intermareal de Barras de Piaxtla, Sinaloa durante el invierno-primavera (Nov-20 a Abr-21) tuvo las condiciones favorables para que se generará una mayor abundancia de productividad primaria (alimento), la cual disminuyó durante el verano-otoño (May-21 a Nov-21). Consecutivamente, al tener mayor disponibilidad de alimento *C. articulatus* aprovechó para alimentarse abundantemente durante este periodo, lo cual se reflejó una mayor acumulación de pigmentos en sus tejidos. Demostrando con esto, que los pigmentos pueden utilizarse de manera efectiva para determinar las fuentes de alimento que consumen los organismos durante alguna temporada.

Lo anterior es similar a lo reportado por Hurtado-Oliva *et al.* (2012) que analizó la variación estacional (Abr-2005 a Abr-2006) del contenido de pigmentos en el tejido de las hembras de *Crassostrea corteziensis* con el objetivo de ser utilizados como indicadores indirectos de la disponibilidad de alimento. Esta especie fue recolectada en las raíces del mangle en una zona intermareal cerca de la Laguna de Ceuta, Sinaloa. Se encontró que la concentración total de pigmentos y sus metabolitos en los tejidos de *C. corteziensis* osciló durante todo el periodo de análisis: mostrando sus valores más bajos entre Abr-Oct 2005 y los valores más altos de Nov-2005 hasta Abr-2006 (correspondiente a invierno-primavera); de la misma manera, este patrón de variación se presentó en todos los pigmentos individualmente. Los principales pigmentos identificados en los tejidos de esta especie fueron clorofila *a*, feoforbide *a*, feofitina *a*, pirofeofitina, fucoxantina, zeaxantina y luteína; observando una mayor presencia de feoforbide *a* como el metabolito más abundante de la clorofila *a*. Esta variación en el patrón de pigmentos se atribuye a que existe al final del otoño e inicio del invierno una abundancia de fitoplancton y, por ende, se genera un incremento en la disponibilidad y tipo de alimento para *C. corteziensis* durante este periodo; además, lo anterior se respalda con los altos valores que se obtuvieron de los productos de degradación de la

clorofila (feoforbide *a*, feofitina *a* y pirofeofitina), ya que son buenos indicadores de una alta disponibilidad de alimento. De esta manera, Hurtado-Oliva *et al.* (2012) determinó que el contenido de pigmentos en los tejidos de *C. corteziensis* dependerá directamente del tipo y abundancia de alimento disponible que consuman los organismos.

Sin embargo, a pesar de que hubo una acumulación de distintos tipos de pigmentos a lo largo del tiempo, la proporción de los pigmentos mayoritarios en los tres tejidos de *C. articulatus* fue de: X1 (44%), cantaxantina (76%) y zeaxantina (4%). Respecto a estos porcentajes relativos, son similares a lo reportado para el quitón *L. japonica*, siendo cantaxantina (3-40%) y zeaxantina (1-22%), entre otros pigmentos mayoritarios, los que encontró este autor (Tsushima *et al.* 1989). Probablemente, la cantaxantina y zeaxantina poseen importantes características en la fisiología de los tejidos en donde se acumulan en las especies de quitón, lo cual se discutirá más adelante.

#### **8.4.1 Pigmentos en vísceras**

Fue en las vísceras de *C. articulatus* donde se encontró la mayor cantidad de pigmentos acumulados (Anexo 1), debido a que es el primer órgano receptor de alimento. Es decir, además de obtener energía, el quitón puede almacenar diversos compuestos provenientes del alimento que no puede sintetizar (*i.e.* pigmentos) para posteriormente utilizarlos en necesidades específicas del organismo (Schmidt-Nielsen 1976). Asimismo, su alimentación está estrechamente relacionada con su hábitat, el intermareal rocoso, ya que utiliza la rádula (Shaw 2003) para raspar el alimento que se encuentra incrustado en las rocas. Posteriormente, el alimento pasa directamente a las vísceras del quitón donde los nutrientes y compuestos bioactivos (*i.e.* pigmentos) son digeridos, metabolizados, y almacenados.

A pesar de que no se logró la identificación del pigmento mayoritario X1 encontrado en las vísceras, el patrón que sigue este pigmento en el tejido de *C. articulatus* es que se encuentra en abundancia durante el verano-otoño, cuando hay menor disponibilidad de alimento y el quitón se encuentra en temporada reproductiva. Probablemente este pigmento se acumula como una reserva de alimento que el quitón necesita durante la reproducción.

#### 8.4.2 Pigmentos en gónada

Con los resultados obtenidos en gónada, se sugiere que ocurrió un proceso de movilización de pigmentos de vísceras hacia este tejido, pero en una menor cantidad; así como también disminuyó en su composición de pigmentos. Sin embargo, el pigmento mayoritario en la gónada fue cantaxantina, que se encontró presente durante todo el año. Esta movilización de pigmentos podría corresponder a las variaciones estacionales relacionadas directamente con los cambios en la composición del fitoplancton, la gametogénesis, vitelogénesis o en el desove del organismo, es decir, las variaciones ambientales van a generar mecanismos de adaptabilidad en los organismos para contrarrestar dichos cambios y como resultado cambiarán la composición de sus pigmentos en sus tejidos (Borodina y Zadorozhny 2021). Lo anterior también puede explicarse desde el punto de vista fisiológico, es decir, probablemente la cantaxantina está interviniendo en el desarrollo de la gónada, particularmente en la gametogénesis, de *C. articulatus*.

Estos resultados podrían explicarse con lo descrito por Cheesman *et al.* (1967) que reporta que las carotenoproteínas son complejos pigmento-proteína que se encuentran principalmente en gónadas y exoesqueletos de invertebrados marinos. Menciona que la crustacianina (aislada de los crustáceos) es una carotenoproteína que funciona ayudando a estabilizar el pigmento astaxantina frente a una foto-oxidación y ayuda a la proteína a estabilizarse y proteger sus estructuras frente a una desnaturalización. Análogamente, Cheesman *et al.* (1967) infiere que la cantaxantina al unirse estequiométricamente con proteínas simples, lipoproteínas y glicoproteínas estén formando complejos similares que estén participando en la coloración protectora, foto-sensibilidad, transporte de electrones y actividad enzimática en las gónadas y exoesqueletos de los organismos. Así pues, la cantaxantina estaría participando en forma de carotenoproteínas en la gónada del quitón para brindarle una fotoprotección a través de sus coloraciones características: verde-oliva para hembras y rojizo-salmón para machos.

Además, es importante señalar que la cantaxantina, eventualmente, podría tener un efecto durante la gametogénesis de *C. articulatus*; proceso que se caracteriza por la formación de gametos, llamados óvulos y espermatozoides, respectivamente para cada sexo. En *C.*

*articulatus* se describen cinco estadios de desarrollo gonádico (Abadia-Chanona *et al.* 2016): I: Goniogénesis que corresponde a la proliferación de ovogonias en hembras y espermatogonias en machos; II: Desarrollo, III: Maduración, IV: Desovado y IV: Reposo.

Los resultados de un estudio realizado en *C. articulatus* en el estado de Oaxaca por Abadia-Chanona (2015) indican que el estadio de Goniogénesis y Desarrollo en hembras ocurrió en los meses de enero a marzo y en machos únicamente en enero y febrero; al compararlos con los resultados de este estudio, las altas concentraciones de cantaxantina coinciden con los meses de estadio de Goniogénesis y Desarrollo de *C. articulatus*, infiriendo así, que probablemente la cantaxantina se acumula durante la gametogénesis para actuar como una protección química en el desarrollo de la gónada. Lo anterior puede sustentarse desde la perspectiva de que los ovocitos y espermatozoides ya maduros (vitelogénicos) poseen una “protección física” que los rodea, simulando un “casco” con el objetivo de protegerlos cuando son expulsados al medio o bien para sostenerse en el sustrato e iniciar la fertilización, dicha protección es característica de los poliplacóforos (Abadia-Chanona 2015). Por lo tanto, probablemente la cantaxantina esté actuando en *C. articulatus* como un tipo de “protección química” en los ovocitos y espermatozoides en desarrollo.

#### **8.4.3 Pigmentos en pie**

Los resultados obtenidos en este tejido indican que hubo una movilización de pigmentos, principalmente de cantaxantina, hacia el pie de *C. articulatus*. Kantha (1989) menciona que los pigmentos carotenoides en los moluscos no se distribuyen de manera uniforme en los tejidos de estos organismos, sino que dependerán de los requerimientos funcionales de sus mismos tejidos.

El pie es el órgano de locomoción de *C. articulatus*, es el que le permite desplazarse a lo largo del intermareal rocoso que habita. Sin embargo, varios estudios realizados sobre la zona intermareal han demostrado que los organismos que viven en esta área están fisiológicamente adaptados al estrés ambiental que caracteriza a la región, es decir, estos organismos se han adaptado a los cambios bruscos de temperatura y a la desecación; estas adaptaciones se relacionan según la posición que tenga el organismo dentro del intermareal,

lo que explica las diferencias en los microhábitats y la exposición al oleaje (Broekhuysen 1940, Evans 1948). Además, es importante mencionar que los cambios de temperatura que sufren los organismos intermareales pueden afectar directamente en su tamaño, comportamiento y en sus adaptaciones morfológicas, ya que cada uno de los organismos experimentará distintos cambios corporales a pesar de que estén expuestos a las mismas condiciones agrestes (Helmuth 1998).

