

**PATRÓN DE DISTRIBUCIÓN, ABUNDANCIA Y FENOLOGÍA DE
Asparagopsis taxiformis (BONNEMAISONIALES, RHODOPHYTA) EN ISLA
GRANDE, CARIBE COLOMBIANO EN 2023**

ALLISON KATHERINE PACHECO ARÉVALO

**UNIVERSIDAD DE BOGOTÁ JORGE TADEO LOZANO
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES E INGENIERÍA
PROGRAMA DE BIOLOGÍA MARINA
SANTA MARTA
2024**

**PATRÓN DE DISTRIBUCIÓN, ABUNDANCIA Y FENOLOGÍA DE
Asparagopsis taxiformis (BONNEMAISONIALES, RHODOPHYTA) EN ISLA
GRANDE, CARIBE COLOMBIANO EN 2023**

ALLISON KATHERINE PACHECO ARÉVALO

**Trabajo de formación para la investigación para optar al título de Bióloga
Marina**

Director

ENRIQUE JAVIER PEÑA SALAMANCA

Biólogo Ph.D Ciencias del Mar

Universidad del Valle

Asesora

MARTHA NATALIA RINCÓN DÍAZ

Bióloga M.SC en Ciencias, línea Biología Marina

Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano

UNIVERSIDAD DE BOGOTÁ JORGE TADEO LOZANO

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES E INGENIERÍA

PROGRAMA DE BIOLOGÍA MARINA

SANTA MARTA

2024

ACEPTACIÓN
Calificado como:

Enrique Javier Peña Salamanca
Biólogo Ph.D Ciencias del Mar
Director

Jurado 1

Jurado 2

Ciudad: _____

Fecha: _____

DECATORIA

Para las hembras que han cambiado mi vida:

Mi mamá, mi abuelita Flor, mi abuelita Stella y mi amada Sam.

AGRADECIMIENTOS

Al profesor Enrique y Natalia que me abrieron las puertas al mundo de las algas, creyeron en mí y me dieron la oportunidad de demostrar mis capacidades.

A Utadeo que brindó los espacios y materiales de laboratorio necesarios para este estudio.

A Productos Naturales de la Sabana S.A.S. y la Univalle que brindó el acompañamiento y la financiación de las salidas de campo necesarias para ejecución de este estudio.

Al equipo de buzos que recolectó las muestras necesarias Junior, Henry, Enrique, Natalia y alguien. Especialmente a Junior que contó con la determinación necesaria para encontrar el alga en su medio.

A Félix y Alfonso que fueron las personas que me acompañaron, me ayudaron y me dieron ánimo para que el protocolo de histología pudiera ser completado.

Al profe Sanjuan que estuvo pendiente y tuvo la disposición de enseñarme la forma adecuada de manejar mis datos y parte de mi vida.

A las bibliotecarias de Utadeo que han sido pilares para la búsqueda de información.

A Dios, que me entregó esta vocación.

A mí por no rendirme y seguir esforzándome cada día por ser la mejor versión de mi como bióloga.

A mi mamá, mi papá, mi tío Tavo, mi tía Johis y mis abuelos que fueron el músculo financiero de este sueño, el apoyo y respaldo incondicional de que los sueños se cumplen con esfuerzo y valentía para enfrentar los obstáculos que van surgiendo.

A mis hermanas que me acompañaron y apoyaron en lo que podían, todo el camino hasta aquí con mucha paciencia y cariño.

Al resto de mi familia por creer y esperar lo mejor de mí.

A Mateo, que me ayudó y respaldó durante toda la carrera, mi compañía incondicional en los momentos más difíciles y la persona que más se ha sentido orgulloso de mi y de lo que ofrezco.

A mis amigos de toda la vida Salgue y Jorge porque, aunque nuestras vidas han cogido rutas muy distintas, no han dejado de estar para mí.

A mis amigos Patrick, Jeimy, Kala y Guti de la carrera que esperan con ansias mi culminación como bióloga marina con mucha admiración y cariño.

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN	2
2. JUSTIFICACIÓN	3
3. MARCO TEÓRICO Y ESTADO DEL ARTE	4
3.1. Generalidades	4
3.2. Antecedentes	7
4. DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA Y OBJETIVO	12
4.1. Problema de investigación	12
4.2. Objetivos	12
5. HIPÓTESIS	13
6. METODOLOGÍA	13
6.1. Área de estudio	13
6.2. Fase de campo	15
6.3. Fase de laboratorio	17
6.4. Fase de gabinete	22
7. RESULTADOS	23
7.1. Fenología	23
7.2. Condiciones fisicoquímicas	31
7.3. Abundancia	31
7.4. Patrón de distribución espacial	35
8. DISCUSIÓN DE RESULTADOS	35
9. CONCLUSIONES	39
10. RECOMENDACIONES	39
11. BIBLIOGRAFÍA	39
12. GLOSARIO	48

LISTA DE TABLAS

Tabla 1.	Linajes (L) de <i>A. taxiformis</i> (Zanolla <i>et al.</i> , 2022)	8
Tabla 2.	Disposición de los transectos en cada sitio de estudio	16
Tabla 3.	Caracteres morfológicos para diferenciar entre carposporofitos y tetrasporofitos (Zanolla <i>et al.</i> 2014).	18
Tabla 4.	Protocolo de deshidratación y aclaración para cada fase de <i>A. taxiformis</i> . 19	
Tabla 5.	Protocolo para retirar parafina, deshidratar, teñir y rehidratar los cortes adheridos al portaobjetos (aplicables a ambas fases).	20
Tabla 6.	Atributos de los principales caracteres del carposporofito de <i>A. taxiformis</i> (muestra de Punta Brava).....	25
Tabla 7.	Atributos de los principales caracteres del tetrasporofito de <i>A. taxiformis</i> (muestra de cultivo experimental de Univalle).	29
Tabla 8.	Condiciones fisicoquímicas registradas por el REDCAM en la estación Isla Grande frente al hotel del pirata. (INVEMAR, 2023a)	31
Tabla 9.	Resultados del índice estandarizado de Morisita <i>I_p</i> por cada sitio.	

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Ciclo de vida *Asparagopsis* spp. (modificado de Wheeler *et al.*, 2021). 6
- Figura 2.** Gametofito de *Asparagopsis taxiformis*. a. 1 rama cubierta con ramitas y dos ramitas cistocárpicas (c); 2 sección transversal el filamento central; 3 superficie de las ramitas (Littler y Littler, 2000). b, c. Gametofitos en hábitat, Cape Ba Lang An, Vietnam (Marzo 2009) (Titlyanov *et al.*, 2018). 6
- Figura 3.** Tetrasporofito de *Asparagopsis taxiformis*. a. 1 filamento cilíndrico de tres células. 2 fijación basal. 3 ápice puntiagudo. b. Agregación en pompones (tomado de Littler y Littler, 2000). 7
- Figura 4.** Cultivo de *Asparagopsis taxiformis* en Vietnam. a. Plántulas de gametofitos de *Asparagopsis taxiformis* unidas a un cordel y retorcidas alrededor de una cuerda, listo para ser desplegado en el océano (modificado de Zanolla *et al.*, 2022). 11
- Figura 5.** Mapa de ubicación de isla Grande con la ubicación de los sitios de buceo Latifundio (Lt) y Punta Brava (Pb) (Fuente propia). 14
- Figura 6.** Representación esquemática de las principales unidades geomorfológicas utilizadas en la definición de las unidades ecológicas del paisaje en el Atlas digital de áreas coralinas de Colombia (INVEMAR-Minambiente, 2020). 15
- Figura 7.** Muestras recolectadas en salida de campo de abril, 2023 (Época seca) (Fuente: Propia). 17
- Figura 8.** Equipos de laboratorio usados para el análisis histológico a. Dispensador de parafina b. Horno c. Baño maría d. Microtomo. 20
- Figura 9.** Mapa de isla Grande con la ubicación de la estación Isla Grande frente al Hotel del Pirata (e) (Fuente propia). 21
- Figura 10.** Talud arrecifal, hábitat de *A. taxiformis* en abril de 2023 a. Latifundio b. Punta Brava (Fuente propia). 24
- Figura 11.** Carposporofito de *A. taxiformis* a. Talo completo b. Apice del talo con ramitas mayores y ramitas cistocárpicas (lm: longitud ramita) c. Rizoides (lr: longitud rizoides). 26
- Figura 12.** Corte transversal mostryo eje central carposporofito de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro talo (dt). 26
- Figura 13.** Rizoides (a) y corte transversal rizoides (b) de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro rizoide (drz). 27
- Figura 14.** Ramita mayor (a) y su respectivo corte transversal (b) de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro ramita mayor (dr). 27

Figura 15.	Ramita cistocárpica (a) y cistocarpo (b) de <i>A. taxiformis</i> . Longitud del talo del cistocarpo (ltc), longitud del cistocarpo (lc), diámetro cistocarpo (dc).	27
Figura 16.	Cistocarpo cerrado (a) y abierto con masa de carposporas (b) de <i>A. taxiformis</i> . Carpospora (c).	28
Figura 17.	Talud arrecifal, hábitat de <i>A. taxiformis</i> en octubre de 2023 a. Latifundio b. Punta Brava (Fuente propia).	28
Figura 18.	Talos ramificados del tetrasporofito de <i>A. taxiformis</i> (a, b).	29
Figura 19.	a. Zona apical y b. Corte transversal del tetrasporofito de <i>A. taxiformis</i> . Ancho célula apical (wca), longitud célula apical (lca), distancia de célula axial (dcax), longitud célula axial (lcax), ancho célula axial (wcax), espesor de la pared celular (pc), diámetro del filamento (df), diámetro célula vesicular (dcv), eje axial (ea), célula axial (1), célula vesicular (2), célula medular (3).	30
Figura 20.	Tetrasporofito con tetrasporangios (a) y su perímetro (b).	30
Figura 21.	Abundancia relativa con barras de desviación estándar a. por filos y grupos y b. para la comunidad de macroalgas en Latifundio.	32
Figura 22.	Abundancia relativa con barras de desviación estándar a. por filos y b. para la comunidad de macroalgas en Punta Brava.	33
Figura 23.	Boxplot entre sitios de estudio para las abundancias relativas de <i>A. taxiformis</i> . Latifundio (Lt); Punta Brava (PB); mediana (línea); equis (media); puntos (datos atípicos).	34
Figura 24.	Boxplot entre las profundidades de Punta Brava para las abundancias relativas de <i>A. taxiformis</i> . Mediana (línea); equis (media); puntos (datos atípicos).	34

RESUMEN

Asparagopsis taxiformis, un alga roja cosmopolita de interés global debido a sus compuestos halogenados fue hallada en agrupaciones en el costado norte de Isla Grande. A pesar de su relevancia, ha sido poco estudiada en el Caribe y esta investigación se centró en determinar el patrón de distribución, abundancia y fenología de *A. taxiformis* en dos sitios: Latifundio y Punta Brava. Se caracterizó su hábitat y comunidad de macroalgas, y se evaluaron los factores que influyen en sus cambios de fase entre gametofito (n), carposporofito (2n) y tetrasporofito (2n). Se encontró que el carposporofito coloniza el talud arrecifal, fijándose a colonias de *Agaricia* spp. o a sustratos duros y rocosos, en profundidades de 16 a 29 m durante la época seca, cuando la temperatura y turbidez son menores. En contraste, el tetrasporofito y el gametofito no fueron detectados en campo, lo que podría indicar que los cambios de fase están relacionados con la estacionalidad del Caribe colombiano. Estos hallazgos destacan la adaptabilidad de *A. taxiformis* y subrayan la importancia de entender su ciclo de vida en el contexto ecológico del Caribe colombiano.

Palabras clave: *Asparagopsis taxiformis*, histología vegetal, talud arrecifal, ecología poblacional, Islas del Rosario.

ABSTRACT

Asparagopsis taxiformis, a cosmopolitan red algae of global interest due to its halogenated compounds, was found in clusters on the north side of Isla Grande. Despite its relevance, it has been little studied in the Caribbean and this research focused on determining the distribution pattern, abundance and phenology of *A. taxiformis* in two sites: Latifundio and Punta Brava. Its habitat and macroalgae community were characterized, and the factors that influence its phase changes between gametophyte (n), carposporophyte (2n) and tetrasporophyte (2n) were evaluated. It was found that the carposporophyte colonizes the reef slope, attaching to colonies of *Agaricia* spp. or to hard and rocky substrates, at depths of 16 to 29 m during the dry season, when the temperature and turbidity are lower. In contrast, the tetrasporophyte and gametophyte were not detected in the field, which could indicate that phase changes are related to the seasonality of the Colombian Caribbean. These findings highlight the adaptability of *A. taxiformis* and underline the importance of understanding its life cycle in the ecological context of the Colombian Caribbean.

Key words: *Asparagopsis taxiformis*, plant histology, reef slope, population ecology, Rosario Islas.

1. INTRODUCCIÓN

Asparagopsis taxiformis es un alga roja (filo: Rhodophyta) de la familia Bonnemaisoniaceae que se caracteriza por tener un ciclo de vida heteromórfico con alternancia de generaciones, es decir, cambia de forma en sus fases diploides (tetrasporofito, carposporofito) y su fase haploide (gametofito). Perteneciente a un género monofilético, solo presenta una especie hermana, *A. armata*. Ambas exhiben diversidad críptica (Andreakis *et al.*, 2007; Dijoux *et al.*, 2014; Zanolla *et al.*, 2022), lo cual dificulta determinar su origen debido a múltiples linajes evolutivos distribuidos globalmente.

Las especies de *Asparagopsis* son consideradas cosmopolitas y son objeto de múltiples ensayos para cultivo con el objetivo de producir bromoformo, un compuesto de interés producido por estas algas. El bromoformo ayuda a mantenerlas naturalmente libres de herbívoros, enfermedades y epífitas (Vergés *et al.*, 2008) este compuesto tiene la capacidad de inhibir completamente el *quorum sensing* de las bacterias y reducir las emisiones de metano producidas por el ganado bovino (Fenical 1974; Burreson *et al.* 1976; McConnell y Fenical 1977; Kinley *et al.* 2016; Machado *et al.* 2016).

En Colombia, *A. taxiformis* fue reportada por Bula (1982, 1986a, 2001) y por Díaz y Díaz (2003) en diferentes condiciones. Sin embargo, no se ha llevado a cabo ningún estudio específico sobre grupos o poblaciones de *A. taxiformis* en el Caribe colombiano.

Esta investigación se realiza como trabajo de formación para la investigación y optar el título de Bióloga Marina. Fue financiado por el proyecto de convocatoria interna de la Universidad del Valle de Biología Molecular, Ecología Química y Filogeografía de algas rojas (Rhodophyta) del Caribe Colombiano, por la empresa Productos Naturales de la Sabana S.A.S. y por la Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Por último, los permisos de colecta fueron otorgados por la Autoridad Nacional de Licencias Ambientales (ANLA) según la Resolución 1070 de 2015 y modificadas para incluir esta investigación por la Resolución 01053 de 2022, por otro lado, el Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SINAP) dio su autorización por medio de la Resolución 2120 de 2015, y su posterior modificación mediante la Resolución 091 de 2022.

2. JUSTIFICACIÓN

Las algas marinas, especialmente las algas rojas, han despertado un creciente interés en el sector industrial debido a sus compuestos bioactivos y derivados, que representan alrededor de USD \$6.3 mil millones. Estos productos son valorados por sus múltiples aplicaciones en la alimentación humana y animal, la agricultura y la biotecnología. En el caso de *Asparagopsis taxiformis* se destaca por su capacidad para producir una amplia gama de compuestos halogenados que incluyen haloformas (Burreson *et al.* 1975), alcanos halogenados de cadena corta, cetonas (Burreson *et al.* 1976), alcoholes (Woolard *et al.* 1976), ácidos carboxílicos (Woolard *et al.* 1979) y un grupo de furanonas halogenadas poco comunes conocidas como "mahorones" (Greff *et al.* 2014).

Algunos compuestos poseen un gran potencial biotecnológico como el bromoformo que puede llegar a reducir las emisiones de metano producidas por el ganado (Machado *et al.*, 2016). Además, tanto el bromoformo como el ácido dibromoacético pueden retrasar el crecimiento de bacterias patógenas para peces (Mata *et al.*, 2012). Por otro lado, se ha descubierto que el ácido dibromoacético tiene propiedades antiincrustantes y antibacterianas contra varias cepas de *Vibrio* (Paul *et al.*, 2006a). Estudios más recientes han explorado el potencial de *A. taxiformis* como fuente de compuestos anti-Leishmania (Genovese *et al.*, 2009), agentes anti-quorum sensing (Jha *et al.*, 2013) y compuestos antibacterianos (Vedhagiri *et al.*, 2009).