Como ya se ha mencionado, los carotenoides tienen un rol de protección antioxidante ante el estrés oxidativo que generaran los factores ambientales de la zona intermareal. Por lo tanto, se deduce que los quitones que están expuestos al estrés ambiental de la zona intermareal rocosa de Barras de Piaxtla (que se caracteriza por sus altas temperaturas, alta irradiancia, desecación e intensidad del oleaje), probablemente estén teniendo una protección antioxidante en el pie por parte del pigmento cantaxantina.

### **8.5. Composición de pigmentos en vísceras**

Los resultados obtenidos de la composición de pigmentos en vísceras, tuvieron una marcada variación estacional como consecuencia de los cambios en la composición del fitoplancton a lo largo del tiempo. Estas variaciones generaron pigmentos mayoritarios que estarían explicando las posibles fuentes de alimento de consumo de *C. articulatus* durante el periodo 2020-2021.

Los productores primarios, como las micro- y macroalgas y cianobacterias, tienen una composición de pigmentos especie-específicas que les permite ser utilizadas como biomarcadores para inferir posibles fuentes de consumo de alimento (Jeffrey *et al.* 1997). Las micro- y macroalgas representan una importante fuente de alimento para los organismos de niveles tróficos superiores; en ellas se sintetizan de manera específica, diferentes compuestos bioactivos como los pigmentos (Guschina y Harwood 2006).

Las costas de la bahía de Mazatlán, Sinaloa se caracterizan por ser uno de los centros principales con mayor productividad primaria (Osorio-Tafall 1943), ya que se han registrado 169 especies de microalgas, de las cuales 115 son especies de diatomeas, 31 dinoflagelados, 11 cianofitas, 7 clorofitas, 3 silicoflageladas y 2 euglenofitas; además, durante el otoño-

invierno se han registrado aumentos en los florecimientos algales nocivos (FAN) en esta zona (Cortés-Altamirano 2002).

Por lo tanto, de acuerdo con la composición de pigmentos encontrados en las vísceras, el quitón *C. articulatus* se alimentó de diversas fuentes vegetales, las cuales pudieron haber estado constituidas de lo siguiente: Durante la primera mitad del año que corresponde a invierno-primavera se infiere que se estuvo alimentando de micro- y macroalgas y cianobacterias por los pigmentos encontrados en sus vísceras durante este periodo:

- Diadinoxantina: pigmento característico en diatomeas, dinoflagelados, crisofitas y euglenoides (flagelados verdes).
- Astaxantina: pigmento característico en algunos grupos de bacterias, microalgas verdes de agua dulce y crustáceos o detritos de ellos.
- Diatoxantina: pigmento característico en diatomeas y primnesofitas.
- Zeaxantina: pigmento característico en cianobacterias, proclorofitas, algas rojas, algas verdes y flagelados verdes.
- Luteína: pigmento característico en algas verdes.

Sin embargo, el pigmento X1 se encontró de manera inversa, es decir, hubo mayor cantidad de este pigmento en verano-otoño; posiblemente debido a que se acumula como una reserva de alimento cuando el quitón está en temporada reproductiva.

Posteriormente, en el segundo periodo (verano-otoño) *C. articulatus* disminuyó su consumo de diatomeas y algas pardas debido a que se encontró una menor cantidad de fucoxantina en sus vísceras; la fucoxantina es un pigmento carotenoide del grupo de las xantofilas que se encuentra formando parte del complejo proteína fucoxantina-clorofila, el cual participa en la recolección de la luz en las diatomeas, además funge como fotoprotector (Gelzinis *et al.* 2015); este pigmento también es característico de las algas pardas. Algunos estudios mencionan, que las concentraciones de los pigmentos en los organismos que los sintetizan estará regulado principalmente por las condiciones de luz lo que podría generar conversiones de los mismos, es decir, en algunas especies de diatomeas la alta intensidad de luz genera bajas concentraciones de fucoxantina (Sánchez-Saavedra y Voltolina 2002).

Además, indica que durante el verano-otoño *C. articulatus* aprovechó la abundancia de otras algas, probablemente de algas y flagelados verdes los cuales sintetizan  $\alpha$ -Caroteno, pigmento encontrado en las vísceras de este quitón durante este periodo. La abundancia de algas y flagelados verdes coincide con la época de lluvias (verano) en Sinaloa, ya que durante este tiempo los aportes del agua de lluvia disminuyen la salinidad y, por ende, aumentan el crecimiento de grupos de fitoplancton asociados a aguas salobres y dulces, como lo son las prasinofitas o euglenofitas (López Magaña 2022).

Asimismo, durante todo el año se encontró clorofila *a* en las vísceras, lo que indicaría que todo el tiempo *C. articulatus* tiene disponible alimento de origen vegetal. Además, al vivir en la zona intermareal queda expuesto al alimento que crece en las charcas intermareales; lo anterior se confirma ya que se detectó aloxantina en sus vísceras, un pigmento que sintetizan las criptofitas, las cuales crecen en aguas estancadas y provienen de agua dulce, además comparten características con las rodofitas.

Preferentemente, *C. articulatus* se alimenta de detritos durante el otoño y el invierno, debido a que en este periodo se encontró en sus vísceras mayormente cantaxantina, probablemente proveniente de algunos grupos de algas verdes y algunos crustáceos o detritos de ellos.

Estas variadas fuentes de alimento que estuvo consumiendo *C. articulatus* son similares a las deducidas por Tsushima *et al.* (1989), el cual infirió que en las vísceras de 4 de las especies estudiadas que pertenecen a la familia Chidonidae y Acanthochitonidae tienen alimentación herbívora preferentemente por fitoplancton y las otras 2 pertenecientes a la familia Mopaliidae tienen preferencias por una alimentación carnívora, ya que en sus vísceras se encontró un alto porcentaje de astaxantina (34%) provenientes probablemente de restos de algunas especies de crustáceos, demostrando que los quitones no son estrictamente herbívoros, sino que probablemente omnívoros.

Además, un estudio realizado con juveniles de *Chiton virgulatus* por Siqueiros Beltrones y Argumedo Hernández (2012) en la bahía de La Paz, Baja California, indican los quitones se alimentan de manera no selectiva pero que es similar a lo que consumen los abulones jóvenes que se encuentran compartiendo el mismo hábitat rocoso de esta región. Es decir, el alimento que encontraron en el contenido estomacal de los quitones se asocian a las

fuentes disponibles que tienen en su ambiente, por lo que concluyen que *C. virgulatus* se alimenta sin selectividad o descartan que tenga preferencias por alguna fuente de alimento, es decir, simplemente consume todo lo que encuentra disponible en el medio. Estos resultados se asemejan a lo encontrado para quitones adultos de *C. articulatus*, por lo que se puede inferir que tanto juveniles como adultos desarrollan una estrategia de alimentación oportunista-generalista. Además, la gran diversidad en el tipo de alimento que consumió *C. articulatus* a lo largo del periodo de estudio, fundamenta la idea que su alimentación se basa, principalmente en una dieta omnívora- detritívora (Ramírez- Santana 2021).

### **8.6. Índices somáticos, reproductivos y factor de condición de los tejidos**

El índice viscerosomático (IVSM%) de *C. articulatus* indicó valores altos en invierno-primavera y levemente bajos en verano-otoño (meses que corresponden al inicio de la reproducción del quitón). Estos resultados coinciden con Avila-Poveda (2013), que indica que previo al inicio de la reproducción este quitón se alimenta abundantemente, con el objetivo de tener la energía suficiente y los nutrientes necesarios para cumplir con la demanda energética necesaria para sostener la reproducción; además, demuestra que con el inicio del desarrollo gonadal las vísceras disminuyen su peso, quizá *C. articulatus* no requiera comer mucho cuando ya se encuentran en la época reproductiva.

Con respecto al índice gonadosomático (IGS%) que indica las temporadas reproductivas, los valores más altos se registraron durante la segunda mitad del año, particularmente entre los meses de mayo a octubre, que coincide con las temporadas reproductivas de 6 meses entre julio y diciembre descritas para *C. articulatus* por Abadia-Chanona *et al.* (2018). Asimismo, en este periodo el pico máximo de IGS% ocurrió en julio 2021, de manera similar ocurrió con los resultados reportados por Álvarez-García (2021) que indicó que en Sinaloa el IGS% de *C. articulatus* tuvo dos picos máximos en junio y agosto durante el periodo 2015-2016. Además, se asume que la temperatura superficial del mar, la intensidad de la radiación solar y el inicio de la época de lluvias propician directamente el inicio de la temporada reproductiva de *C. articulatus*

Los valores obtenidos para el índice pedalsomático (IPS%) indican variaciones a lo largo del tiempo, se observaron dos picos antes de iniciar la reproducción (marzo 2021) y

durante la misma (junio 2021) de manera análoga a lo observado por Avila-Poveda (2013) con valores del IPS% de quitones adultos de *C. articulatus* observando tres picos en los meses de abril, junio y noviembre 2011 en Oaxaca; infiriendo que durante la reproducción algunos constituyentes del tejido muscular del quitón se movilizan a corto plazo para satisfacer las necesidades de nutrirse y obtener energía durante este periodo. Esto es importante, puede ser que se movilicen proteínas del pie para sostener la reproducción.

Los resultados del factor de condición (*K*) indican que tiende a disminuir levemente a lo largo del periodo. En la primera mitad del año *C. articulatus* aprovecha la abundancia del alimento y se dedica a alimentarse para aumentar sus reservas de alimento, no invirtiendo energía en la reproducción ni en mantener su masa muscular; en la segunda mitad del periodo que coincide con las temporadas reproductivas el quitón disminuye su alimentación para dedicarse exclusivamente a reproducirse, ya que este proceso fisiológico requiere de un gran aporte de energía por parte del organismo.

Estos resultados se asemejan a los reportados por Acosta *et al.* (2011) para el mejillón *Perna viridis*, que indicaron que el factor de condición presentó variaciones a lo largo del periodo experimental, con tres picos representativos en octubre y diciembre 2007 y en febrero 2008, estos resultados mostraron una relación directa con el comportamiento de la gónada, indicando que durante esta etapa el mejillón *P. viridis* invirtió su energía en reproducirse.

## **8.7. Potencial antioxidante en los tejidos**

### **8.7.1 Potencial antioxidante *versus* pigmento X1 en vísceras**

Los valores del potencial antioxidante en vísceras siguieron la misma tendencia de los valores obtenidos para el IVSM%. En contraste, el pigmento “X1” muestra sus valores más altos en la segunda etapa del periodo (verano-otoño). Esto coincide con lo explicado por Avila-Poveda (2013), que menciona que *C. articulatus* antes de iniciar su reproducción se alimenta abundantemente. De esta manera, al alimentarse en mayor proporción se acumula mayor cantidad de pigmentos, principalmente carotenoides, que se caracterizan por poseer propiedades antioxidantes.

### 8.7.2 Potencial antioxidante *versus* cantaxantina en gónada

En invierno-primavera fue el periodo donde se registraron altas concentraciones de cantaxantina (pigmento mayoritario) en gónada, teniendo un descenso en verano-otoño. El potencial antioxidante se comportó de manera inversa, los valores más altos se mostraron en verano-otoño, que coincide con la etapa reproductiva de *C. articulatus*.

Las altas concentraciones de cantaxantina coinciden con la gónada inmadura del quitón, que se distingue por su color rojizo intenso en los machos y verde intenso en las hembras. Probablemente, durante este periodo se acumula selectivamente la cantaxantina para ser utilizada como una protección química durante la gametogénesis; en cambio, durante la vitelogénesis la gónada cambia a un color salmón-blanquecino en machos y verde-oliva en hembras disminuyendo dicha protección química (que coincide con las bajas concentraciones de cantaxantina) para posteriormente obtener una protección física, ya que en los ovocitos o espermatozoides maduros de los poliplacóforos se crea un “casco” que los recubre para protegerlos cuando son expulsados al medio. Lo anterior coincide con lo descrito por Kelly y Symonds. (2013) que indica que si los erizos de mar (equinodermos) poseen una gónada naranja-amarillenta es reflejo de un alto contenido de carotenoides, en caso contrario, una deficiencia en el color indica un bajo contenido de carotenoides en este tejido. De esta manera, en los erizos de mar se exhibe un patrón de agotamiento y reposición estacional de pigmentos en sus gónadas. Así también, un estudio realizado por Schneider *et al.* (2016) el cual analizó el contenido de carotenoides (principalmente astaxantina) en copépodos y su relación con la reproducción; encontraron dos periodos de bajas concentraciones de astaxantina a finales del invierno y fines del verano, que coinciden con un aumento en la tasa de carga de huevos de los copépodos en ese tiempo; posteriormente, se concentró la mayor acumulación de astaxantina durante la baja proporción de huevos, lo que demuestra que estos procesos estaban temporalmente separados. Schneider *et al.* (2016) sugiere que la acumulación de reservas de astaxantina se contrarresta por la inversión en la reproducción, así también indican que la acumulación de astaxantina se relaciona principalmente con el metabolismo de los lípidos. Posiblemente, la cantaxantina en la gónada de *C. articulatus* se esté comportando de la misma manera.

Sin embargo, a pesar de que se ha demostrado una movilización activa de carotenoides en las gónadas de invertebrados marinos, no se sabe a ciencia cierta cuál es la función exacta que tienen los pigmentos en la reproducción. Goodwin (1950) menciona que existe una gran variedad de información disponible sobre la identificación de carotenoides en estructuras reproductivas pero que se sabe muy poco sobre su participación directa en la reproducción de los organismos. No obstante, este autor infiere que las posibles funciones sexuales que tienen los carotenoides son principalmente como hormonas de fertilización y de transferencia hacia los huevos como una garantía de que las larvas estarán debidamente equipadas para enfrentarse al medio exterior ante posibles depredadores (mimetismo) o para enfrentar a condiciones agrestes que no favorezcan su desarrollo, además los pigmentos con su capacidad antioxidante que evita la peroxidación de los lípidos en las gónadas de los organismos. Los pigmentos carotenoides intervienen de distintas maneras en el metabolismo de algunos invertebrados marinos, particularmente en la maduración de las gónadas y en el desarrollo embrionario (Zheng *et al.* 2012).

Por lo tanto, se puede deducir que *C. articulatus* almacena excesivamente cantaxantina durante la gametogénesis que se lleva a cabo durante el invierno-primavera; en cambio, durante el verano-otoño dicha concentración disminuye drásticamente coincidiendo con la maduración de la gónada del quitón. Por lo tanto, no existió una correlación entre la concentración de cantaxantina y el IGS%, por lo que la cantaxantina en las gónadas inmaduras está teniendo una función probablemente como protección química interna, que no va a necesitar durante su maduración (bajas concentraciones de cantaxantina) pues en este periodo se genera una protección física externa (“egg hull”). Sin embargo, el potencial antioxidante se mantiene elevado durante el verano, probablemente fotoprotegiendo a la gónada durante el desove externo que realiza *C. articulatus*, es decir, mientras el quitón desova el potencial antioxidante protege a la gónada y sus reservas energéticas de las condiciones agrestes que caracterizan al intermareal rocoso de Barras de Piaxtla y los demás pigmentos que estén formando parte del potencial antioxidante se consuman en la gónada para ser transferidas a los huevos que van al medio externo con el fin de protegerlos químicamente.

### **8.7.3 Potencial antioxidante *versus* cantaxantina en pie**

Los resultados indican que en el pie de *C. articulatus* existe una mayor concentración de pigmentos antioxidantes y cantaxantina (pigmento mayoritario) antes de iniciar su reproducción; es decir, que los acumulan en el invierno-primavera para ser utilizados durante el verano-otoño. *C. articulatus* es un organismo ectotermo por lo tanto sus funciones están moduladas por factores ambientales como la temperatura (Begg 2005); de esta manera, la temperatura de su hábitat influirá directamente en sus funciones fisiológicas.

Principalmente, *C. articulatus* lleva a cabo sus funciones de locomoción en las rocas del intermareal rocoso, que durante el verano-otoño esta zona de Barras de Piaxtla se caracterizó por tener altas temperaturas, una alta intensidad en el oleaje y alta irradiancia solar. Por lo tanto, con el fin de enfrentarse a estas condiciones de estrés ambiental, *C. articulatus* necesita de una protección especial en su tejido muscular que le permita moverse a través de su hábitat sin afectar su organismo. Por lo tanto, se puede relacionar que los pigmentos antioxidantes junto con la cantaxantina al tener funciones fotoprotectoras, posiblemente le estén otorgando protección a la masa muscular de *C. articulatus* ante condiciones estresantes como lo son las altas temperaturas, salinidad, desecación e irradiancia solar, (Peebles *et al.* 2018) de la zona intermareal de Barras de Piaxtla, Sinaloa. Lo anterior puede relacionarse con lo descrito por Paredes-Molina (2015) que menciona que los organismos que habitan las zonas intermareales son los más afectados por la exposición a la radiación ultravioleta (UV), esta exposición estaría incitando alteraciones en las bases de ADN, es decir causando un daño celular directo; sin embargo, una de las estrategias para contrarrestar este estrés es mediante la utilización de mecanismos exógenos fotoprotectores, como los pigmentos, que ayudan a minimizar el daño celular generado por la alta exposición a los rayos UV.

## 9. CONCLUSIONES

1. En la zona intermareal rocosa de Barras de Piaxtla, Sinaloa durante el invierno 2020-primavera 2021 se generaron las condiciones ambientales ideales (Chl-*a* y TSM) que provocaron un incremento en la productividad primaria y consecutivamente una mayor abundancia de alimento disponible para *C. articulatus*.

2. Se encontraron diferencias en la composición de pigmentos entre tejidos, teniendo un gradiente de acumulación: la mayor cantidad de pigmentos se acumuló en vísceras, después en gónada y, por último, en el pie de *C. articulatus*.

3. Dicha abundancia de alimento se relacionó con la diversidad de pigmentos encontrados en los tejidos (*i.e.* vísceras, gónada y pie) de *C. articulatus*. Lo que indica que las variaciones en las fuentes de alimento (y pigmentos) se relacionan directamente con las variaciones estacionales del ambiente.

4. Este organismo se alimenta principalmente de micro- y macroalgas, cianobacterias y detritos (proveniente de materia orgánica y restos de crustáceos). Además, su alimentación es diversa a lo largo del año por lo que se concluye que *C. articulatus* tiene una estrategia de alimentación tipo generalista-oportunista y una dieta detritívora-omnívora.

5. En *C. articulatus* no se observó una acumulación de pigmentos antioxidantes durante la maduración de la gónada, como ocurre en otros invertebrados marinos, sino por el contrario, se acumularon durante la formación de los gametos (gametogénesis).