En Colombia, no se ha llevado a cabo ningún estudio sobre la población de *Asparagopsis taxiformis*. Por lo tanto, es fundamental obtener información detallada sobre los principales factores que influyen en el desarrollo de estas poblaciones, tales como el ciclo de vida, la morfología y la ecología. El conocimiento específico del ciclo y las etapas reproductivas de la especie son indispensables para su desarrollo posterior tanto en condiciones controladas de laboratorio como en el entorno natural. Así pues, comprender la biología reproductiva del alga permitirá ajustar adecuadamente los aspectos tecnológicos necesarios para mejorar el rendimiento de las fases reproductivas en un cultivo.

3. MARCO TEÓRICO Y ESTADO DEL ARTE

3.1. Generalidades

Las algas son un grupo diverso de organismos autótrofos ampliamente distribuidos en el planeta. Son esenciales como fuente de alimento y refugio para diversas especies, fundamentales como productores primarios y constituyen la base de la red trófica. Se adaptan en una amplia gama de condiciones ambientales, presentan gran variedad de morfologías. Se clasifican en formas unicelulares (microalgas) y pluricelulares (macroalgas), y se distinguen en algas bentónicas, que están fijadas al sustrato, y algas pelágicas, que flotan a la deriva en las corrientes. Taxonómicamente, las algas se dividen en filos según la variación y composición de sus pigmentos fotosintéticos, presencia o ausencia de flagelos en los gametos, almacenamiento de productos de reserva y pared celular en Chlorophyta (algas verdes), Ochrophyta (algas pardas) y Rhodophyta (algas rojas) (Littler y Littler, 2000; Díaz y Díaz, 2003).

La distribución de las algas marinas está influenciada por varios factores. Según Dawes (1986), los factores físicos más relevantes incluyen la luz, el tipo de sustrato, la temperatura, los vientos, la precipitación, la presión atmosférica, la contaminación y la exposición a las mareas (amplitud y período). Además, intervienen factores químicos como la salinidad, el oxígeno disuelto, el dióxido de carbono, la concentración de nutrientes y el pH, así como factores biológicos como la depredación, la competencia por espacio o luz y la actividad microbiana. Las algas rojas (Rhodophyta) contienen la mayoría de los ejemplares macroscópicos en el ambiente marino, se destacan por su amplia diversidad de especies y por su importancia tanto ecológica como económica, ya que son utilizadas como la principal materia prima en la fabricación de geles de polisacáridos y en la extracción de compuestos con potencial biotecnológico. Una de las características distintivas de las algas rojas es la presencia del pigmento ficoeritrina, responsable de su coloración rojiza. Además, a diferencia de otras algas, en las algas rojas los plastidios no almacenan almidón; en su lugar, este se acumula en gránulos llamados almidón floridiano en el citoplasma y les permite regular eficientemente su metabolismo energético en ambientes

fluctuantes. Este grupo de algas exhibe una diversidad de estructuras celulares y características específicas durante la división celular (Dawes, 1986).

La reproducción asexual es común en las algas rojas simples y puede ser a través de división celular, esporas o fragmentación simple, por otro lado, la reproducción sexual de algas rojas involucra oogamia que consiste en la fusión de un espermatio (gameto masculino) con un carpogonio (gameto femenino de mayor tamaño), ninguno de ellos flagelado. El ciclo de vida comprende gametofitos masculino y femenino (haploides), adicionalmente presenta dos fases diploides, una de vida libre, el esporofito y el carposporofito que se desarrolla dentro del gametofito femenino. Así, el ciclo de vida se conoce como trifásico y se puede describir como "*diplohaplonte*" (Dawes, 1986; Díaz y Díaz, 2003).

3.1.1. *Asparagopsis taxiformis*

Reino: Plantae (Haeckel, 1866)

Subreino: Biliphyta

Filo: Rhodophyta (Wettstein, 1901)

Subfilo: Eurhodophytina (G.W. Saunders y Hommersy)

Clase: Florideophyceae (Cronquist, 1960)

Subclase: Rhodymeniophycidae (G.W. Saunders y Hommersy, 2004)

Orden: Bonnemaisoniales (Feldmann y Feldmann, 1942)

Familia: Bonnemaisoniaceae (Schmitz, 1892)

Género: *Asparagopsis* (Montagne, 1840)

Especie: *Asparagopsis taxiformis* (Trevisan de Saint-Léon, 1845)

Los individuos de la familia Bonnemaisoniaceae poseen un ciclo de vida trifásico con alternancia de generaciones (Figura 1). En el caso de *A. taxiformis*, alga bentónica, se presentan dos fases diploides (tetrasporofito, carposporofito) y una fase haploide (gametofito) (Zanolla, 2017).

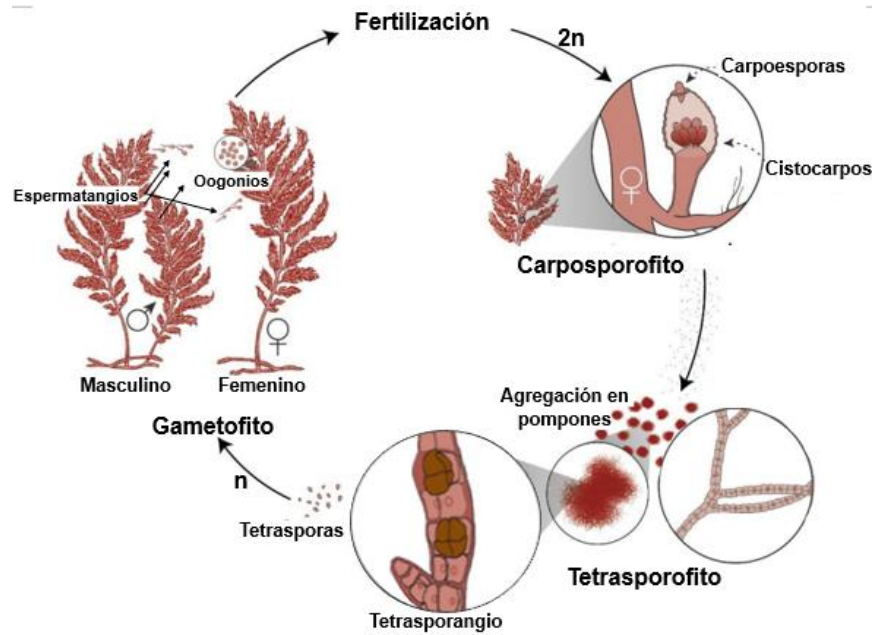


Figura 1. Ciclo de vida *Asparagopsis* spp. (modificado de Wheeler *et al.*, 2021).

Los gametofitos de estas algas habitan áreas con corrientes de hasta 30 m de profundidad. Se caracterizan por ser erectos y conspicuos, con un talo delicado y solitario que varía en color desde rojo pálido claro hasta gris rojizo, este se conforma por 3 células de diámetro en un patrón de disposición en el que cada juego alterna aproximadamente 60° desplazados entre sí. Sus ramas están densamente cubiertas de ramitas que se dividen repetidamente de manera alternada (Figura 2) (Littler y Littler, 2000).



Figura 2. Gametofito de *Asparagopsis taxiformis*. a. 1 rama cubierta con ramitas y dos ramitas cistocárpicas (c); 2 sección transversal el filamento central; 3 superficie de las ramitas (Littler y Littler, 2000). b, c. Gametofitos en hábitat, Cape Ba Lang An, Vietnam (Marzo 2009) (Titlyanov *et al.*, 2018).

Los tetrasporofitos también conocidos como estado *Falkenbergia*, son pequeños y filamentosos, formados por un talo veloso de hasta 4 cm de alto, color rosa claro con ramificaciones irregulares a alternas, ramas cilíndricas, tres células de diámetro, células del ápice puntiagudas y cada conjunto girado aproximadamente 60° (Figura 3). Se encuentran en las mismas zonas que el gametofito, en agregaciones en forma de pompón, flotando libremente o adheridas a otras algas como epífitas (Littler y Littler, 2000).

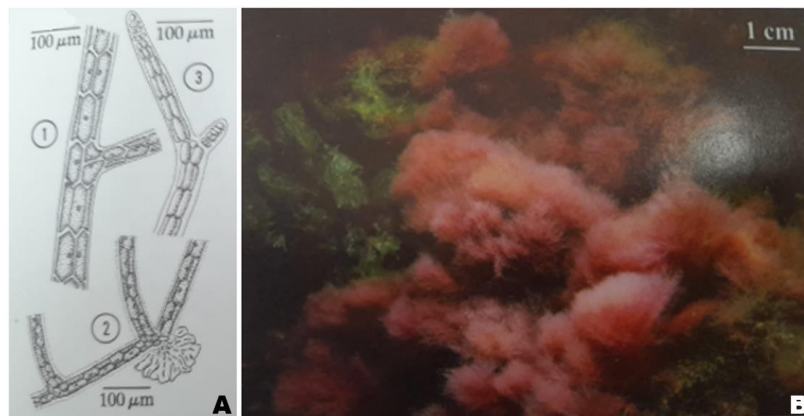


Figura 3. Tetrasporofito de *Asparagopsis taxiformis*. a.1 filamento cilíndrico de tres células. 2 fijación basal. 3 ápice puntiagudo. b. Agregación en pompones (tomado de Littler y Littler, 2000).

Adicionalmente, los compuestos halogenados que produce el alga están contenidos en las vesículas de las células glandulares, las cuales están conectadas a la pared celular externa por medio de una estructura de conexión (Marshall *et al.*, 2003).

3.2. Antecedentes

3.2.1. Biología molecular

A pesar del bajo número de especies en el género, *Asparagopsis armata* y *A. taxiformis* se consideran complejos de especies, lo que revela una notable diversidad genética en los rangos de distribución nativos e introducidos. Ambas consideradas cosmopolitas y crípticas, especies que son morfológicamente indistinguibles a pesar de tener diferentes historias evolutivas (Klautau *et al.*, 1999). *A. taxiformis* presenta diversidad críptica. En la tabla 1 se describen algunas características morfológicas de cada uno de los seis linajes establecidos hasta la actualidad (Andreakis *et al.*, 2007; Dijoux *et al.*, 2014; Zanolla *et al.*, 2022)

Tabla 1. Linajes (L) de *A. taxiformis* (Zanolla *et al.*, 2022)

L	Distribución	*Caracteres morfológicos		Autores	
		Gametofito	Tetrasporofito		
L1	Pacífico panameño; Hawái.	-	Diferencias morfológicas microscópicas en las células apicales y axiales.	(Andreakis <i>et al.</i> , 2007)	
L2	Indopacífico; Atlántico Norte; Hawái; Japón. Invasor: Mediterráneo; Sur de Portugal.	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cistocarpos más pequeños. ▪ Longitudes de tallo de Espermatangios, Carposporas y cistocarpos más cortos. 		(Andreakis <i>et al.</i> , 2007; Bolton <i>et al.</i> , 2011; Kurihara <i>et al.</i> , 2016)	
L3	Atlántico occidental; Islas Canarias. Invasor: Mediterráneo oriental.	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Espermatios más largos. 		(Andreakis <i>et al.</i> , 2007; Zanolla <i>et al.</i> , 2018)	
L4	Indopacífico, Hawái Panamá y Costa Rica,	-		(Andreakis <i>et al.</i> , 2007; Dijoux <i>et al.</i> , 2014)	
L5	Sudeste asiático y Australia	Gametofitos ligeramente más largos y anchos.		-	(Dijoux <i>et al.</i> , 2014)
L6	Sudeste asiático y Australia	Gametofitos ligeramente más largos y anchos.			(Andreakis <i>et al.</i> , 2016)

*Las características morfológicas en el estadio reproductivo del organismo son de gran valor, aunque no son suficientes para una acertada identificación de estos, ya que incluso en organismos introducidos y nativos del mismo linaje se observan estas variaciones.

3.2.2. Poblaciones nacionales e internacionales

Hasta la fecha únicamente se han realizado dos estudios internacionales sobre las poblaciones de *Asparagopsis taxiformis*, ambas en el mediterráneo y pertenecientes al linaje dos. Flagella *et al.* (2005) evaluaron el crecimiento potencial del alga en campo comparándolo con un régimen térmico de seis temperaturas entre 10 y 30° C, los resultados demostraron que estas poblaciones se encuentran muy bien aclimatadas a los regímenes térmicos del mar Mediterráneo, ya que no se observó mortalidad en el estudio. Sin embargo, al tratarse de una invasión ambas fases, gametofito y tetrasporofito se presentaron todo el año, aunque, el gametofito se presentó dominante desde otoño hasta primavera cuando paso a carposporofito, mientras que, el tetrasporofito domino durante el verano.

Por otro lado, Zanolla *et al.* (2017) efectuaron un estudio entre julio de 2010 y noviembre 2011 realizando un muestro mensual a la población que arrojó los siguientes resultados: se encontró a *A taxiformis* en sustrato rocoso de 1 a 12 m de profundidad, predominó el gametofito en un patrón de distribución agregado, con una densidad promedio de 2271.2 ± 1234.3 brotes/ m² mientras que el tetrasporofito solo apareció en agosto y septiembre (2010) y septiembre a noviembre (2011).

En Colombia, se ha reportado en la costa Caribe en La Guajira sobre el litoral rocoso, en Magdalena en la bahía de Gayraca a 16 m, en Islas del Rosario a más de 16 m de profundidad y en el golfo de Urabá sobre el litoral rocoso (Bula, 1982, 1986a, 2001; Díaz y Díaz, 2003).

3.2.3. Principios Activos

El bromoformo (CHBr₃) es un líquido de tonalidad amarillo pálido con un aroma dulce reminiscente al cloroformo, se origina de forma natural a través del fitoplancton y algunas algas marinas en el océano, considerándose esta fuente como predominante en el entorno ambiental (McConnell y Fenical, 1977). La producción de bromoformo está influenciada por una serie de factores como la fase del ciclo de vida del alga, la salud del individuo y las condiciones ambientales del entorno marino, estudios han demostrado que la concentración de bromoformo varía en cada fase del ciclo de vida, las diferencias en la

concentración de bromoformo y de otros compuestos halogenados entre tetrasporofitos y gametofitos de ambas especies también se ha informado, pero no se logran apreciar patrones claros sobre la variación de la producción de bromoformo (Paul *et al.*, 2006a; Silva *et al.*, 2021).

Kinley *et al.* (2016) y Machado *et al.* (2016) informaron originalmente sobre las propiedades reductoras de metano *in vitro* del bromoformo de *Asparagopsis* spp. en el ganado bovino. Algunos estudios se han centrado en experimentos con animales *in vivo*, centrándose en factores como la acumulación de yodo y bromoformo en el tejido bovino y la leche (Li *et al.*, 2016; Muizelaar *et al.*, 2021; Roque *et al.*, 2019, 2021). Otros estudios se centraron en la medición de bromoformo y protocolos de almacenamiento directamente de la biomasa (Romanazzi *et al.*, 2021; Vucko *et al.*, 2017; Zanolla *et al.*, 2022).

3.2.4. Acuicultura

En 1996, Algues et Mer estableció la primera granja comercial en Île d'Ouessant, Bretaña, produciendo un extracto cosmético de *A. armata* con fuerte actividad antibacteriana (Jha *et al.*, 2013). El método de propagación se basa en la recolección de gametofitos de poblaciones silvestres cada invierno. Los gametofitos se cortan en fragmentos, se sumergen en cuerdas en tanques llenos de agua de mar, estos se atan a las cuerdas con las puntas de las ramas y se colocan en el mar (Werner *et al.*, 2004). Como resultado, esta operación comercial permanece activa en el Reino Unido, Australia y el sudeste asiático (Figura 4) (Zanolla *et al.*, 2022)



Figura 4. Cultivo de *Asparagopsis taxiformis* en Vietnam. a. Plántulas de gametofitos de *Asparagopsis taxiformis* unidas a un cordel y retorcidas alrededor de una cuerda, listo para ser desplegado en el océano (modificado de Zanolla *et al.*, 2022).

Asparagopsis spp. reportó alto rendimiento optimizando la luz mediante el control de la densidad de biomasa, nutrientes y carbono que se puede cultivar en los tanques (Mata *et al.*, 2007, 2010, 2012; Schuenhoff *et al.*, 2006). Las siguientes subsecciones describen las tecnologías acuícolas para cada fase, actualmente en uso o en desarrollo.