6. La acumulación de cantaxantina durante la gametogénesis de *C. articulatus* sugiere una protección química interna antioxidante, para posteriormente disminuir al incrementar la protección física externa (“egg hull”) durante la maduración de la gónada.

7. La acumulación de pigmentos antioxidantes en el pie de *C. articulatus*, probablemente le permite contrarrestar el estrés ambiental (*i.e.* irradiancia solar) del intermareal rocoso en el que vive este organismo.

8. Los resultados obtenidos en esta investigación contribuyen significativamente en el conocimiento de la nutrición y fisiología del quitón *C. articulatus*.

## 10. LITERATURA CITADA

- Abadia-Chanona QY (2015) Maduración gonádica, ciclo reproductivo y talla de madurez sexual del Quitón *Chiton (Chiton) articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) de la costa rocosa de Puerto Ángel, Oaxaca, México. Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, La Paz, B. C. S., México, 105 p.
- Abadia-Chanona QY, Avila-Poveda OH, Arellano-Martínez M (2014) Protocol for relaxation, fixation and dissection of Polyplacophora gonad for histological and morphological studies. The 5th Annual WDAFS Student Colloquium, Western Division American Fisheries Society. April 7-11, Mazatlán, Sinaloa, México.
- Abadia-Chanona QY, Avila-Poveda OH, Arellano-Martínez M, Ceballos-Vázquez BP (2016) Observation and establishment of the gonad development stages in Polyplacophora (Mollusca): *Chiton (Chiton) articulatus*, a case study. *Acta zoológica*, 97: 506-521.
- Abadia-Chanona QY, Avila-Poveda OH, Arellano-Martínez M, Ceballos-Vázquez BP, Benitez-Villalobos F, Parker GA, García-Ibañez S (2018) Reproductive traits and relative gonad expenditure of the sexes of the free spawning *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora). *Invertebrate Reproduction and Development*, 62:268-289.
- Acosta V, Prieto A, Licett B, Longart Y, Montes M (2011) Rendimiento, índice de condición y esfuerzo reproductivo del mejillón verde *Perna viridis* en cultivo de fondo en el Golfo de Cariaco, estado Sucre, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 29: 399-410.
- Akberali HB, Trueman ER (1985) Effects of Environmental Stress on Marine Bivalve Molluscs. *Advances in Marine Biology*, 22:101–198.
- Alonso-Rodríguez R (2004). Hidrología y condiciones ambientales que determinan la proliferación de dinoflagelados causantes de marea roja en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa México. PhD. Thesis. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, 117 p.
- Alvarez-Cerrillo LR (2017) Biodiversidad de invertebrados epibioticos de las poblaciones adultas de *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) en el Pacífico tropical Mexicano. M.Sc. Thesis, Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán, 73 p.

- Alvarez-Cerrillo LR, Valentich-Scott P, Newman WA (2017) A remarkable infestation of epibionts and endobionts of an edible chiton (Polyplacophora: Chitonidae) from the Mexican tropical Pacific. *The Nautilus*, 131: 87-96.
- Alvarez-García IL (2021) Variación en los rasgos reproductivos de *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) en localidades frontera de su distribución geográfica. M.Sc. Tesis, Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán, 68 p.
- Alves de Almeida E, Dias Bainy AC, de Melo Loureiro AP, Martinez GR, Miyamoto S, Onuki J, Barbosa LF, Machado Garcia CC, Manso Prado F, Ronsein GE, Sigolo CA, Barbosa Brochini C, Gracioso Martins AM, Gennari de Medeiros MH, Di Mascio P (2007) Oxidative stress in *Perna perna* and other bivalves as indicators of environmental stress in the Brazilian marine environment: Antioxidants, lipid peroxidation and DNA damage. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular and Integrative Physiology*, 146: 588-600.
- Andersson M, Van Nieuwerburgh L, Snoeijs P (2003) Pigment transfer from phytoplankton to zooplankton with emphasis on astaxanthin production in the Baltic Sea food web. *Marine Ecology Progress Series*, 254:213–224.
- Arellano-Martínez M, Ceballos-Vázquez BP, Villalejo-Fuerte M, García-Domínguez F, Elorduy-Garay JF, Esliman-Salgado A, Racotta IS (2004) Reproduction of the lion's paw scallop *Nodipecten subnodosus* Sowerby, 1835 (Bivalvia: Pectinidae) from Laguna Ojo de Liebre, B.C.S., México. *Journal of Shellfish Research*, 23: 723-729.
- Avila-Poveda (2013) Annual change in morphometry and in somatic and reproductive indices of *Chiton articulatus* adults (Polyplacophora: Chitonidae) from Oaxaca, Mexican Pacific. *American Malacological Bulletin*, 31:64-74.
- Avila-Poveda (2021). Quitón del Pacífico tropical mexicano *Chiton articulatus* (Mollusca:Polyplacophora). <https://www.researchgate.net> (consultado en junio de 2021).
- Avila-Poveda OH, Abadía-Chanona QY (2013) Emergence, development, and maturity of the gonad of two species of Chitons “Sea Cockroach” (Mollusca: Polyplacophora) through the early life stages. *PLOS ONE*, 8: e69785.

- Baldrick FR, Woodside JV, Elborn JS (2011) Biomarkers of fruit and vegetable intake in human intervention studies: a systematic review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 51:795-815.
- Baldwin J, Johnsen S (2009) The male blue crab, *Callinectes sapidus*, uses both chromatic and achromatic cues during mate choice. *Journal of Experimental Biology*, 215: 1184-1191.
- Bandaranayake WM (2006) The nature and role of pigments in marine invertebrates. *Natural Product Reports*, 23: 223–255.
- Barber BJ, Blake NJ (1981) Energy storage and utilization in relation to gametogenesis in *Argopecten irradians concentricus* (Say). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 52:121-134.
- Barnard W, De Waal, D (2006) Raman investigation of pigmentary molecules in the Molluscan Biogenic Matrix. *Journal of Raman Spectroscopy*, 37: 342-352.
- Barnes RSK, Calow P, Olive PJW, Golding DW, Spicer JI (2009) The Molluscs. En: Wiley J, *The Invertebrates: A Synthesis*, John Wiley & Sons, Miami, p 118-132.
- Barocio-León OA, Millán-Núñez R, Santamaria-del-Angel E, González-Silvera A (2007) Phytoplankton primary productivity in the euphotic zone of the California Current System estimated by CZCS imagery, *Ciencias Marinas*, 33: 59–72.
- Başkan K, Tütem E, Özer N, Apak R (2013). Spectrophotometric and chromatographic assessment of contributions of carotenoids and chlorophylls to the total antioxidant capacities of plant foods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61:11371-11381.
- Bayne BL, Newell RC (1983) Physiological energetics of marine molluscs. En: Saleuddin ASM, Wilbur KM (Eds), *The Mollusca*. Vol. 4: Physiology, Part 1, Academic Press, Cambridge, p 407-515.
- Bayne BL, Worrall CM (1980) Growth and production of mussels *Mytilus edulis* from two populations. *Marine Ecology Progress Series*, 3:317-328.
- Begg GA (2005) Chapter 6-Life history parameters. En: Cadrin SX, Friedland KD, Waldman JR (Eds.) *Stock identification methods-applications in fishery science*, Elsevier Academic Press, Burlington, p 119-150.

- Bell EC (1995) Environmental and morphological influences on thallus temperature and desiccation of the intertidal alga *Mastocarpus papillatus* Kutzing. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 191:29–55.
- Booth DJ, Brosnan DM (1995) The role of recruitment dynamics in rocky shore and coral reef fish communities. *Advances in Ecological Research*, 26:309–385.
- Borodina A, Zadorozhny P (2021) Ecological features of the accumulation of carotenoids in the Black Sea molluscs. *Earth and Environmental and Science*, 937:022077.
- Boudouresque CF, Verlaque M (2013) Ecology of *Paracentrotus lividus*. In: Lawrence JM (ed), *Sea urchins: Biology and Ecology*, Academic Press, Massachusetts, 297–327 p.
- Britton G, Liaaen-Jensen S; Pfander H (2004) *Carotenoids Handbook*, Springer Basel AG, Basle, 885 p.
- Broekhuysen GJ (1940) A preliminary investigation of the importance of desiccation, temperature, and salinity as factors controlling the vertical distribution of certain intertidal marine gastropods in False Bay, South Africa. *Transactions of the Royal Society of South Africa*, 28:255–292.
- Broekhuysen GJ (1940) A preliminary investigation of the importance of desiccation, temperature, and salinity as factors controlling the vertical distribution of certain intertidal marine gastropods in False Bay, South Africa. *Transactions of the Royal Society of South Africa*, 28: 255–292.
- Brusca RC, Brusca GJ (2003) *Invertebrates*, 2nd edition, Sinauer Associates. Sunderland, 936 p.
- Brusca RC, Lindberg DR, Winston FP (2016) *Phylum Mollusca*. En: Brusca RC, Moore W, Shuster SM (Eds), *Invertebrates*, Oxford University Press, p 451-530.
- Bucher EH (2006) *Flamencos*. En: Bucher EH (Ed), *Bañados del río Dulce y Laguna Mar Chiquita* (Córdoba, Argentina), Academia Nacional de Ciencias, Córdoba, p 251-261.
- Buckland-Nicks J, Brothers E (2008) On fertilization in *Chaetopleura apiculata* and selected Chitonida. *Biological Bulletin*, 214(2):184–193.
- Buckland-Nicks J, Eernisse DJ (1993) Ultrastructure of mature sperm and eggs of the brooding hermaphroditic Chiton, *Lepidochitona fernaldi* Eernisse 1986, with special reference to the mechanism of fertilization. *Journal Experimental Zoology*, 265:567–574.

- Cahoon AB, Timko MP (2003) Biochemistry and regulation of chlorophyll biosynthesis. In: Larkum AWD, Douglas SE, Raven JA (Eds.), *Photosynthesis in algae*, Springer, Dordrecht, 96–131 p.
- Campbell N, Reece J (2007) *Biología*. 7ma Edición, Editorial Médica Panamericana, Buenos Aires, 1392 p.
- Castillo R, Lenel R (1978) Determination and metabolism of carotenoid pigments in the hermit crab *Clibanarius erythropus* Latreille (1818). *Comparative Biochemistry and Physiology*, 9: 67-73.
- Castro P, Huber ME (2007) Entre mareas. En: Castro P, Huber ME (Eds), *Biología Marina*, McGraw-Hill/Interamericana de España S.A.U., Madrid, p 235-258.
- Chadwick DH (1997) What good is a tidepool? *Audubon*, 99:50–59.
- Cheesman DF, Lee WL, Zagalsky PF (1967) Carotenoproteins in invertebrates. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 42: 132-160.
- Cifuentes-Lemus JL, Torres-García MP, Frías-Mondragón M (2003) El océano y sus recursos, IX La Pesca. Quinta edición, Fondo de Cultura Económica, Ciudad de México, 182 p.
- Comfort A (1951) The pigmentation of molluscan shells. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 26: 285-301.
- Connors MJ, Ehrlich H, Hog M, Godeffroy C, Araya S, Kallai I, Gazit D, Boyce M, Ortiz C (2012) Three-dimensional structure of the shell plate assembly of the chiton *Tonicella marmoreal* and its biomechanical consequences. *Journal Structural Biology*, 177: 314-328.
- Cortés-Altamirano R (2002). Atlas de Biodiversidad de Sinaloa, Mareas rojas: biodiversidad de microbios que pintan el mar. En: Cifuentes L, Gaxiola López J (Eds.). Colegio de Sinaloa, México, p. 29–41.
- Dahlhoff EP, Menge BA (1996) Influence of phytoplankton concentration and wave exposure on the ecophysiology of *Mytilus californianus*. *Marine Ecology Progress Series*, 144:97–107.
- Datta SN, Kaur VI, Dhawan S, Jassal G (2013) Estimation of length-weight relationship and condition factor of spotted snakedhead *Channa punctate* (Bloch) under different feeding regimes. *SpringerPlus*, 2:436.

- Delgado-Vargas F, Jiménez A, Paredes-López O (2000) Natural pigments: carotenoids, anthocyanins and betalains -characteristics, biosynthesis, processing and stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40: 173-289.
- Denny M, Wethey D (2001) Physical processes that generate patterns in marine communities. En: Bertness MD, Gaines SD, Hay ME (Eds.), *Marine Community Ecology*, Sinauer Associates, Sunderland, p 3–37.
- Detto T (2007) The fiddler crab *Uca mjoebergi* uses colour vision in mate choice. *Proceedings of the Royal Society Biological Sciences*, 274: 2785-2790.
- Diaz-Urbe CE, Vallejo-Lozada W, Cantillo-Guzman A, Alvis-Padilla M, Fajardo-Rangel C (2018) Degradación de azul de metileno bajo irradiación visible sobre electrodos de TiO<sub>2</sub> sensibilizados con pigmentos de clorofila extraídos de la planta de *Spinacia olerace*. *Prospectiva*, 16:7-12.
- Dickey J, Hogan K, Reece J, Simon E, Campbell N (2016) *Campbell essential biology with physiology*, 1st edition, Harlow, Essex: Pearson Education, 493 p.
- Doty MS (1946) Critical tide factors that are correlated with the vertical distribution of marine algae and other organisms along the Pacific coast. *Ecology*, 27:315–328.
- Eernisse DJ (1988) Reproductive patterns in six species of *Lepidochitona* (Mollusca: Polyplacophora) from the Pacific Coast of North America. *Biological Bulletin*, 174: 287–302.
- Eernisse DJ (2007) Chitons. En: Denny MW, Gaines SD (Eds), *Encyclopedia of tidepools and rocky shores*, University of California Press, Berkeley, California p 127-133.
- Eernisse DJ, Reynolds PD (1994) Polyplacophora. In: Harrison y Kohn (Eds). *Microscopic Anatomy of Invertebrates*, Volume 5, Mollusca I, Wiley-Liss, Inc., New York, p 55-110.
- Ellington WR, McMahon BR (1988) Introduction to the symposium: Mechanisms of physiological compensation in intertidal animals. *American Zoologist*. 28:37–38.
- Endler JA (1978) A predator's view of animal color patterns. In: Hecht MK, Steere WC, Wallace B (Eds), *Evolutionary Biology*, Plenum Press, New York, p 319-364.
- Escaso Santos F, Martínez Guitarte JL, Planelló Carro MR (2010) *Fundamentos básicos de fisiología vegetal y animal*. Pearson Educación S. A., Madrid, 264 p.

- Evans RG (1948) The lethal temperatures of some common British littoral molluscs. *Journal of Animal Ecology*, 17: 165–173.
- Ezquerro-Brauer JM, Chan-Higuera JE (2021) Capacidad antioxidante y mecanismo de acción de pigmentos en organismos marinos. *CienciaUAT*, 15: 186-197.
- Feller RJ, Zagursky G, Day EA (1985) Deep sea food web analysis using cross reacting antisera. *Deep-Sea Research Part A. Oceanographic Research Papers*, 32:485-497.
- Flores-Campaña LM, Arzola-González JF, Jiménez-Díaz O, León-Herrera R (2012) Estimación del potencial pesquero de *Chiton articulatus* (Sowerby, 1832) en las islas de la Bahía de Mazatlán, Sinaloa. En: Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) (Ed), *La investigación científica, tecnológica y social en la UAS*, Culiacán, p 89-98.
- Flores-Garza R, García-Ibáñez S, Flores-Rodríguez P, Torreblanca-Ramírez C, Galeana-Rebolledo L, Valdés-González A, Suástegui-Zárate A, Violante-González J (2012). Commercially Important Marine Mollusks for Human Consumption in Acapulco, México. *Scientific Research*, 3: 11-17.
- Fulton FT (1975) The diet of the chiton *Mopalia lignose* (Gould, 1846). *Veliger*, 18: 38-41.
- Galasso C, Corinaldesi C, Sansone C (2017) Carotenoids from Marine Organisms: Biological Functions and Industrial Applications. *Antioxidants*, 96: 1-33.
- Gammone MA, Riccioni G, D’Orazio N (2015) Marine carotenoids against oxidative stress: effects on human health. *Marine Drugs*, 13:6226-6246.
- García-Ibáñez S, Flores-Garza R, Flores-Rodríguez P, Violante-González J, Valdés-González A, Olea-de la Cruz FG (2013) Diagnóstico pesquero de *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) en Acapulco, México. *Biología Marina y Oceanografía*, 48: 293-302.
- Garrido A (1990) Tasas de crecimiento y mortalidad en dos morfos de coloración encontrados en el ostión del Norte *Argopecten purpuratus* y la composición fenotípica de su descendencia. Tesis de licenciatura, Universidad Católica del Norte, Coquimbo Chile, 61 p.
- Gaxiola-Castro G, Cepeda-Morales J, Nájera-Martínez S, Espinosa-Carreón TL, De la Cruz-Orozco ME, Sosa-Avalos R, Aguirre-Hernández E, Cantú-Ontiveros JP (2010) Biomasa y producción del fitoplancton en la corriente de California frente a Baja California. En: Durazo R, Gaxiola-Castro G (Eds.), *Dinámica del Ecosistema Pelágico frente a Baja*

- California, 1997-2007. Diez años de Investigaciones Mexicanas de la Corriente de California, SEMARNAT-INE-CICESE, p 59-85.
- Gelzinis A, Butkus V, Songaila E, Augulis R, Gall A, Büchel C, Robert B, Abramavicius D, Zigmantas D, Valkunas L (2015) Mapping energy transfer channels in fucoxanthin-chlorophyll protein complex. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics*, 1847: 241–247.
- Ghidalia W (1985) Structural and Biological Aspects of Pigments. En: Bliss D, Mantel LH (Eds) Integument, Pigments, and Hormonal Processes. Academic Press Vol 9: Biology of Crustacea. Cambridge, Massachusetts, p 301-394.
- Giese AC, Tucker JS, Boolootian RA (1959) Annual reproductive cycles of the chitons, *Katherina tunicata* and *Mopalia hindsii*. *Biological Bulletin*, 117: 81-88.
- Gilchrist BM, Lee WL (1972) Carotenoid pigments and their possible role in reproduction in the sand crab *Emerita analoga*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 42B: 263-294.
- Goodwin TW (1950) Carotenoids and reproduction. *Biological Reviews*, 25: 391-413.
- Goodwin TW (1980) Carotenoid-Protein complexes. En: Goodwin TW (Ed), The Biochemistry of the Carotenoids, Chapman & Hall, London, p 1-26.
- Griffiths I (1966) The carotenoids of the eggs and embryos of the sea urchin *Strongylocentrotus purpuratus*. *Developmental Biology*, 13, 296-309.
- Guerrero-Legarreta I, Rosmini-Garma RM (2018) Los componentes químicos de los productos pesqueros. En: Guerrero-Legarreta I, Rosmini-Garma RM, Armenta-López RE (Eds) Utilización de Pescados y Mariscos: Tecnologías e Innovación, Editorial Académica Española, p 2-32.
- Guschina IA, Harwood JL (2006) Lipids and lipid metabolism in eukaryotic algae. *Progress in Lipid Research*, 45:160-186.
- Helmuth B (1998) Intertidal mussel microclimates: Predicting the body temperature of a sessile invertebrate. *Ecological Monographs*, 68: 51–74.
- Helmuth B, Hofmann GE (2001) Thermal heterogeneity and physiological gradients of stress in the rocky intertidal zone. *Biology Bulletin*, 201:374–384.
- Higley RM, Heath H (1912) The development of the gonad and gonoducts in two species of chitons. *Biological Bulletin*, 22:95-97.