3.2.4.1. Tetrasporofito

El tetrasporofito tiende a crecer suelto en áreas submareales, estas características lo hacen adecuado para el cultivo en contenedores verticales con aireación en el fondo para mantener los organismos en suspensión. El material de partida para el cultivo de tetrasporofito puede obtenerse de colecciones de cultivo, recolectando fragmentos de tetrasporofito en la naturaleza o carposporofitos para inducir la germinación y producir tetrasporofitos jóvenes. Estos cultivos se pueden mantener y propagar en el laboratorio durante años, siempre que se proporcione un suministro constante de agua de mar filtrada rica en nutrientes y se garanticen rangos de temperatura (23 y 30 °C) y condiciones de luz óptimas (longitudes de onda intermedias) (Mata *et al.*, 2006; Mata, 2008). En el sur de Portugal se implementó un sistema acuícola utilizando aguas residuales ricas en nutrientes de la piscicultura marina, lo cual resultó un éxito

(Schuenhoff *et al.*, 2006). Nunca se observó la formación de tetrasporangios en los cultivos en tierra, lo que provoca un interés en la acuicultura de *Asparagopsis* spp. con varias empresas que buscan usar esta tecnología de cultivo para la producción de biomasa de *Asparagopsis* comercialmente (Mata *et al.*, 2007, 2010, 2012; Schuenhoff *et al.*, 2006).

3.2.4.2. Gametofito

La fase de gametofito de *Asparagopsis* spp. no presenta un buen crecimiento en condiciones de cultivo, decayendo rápidamente (Chualáin *et al.*, 2004; Mickelson, 2013). Las condiciones óptimas para la fase plumosa de *Asparagopsis* spp. está en el océano dependiendo del linaje que se esté evaluando, aunque esta fase tiende a preferir temperaturas de entre 22 y 27° C y longitudes de onda intermedias (Flagella *et al.*, 2005).

Es posible propagar gametofitos de *A. armata* vegetativamente, ya que las nuevas frondas se regeneran cuando sus ramas de arpón, utilizadas para fijación son aisladas. Esta tecnología está siendo adaptada por empresas emergentes australianas para producir *A. armata* en el mar a través de un método asexual alternativo, el cual consiste en cultivar el gametofito en cultivos de tetrasporofitos para producir tetrasporas. La inducción de tetrasporogénesis en *Asparagopsis* spp. requiere de condiciones ambientales precisas, pero una vez que se dominan para un cultivo en particular, las esporas se pueden unir a un sustrato adecuado hasta que crezcan las plántulas de gametofitos lo suficiente como para resistir su posterior despliegue en el océano para su cultivo (Chualáin *et al.*, 2004).

4. DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA Y OBJETIVO

4.1. Problema de investigación

¿Cuáles son los patrones de distribución, abundancia y ocurrencia de las fases de *A. taxiformis* de Isla Grande? ¿Cuáles son las principales características vegetativas y reproductivas para diferenciar entre fases?

4.2. Objetivos

4.2.1. Objetivo General

Determinar el patrón de distribución, abundancia y fenología de *Asparagopsis taxiformis* en isla Grande, Caribe colombiano.

4.2.2. Objetivos Específicos

- Describir los principales caracteres morfológicos de las fases esporofítica, gametofítica y carposporofítica de *A. taxiformis*.
- Estimar la abundancia y ocurrencia de las fases fenológicas de *A. taxiformis* en los arrecifes de isla Grande.
- Determinar el patrón de distribución espacial de *A. taxiformis* en isla Grande.

5. HIPÓTESIS

- Existen diferencias en la ocurrencia de las fases fenológicas asociadas las condiciones fisicoquímicas que cambian entre épocas climáticas en el Caribe colombiano.
- Se espera un patrón de distribución agregado para ambas fases. Además, existen diferencias en los patrones de distribución espacial y abundancia del gametofito y/o carposporofito entre los sitios de estudio.

6. METODOLOGÍA

6.1. Área de estudio

El archipiélago de las Islas del Rosario es un complejo arrecifal compuesto por aproximadamente 28 islas e islotes a 52 km al suroccidente de la Bahía de Cartagena entre las coordenadas 10°02' a 10°14' N y 75°37' a 75°57' W, distribuidas en sentido este-oeste, con un área total de 16 km² incluyendo los arrecifes. Es un área marina protegida (AMP) del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo (PNNCRSB) (Cendales *et al.*, 2002).

Basados en reportes de avistamientos del alga, el Dr. Enrique Peña realizó la búsqueda del alga por alrededor de 1 año en múltiples salidas premuestreales dentro de las Islas del Rosario, hasta que se encontró a *A. taxiformis* en las crestas arrecifales de los sitios de buceo, Latifundio en las coordenadas 10°11'06.9" N 75°44'09.5" W y Punta Brava en las coordenadas 10°11'10.3" N 75°44'42.5" W en el costado norte de isla Grande (Figura 5).

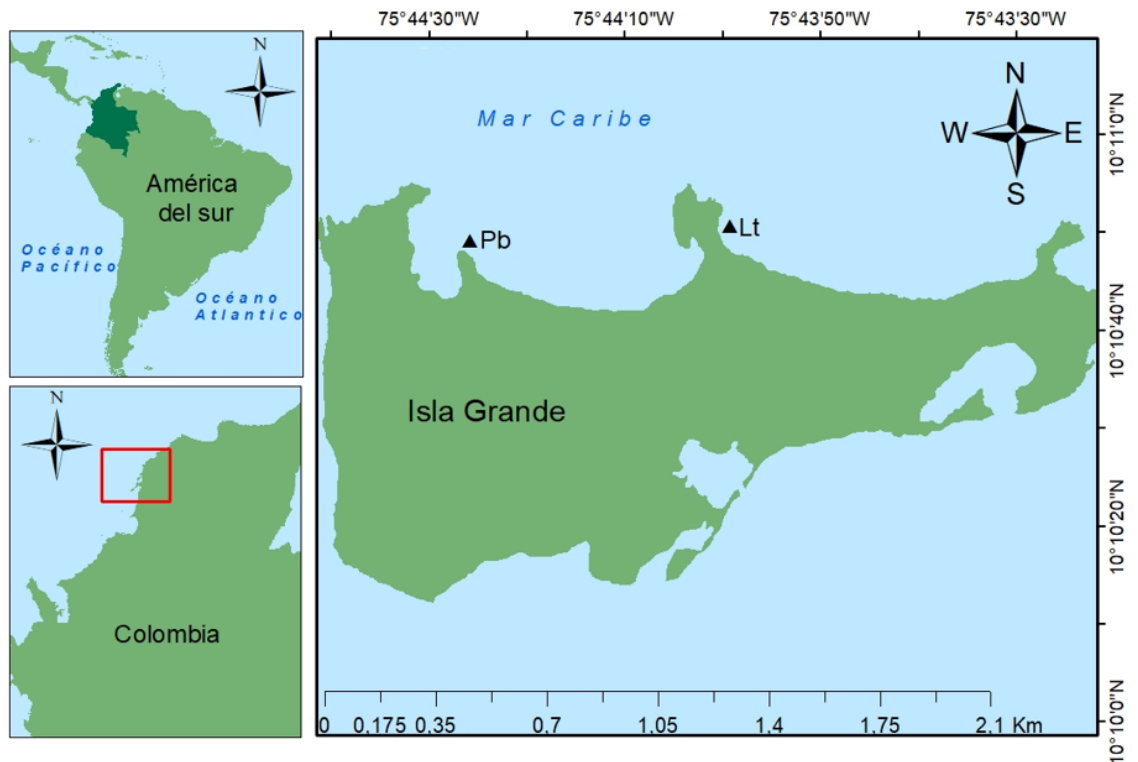


Figura 5. Mapa de ubicación de isla Grande con la ubicación de los sitios de buceo Latifundio (Lt) y Punta Brava (Pb) (Fuente propia).

Las estructuras coralinas de los mares tropicales se han destacado por el papel que ocupan junto con las praderas de fanerógamas marinas y los bosques inundados de manglares en la producción de materia orgánica o producción primaria (Werding y Sanchez, 1979). La plataforma coralina de este archipiélago abarca unos 13 km² y sustenta arrecifes vivos hasta los 50 m de profundidad (Werding y Köster, 1967). En el lado norte de Isla Grande hay un arrecife prominente con una cresta de más de 1 km de longitud y hasta 100 m de ancho en algunos puntos (Díaz *et al.*, 2000). Desde los 10 m en la terraza prearrecifal (Figura 6), la cobertura coralina varía, siendo *Agaricia spp.* y *Orbicella franksi* dominantes, y más profundamente, alrededor de los 30 m domina *Orbicella annularis* (Pfaff, 1969; Werding y Sanchez, 1979; Cendales *et al.*, 2002).

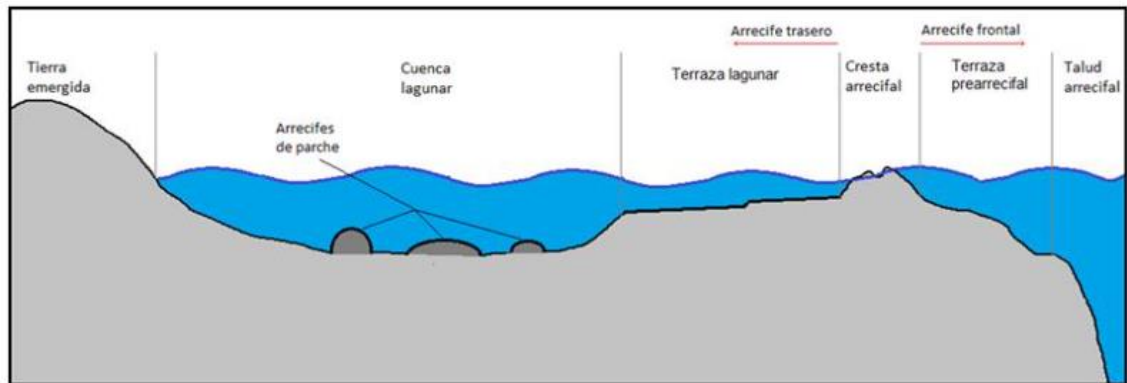


Figura 6. Representación esquemática de las principales unidades geomorfológicas utilizadas en la definición de las unidades ecológicas del paisaje en el Atlas digital de áreas coralinas de Colombia (INVEMAR-Minambiente, 2020).

En el talud arrecifal de las Islas del Rosario, se encuentra una diversa comunidad de macroalgas. Estas algas desempeñan un papel crucial en el ecosistema marino al proporcionar hábitat y alimento para diversas especies. En estudios previos se ha documentado la presencia de especies como *Dictyota* spp. y *Lobophora* spp. en estas profundidades, que forman parte integral del hábitat coralino (Zarza, 2011; Díaz *et al.*, 2000a). La distribución y composición específica de estas macroalgas en el talud arrecifal continúa siendo un área de interés para la investigación marina, debido a su influencia en la estructura y función de los ecosistemas coralinos (Garay *et al.* 2000; Cendales *et al.*, 2002)

La morfología y estructura ecológica de las formaciones coralinas están regidas y condicionadas por las condiciones climáticas típicas del Caribe colombiano. El clima del PNNCRSB es modulado por la Zona de Convergencia InterTropical (ZCIT), dado que, al variar latitudinalmente durante el año, permite que los vientos del NE ejerzan más o menos influencia en la región, así se presentan cuatro épocas climáticas marcadas: época seca mayor de diciembre a abril, época lluviosa menor de abril a mayo, época seca menor de junio a julio y época lluviosa mayor de agosto a noviembre. La temperatura superficial del mar (TSM) oscila entre 27 °C a 31 °C y la salinidad oscila entre 30 a 35 a lo largo de todo el año (Mejía, 1989; Cendales *et al.*, 2002).

6.2. Fase de campo

En abril de 2023, al finalizar la época seca mayor, un equipo de buzos instaló cinco transectos delimitados por boyas, cada uno de 20 m de longitud y 2 m de

ancho (40 m²), sobre la fase carposporofítica (no se encontró la fase gametofítica). Estos transectos se colocaron paralelamente a la línea de costa para evitar variaciones en la profundidad en los sitios de estudio, como se detalla en la tabla 2.

Tabla 2. Disposición de los transectos en cada sitio de estudio

Sitio	Transecto	Profundidad	Estratos de Profundidad
Latifundio	Lt-1	24 m	22 a 24 m
Punta Brava	PB-1	16 m	16 a 17.9 m
	PB-2	19 m	18 a 19.9 m
	PB-3		
	PB-4	22 m	22 a 24 m

En Latifundio solo se colocó un transecto por baja incidencia de *A. taxiformis* en profundidades someras y el tiempo reducido por el desplazamiento hasta el talud del sitio. En cada transecto se estimó la densidad contando los talos conspicuos de la fase carposporofítica y para minimizar el efecto de borde, se tuvo en cuenta todo lo que tocaba el borde del transecto (Eleftheriou y McIntyre, 2005).

Se estimó la abundancia relativa con 10 cuadrantes divididos en subsecciones de 10 cm cada uno, puestos en zigzag cada 2 m sobre cada transecto, donde se contaba lo que había directamente debajo de cada intercepto (Eleftheriou y McIntyre, 2005); se registraron los grupos de cascajo, esponjas erectas e incrustantes, algas coralináceas costrosas (ACC), céspedes algales, colares y macroalgas. Los corales y macroalgas se clasificaron hasta género con ayuda de las guías de identificación “Manual de identificación CITES de invertebrados marinos de Colombia” (Reyes y Santodomingo, 2002) y “Caribbean reef plants” (Littler y Littler, 2000) respectivamente. Por último, se recolectó una muestra de los talos de *A. taxiformis* en fase carposporofito (Figura 7), se limpiaron de cascajo y se transportaron en envases plásticos con agua de mar para su posterior procesamiento.



Figura 7. Muestras recolectadas en salida de campo de abril, 2023 (Época seca) (Fuente: Propia).

En octubre de 2023 (Época lluviosa) se revisaron los marcadores de los transectos y no se evidenció presencia de la fase carposporofito ni gametofito, por lo cual, no se estimó cobertura ni densidad de estas fases. Para esta época probablemente *A. taxiformis* se encontraba en su fase esporofítica como epifita de otras algas o en céspedes algales, lo que la hizo indetectable para el equipo de buzos. En cada salida se registraron datos descriptivos del habitat.

6.3. Fase de laboratorio

6.3.1. Fenología

6.3.1.1. Procesamiento y herborización

Los carposporofitos recolectados fueron trasladados al laboratorio de fisiología vegetal y ficología de la Universidad del Valle, donde el Dr. Enrique Peña mantuvo la fase hasta obtener carposporas y seguidamente tetrasporofitos en un cultivo experimental. Posteriormente entrego tetrasporofitos para completar esta investigación.

Las muestras empleadas para herborizar y para el análisis histológico se preservaron en una solución 1:10 de etanol 70% y agua de mar respectivamente. Se decidió no herborizar los tetrasporofitos debido a que su tamaño y espesor no permitían una observación clara. En cambio, para herborizar el carposporofito, este fue hidratado y dispuesto con un pincel sobre 1/8 de cartulina blanca. Posteriormente, se cubrió con un velo y papel secante, y se

colocó en una prensa durante 5 días para prevenir la formación de hongos durante el proceso de secado (Rincón, 2023).

6.3.1.2. Análisis morfológico

Se identificaron los caracteres morfológicos para diferenciar entre gametofitos, carposporofitos y tetrasporofitos según Zanolla *et al.* (2014), examinando múltiples características vegetativas y reproductivas, por último, se tomaron las medidas según la tabla 3 y se describieron 33 caracteres anatómicos, 17 para la fase esporofítica y 16 para la fase carposporofítica combinándose con algunos caracteres del gametofito.

Tabla 3. Caracteres morfológicos para diferenciar entre carposporofitos y tetrasporofitos (Zanolla *et al.* 2014).

Carposporofito	Tetrasporofito
Hábito de crecimiento	Hábito de crecimiento
Color de talo	Color de talo
Forma del talo	Longitud talo (cm)
Longitud del talo (cm)	Número de Células desde el ápice
Altura donde inicia las ramitas (cm)	Número de células entre ramificaciones
	Ancho filamento (μm)
Ramitas (ramificaciones)	Ancho célula apical (μm)
Longitud ramitas (cm)	Longitud célula apical (μm)
Longitud rizoides (cm)	Espesor de la pared celular (μm)
Diámetro del talo (μm)	Diámetro célula vesicular (μm)
Diámetro de rizoides (μm)	Ancho célula axial (μm)
Diámetro ramitas (μm)	Longitud célula axial (μm)
Longitud total cistocarpo (mm)	Distancia de célula axial (μm)
Longitud tallo cistocarpo (mm)	Diámetro del filamento (μm)
Diámetro cistocarpo (μm)	Área tetrasporangios (μm^2)
Área Carposporas (μm^2)	Perímetro Tetrasporangio (μm)
Perímetro Carposporas (μm)	Estructura de fijación

6.3.1.3. Análisis histológico

Carposporofitos y tetrasporofitos se sometieron al protocolo de histología para observar cambios morfológicos celulares de cada fase de *A. taxiformis*. Los individuos de cada fase fueron observados en el microscopio estereoscópico Nikon SMZ745T conectado a la cámara digital DS-Fi1 de 5 megapíxeles, con la unidad de control de cámara Nikon DS-U3 DS con capacidad de conversión

analógica digital de 12 bits y se obtuvieron las imágenes por medio del software de análisis de imágenes NIS-Elements BR (Basic Research) versión 4.30.

Para los cortes histológicos, en primer lugar, las muestras se hidrataron durante 30 min en agua. Se seleccionaron fragmentos de 1 cm de largo del gametofito y varios tetrasporofitos, los cuales fueron deshidratados de acuerdo con su tamaño y espesor, como se detalla en la tabla 4. Posteriormente, para aclarar los fragmentos, se sumergieron en un baño de xileno. Una vez que las muestras se volvieron completamente translúcidas, se verificó la penetración completa de la sustancia intermediaria (xileno) en el tejido (Suárez *et al.*, 2022).

Tabla 4. Protocolo de deshidratación y aclaración para cada fase de *A. taxiformis*.

Sustancia	Tiempo	
	Carposporofito	Tetrasporofito
Etanol 60 %	30 min	17 min
Etanol 70 %	30 min	17 min
Etanol 80 %	30 min	17 min
Etanol 90 %	30 min	17 min
Etanol 96 %	30 min	17 min
Xileno	45 min	34 min

Los fragmentos se fijaron en el medio de inclusión de tejido McCormick (parafina), el cual se llevó a punto de fusión en el dispensador de parafina Selecta a 62 °C (figura 8a). Posteriormente, las piezas se sumergieron en parafina dentro de un beaker de 50 ml y se colocaron en un horno Memmert precalentado a 62 °C durante 24 h (figura 8b). Después del tiempo de fijación, se realizaron dos cambios de parafina y se dejaron en el horno durante 2 h y luego 1 h, respectivamente (Suárez *et al.*, 2022).

La inclusión se realizó en moldes cúbicos de aluminio, donde se colocó una capa delgada de parafina. Sobre esta capa se dispuso la muestra previamente fijada, y luego se completó el volumen del cubo con parafina. De esta manera, la pieza quedó posicionada en el centro del cubo, lo que facilitó la microtomía. Los cubos se dejaron enfriar durante 12 h a temperatura ambiente (Avila, 2001; Ibáñez, 2010; Megias *et al.*, 2023).



Figura 8. Equipos de laboratorio usados para el análisis histológico a. Dispensador de parafina b. Horno c. Baño de María d. Micrótopo.

Cada cubo fue desbastado utilizando una cuchilla No. 22 para eliminar el exceso de parafina alrededor del tejido. Después, los cubos fueron colocados en el portaobjetos del micrótopo Sakura (figura 8d), que previamente había sido ajustado a un ángulo de 5° y calibrado para realizar cortes de 16 a 18 µm en el carposporofito y tetrasporofito (no se obtuvieron gametofitos en campo, ni en laboratorio). Los cortes fueron transferidos a portaobjetos y colocados en un Baño de María a 45 °C, utilizando una solución de gelatina al 2% para expandir los cortes y evitar que la parafina los dañara, asegurando que quedaran adheridos al portaobjetos. Posteriormente, los portaobjetos se colocaron en un horno a 40 °C hasta que estuvieron completamente secos, retirando así la parafina de los cortes y preparándolos para la observación bajo microscopio. Durante el proceso, los portaobjetos fueron deshidratados, teñidos y rehidratados según se describe en la tabla 5, con las muestras lavadas con agua destilada entre cada paso.

Tabla 5. Protocolo para retirar parafina, deshidratar, teñir y rehidratar los cortes adheridos al portaobjetos (aplicables a ambas fases).

Deshidratación		Tinción		Rehidratación	
Sustancia	Tiempo	Sustancia	Tiempo	Sustancia	Tiempo
Xileno a 45 °C	5 min	Hematoxilina o Azul de Metileno	30 min	Etanol 60 %	7 min
Xileno	5 min			Etanol 70 %	7 min
Etanol 96 %	5 min			Etanol 80 %	7 min
Etanol 90 %	5 min			Etanol 90 %	7 min
Etanol 80 %	5 min			Etanol 86 %	7 min
Etanol 70 %	5 min			Xileno	5 min
Etanol 60 %	5 min			Xileno	5 min

Cada portaobjetos fue dispuesto en el microscopio óptico Nikon Eclipse E200MV R conectado a la cámara digital DS-Fi1 de 5 megapíxeles, con la unidad de

control de cámara Nikon DS-U3 DS con capacidad de conversión analógica digital de 12 bits y se obtuvieron las imágenes por medio del software de análisis de imágenes NIS-Elements BR (Basic Research) versión 4.30, donde se realizaron mediciones de los caracteres y por último las imágenes fueron editadas con el programa de edición online Photopea.

6.3.2. Condiciones fisicoquímicas

El análisis de las condiciones fisicoquímicas del agua se hizo con el “Visor geográfico REDCAM” que monitorea la calidad de aguas marinas y costeras de Colombia, usando como referencia la estación “Isla Grande frente al Hotel del Pirata” de código C13004018 ubicada en $10^{\circ}11'12.12''$ N $75^{\circ}44'8.88''$ W (Figura 9) (INVEMAR, 2023).

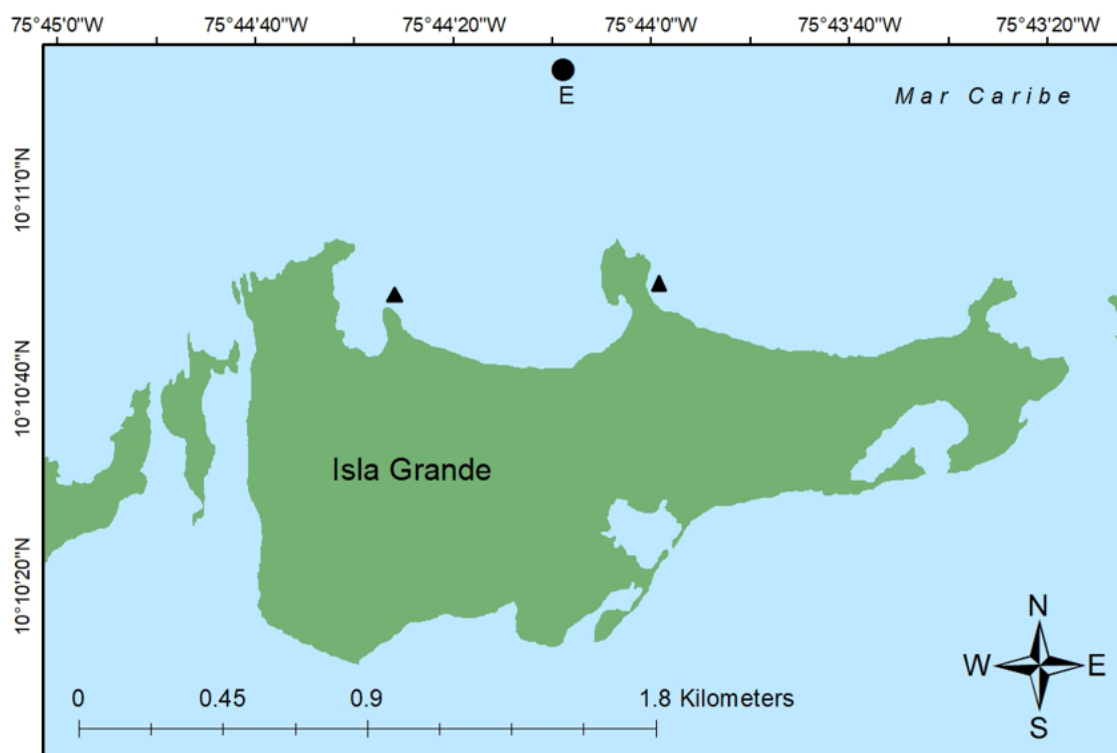


Figura 9. Mapa de isla Grande con la ubicación de la estación Isla Grande frente al Hotel del Pirata (e), estaciones de muestreo (triángulos)(Fuente propia). Para obtener los datos de sólidos suspendidos totales (SST) y temperatura (TEM) en la estación, se usó la ruta <https://siam.invemar.org.co/redcam-consulta-datos>, donde se tomó temporada 1 (2023) para las condiciones de abril y temporada 2 (2022) como referencia para las condiciones de octubre, ya que no estaban disponibles los datos de la temporada 2 de 2023 (INVEMAR, 2023a).

6.4. Fase de gabinete

6.4.1. Abundancia

Para calcular la densidad se obtuvo el cociente entre los talos contados y los 40m² del transecto (ind/m²). La representatividad de las muestras se evaluó mediante una regresión lineal. Dado que no resultaron representativas, los resultados obtenidos reflejan únicamente la situación específica de los sitios de estudio.

Los datos recolectados de los cuadrantes fueron procesados en una matriz de Excel para calcular la abundancia relativa (%) de los principales filos de la comunidad macroalgal de *Asparagopsis taxiformis* en cada sitio. Debido a que los datos no cumplieron con los criterios de normalidad según las pruebas de Shapiro-Wilk y homocedasticidad (prueba Levene para cada muestra, n = 10), se emplearon métodos estadísticos no paramétricos. Se realizó una prueba de diferencia de medianas (prueba de Mood) para comparar los sitios (muestras en mismas profundidades) y las profundidades en Punta Brava. Como prueba post-hoc para comparar las profundidades específicamente, se utilizó la prueba de Mood para dos muestras (Zar, 2010).

6.4.2. Patrón de distribución espacial

Para obtener el patrón de distribución espacial de *A. taxiformis*, se empleó el índice estandarizado de Morisita, siendo uno de los índices más estables. Los cálculos fueron realizados por separado para cada uno de los sitios, donde se emplearon dos ecuaciones: Índice de dispersión (I_d) (Morisita, 1962) para llegar al estandarizado (I_p) (Krebs, 1999).

$$\text{Ecuación (1): } I_d = n \left[\frac{\sum x^2 - \sum x}{(\sum x)^2 - \sum x} \right]$$

Donde, n: número de cuadrantes, $\sum x$: sumatoria de la abundancia en cada cuadrante y $\sum x^2$: sumatoria de las abundancias al cuadrado en cada cuadrante. Se calcularon dos valores críticos extremos para el índice estandarizado de Morisita (I_p), el índice de uniformidad (M_u) y el índice de agregación (M_c), a partir de las ecuaciones 2 y 3. Posteriormente se calculó el índice estandarizado de Marisita (I_p) con la ecuación 4 (Krebs, 1999).

$$\text{Ecuación (2): } M_u = \frac{\chi^2_{0,975} - n + \sum x_i}{(\sum x_i) - 1} \quad \text{Ecuación (3): } M_c = \frac{\chi^2_{0,025} - n + \sum x_i}{(\sum x_i) - 1}$$

Donde, $\chi^2_{0,975}$: valor de chi-cuadrado con $(n - 1)$ grados de libertad que posee el 97,5 % y $\chi^2_{0,025}$: valor de chi-cuadrado con $(n - 1)$ grados de libertad que posee el 2,5 % de intervalo de confianza, x_i : número de individuos en cada cuadrante y n : número total de cuadrantes utilizados en campo.

$$\text{Ecuación (4): } 1.0 > M_u > I_d: I_p = -0,5 + 0,5 \left(\frac{I_d - M_u}{M_u} \right)$$

El índice abarca valores desde -1 a 1 , con intervalos de confianza del 95 % ubicados en los valores $\pm 0,5$, donde valores de $I_p = 0$ indican una distribución aleatoria, $I_p < 0$ distribución uniforme y valores de $I_p > 0$ una distribución agregada (Krebs, 1999).

7. RESULTADOS

7.1. Fenología

7.1.1. Descripción de hábitat y análisis morfológico de la fase carposporofito

En el mes de abril ambos sitios presentaron condiciones similares y favorables para el desarrollo de la fase carposporofítica, a partir de 16 m en Punta Brava y 24 m en Latifundio sobre el talud arrecifal (Figura 10); el cual, esta principalmente conformado por colonias de *Agaricia* spp. las cuales crecen una sobre otra de forma horizontal conformando una pared y sobre estas el alga hasta aproximadamente los 30 m de profundidad. Además de *A. taxiformis* dentro de la comunidad macroalgal estaban presentes individuos de *Peyssonelia* sp. (Rhodophyta), *Gracilaria* sp. (Rhodophyta), *Dictyota* sp. (Ochrophyta), y especies de algas calcáreas como *Halimeda* spp. (Chlorophyta), *Amphiroa* sp. (Rhodophyta) y algas coralináceas costrosas (ACC) (Rhodophyta),

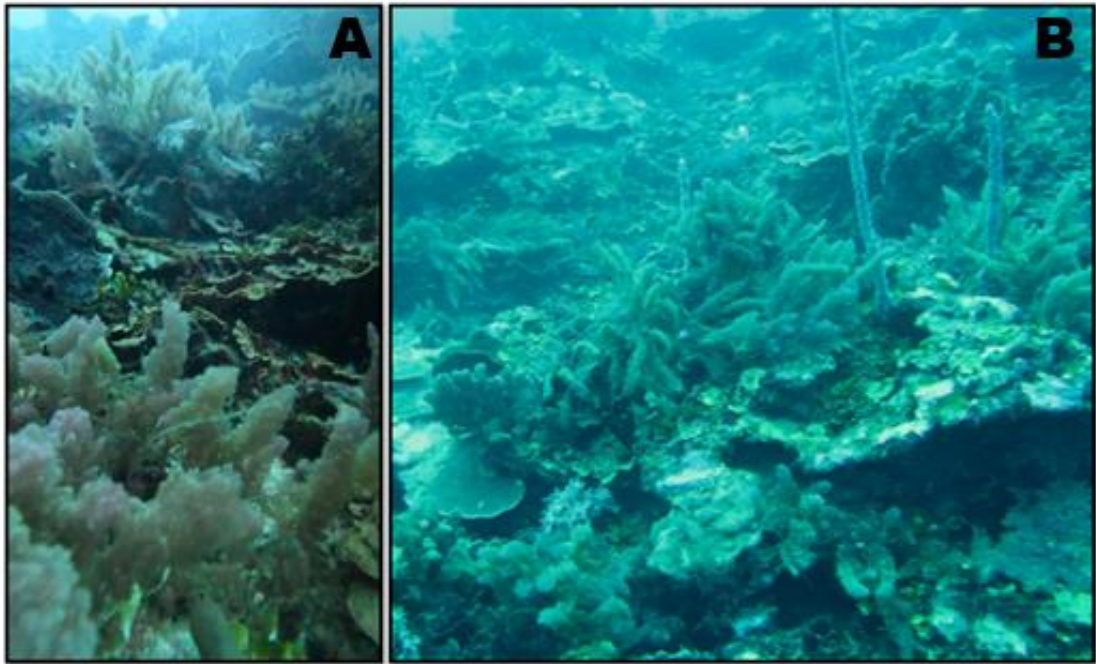


Figura 10. Talud arrecifal, hábitat de *A. taxiformis* en abril de 2023 a. Latifundio b. Punta Brava (Fuente propia).

La fase plumosa se constituye por brotes erectos de los que salen múltiples ramas laterales comprimidas y un sistema de rizoides definido, este a su vez presentaba ramitas cistocárpicas maduras, esto quiere decir que los individuos eran carposporofitos. Sus principales caracteres y medidas fueron resumidos en la tabla 6.

Tabla 6. Atributos de los principales caracteres del carposporofito de *A. taxiformis* (muestra de Punta Brava).

Carácter	Atributo	Figura
Hábito de crecimiento	Conspicuo epilítico	Figura 10
Color de talo	Rojizo	Figura 11
Forma del talo	Cilíndrico	Figura 11
Longitud del talo	21 cm	Figura 11a
Altura donde inicia las ramitas	6 cm	Figura 11a
Ramitas (ramificaciones)	Monopodial verticilado	Figura 11b
Longitud ramitas (lm)	2.51 cm	Figura 11b
Longitudes rizoides (lr)	5.04 cm	Figura 11b
Diámetro del talo (dt)	558.42 μm	Figura 12
Diámetro de rizoides (drz)	371.18 μm	Figura 13
Diámetro ramitas (dr)	400.32 μm	Figura 14
Longitud total cistocarpo (lc)	3.2 mm	Figura 15a
Longitud tallo cistocarpo (ltc)	1.72 mm	Figura 15a
Diámetro cistocarpo (dm)	1.29 mm	Figura 15b
Área carposporas	671.72 μm^2	Figura 16c
Perímetro carposporas	127.35 μm	Figura 16c

Los carposporofitos crecen sobre estructuras de carbonato de calcio, es decir, un sustrato duro epilítico, donde pueden fijar sus rizoides de manera efectiva. Cada individuo, notablemente diferenciado (conspicuo), presenta un eje central cilíndrico del cual emergen ramificaciones verticiladas dispuestas radialmente. El patrón de ramificación muestra una disposición regular de ramas cortas (menores o cistocárpicas) opuestas a ramas con ramitas más grandes, lo que confiere al alga su característica apariencia plumosa. Estas ramificaciones comienzan a partir de los 6 cm de longitud. El talo se distribuye en rizoides (25%), eje sin ramificaciones (30%), y eje con ramitas (45%). Además, la pradera sobre el talud presenta una altura aproximada de 25 cm, medida en el campo (Figura 11).