- Hill RW, Wyse GA, Anderson M (2012) Animal physiology. 3th edition, Sinauer Associates, Sunderland, 985 p.
- Hoegh-Guldberg O, Pearse J (1995) Temperature, food availability, and the development of marine invertebrate larvae. *American Zoologist*, 35: 416-425.
- Holguin-Quiñones OE, González-Medina FJ, Solís-Marín F, Félix-Pico E (2008) Variación espacio-temporal de *Scleractina*, *Gorgonacea*, *Gastropoda*, *Bivalvia*, *Cephalopoda*, *Asteroidea*, *Echinoidea* y *Holothuroidea*, de fondos someros de la isla San José, Golfo de California. *Revista de Biología Tropical*, 56: 1189-1199.
- Hopkins TL (1985) Food web of an Antarctic midwater ecosystem. *Marine Biology*, 89:197-212.
- Hörtensteiner S, Kräutler B (2011) Chlorophyll breakdown in higher plants. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1807:977–988.
- Howell KL, David S, Billett M, Paul AT, Davidson R (2004) Feeding ecology of deep-sea seastars (Echinodermata: Asteroidea): a pigment biomarker approach. *Marine Ecology Progress Series*, 266: 103–110.
- Howell KL, Pond DW, Billett DSM, Tyler PA (2003) Feeding ecology of deep-sea seastars (Echinodermata: Asteroidea): a fatty acid biomarker approach. *Marine Ecology Progress Series*, 255:193-206.
- Hurtado MA, Racotta IS, Arcos F, Morales-Bojórquez E, Moal J, Soudant P, Palacio E (2012) Seasonal variations of biochemical, pigment, fatty acid, and sterol compositions in female *Crassostrea corteziensis* oysters in relation to the reproductive cycle. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 163: 172-183.
- Hurtado-Oliva MA (2020) Análisis de Pigmentos. Documento técnico. 2p.
- Jacob-Lopes E, Queiroz MI, Zepka LQ (2020) Chlorophylls in Microalgae: Occurrence, Distribution, and Biosynthesis. In: Carmo da Silva J, Lombardi T (Eds), *Pigments from Microalgae Handbook*, Springer Nature Switzerland AG, Cham, 1-18 p.
- Jacob-Lopes E, Queiroz MI, Zepka LQ (2020) *Pigments from Microalgae Handbook*, Springer Nature Switzerland AG, Cham, 654 p.
- Jáuregui ME, Carrillo MD, Romo FP (2011) Carotenoides y su función antioxidante: Revisión. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 61: 233-241.

- Jeffrey SW, Vesk M (1997) Introduction to marine phytoplankton and their pigments signatures. En: Mantoura RFC, Wright SW, Jeffrey SW (Eds), *Phytoplankton pigments in oceanography: guidelines to modern methods*, UNESCO Publishing, París, 37-84 p.
- Jeffrey SW, Vesk M, Mantoura RFC (1997) Phytoplankton pigments: windows into the pastures of the sea. *Nature & Resources* 33: 16-30.
- Jyonouchi H, Zhang L, Tomita Y (1993) Studies of immunomodulating actions of carotenoids. II Astaxanthin enhances in vivo antibody production to T-dependent antigens without facilitating polyclonal B-cell activation. *Nutrition and Cancer*, 19: 269-280.
- Kaas P, Van Belle RA (1985) Monograph of living chitons (Mollusca: Polyplacophora). Volume 1, Order Neoloricata: Lepidopleurina, E. J. Brill, Leiden, 240 p.
- Kantha SS (1989) Carotenoids of edible molluscs: A review. *Journal of Food Biochemistry*, 13:429- 442.
- Kaya M (2021) Research. Aksaray University Biological Perspective to Material Science, <https://bipemas.aksaray.edu.tr/> (consultado en junio de 2021).
- Kelly MS, Symonds RC (2013) Carotenoids in Sea Urchins. *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*, 38:171-177.
- Kennedy GY (1979) Pigments of Marine Invertebrates. *Advances in Marine Biology*, 16: 309-381.
- Kennedy GY, Vevers HG (1972) Tetrapyrrol pigments in the test of the echinoid *Arbacia lixula*. *Journal of Zoology*, 168: 527-533.
- Weaver JC, Wang Q, Miserez A, Tantuccio A, Stromberg R, Bozhilov KN, Maxwell P, Nay, Heier ST, DiMasi E, Kisailus D (2010) Analysis of an ultra-hard magnetic biomineral in chiton radular teeth. *Materialstoday* 13, 42-52
- Krukenberg CFW (1883) Zur Kenntnis der Genese der Gallenfarbstoffe und der Melanine. *Centralblatt für die medizinische Wissenschaft*, 44: 785-788.
- Krzanowski KJ (1993) Principles of multivariate analysis. A user's perspective. *Sciences Publications*, Oxford.
- Kuczynska P, Jemiola-Rzeminska M, Strzalka K (2015) Photosynthetic Pigments in Diatoms. *Marine drugs*, 13:5847-5881.

- Kumar K, Lalrinsanga PL, Sahoo M, Mohanty UL, Kumar R, Sahu AK (2013) Length-weight relationship and condition factor of *Anabas testudineus* and *Channa species* under different culture systems. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, 5: 74-78.
- Latyshev NA, Khardin AS, Kasyanov SP, Ivanova MB (2004) A study in the feeding ecology of chitons using analysis of gut contents and fatty acid markers. *Journal of Molluscan Studies*, 70: 225230.
- Li L, Connors MJ, Kolle M, England GT, Speiser DI, Xiao X, Aizenburg J, Ortiz C (2015) Multifunctionality of chiton biomineralized armor with an integrated visual system. *Science*, 350: 952.
- Li Y, Chen M (2015) Novel chlorophylls and new directions in photosynthesis research. *Functional Plant Biology*, 42:493–501.
- Liaaen-Jensen S (1990) Marine carotenoids. *New Journal of Chemistry*, 14: 747-759.
- Liaaen-Jensen S (1998) Carotenoids in Food Chain. In: Britton G, Liaaen-Jensen S, Pfander H (Eds), *Carotenoids: Biosynthesis and Metabolism*, Basel, 359-371 p.
- Liaaen-Jensen S; Renstrøm B; Ramdahl T; Hallenstvet M, Bergquist P (1982) Carotenoids of marine sponges. *Biochemical Systematics and Ecology*, 10:167–174.
- Liuzzi MG (2014) Polyplacophora. En: Calcagno JA, Vazquez M (Eds.), *Los Invertebrados Marinos*, Buenos Aires, p 119-131.
- López Magaña JL (2022) Variabilidad espacio-temporal del fitoplancton en la region sur del Golfo de California. PhD. Thesis. Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán, 133 p.
- Malkin R, Niyogi K (2000) Photosynthesis. In: Buchanan BB, Gruissem W, Jones RL (Eds.), *Biochemistry and molecular biology of plants*, American Society of Plant Physiology, Rockville 508-557 p.
- Mangin K (1990) A pox on the rocks. *Natural History*, 99:50–53.
- Manly BFJ (1994) *Multivariate Statistical Methods*. Chapman and Hall, London.
- Manrique Reol E (2003) Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis. *Ecosistemas*, 12: 1-11.

- Manzano-Sarabia MM, Salinas-Zavala CA (2008) Variabilidad estacional e interanual de la concentración de clorofila a y temperatura superficial del mar en la región occidental del Golfo de México: 1996-2007. *Interciencia*, 33:628-634.
- Maoka T (2009) Recent progress in structural studies of carotenoids in animals and plants. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 483: 191-195.
- Maoka T (2011) Carotenoids in Marine Animals. *Marine Drugs*, 9:278-293.
- Maoka T (2020) Carotenoids as natural functional pigments. *Journal of Natural Medicines*, 74:1-16.
- Matsuno T (1989) Animal carotenoids. En: Krinsky NI, Mathews-Roth MM, Taylor RF (Eds) *Carotenoids Chemistry and Biology*, Plenum Press, New York, NY, p 59-74.
- Matsuno T (2001) Aquatic animal carotenoids. *Fisheries Science*, 67: 771-789.
- Matsuno T (2001) Aquatic animal carotenoids. *Fisheries Science*, 67:771-783.
- Matsuno T, Hirao S (1989) Marine carotenoids. In: Ackman RG (Ed) *Marine Biogenic Lipids, Fats and Oils*, CRC Press, Boca Raton, Florida, 251-388 p.
- McBeth JW (1972a) Carotenoids from nudibranchs. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 41B: 55-58.
- McBeth JW (1972b) Carotenoids from nudibranchs, The partial characterization of Hopkinsiaxanthin. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 41B: 69-77.
- McLachlan A, Jaramillo E (1995) Zonation on sandy beaches. *Oceanography and Marine Biology: An Annual Review*, 33: 305-335.
- McLean E (2021) Background color and cultured invertebrates-A review. *Aquaculture*, 537: 736523.
- Melo V, Quirino S, Macín S, García M, Calvo C, Miramontes B (2011) The *Chiton articulatus* source of minerals for human health. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 23: 490-494.
- Menge BA, Branch GM (2001) Rocky intertidal communities. En: Bertness MD, Gaines SD, Hay ME (Eds.), *Marine Community Ecology*, Sinauer, Sunderland, p 221-251.
- Miki W (1991) Biological functions and activities of animal carotenoids. *Pure and Applied Chemistry*, 63:141-146.