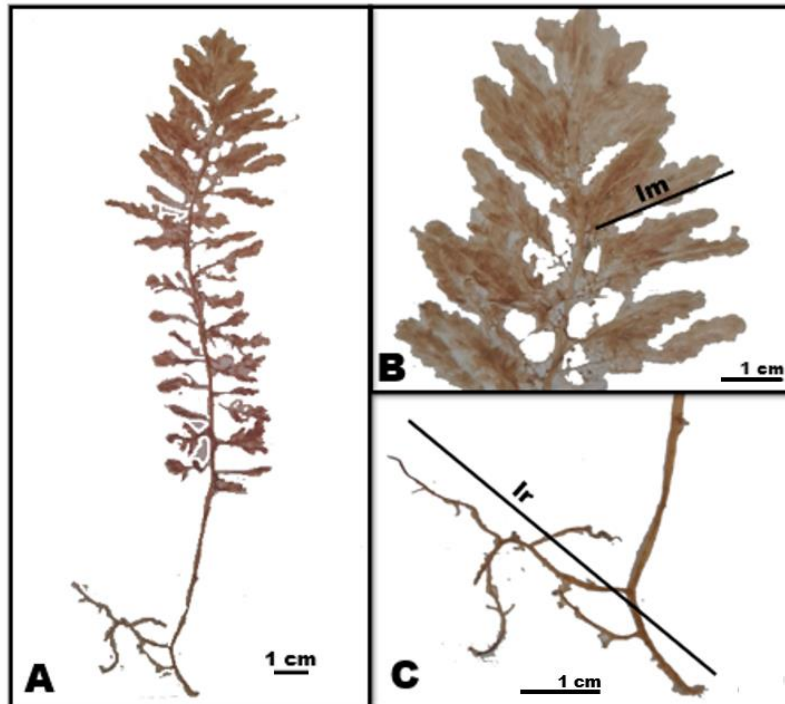


Figura 11. Carposporofito de *A. taxiformis* a. Talo completo b. Apice del talo con ramitas mayores y ramitas cistocarpicas (lm: longitud ramita) c. Rizoides (lr: longitud rizoides).

Los ejes de los carposporofitos son de estructura uniaxial con crecimiento a partir de una célula apical que se divide transversalmente. En una sección transversal los ejes principales de talo central, rizoides y ramas presentan células axiales que están hinchadas en el extremo, una capa medular de 3 células Grandes y una corteza de múltiples capas (Figura 12, 13b, 14b).

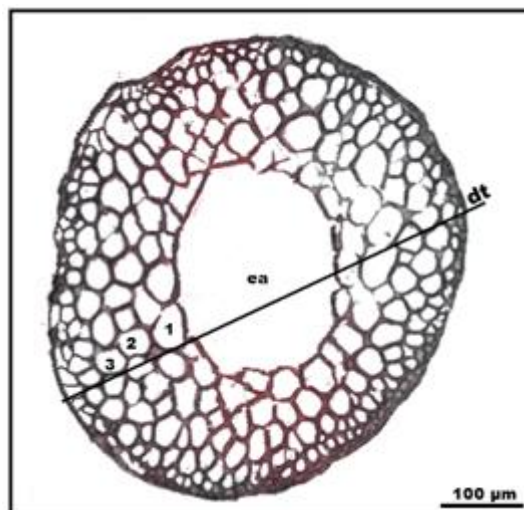


Figura 12. Corte transversal mostrando eje central carposporofito de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro talo (dt).

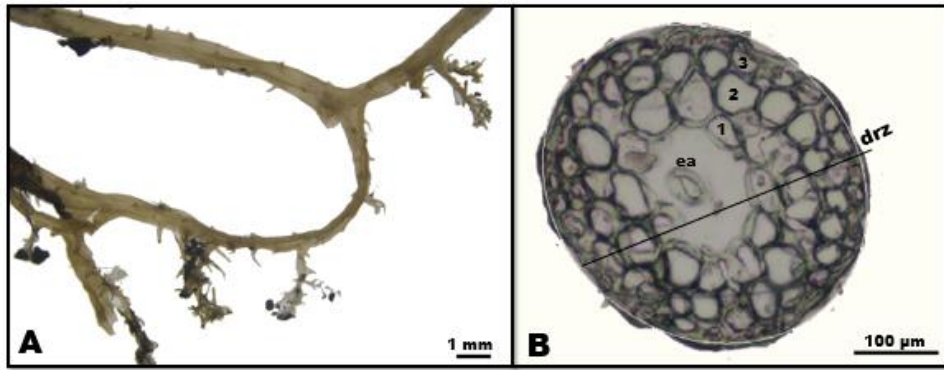


Figura 13. Rizoides (a) y corte transversal rizoides (b) de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro rizoide (drz).

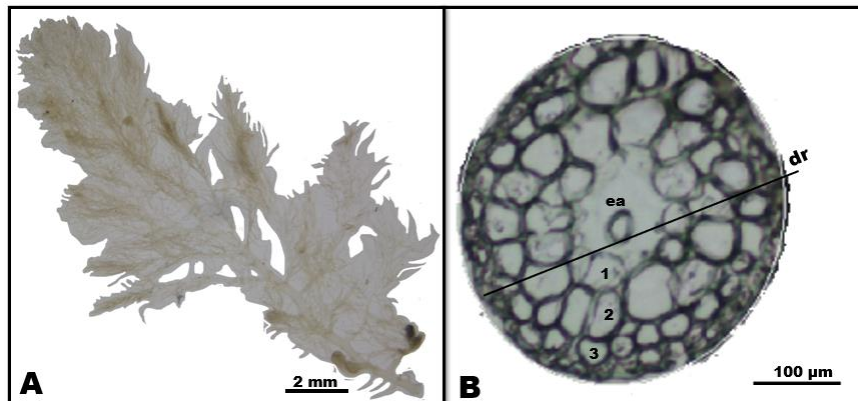


Figura 14. Ramita mayor (a) y su respectivo corte transversal (b) de *A. taxiformis*. Eje axial (ea), células medulares (1,2,3), diámetro ramita mayor (dr).

Las ramitas menores o cistocárpicas se ubican en la porción inferior de las ramas principales determinadas, cada una frente a una rama espinosa corta (Figura 14a). Se evidenciaba la presencia de carposporas maduras (Figura 15).

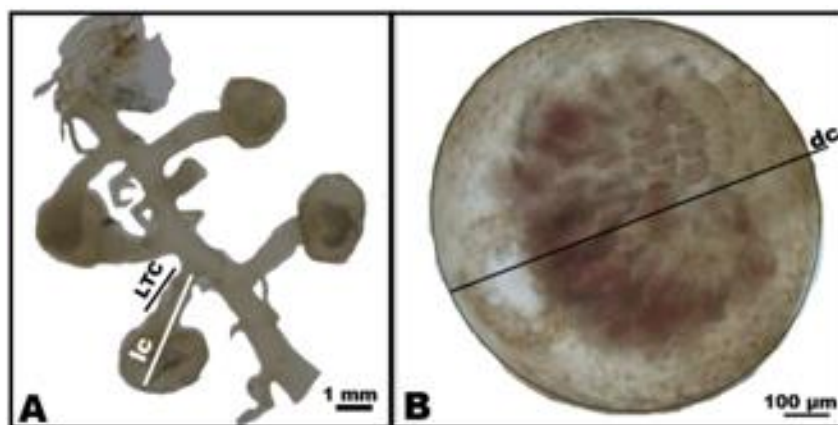


Figura 15. Ramita cistocárpica (a) y cistocarpo (b) de *A. taxiformis*. Longitud del talo del cistocarpo (ltc), longitud del cistocarpo (lc), diámetro cistocarpo (dc).

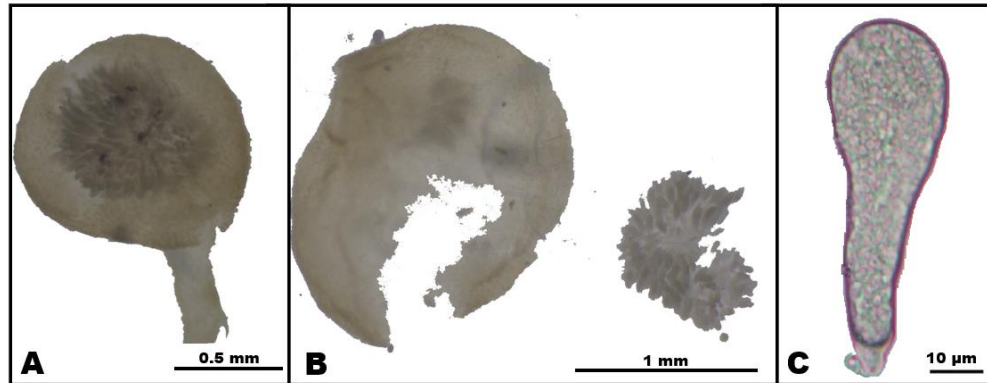


Figura 16. Cistocarpo cerrado (a) y abierto con masa de carposporas (b) de *A. taxiformis*. Carpospora (c).

7.1.2. Descripción de hábitat y análisis morfológico de la fase tetrasporofito

Al revisar los transectos sobre el talud arrecifal, se evidenció que en abril y octubre ningún sitio presentó condiciones favorables para el crecimiento del gametofito o carposporofito, el cual estaba completamente ausente. Se asumió que *A. taxiformis* se encontraba en su fase vegetativa (i.e. tetrasporofito), y al no agregarse en forma de pompones se volvió indetectable. Sobre la pared de *Agaricia* spp. se mantuvo la comunidad macroalgal con individuos de *Peyssonelia* sp., *Gracilaria* sp., *Dictyota* sp., y aumentó la presencia de especies de algas calcáreas como *Halimeda* spp., *Amphiroa* sp. y algas coralínáceas costrosas (ACC) (Figura 17).

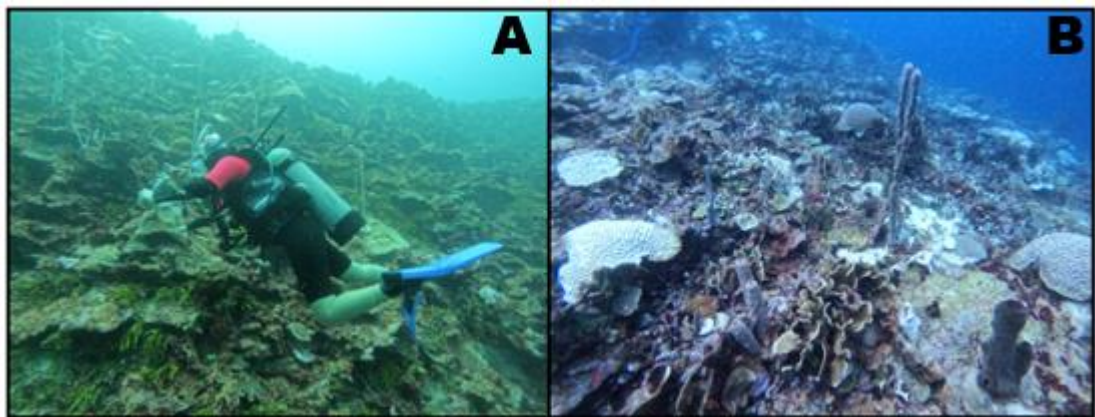


Figura 17. Talud arrecifal, hábitat de *A. taxiformis* en octubre de 2023 a. Latifundio b. Punta Brava (Fuente propia).

Los tetrasporofitos se demoraron alrededor de 6 meses creciendo en el cultivo y consisten en un filamento cilíndrico de menos de 2 cm de longitud con ramificaciones radiales cada 10 células (Figura 18), estos pueden crecer entre

céspedes algales, como epífita de otras algas e incluso pueden quedarse flotando en la columna de agua, sus principales caracteres y medidas fueron resumidos en la tabla 7.

Tabla 7. Atributos de los principales caracteres del tetrasporofito de *A. taxiformis* (muestra de cultivo experimental de Univalle).

Carácter	Atributo	Figura
Hábito de crecimiento	Césped algal	
Color de talo	Rojizo	-
Longitud talo	1.6 cm	-
Número de células desde el ápice	10	Figura 18
Número de células entre ramificaciones	10	Figura 18
Ancho filamento (wf)	24.15 μm	Figura 19a
Ancho célula apical (wca)	7.34 μm	Figura 19a
Longitud célula apical (lca)	12.47 μm	Figura 19a
Espesor de la pared celular (pc)	4.43 μm	Figura 19a
Diámetro célula vesicular (dcv)	7.58 μm	Figura 19a
Ancho célula axial (wcax)	3.93 μm	Figura 19a
Longitud célula axial (lcax)	13.99 μm	Figura 19a
Distancia de célula axial (dcax)	2.56 μm	Figura 19a
Diámetro del filamento (df)	50.23 μm	Figura 19b
Área tetrasporangio	27068.86 μm^2	Figura 20b
Perímetro tetrasporangio	5116.01 μm	Figura 20b
Estructura de fijación	No	-

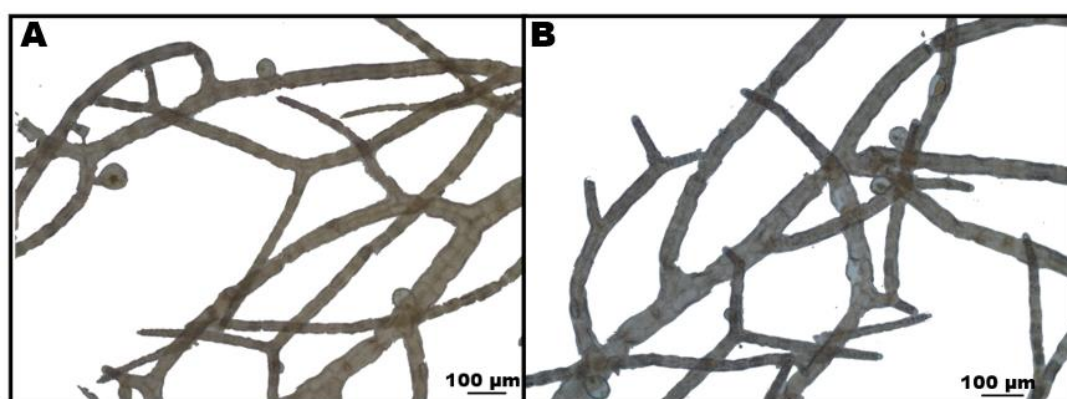


Figura 18. Talos ramificados del tetrasporofito de *A. taxiformis* (a, b).

Los filamentos cilíndricos consisten en cuatro tipos de células: el eje axial, una célula axial que se conecta al eje central, una célula vesicular donde se almacenan los metabolitos, y una célula medular. La división de las células apicales resulta en la formación de un eje central (Figura 19a), el cual establece

conexiones con las células adyacentes y se encuentra rodeado por ellas (Figura 19b).

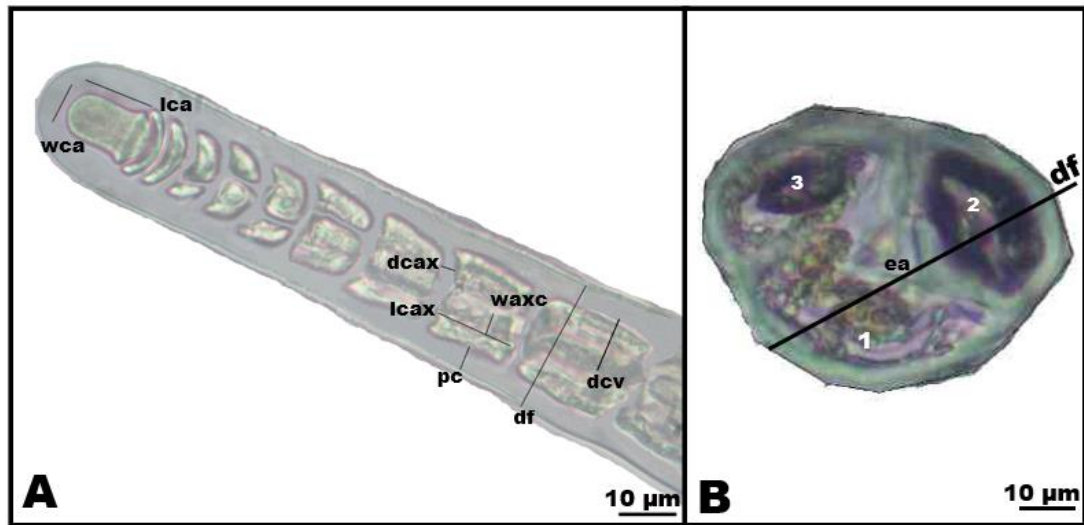


Figura 19. a. Zona apical y b. Corte transversal del tetrasporofito de *A. taxiformis*. Ancho célula apical (wca), longitud célula apical (lca), distancia de célula axial (dcax), longitud célula axial (lcax), ancho célula axial (waxc), espesor de la pared celular (pc), diámetro del filamento (df), diámetro célula vesicular (dcv), eje axial (ea), célula axial (1), célula vesicular (2), célula medular (3).