- Miki W, Otaki N, Shimidzu N, Yokoyama A (1994) Carotenoids as free radical scavengers in marine animals. *Journal of Marine Biotechnology*, 2,35-37.
- Mitton JB (1977) Shell color and pattern variation in *Mytilus edulis* and its adaptive significance. *Chesapeake Science*, 18:387-390.
- MolluscaBase eds. (2022) *Chiton articulatus* G. B. Sowerby I, 1832. World Register of Marine Species En: <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=386770> (consultado en julio de 2022).
- Muller-Karger FE, Walsh JJ, Evans RH, Meyers MB (1991) On the seasonal phytoplankton concentration and sea surface temperature cycles of the Gulf of Mexico as determined by Satellites. *Journal of Geophysical Research Oceans*, 96: 12645-12665.
- Naegel LCA (2004) *Plicopurpura pansa* (Gould, 1853) from the pacific coast of Mexico and Central America: a traditional source of tyrian purple. *Journal of Shellfish Research*, 23: 211-214.
- Nagao A (2014) Bioavailability of dietary carotenoids: intestinal absorption and metabolism. *Japan Agricultural Research Quarterly*, 48:385-391.
- Nash RD, Valencia AH, Geffen AJ (2006) The origin of Fulton's condition factor—setting the record straight. *Fisheries* 31: 236–238.
- Nelson DL, Cox M (2006) Lehninger Principios de bioquímica. 4ta edición, Omega, Barcelona, 1264 p.
- Nelson DL, Cox MM (2009) Lehninger Principles of biochemistry. 5th edition, W.H. Freeman and Company, New York, 1283 p.
- Oksana B, Klemeshova K, Malyarovskaya V (2018) Photosynthetic Pigments of Subtropical Plants. In: García Cañedo JC, López Lizárraga GL, Photosynthesis: Its Evolution to Future Improvements in Photosynthetic Efficiency Using Nanomaterials, IntechOpen, London, 31-52 p.
- Olea-de la Cruz FG, García-Ibáñez S, Flores-Garza R, Flores-Rodríguez P, Rojas-Herrera A (2013) Pesca, oferta y demanda de la cucaracha de mar *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) en aguas de la zona costera del estado de Guerrero, México. *Ciencia pesquera*, 21: 69-81.

- Osorio-Tafall BF (1943) El mar de Cortés y la productividad fitoplanctónica de sus aguas. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas de México*, 3:73–118.
- Osuna-Ruiz I, Nieves-Soto M, Manzano-Sarabia MM, Hernández-Garibay E, Lizardi-Mendoza J, Burgos-Hernández A, Hurtado-Oliva MA (2019) Gross chemical composition, fatty acids, sterols, and pigments in tropical seaweed species off Sinaloa, Mexico. *Ciencias Marinas*, 45:101–120.
- Paredes-Molina (2015) Compuestos fotoprotectores en embriones del género *Crepipatella*: Implicancias de los modos de desarrollo. BMC Thesis, Universidad Austral de Chile, Escuela de Biología Marina, Valdivia, 74 p.
- Pasarakli M (2010) Handbook of plant and crop stress, 3th edition, CRC Press, New York, 1215 p.
- Peebles BA, Gordon KC, Smith AM, Smith GPS (2017) First record of carotenoid pigments and indications of unusual Shell structure in chiton valves. *Journal of Molluscan Studies*, 1-5.
- Pereira DM, Valentão P, Andrade PB (2014) Marine natural pigments: Chemistry, distribution and analysis. *Dyes and Pigments*, 111: 124-134,
- Purves WK, Savada S, Orians GH, Heller HC (2004) Life: the science of biology. Sinauer Associate's, Sunderland, 1121 p.
- Quintana-López A, Hurtado-Oliva MA, Hernández C, Palacios ME (2018) Carotenoides. ¿Qué son y para qué se usan? *Ciencia*, 69: 50-55.
- Quintana-López A, Hurtado-Oliva MA, Manzano-Sarabia M, López-Peraza DJ, Hernández C, García A, Palacios E (2019) Effect of rearing conditions on astaxanthin accumulation in the white shrimp *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). *Latin American Journal of Aquatic Research*, 47: 303-309.
- Ramirez-Santana BP (2021) Condición viscerosomática, biomineralización radular y tipo de alimentación en *Chiton articulatus* (Mollusca: Polyplacophora). M.Sc. Tesis, Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán, 80 p.
- Randall D, Burggren W, French K (1998) Fisiología animal, mecanismos y adaptaciones. 4ta edición, McGraw-Hill/Interamericana de España S.A. U., Madrid, 802 p.
- Reis AR, Favarin JL, Malavolta E, Júnior JL, Moraes MF (2009) Photosynthesis, chlorophylls, and SPAD readings in coffee leaves in relation to nitrogen supply. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 40:1512–1528.
- Reyes-Gómez A (2003) Chitons in Mexican waters. *Bollettino Malacologico*, 39:69–82.

- Ricker WE (1975) Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada*, 191: 1–382.
- Rhodes ACE (2006) Dietary effects on carotenoid composition in the marine harpacticoid copepod *Nitokra lacustris*. *Journal of Plankton Research*, 29:173–183.
- Ríos-Jara E, Pérez-Peña M, López-Uriarte E, Enciso-Padilla I, Juárez-Carrillo E (2006) Biodiversidad de moluscos marinos de la costa de Jalisco y Colima, con anotaciones sobre su aprovechamiento en la región. En: Jiménez-Quiroz MC, Espino-Barr E (Eds.) *Los recursos pesqueros y acuícolas de Jalisco, Colima y Michoacán*. Instituto Nacional de la Pesca, Ciudad de México. 103-120 p.
- Robinson SMC, Castell JD, Kennedy EJ (2002) Developing suitable colour in the gonads of cultured green sea urchins (*Strongylocentrotus droebachiensis*). *Aquaculture*, 206:289–303.
- Robles C (1996) Turf battles in the tidal zone. *Natural History*, 105:24–27.
- Rocha F, Baião LF, Moutinho S, Reis B, Oliveira A, Arenas F, Maia MRG, Fonseca AJM, Pintado M, Valente LMP (2019). The effect of sex, season and gametogenic cycle on gonad yield, biochemical composition and quality traits of *Paracentrotus lividus* along the North Atlantic coast of Portugal. *Scientific Reports*, 9:2994.
- Rodrigues E; Mariutti LRB; Mercadante AZ (2012) Scavenging capacity of marine carotenoids against reactive oxygen and nitrogen species in a membrane-mimicking system. *Marine Drugs*, 10:1784-1798.
- Rowan KS (1989) *Photosynthetic Pigments of Algae*. Cambridge University Press, New York, 334 p.
- Sánchez-Saavedra MP, Voltolina D (2002) Effect of photon fluence rates of white and blue-green light on growth efficiency and pigment content of three diatom species in batch cultures. *Ciencias Marinas*, 28:273–279.
- Sanhueza AG, Navarrete AH, Opazo LF, Camus PA (2008) Caracterización trófica del poliplacóforo intermareal *Enoplochiton niger* en el norte de Chile: variación ambiental y patrones dietarios a nivel local y región. *Revista Chilena de Historia Natural*, 81: 533-546.
- Sathasivam R, Ki JS (2018). A review of the biological activities of microalgal carotenoids and their potential use in healthcare and cosmetic industries. *Marine Drugs*, 16: 1-31.