Los tetrasporangios maduros ocupaban todo el diámetro del filamento (Figura 20a). No se observa compresión de las células adyacentes a los tetrasporangios, lo que sugiere que estos crecen en lugar de las células tradicionales. Cada tetrasporangio está conformado por una célula que se divide en 4 células alargadas haploides, las cuales son más grandes que las células medulares, axiales y vesiculares (Figura 20b).

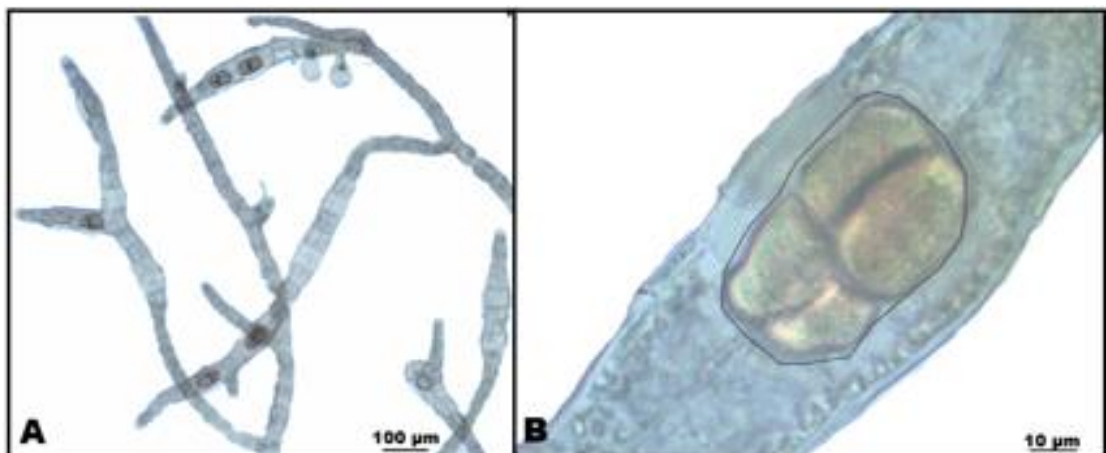


Figura 20. Tetrasporofito con tetrasporangios (a) y su perímetro (b).

7.2. Condiciones fisicoquímicas

Se tomaron los valores promedio de las temporadas obtenidos del REDCAM y se resumieron en la tabla 8, donde se evidenció un cambio en las condiciones fisicoquímicas asociado a la temporada climática de cada muestreo. Se observó que la temperatura y los sólidos suspendidos totales aumentaron de la época seca a la época lluvios.

Tabla 8. Condiciones fisicoquímicas registradas por el REDCAM en la estación Isla Grande frente al Hotel del Pirata. (INVEMAR, 2023a)

*Variable	Temporada 1	Cambio	Temporada 2
SST	17.1 mg/L	Aumentó	28.8 mg/L
TEM	27.7 °C	Aumentó	29.4 °C

*Sólidos suspendidos totales (SST); Salinidad (SAL), Temperatura (TEM).

7.3. Abundancia

7.3.1. Densidad y abundancia relativa

La densidad en Latifundio, representada por Lt-1 a 24 m de profundidad fue baja con un valor de 3.8 ind/m² en comparación con Punta Brava donde la densidad promedio fue de 20.8±17.6 ind/m². En el caso de Punta Brava, cada profundidad mostró una densidad distinta de la siguiente forma; a 16 m de profundidad, Pb-1 presentó 30.3 ind/m², a 19 m Pb-2 presentó 39.5 ind/m² y Pb-3 contó con 0 ind/m², por último, a 22 m en Pb-4 se obtuvo una densidad de 13.2 ind/m².

Los individuos registrados en ambos sitios se agruparon de la siguiente forma: cascajo; Porífera: esponjas erectas e incrustadas; Cnidaria: *Agaricia* spp.; Céspedes algales; Chlorophyta: *Halimeda* sp.; Ochrophyta: *Dictyota* sp.; Rodophyta: ACC, *Peyssonelia* sp., *Amphiroa* sp., *Gracilaria* sp. y *Asparagopsis* sp. mientras que, para la comunidad macroalgal se consideró la abundancia de cada género según los mencionados previamente.

Para Latifundio el grupo más abundante fue el cascajo seguido de Rhodophyta, Chlorophyta y Cnidaria, mientras que Porífera y Ochrophyta tuvieron las menores abundancias, en cambio, los céspedes algales estuvieron totalmente ausentes en Lt-1 (Figura 22a). Por otro lado, la comunidad macroalgal no tuvo ningún representante que superara el 20 %, las especies con mayores abundancias relativas fueron *Peyssonelia* sp. (19.7 ± 2.8 %) y *Halimeda* sp. (17.2

$\pm 3.6 \%$), mientras que *Asparagopsis* sp. presentó una abundancia relativa menor al 5 % en este sitio (Figura 22b).

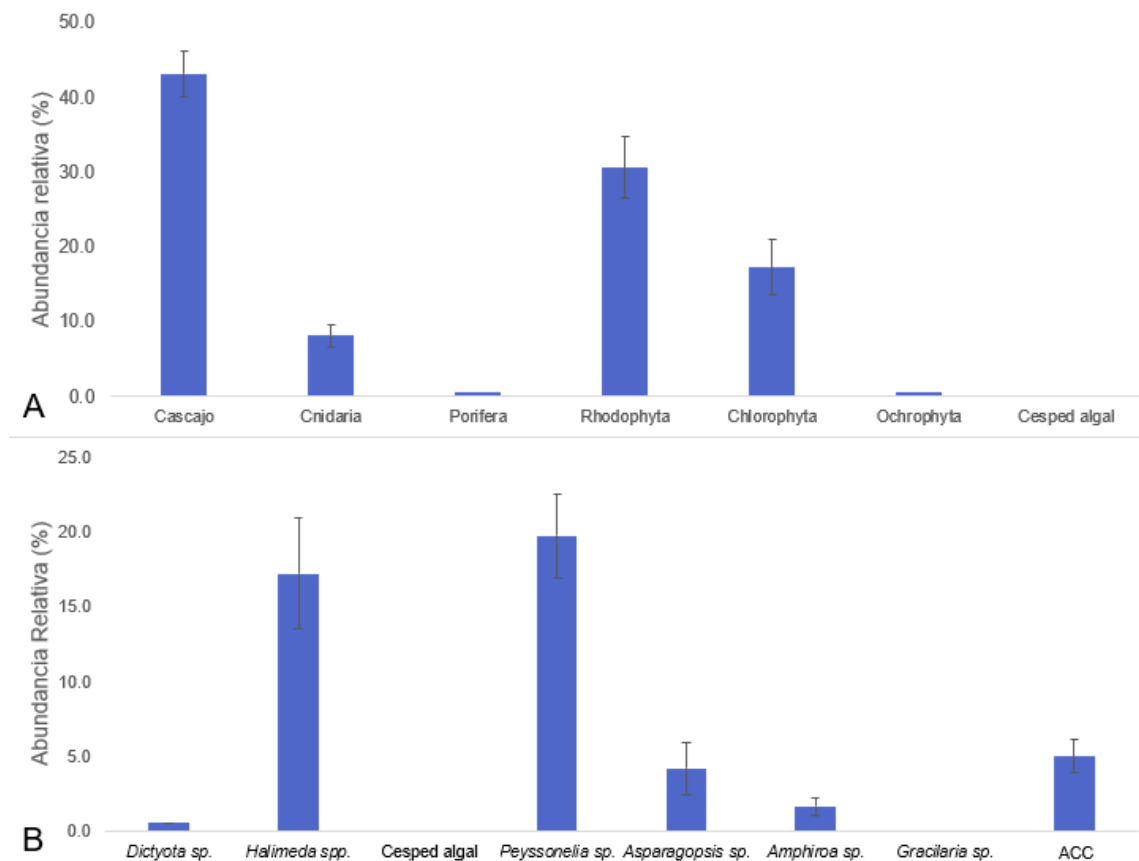


Figura 21. Abundancia relativa con barras de desviación estándar a. por filos y grupos y b. para la comunidad de macroalgas en Latifundio.

En el caso de Punta Brava, el grupo más abundante fue Rhodophyta en PB-1 y PB-2, mientras que en PB-4 predominaron los céspedes algales. La tendencia general de estas muestras fue que los grupos más abundantes fueron Rhodophyta, céspedes algales y cascajo, aunque PB-3 mostró abundancias atípicas con predominio de Cnidaria y Chlorophyta (Figura 22a). En cuanto a la comunidad macroalgal, se observó lo siguiente: en PB-1 la especie más abundante fue *Asparagopsis* sp., en PB-2 fue *Peyssonelia* sp., en PB-3 *Halimeda* sp., y en PB-4 céspedes algales. La tendencia mostró que las muestras presentaban a *Asparagopsis* sp., *Peyssonelia* sp., *Halimeda* sp. y céspedes algales como los grupos más abundantes. En el caso específico de *Asparagopsis* sp., su abundancia relativa promedio en Punta Brava fue del 9.9 %. PB-1 ($21.7 \pm 5.2 \%$) fue la muestra con mayor abundancia, seguida de PB-4 ($12.2 \pm 4.7 \%$),

mientras que PB-2 mostró un 5.6 ± 11.3 %. En PB-3 no se encontraron individuos de *A. taxiformis* (Figura 22b).

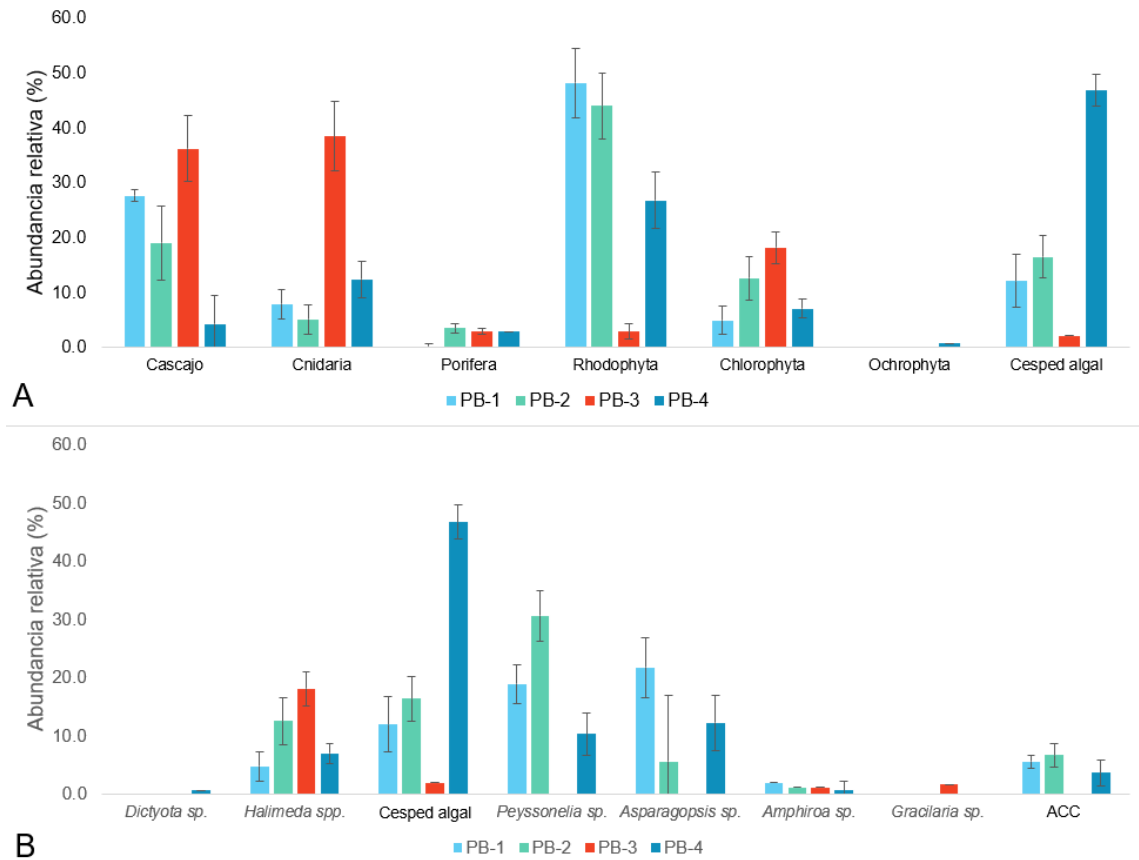


Figura 22. Abundancia relativa con barras de desviación estándar a. por filos y b. para la comunidad de macroalgas en Punta Brava.

7.3.2. Diferencias espaciales de la abundancia relativa de *A. taxiformis*

Al aplicar la prueba de medianas (Mood) entre sitios, comparando las muestras que estuvieron en el mismo estrato de profundidad (Lt-1 y PB-4), se obtuvo un valor-p de 1.65×10^{-3} , menor que el alfa (0.05), lo que demostró que existen diferencias significativas en las medianas de las abundancias relativas de *A. taxiformis* entre Latifundio y Punta Brava (Figura 23).

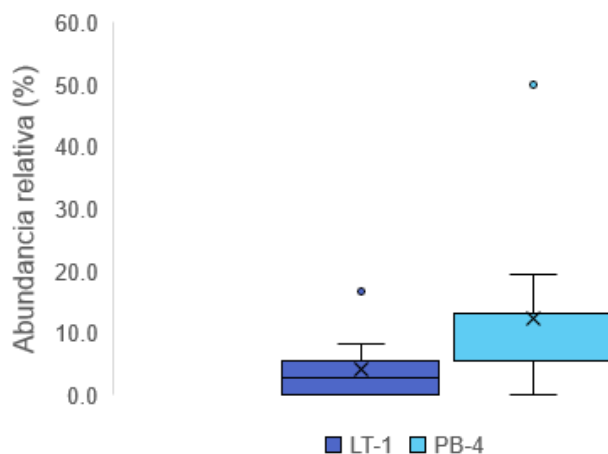


Figura 23. Boxplot entre sitios de estudio para las abundancias relativas de *A. taxiformis*. Latifundio (Lt); Punta Brava (PB); mediana (línea); equis (media); puntos (datos atípicos).

Para el caso de Punta Brava, se excluyó el valor de PB-3 (19 m) debido a la ausencia de *A. taxiformis*. Inicialmente, se realizó un análisis de las medianas donde se encontró un valor-p de 2.91×10^{-4} , indicando la existencia de diferencias significativas entre las muestras. Específicamente, las muestras que mostraron diferencias en las medianas fueron las de 16 m y 19 m, con un valor-p de 3.46×10^{-4} . Por otro lado, las comparaciones entre 16 m y 22 m, así como entre 19 m y 22 m, no mostraron diferencias significativas en las medianas, con valores-p de 0.17 y 0.12 respectivamente (Figura 24).

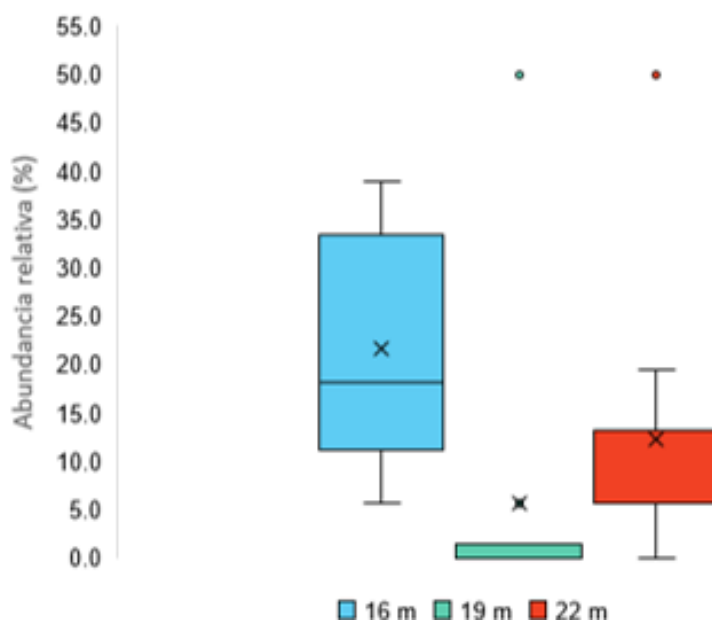


Figura 24. Boxplot entre las profundidades de Punta Brava para las abundancias relativas de *A. taxiformis*. Mediana (línea); equis (media); puntos (datos atípicos).

7.4. Patrón de distribución espacial

Los resultados del índice estandarizado de Morisita I_p fueron resumidos en la tabla 8. Al obtenerse valores superiores a 0, se entiende que en Latifundio y Punta brava *A. taxiformis* se presentó en un patrón de distribución agregado.

Tabla 9. Resultados del índice estandarizado de Morisita I_p por cada sitio.

Latifundio		Punta Brava	
n	10	n	40
I_d	2	I_d	2.9
M_u	0.6	M_u	0.9
M_c	1.7	M_c	1.1
I_p	0.8	I_p	0.6

8. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Todos los caracteres morfológicos medidos para los carposporofitos y tetrasporofitos de *Asparagopsis taxiformis* coincidieron con los reportados por Zanolla *et al.* (2014). Este estudio identificó características anatómicas vegetativas útiles para diferenciar entre las morfoespecies de *A. armata* y *A. taxiformis*, así como entre los distintos linajes de *A. taxiformis*. Estas similitudes en las características morfológicas resaltan la importancia de emplear un enfoque integrado que combine la morfología y la genética para una identificación precisa y una gestión efectiva de especies crípticas como *A. taxiformis*. No obstante, los resultados morfológicos por sí solos no son suficientes para atribuir las agrupaciones de la isla Grande a un linaje específico, es necesario complementarlos con estudios moleculares para una clasificación taxonómica adecuada.

El gametofito ocupa áreas con abundante corriente, en un rango batimétrico que va desde el litoral rocoso hasta 30 m de profundidad, mientras que el tetrasporofito en profundidades entre 1 y 14 m (Littler y Littler, 2000). Aunque poco común, esto coincide con la ubicación en la que se presentó en Latifundio entre 24 a 29 m y en Punta Brava entre 16 a 29m. La distribución en el talud arrecifal puede estar asociada a cambios en la temperatura del agua, la salinidad y la disponibilidad de luz, lo que podría estar relacionado a las épocas climáticas del Caribe colombiano (Ricaurte y Bastidas, 2017).

Todos los organismos marinos se encuentran expuestos a temperaturas fluctuantes que afectan desde la fisiología hasta su dispersión y distribución en el medio (Vegas,1980), ya que, algunos rasgos genéticos y bioquímicos se asocian a estos procesos (Webster *et al.* 2013). Para el caso de isla Grande, la temperatura cambió 2°C aproximadamente de una temporada a la otra (tabla 8), la menor temperatura fue en época seca y la mayor en época lluviosa. El gametofito podría haber aparecido durante la época seca lo que muestra una predilección por la temporada para su crecimiento y desarrollo hasta pasar a ser carposporofito y, posteriormente inicia la liberación de carposporas cuando la temperatura aumenta al finalizar la época, sin embargo, aún no es claro el momento de la fecundación y surgimiento del carposporofito, por lo que la temperatura sería un impulsor para la diferenciación y maduración de la fase haploide. Así mismo, la mayoría de la información del alga se obtuvo en lugares templados (Flagella *et al.*,2005; Zanolla *et al.*, 2014a), y no de zonas tropicales. En el caso de los organismos fotosintetizadores que utilizan luz, nutrientes, CO₂ y agua como fuente de energía, la luz puede ser un factor limitante para su crecimiento y desarrollo (Dawes,1986). Para el caso de *A. taxiformis*, Goldman (2021) trabajó con poblaciones europeas en un cultivo con distintas intensidades lumínicas y obtuvo como resultado que los espectros que incluyen longitudes de onda intermedias promueven tasas altas de crecimiento, indicando que tiene una intensidad de saturación de luz bajo, alcanzando su producción primaria máxima con una menor cantidad de luz. Es probable que la profundidad en la que se encontraba el gametofito sea una estrategia para aprovechar de una forma más eficiente esas longitudes de onda durante la época seca. Mientras que, su ausencia en época lluviosa podría estar relacionada al aumento de descargas continentales provenientes del Canal del Dique (Bahía de Barbacoas), estas se caracterizan por aumentar la turbidez y el contenido de materia orgánica (Gómez *et al.*, 2009), lo cual se refleja en la disminución de la salinidad y el aumento de sólidos suspendidos totales (tabla 8) durante la época lluviosa, disminuyendo la cantidad de luz que llega al talud arrecifal, lo que no le brindaba las condiciones adecuadas al gametofito.

Estos resultados reflejan que la temperatura y la luz asociados al clima y la época climática serían algunos de los factores que más influyen en el cambio de fase. La temperatura es mayor en época lluviosa (Tabla 8) porque hay un mayor aporte de aguas continentales y disminución de la incidencia de los vientos Alisios, mientras que la luz está regulada por la cantidad de sedimentos que entren al sistema y por ende la turbidez del agua solo en época lluviosa cuando la incidencia del canal del Dique aumenta y el sistema de corrientes arrastra sedimentos a la isla (Gómez *et al.*, 2009). Puede que estos factores causen que el gametofito solo se encuentre estacionalmente durante la época seca, cuando la temperatura del agua y la turbidez son bajas (Tabla 8), el carposporofito al finalizar la época seca para liberar las carposporas y desaparecer, mientras que, en el caso del tetrasporofito le indiquen el momento en que las condiciones son óptimas para la liberación de los tetrasporangios y dar a lugar la siguiente generación haploide.

A. taxiformis ha sido ampliamente reportada en el Caribe (Littler y Littler, 2000) y en el Caribe colombiano (Bula, 1982, 1986a, 2001; Díaz y Díaz, 2003). Los grupos descritos en este estudio no siguen el patrón de invasión observado en el Mar Mediterráneo, donde los talos forman rodales monoespecíficos conspicuos a profundidades de entre 0.5 y 30 metros, y ambas fases están presentes durante todo el año (Flagella *et al.*, 2005; Zanolla, 2014). En Isla Grande, el carposporofito muestra un patrón de distribución agregado (Krebs, 1999) que coincide con estudios previos (Zanolla *et al.*, 2017), sugiriendo que el gametofito se asienta en ese patrón para asegurar la reproducción sexual y producir carposporofitos. La baja densidad observada en Isla Grande, en comparación con la reportada por Zanolla *et al.* (2017), podría estar relacionada con el linaje de los individuos. Aunque no se ha descrito un linaje específico para el Caribe, es posible que no se trate del linaje invasor (linaje 2) descrito por Zanolla *et al.* (2017), sino de uno de los otros linajes previamente identificados (Zanolla *et al.*, 2022) o incluso un linaje no descrito. Para confirmar si *A. taxiformis* es una especie autóctona y no invasora, es necesario recrear su historia de vida y realizar estudios moleculares que determinen su origen con precisión.

Las agrupaciones de *A. taxiformis* en el costado norte de la isla, se cree que ambas inician su fase haploide cuando disminuye la temperatura durante la época seca, seguidas de su fase diploide (Carposporofito) que libera las carposporas cuando aumenta la temperatura, durante la época lluviosa, dando paso a su otra fase diploide (Tetrasporofito) y completando el ciclo. Es necesario monitorear rigurosamente la ocurrencia y las condiciones fisicoquímicas en las que las fases se desarrollan para tener datos acertados sobre los patrones que sigue el ciclo de vida de *A. taxiformis* en isla Grande.

En las figuras 21 y 22 se evidencia que en ambos sitios tuvieron un comportamiento similar en que cuando *A. taxiformis* bajaba su abundancia relativa, el cascajo y las algas coralináceas (*Halimeda* sp. y *Amphiroa* sp.) aumentaban, esto podría estar relacionado con el sustrato que prefieren, *A. taxiformis* fue epilítico (Zanolla, 2014), lo que significa que prefiere crecer sobre sustrato duro, en el caso del talud sobre las colonias de *Agaricia* spp. Además, es probable que en el talud arrecifal sucedan cambios de dominancia dentro de la comunidad de macroalgas, donde *A. taxiformis* aparece 2 meses a lo largo de todo el año y en su ausencia hay más sustrato disponible para las demás macroalgas. En definitiva, es necesario realizar estudios periódicos de la comunidad macroalgal para confirmar.

Teniendo en cuenta que la época seca termina en abril, y este muestreo se llevó a cabo finalizando el mes, cuando estaba iniciando la época lluviosa, los sitios presentaron diferencias significativas (Figura 23) que podrían estar asociadas con el momento en el que se realizó el muestreo. Teniendo en cuenta que la colonización, desarrollo y maduración se da según el gradiente de profundidad es posible que las fases de gametofito, carposporofito y tetrasporofito se den en diferentes momentos dependiendo de su profundidad, es decir, el carposporofito podría haber desaparecido en profundidades someras en Latifundio, sin coincidir con las demás profundidades donde si se encontraron carposporofitos, esto explicaría que mientras aún existía la colonización en zonas a partir de 24 m, entre 16 y 23 m pudo haber desaparecido previo al muestreo liberando carposporas. Las diferencias presentes en Punta Brava a 19 m (Figura 24)

pueden estar relacionadas con la cantidad de espacio disponible para la colonización de *A. taxifomis*.

Al no haberse detectado en su hábitat el gametofito y el tetrasporofito, no fue posible determinar sus condiciones óptimas ni la ocurrencia de estas fases.

9. CONCLUSIONES

El carposporofito solo se presentan durante la época seca, cuando la temperatura y turbidez son menores, entre 16 a 29 m de profundidad.

El carposporofito presentó un patrón de distribución agregado en el talud arrecifal lo que podría coincidir con una estrategia para asegurar el éxito de la reproducción sexual.

Se presentaron diferencias significativas entre Latifundio y Punta Brava relacionadas al momento en que se realizó el muestreo, aunque en Punta Brava se evidenciaron disparidades a 19 m que podrían estar asociadas a disponibilidad de sustrato y cantidad de luz.

10. RECOMENDACIONES

Realizar un estudio molecular a la población para determinar a qué linaje pertenecen y recrear su historia de vida en el Caribe colombiano.

Implementar un monitoreo mensual durante un año para evaluar el ciclo de vida en Isla Grande, registrando la época climática y las condiciones que podrían limitar su desarrollo como la luz y la temperatura.

Hacer un estudio de impacto ambiental sobre la población para saber si puede ser aprovechable como recurso hidrobiológico para la industria

11. BIBLIOGRAFÍA

- Andreakis N, G. Procaccini, C. Maggs y WH. Kooistra. 2007. Phylogeography of the invasive seaweed *Asparagopsis* (Bonnemaisoniales, Rhodophyta) reveals cryptic diversity. *Mol Ecol*, 16(11): 2285-99. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.2007.03306.x>
- Andreakis, N., P. Costello, M. Zanolla, GW. Saunders y L. Mata. 2016. Endemic or introduced? Phylogeography of *Asparagopsis* (Florideophyceae) in Australia reveals multiple introductions and a new mitochondrial lineage. *J Phycol.*, 52(1): 141-7. <https://doi.org/10.1111/jpy.12373>

- Avila, O. 2001. Estudio histológico del caracol pala *Strombus gigas* Linnaeus, 1758. Tesis Bio. Mar. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Santa Marta. 132p. <http://hdl.handle.net/20.500.12010/1257>
- Bolton, J., N. Andreakis, R. Yerson. 2011. Molecular evidence for three separate cryptic introductions of the red seaweed *Asparagopsis* (Bonnemaisoniales, Rhodophyta) in South Africa. *Afr. J. Mar. Sci.* 33(2): 263–271. <https://doi.org/10.2989/1814232X.2011.600339>
- Bula, G. 1982. Adiciones a las clorofíceas marinas del Caribe colombiano, I. *An. Inst. Inv. Mar. Punta de Betín*, 12: 117-136. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.1982.12.0.500>
- Bula, G. 1986a. Las macroalgas de los arrecifes coralinos de las Islas del Rosario, costa Caribe de Colombia. *Boletín Ecotrópica*, 14:3-20.
- Bula, G. 2001. Ecología de las macroalgas del plano arenoso contiguo al talud de los sistemas coralinos con énfasis en el Caribe. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.* 25(97):495-507.
- Burreson, B., R. Moore y P. Roller. 1975. Haloforms in the essential oil of the alga *Asparagopsis taxiformis* (Rhodophyta). *Tetrahedron Lett.* 16: 473 – 476. [https://doi.org/10.1016/S0040-4039\(00\)71897-1](https://doi.org/10.1016/S0040-4039(00)71897-1)
- Burreson, B., R. Moore y P. Roller. 1976. Volatile halogen compounds in the alga *Asparagopsis taxiformis* (Rhodophyta). *J. Agric. Food Chem.* 24(4): 856-861. <https://doi.org/10.1021/jf60206a040>
- Cendales, H., S. Zea y J. Díaz. 2002. Geomorfología y unidades ecológicas del complejo de arrecifes de las Islas del Rosario e Isla Barú (Mar Caribe, Colombia). *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 26: 497-510.
- Chualáin, F., C. Maggs, G. Saunders y M. Guiry. 2004. The invasive genus *Asparagopsis* (bonnemaisoniaceae, rhodophyta): molecular systematics, morphology, y ecophysiology of *Falkenbergia* isolates. *J. Phycol.* 40(6): 1112–1126. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2004.03135.x>
- Dawes, C. 1986. *Botánica Marina*. Limusa, Mexico. 673 p.
- Díaz, G. y M. Díaz. 2003. Diversidad de algas marinas bentónicas del Atlántico colombiano. *Biota Colombiana*, 4(2): 203-246.

- Díaz, J., J. Garzón y Zea, S. 2000a. Macroalgas bentónicas del Caribe Colombiano. *Biota Colombiana*, 1(2): 129-148.
- Díaz, J., L. Barrios, M. Cendales, J. Garzón, J. Geister, M. López, G. Ospina, F. Parra, J. Pinzón, B. Vargas, F. Zapata y S. Zea. 2000. Áreas coralinas de Colombia. *Invemar. Ser. Publ. Esp. Invemar*, (5), Santa Marta. 179 p.
- Dijoux, L, F. Viard y C. PaPayri. 2014. The More We Search, the More We Find: Discovery of a New Lineage y a New Species Complex in the Genus *Asparagopsis*. *PLoS ONE* 9(7): e103826. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0103826>
- Eleftheriou, A. y A. McIntyre. 2005. *Methods for the study of marine benthos*. Blackwell Science, New Delhi. 418 p.
- Fenical, W. 1974. Polyhaloketones from the red seaweed *Asparagopsis taxiformis*. *Tetrahedron Letters*, 15: 4463-4466. [https://doi.org/10.1016/S0040-4039\(01\)92191-4](https://doi.org/10.1016/S0040-4039(01)92191-4).
- Flagella, M., M. Lorenti y M. Buia. 2005. Assessment of the potential success of *Asparagopsis taxiformis*. In: *Proceedings of the Seventh International Conference on the Mediterranean Coastal Environment*, Kuşadasi, Turkey. 50p. <http://hdl.handle.net/20.500.11822/1748>
- Garay, J., M. Vélez, J. Becerra, L. Mendoza, R. Pedraza y F. Cabanzo. 2000. Diagnostico ambiental del Archipiélago Islas del Rosario, como fundamento para el ordenamiento territorial. *Anuario científico CIOH*: 17-36.
- Genovese, G., L. Tedone, M. Hammann y M. Morabito. 2009. The Mediterranean Red Alga *Asparagopsis*: A source of compounds against Leishmania. *Mar. Drugs*. 7: 361-366. <https://doi.org/10.3390/md7030361>
- Goldman, J. 2021. Optimizing the growth of the red seaweed *Asparagopsis taxiformis* by managing light quality y intensity. Tesis Maestría en Acuicultura, Universidad de Algarve, Faro. 34p. <http://hdl.handle.net/10400.1/19796>
- Gómez, A., A. Osorio, F. Toro, J. Osorio, O. Alvarez y A. Arrieta. 2009. Patrón de circulación en bahía Barbacoas y su influencia sobre el transporte de sedimentos hacia las islas del Rosario. *Av. Rec. Hidr.* 20: 21-40. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/8212>

- Greff, S., M. Zubia, G. genta, L. Massi, T. Perez y O. Thomas. 2014. Mahorones, highly brominated cyclopentenones from the red alga *Asparagopsis taxiformis*. J. Nat. Prod. 77(5): 1150-1155. <https://doi.org/10.1021/np401094h>
- Ibáñez, J. 2010. Evaluación de la presencia de carbón en peces de interés comercial capturados en la región de Santa Marta (Magdalena) entre febrero y junio de 2009. Tesis Bio. Mar. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Santa Marta. 134p. <http://hdl.handle.net/20.500.12010/1271>
- INVEMAR. 2023. Geovisor REDCAM, Red de vigilancia para la conservación y protección de las aguas marinas y costeras de Colombia. <https://siam.invemar.org.co/redcam-geovisor/> [20/07/2024].
- INVEMAR. 2023a. SiAM consulta de datos. <https://siam.invemar.org.co/redcam-consulta-datos> [20/07/2024].
- INVEMAR-Minambiente. 2020. Atlas de Áreas coralinas de Colombia. <https://areas-coralinas-de-colombia-invemar.hub.arcgis.com> [10/04/2024].
- Jha, B., K. Kavita, J. Westphal, A. Hartmann y P. Schmitt. 2013. Quorum Sensing Inhibition by *Asparagopsis taxiformis*, a Marine Macro Alga: Separation of the Compound that Interrupts Bacterial Communication. Marine Drugs, 11(12): 253–265. <https://doi.org/10.3390/md11010253>
- Kinley, R., R. de Nys, M. Vucko, L. Machado y N. Tomkins. 2016. The red macroalgae *Asparagopsis taxiformis* is a potent natural antimethanogenic that reduces methane production during in vitro fermentation with rumen fluid. Animal Production Science, 56: 282. <http://dx.doi.org/10.1071/AN15576>
- Klautau, M., C. Russo, C. Lazoski, N. Boury, J. Thorpe y A. Sole. 1999. Does Cosmopolitanism Result from Overconservative Systematics? A Case Study Using the Marine Sponge *Chondrilla nucula*. Evolution, 53(5): 1414–1422. <https://doi.org/10.2307/2640888>
- Krebs, C. 1999. Ecological methodology (2nd ed.). Benjamin/Cummings. 620 p.
- Krebs, C. 2014. Ecology: The Experimental Analysis of Distribution and Abundance (6th ed.). Benjamin/Cummings. 678 p.