- Scheer H (1991) Structure and occurrence of chlorophylls. In: Scheer H (Ed.), *The Chlorophylls*, CRC Press, Boca Ratón, 3-30 p.
- Schiedt K (1998) Absorption and metabolism of carotenoids in birds, fish and crustaceans. En: Britton G, Liaaen-Jensen S, Pfander H (Eds), *Carotenoids Biosynthesis and Metabolism*, Birkhäuser Verlag Basel, Basilea, Suiza p 285-358.
- Schiedt K (1998) Absorption and metabolism of carotenoids in birds, fish and crustaceans. In: Britton G, Liaaen-Jensen S, Pfander H (Eds.). *Carotenoids: Biosynthesis and Metabolism*, Birkhäuser, Basel, 285-358.
- Schliep M, Cavigliasso G, Quinnell RG, Stranger R, Larkum AWD (2013) Formyl group modification of chlorophyll a: A major evolutionary mechanism in oxygenic photosynthesis. *Plant, Cell and Environment*, 36:521–527.
- Schmidt-Nielsen K (1976) *Animal physiology. Adaptation and environment*. Cambridge University Press, Londres, 499 p.
- Schneider T, Grosbois G, Vincent WF, Rautio M (2016) Carotenoid accumulation in copepods is related to lipid metabolism and reproduction rather than to UV-protection. *Limnology and Oceanography*, 61:1201-1213.
- Shaw JA (2003) *Studies of radula and feeding mechanisms in three species of intertidal mollusk*. BSc Tesis. Murdoch University Western Australia, Australia, 139 p.
- Shimidzu N, Goto M, Miki W (1996) Carotenoids as singlet oxygen quenchers in marine organisms. *Fisheries Science*, 62:134–137.
- Shina A, Gross J, Lifshitz A, Sklarz B (1978) Carotenoid pigments in the gonads of the sea urchin *Tripneustes gratila* (Echinodermata). *Comparative Biochemistry and Physiology*, 61B: 123-128.
- Sigwart JD, Schwabe E (2017) Anatomy of the many feeding types in polyplacophora molluscs. *Invertebrate Zoology*, 14: 205-216.
- Siqueiros Beltrones DA, Argumedo Hernández U (2012) Diatom diversity in the in situ diet of *Chiton virgulatus* (Mollusca: Polyplacophora) from Baja California Sur, Mexico. *Hidrobiológica*, 22: 267–281.
- Sirenko BI (2000) Feeding of Polyplacophora and its role in evolution of the class. Cuarta (décimotercera) reunión sobre el estudio de los moluscos (Terrestre, de agua dulce y marino). San Petersburg, Rusia, 27-29 de octubre de 1998.

- Sokolova IM, Berger, VJ (2000) Physiological variation related to shell color polymorphism in white sea *Littorina saxatilis*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 245: 1-23.
- Speiser DI, Eernisse DJ, Johnsen S (2011) A Chiton uses aragonite lenses to form images. *Current Biology*, 21: 665-670.
- Stevens M, Ruxton GD (2011) Linking the evolution and form warning coloration in nature. *Proceedings of the Royal Society Biological Sciences*, 279: 417-426.
- Sutton SG, Bult TP, Haedrich RL (2000) Relationships among fat weight, body, weight, water weight and condition factors in wild Atlantic salmon. *Transactions of The American Fisheries Society*, 129: 527-538.
- Taran NY (1999) Carotenoids of photosynthetic tissues in drought conditions. *Physiology and Biochemistry of Cultural Plants*, 31:414-423.
- Tindall B (2004) Tidal attraction. *Sierra*, 89:48-55.
- Tomanek L, Helmuth B (2002) Physiological ecology of rocky intertidal organisms: a synergy of concepts. *Integrative and Comparative Biology*, 42:771-775.
- Torres R, Velando A (2005) Male preference for female foot colour in the socially monogamous blue-footed booby, *Sula nebouxii*. *Animal behavior*, 69: 59-65.
- Tsushima M (2007) Carotenoids in sea urchins. *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*, 37:159-166.
- Tsushima M, Maoka T, Matsuno T (1989) Comparative biochemical studies of carotenoids in marine invertebrates. The first positive identification of  $\epsilon,\epsilon$ -carotene derivatives and isolation of two new carotenoids from chitons. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 93B: 665-671.
- Tsushima M, Matsuno T (1990) Comparative biochemical studies of carotenoids in sea-urchins. *Comparative Biochemistry and Physiological. Part B Comparative Biochemistry*, 96:801-810.
- Vendrasco MJ, Fernandez CZ, Eernisse DJ, Runnegar B (2008) Aesthete canal morphology in the Mopaliidae (Polyplacophora). *American Malacological Bulletin*, 25: 51-69.
- Voet D, Voet JG, Pratt CW (2016) Fundamentos de bioquímica, la vida a nivel molecular. 4ta edición, Editorial Medica Panamericana, Ciudad de México, 1163 p.
- Weedon BCL (1971) Occurrence of carotenoids. En: Isler O (Ed), Carotenoids, Birkhäuser Basel, p 267-324.

- Wolcott TG (1973) Physiological ecology and intertidal zonation in limpets (*Acmaea*): A critical look at limiting factors. *Biology Bulletin*, 145:389–422.
- Wolff M, Garrido J (1991) Comparative study of growth and survival of two color morphs of Chilean scallop *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) in suspended culture. *Journal of Shellfish Research*, 10: 47-53.
- Yamashita E, Matsuno TA (1990) A new apocarotenoid from the sea hare *Aplysia kurodai*. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 96: 465-470.
- Yokoyama A, Izumida H, Miki W (1994) Production of astaxanthin and 4-ketozeaxanthin by a marine bacterium, *Agrobacterium aurantiacum* sp. *Bioscience, Biotechnology and Biochemistry*, 58:1842-1844.
- Yonekura L, Nagao A (2007) Intestinal absorption of dietary carotenoids. *Molecular Nutrition Food Research*, 51:107–115.
- Zagalski PF, Cheesman DF, Ceccaldi HJ (1967) Studies on carotenoid containing lipoproteins isolated from the eggs and ovaries of certain marine invertebrates. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 22:851-871.
- Zapata M, Rodríguez F, Garrido JL (2000) Separation of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton: a new HPLC method using a reversed phase C8 column and pyridine-containing mobile phases. *Marine Ecology Progress Series*, 195: 29-45.
- Zea S, Henkel TP, Pawlik JR (2014) The Sponge Guide: a picture guide to Caribbean sponges. 3er Edition. [www.spongeguide.org](http://www.spongeguide.org) (consultado en junio de 2021).
- Zhang Z-Q (2011) Animal biodiversity: an introduction to higher-level classification and taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 7-12.
- Zheng H, Liu H, Liu W, Sun Z, Zhang Q (2012) Changes of total carotenoid and lipid content in scallop tissues of *Chlamys nobilis* (Bivalve: Pectinidae) during gonad maturation. *Aquaculture*, 342-343: 7-12.

## 11. ANEXOS

### 11.1. Productos derivados de la tesis

#### Simposio:

Prado-Padilla M, Hurtado-Oliva MA, Avila-Poveda OH (2021) Variación estacional en la composición de pigmentos en tejidos del quitón *Chiton articulatus* (Polyplacophora:Chitonida) en Barras de Piaxtla, Sinaloa, México. II Simposio Internacional de Investigaciones Acuícolas y Pesqueras, 16-19 de noviembre, San Blas, Nayarit, México. Formato virtual (<https://www.uan.edu.mx/avisos/ii-simposio-internacional-de-investigaciones-acuicolas-y-pesqueras>)



## Divulgación:

Prado-Padilla M, Hurtado-Oliva MA, Avila-Poveda OH (2022) Variación estacional en la composición de pigmentos en tejidos del quitón *Chiton articulatus* (Polyplacophora:Chitonida) en Barras de Piaxtla, Sinaloa, México. Reunión Vinculación FACIMAR con sector pesquero y organizaciones de la sociedad civil, 26 de mayo, Mazatlán, Sinaloa, México.



Universidad Autónoma de Sinaloa  
Facultad de Ciencias del Mar

OTORGA LA PRESENTE

# CONSTANCIA

A: Miranda Prado Padilla, Miguel Ángel Hurtado Oliva, Omar Hernando Ávila Poveda

Por su Participación con el Cartel:  
"VARIACIÓN ESTACIONAL EN LA COMPOSICIÓN DE PIGMENTOS  
EN TEJIDOS DEL QUITÓN CHITON ARTICULATUS (POLYPLACOPHORA: CHITONIDA)  
EN BARRAS DE PIAXTLA, SINALOA, MÉXICO"

en el marco de la Reunión "VINCULACION FACIMAR CON SECTOR PESQUERO  
Y ORGANIZACIONES DE LA SOCIEDAD CIVIL".

ATENTAMENTE  
"Sursum Versus"  
Mazatlán, Sinaloa, mayo 26 de 2022



Dr. José Adán Félix Ortiz  
Director FACIMAR-UAS

Dr. Guillermo Rodríguez Domínguez  
Coord. Posgrado FACIMAR-UAS

## Congreso:

Prado-Padilla M, Hurtado-Oliva MA, Avila-Poveda OH (2022) Variaciones estacionales de la composición de pigmentos en los tejidos del quitón *Chiton articulatus* (Polyplacophora:Chitonida). XVI Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología, 10-14 de octubre, La Paz, Baja California Sur, México.



**La Sociedad de Malacología de México A.C.**

OTORGA LA PRESENTE CONSTANCIA A:

**Miranda Prado-Padilla, Miguel Ángel Hurtado-Oliva,  
Marlenne Manzano-Sarabia y Omar Hernando Avila-Poveda**

Por su participación con el trabajo titulado:  
“Variaciones Estacionales de la Composición de Pigmentos en los Tejidos del Quitón *Chiton articulatus* (Polyplacophora: Chitonida)”

Presentado como Ponencia oral dentro de la XVI Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología que se llevó a cabo en el Auditorio de Ciencias del Mar y de la Tierra de la Universidad Autónoma de Baja California Sur, La Paz, BCS, México, del 10 al 14 de octubre de 2022.

  
Dra. Abril Karim Romo Piñera  
PRESIDENTA XVI RENAMAC  
SOCIEDAD DE MALACOLOGÍA DE  
MÉXICO, A. C.

  
M.C. Nefertiti Taydé Roldán Wong  
SECRETARIA XVI RENAMAC  
SOCIEDAD DE MALACOLOGÍA DE  
MÉXICO, A. C.