- Kurihara, A., H. Horiguchi, T. Hanyuda y H. Kawai. 2016. Phylogeography of *Asparagopsis taxiformis* revisited: Combined mt DNA data provide novel insights into population structure in Japan. *Phycol. Res.* 64(2): 95–101. <https://doi.org/10.1111/pre.12126>
- Li, X., H. Norman, R. Kinley, M. Laurence, M. Wilmot, H. Bender, R. de Nys y N. Tomkins. 2016. *Asparagopsis taxiformis* decreases enteric methane production from sheep. *Animal Production Science*, 58. <https://doi.org/10.1071/AN15883>
- Littler, D. y M. Littler. 2000. Caribbean reef plants. OffShore Graphics, Washington, D.C. 542p.
- Machado, L., M. Magnusson, N. Paul, R. Kinley, R. de Nys y N. Tomkins. 2016. Identification of bioactives from the red seaweed *Asparagopsis taxiformis* that promote antimethanogenic activity in vitro. *J. Appl. Phycol.*, 28. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10811-016-0830-7>
- Marshall, R., J. Hamilton, M. Dring, D. Harper. 2003. Do vesicle cells of the red alga *Asparagopsis* (*Falkenbergia* stage) play a role in bromocarbon production?. *Chemosphere*, 52 (2): 471-475. [https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(03\)00197-8](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(03)00197-8).
- Mata, L. 2008. Integrated aquaculture of Bonnemaisoniaceae: physiological y nutritional controls of biomass production y of halogenated metabolite content. Tesis doctorado en ciencias del mar, Univ. de Algarve. 165p. <http://hdl.handle.net/10400.1/424>
- Mata, L., A. Schuenhoff y R. Santos. 2010. A direct comparison of the performance of the seaweed biofilters, *Asparagopsis armata* y *Ulva rigida*. *J Appl Phycol*, 22: 639–644. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9504-z>
- Mata, L., H. Gaspar y R. Santos. 2012. Carbon/nutrient balance in relation to biomass production y halogenated compound content in the red alga *Asparagopsis taxiformis* (bonnemaisoniaceae). *J. of phycology*, 48: 248-253. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01083.x>
- Mata, L., J. Silva, A. Schuenhoff y R. Santos. 2006. The effects of light y temperature on the photosynthesis of the *Asparagopsis armata*

tetrasporophyte (*Falkenbergia rufolanosa*), cultivated in tanks. *Aquaculture*, 252: 12-19 <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.11.045>

- Mata, L., J. Silva, A. Schuenhoff y R. Santos. 2007. Is the tetrasporophyte of *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales) limited by inorganic carbon in integrated aquaculture?. *J. Appl. Phycol.*, 6:1252-1258. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2007.00421.x>.
- Mayanglambam A. y D. Sahoo. 2015. Red Algae. In: Sahoo, D., Seckbach, J. (eds) *The Algae World*. Springer Dordrecht, 598 p. https://doi.org/10.1007/978-94-017-7321-8_7
- McConnell, O. y W. Fenical. 1977. Halogen chemistry of the red alga *Asparagopsis*. *Phytochemistry*, 16(3): 367-374. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(77\)80067-8](https://doi.org/10.1016/0031-9422(77)80067-8)
- Megias, M., P. Molist, y M. Pombal. 2023. *Técnicas histológicas*. Atlas de Histología Vegetal y Animal. Disponible en: <http://mmegias.webs.uvigo.es/inicio.html> [20/08/2023].
- Mejía, M. 1989. Caribe Colombiano, clima y relieve. *Cuad. Geogr. Rev. Colomb.* 1: 13-29. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/rcg/article/view/68676>
- Mickelson, A. 2013. Defining culture requirements for reproduction and growth of *Asparagopsis taxiformis*, a Hawaiian native red alga. Tesis maestría en ciencias (Biología de la conservación tropical y ciencias medio ambientales), Universidad de Hawai en Hilo. Hawai. 110p.
- Morisita, M. .1962. Index, a measure of dispersion of individuals. *Popul. Eco.*, 4(1): 1–7. <https://doi.org/10.1007/BF02533903>
- Muizelaar, W., M. Groot, G. van Duinkerken, R. Peters y J. Dijkstra. 2021. Safety y Transfer Study: Transfer of Bromoform Present in *Asparagopsis taxiformis* to Milk y Urine of Lactating Dairy Cows. *Foods*, 10(3):584. <https://doi.org/10.3390/foods10030584>
- Paul, N., R. de Nys y P. Steinberg. 2006a. Chemical defence against bacteria in the red alga *Asparagopsis armata*: Linking structure with function. *Mar. Ecol-progr. Ser.*, 306. <http://dx.doi.org/10.3354/meps306087>

- Pfaff, R. 1969. Las scleractinia y milleporina de las islas del rosario. Bol. Invest. Mar. Y Cost., 3. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.1969.3.0.585>
- Preuss, M., W. Nelson, y R. D'Archino. 2022. Cryptic diversity y phylogeographic patterns in the *Asparagopsis armata* species complex (Bonnemaisoniales, Rhodophyta) from New Zealy. Phycologia, 61(1): 89-96. <https://doi.org/10.1080/00318884.2021.2015223>
- Reyes, J y N. Santodomingo. 2002. Manual de identificación CITES de invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Santa Marta. 100p <http://hdl.handle.net/1834/8267>
- Ricaurte, C. y M. Bastidas. 2017. Regionalización oceanográfica: una visión dinámica del Caribe. Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives De Yréis (INVEMAR). Serie de Publicaciones Especiales de INVEMAR # 14. Santa Marta, Colombia 180 p.
- Rincón, N. 2023. Laboratorio de botánica marina. Biol. Mar. Universidad Jorge Tadeo Lozano. Comunicación personal.
- Romanazzi, D., C. Sanchez, J. Svenson, L. Mata, K. Pes, C. Hayman, T. Wheeler *et al.* y M. Magnusson. 2021. Rapid Analytical Method for the Quantification of Bromoform in the Red Seaweeds *Asparagopsis armata* y *Asparagopsis taxiformis* Using Gas Chromatography–Mass Spectrometry. ACS Agric. Sci. Technol., 1(5): 436–442 <https://doi.org/10.1021/acsaqscitech.1c00161>
- Roque, B., J. Salwen, R. Kinley y E. Kebreab. 2019. Inclusion of *Asparagopsis armata* in lactating dairy cows' diet reduces enteric methane emission by over 50 percent. Journal of Cleaner Production, 234: 132-138. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2019.06.193>.
- Roque, B., M. Venegas, R. Kinley, R. de Nys, Duarte TL, Yang Xi. y E. Kebreab. 2021. Red seaweed (*Asparagopsis taxiformis*) supplementation reduces enteric methane by over 80 percent in beef steers. PLoS ONE, 16(3): e0247820. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0247820>
- Schuenhoff, A., L. Mata y R. Santos. 2006. The tetrasporophyte of *Asparagopsis armata* as a novel seaweed biofilter. Aquaculture, 252: 3-11. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.11.044>

- Silva, C., M. Lemos, R. Gaspar, C. Gonçalves y J. Neto. 2021. The effects of the invasive seaweed *Asparagopsis armata* on native rock pool communities: Evidences from experimental exclusion. *Ecological Indicators*, 125. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2021.107463>
- Suárez, S., D. Albana, P. Cardozo y C. Travaglia. 2022. Técnicas de histología vegetal un abordaje para su utilización en microscopía óptica. UniRio, Rio Cuarto. 108p.
- Titlyanov, E., T. Titlyanova y O. Belous. 2018. Useful marine plants of the asia-pacific region countries: *Asparagopsis taxiformis*. <https://imb.dvo.ru/misc/algae/index.php/en/component/mtree/en2/rhodophyta/order-bonnemaisoniales/family-bonnemaisoniaceae/genus-asparagopsis/40-asparagopsis-taxiformis-delile-trevisan> [25/04/2024].
- Vedhagiri, K., A. Manilal, T. Valliyammai, S. Shanmughapriya, S. Suganthan, J. Selvin y K. Natarajaseenivasan. 2009. Antimicrobial potential of a marine seaweed *Asparagopsis taxiformis* against *Leptospira javanica* isolates of rodent reservoirs. *Ann. Microbiol.* 59(3):431-437. <http://dx.doi.org/10.1007/BF03175127>
- Vegas, M. 1980. Introducción a la ecología del bentos marino. Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos, Washington. 98p.
- Vergés, A., N. Paul y P. Steinberg. 2008. Sex y life-history stage alter herbivore responses to a chemically defended red alga. *Ecology*, 89(5):1334-43. <https://doi.org/10.1890/07-0248.1>
- Vucko, M., M. Magnusson, R. Kinley, C. Villart y R. de Nys. 2017. The effects of processing on the in vitro antimethanogenic capacity y concentration of secondary metabolites of *Asparagopsis taxiformis*. *J Appl Phycol.*, 29: 1577-1586. <https://doi.org/10.1007/s10811-016-1004-3>
- Webster, N., R. Pantile, E. Botte, D. Abdo, N. Andreakis y S. Whalan. 2013. A complex life cycle in a warming planet: gene expression in thermally stressed sponges. *Mol Ecol.* 22(7):1854–1868. <https://doi.org/10.1111/mec.12213>

- Werding, B. y F. Köster. 1967. Las formaciones coralinas de la costa norte de Colombia. ¿Un problema de conservación? Bol. Investig. Mar. Costeras. 1SUP: 67-74. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.1967.1.0.614>
- Werding, B. y H. Sanchez. 1979. Informe faunístico y florístico de las Islas del Rosario en la Costa Norte de Colombia. I. An. Inst. Inv. Mar. Punta de Betín. 11: 7-20.
- Werner, A., D. Clarke y S. Kraan. 2004. Strategic Review y the Feasibility of Seaweed Aquaculture in Irely. NDP Marine RTDI Desk Study Series, Marine Institute. <http://hdl.hyle.net/10793/327>
- Wheeler, T., R. Major, P. South, S. Ogilvie, D. Romanazzi y S. Adams. 2021. Stocktake y characterisation of New Zealy's seaweed sector: Species characteristics y Te Tiriti o Waitangi considerations. Informe final, National science challenges, Nelson. 45p.
- Woolard, F., R. Moore y P. Roller. 1976. Halogenated acetamides, but-3-en-2-ols, y isopropanols from *Asparagopsis taxiformis* (delile) trev. 32: 2843-2846 [https://doi.org/10.1016/0040-4020\(76\)80134-2](https://doi.org/10.1016/0040-4020(76)80134-2)
- Woolard, F., R. Moore, P. Roller. 1979. Halogenated acetic y acrylic acids from the red alga *Asparagopsis taxiformis*. Phytochemistry. 18: 617–620. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)84271-5](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)84271-5)
- Zanolla, M. 2014. Análisis del proceso invasor de *Asparagopsis taxiformis* (Delile) Trevisan de Saint-Léon (Bonnemaisoniales, Rhodophyta. Tesis doctorado de Biotecnología avanzada. Universidad de Málaga, Málaga. 240p. <https://riuma.uma.es/xmlui/handle/10630/8150>
- Zanolla, M., M. Altamirano, R. Carmona, J. De La Rosa, A. Sherwood, y K. Tsiamis. 2018. Assessing global range expansion in a cryptic species complex: insights from the red seaweed genus *Asparagopsis* (Florideophyceae). J. Phyco. 54, 12–24. <https://doi.org/10.1111/jpy.12598-17-015>
- Zanolla, M., R. Carmona y M. Altamirano. 2017. Reproductive ecology of an invasive lineage 2 population of *Asparagopsis taxiformis* (Bonnemaisoniales, Rhodophyta) in the Alboran Sea (western Mediterranean Sea). Botánica Marina, 60(6): 627-638. <https://doi.org/10.1515/bot-2017-0056>

- Zanolla, M., R. Carmona, J. De La Rosa, N. Salvador, A.R. Sherwood, N. Andreakis y M. Altamirano. 2014. Morphological differentiation of cryptic lineages within the invasive genus *Asparagopsis* (Bonnemaisoniales, Rhodophyta). *Phycologia*, 53(3): 233-242. <https://doi.org/10.2216/13-247.1>
- Zanolla, M., R. Carmona, L. Mata, J. De la Rosa, A. Sherwood, C. Navarro, A. Román y M. Altamirano. 2022. Concise review of the genus *Asparagopsis* Montagne, 1840. *J. Appl. Phycol.*, 34: 1–17 <https://doi.org/10.1007/s10811-021-02665-z>
- Zar, J. 2010. *Biostatistical Analysis*. Pearson Hall, London. 944p.
- Zarza, E. 2011. El entorno ambiental del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y de San Bernardo. SINAP. Cartagena. 417 p.

12. GLOSARIO

- ❖ **Carpoesporas:** Esporas diploides formadas a partir de los cigotos en el casposporangio del cistocarpio (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Carposporofito:** Fase propia de las algas rojas representada en la parte diploide del cistocarpio que al germinar libera a la Carpoespora (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Ciclo de vida heteromórfico:** Ciclo de vida caracterizado por generaciones alternas morfológicamente diferentes, para el caso de *Asparagopsis sp.* se encuentra una fase haploide (gametofítica) y dos diploides (carposporofito y tetrasporofito (Zanolla *et al.*, 2014).
- ❖ **Cistocarpio:** Estructura conformada por las células placentarias, filamentos de los gonimoblastos, carposporangia y pericarpio que se representa en el casposporofito (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Diplohaplonte:** Organismos que a lo largo de su ciclo de vida presentan fases alternantes tanto diploides como haploides (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Distribución agregada:** El patrón de distribución más frecuente en la naturaleza es el patrón agregado, el cual se observa comúnmente en espacios discontinuos y resulta de interacciones tanto positivas como negativas entre los organismos agrupados. Este patrón puede ser el

resultado de diversos comportamientos y necesidades biológicas como la reproducción, las agrupaciones sociales, reuniones nocturnas, congregaciones para alimentarse, así como reuniones para hibernar o estivar (Krebs, 2014).

- ❖ **Diversidad críptica:** Son especies que, a pesar de su similitud morfológica entre sus especímenes, presentan diferencias fisiológicas, químicas y demográficas (Preuss *et al.*, 2022).
- ❖ **Epífitas:** Algas que se fijan y utilizan como sustrato a otras que pueden o no generar parasitismo (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Epilítico:** Algas que se fijan y utilizan como sustrato rocas (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Estado Falkenbergia “*Falkenbergia rufolanosa*”:** Se refiere a todas las algas de forma filamentosa, ya que, fue el primer nombre con el que se clasificaron los céspedes algales (Andreakis *et al.*, 2004).
- ❖ **Gametofito:** Fase haploide en la que los gametos se forman en el carpogonio o espermatangio. Una vez estos fecundados se da origen al carposporofito (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Morfología críptica:** Especies morfológicamente idénticas, pero con diferencias genéticas y demográficas (Preuss *et al.*, 2022).
- ❖ **Tetrasporangio:** Estructura del tetrasporofito donde se producen por medio de meiosis, cuatro esporas haploides (Tetrasporas) (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Tetrasporas:** Esporas haploides que dan lugar posteriormente a la fase gametofítica del alga (Mayanglambam y Sahoo, 2015).
- ❖ **Tetrasporofito:** Fase diploide con un aspecto diferente al gametofito, en el cual, a partir de las células pericentrales se da origen a los tetrasporangios (Mayanglambam y Sahoo, 2015).