



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD IZTAPALAPA**

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

**DETERMINACIÓN DE MACROALGAS EN EL PARQUE
NACIONAL ARRECIFES DE COZUMEL**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO
DE MAESTRA EN BIOLOGÍA**

P R E S E N T A:

HIDROBIÓL. ANAHI CARRANZA RAMIREZ

COMITÉ TUTORAL:

DIRECTORA

Dra. Laura Georgina Calva Benítez

ASESORES

Dra. María Luisa Núñez Resendiz

M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández

**La Maestría en Biología de la
Universidad Autónoma Metropolitana
pertenece al Padrón de
Posgrados de Calidad del CONAHCYT.**

El jurado designado por la
División de Ciencias Biológicas y de la Salud
de la Unidad Iztapalapa aprobó la tesis que presentó

Hidrobiól. Anahi Carranza Ramirez

El día 19 de diciembre del año 2023

COMITÉ TUTORAL Y JURADO

Director. Dra. Laura Georgina Calva Benítez

Asesor. María Luisa Núñez Resendiz

Asesor. M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández

Sinodal. Dr. Abel Sentíes Granados

Sinodal. Dra. Martha Isabel Vilchis Alfaro

Declaración de originalidad

El (La) que suscribe **ANAHI CARRANZA RAMIREZ**, alumno (a) del posgrado **MAESTRÍA EN BIOLOGÍA**, de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud, de la Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa y autor(a) de la tesis o idónea comunicación de resultados titulada: **“DETERMINACIÓN DE MACROALGAS EN EL PARQUE NACIONAL ARRECIFES DE COZUMEL”**,

Declaro que:

1. La tesis o idónea comunicación de resultados que presento ante el H. jurado para lo obtención del grado de Maestra en Biología es de mi autoría y original creación, producto del resultado de mi trabajo de investigación personal e individual; el cual cuenta con las correspondientes citas textuales del material bibliográfico utilizado y con el debido otorgamiento de los créditos autorales.
2. En la tesis o idónea comunicación de resultados no he reproducido párrafos completos; ilustraciones, fotografías, diagramas, cuadros y tablas, sin otorgamiento del crédito autoral y fuente correspondiente.
3. En consecuencia, relevo de toda responsabilidad a la Universidad Autónoma Metropolitana de cualquier demanda o reclamación que llegara a formular alguna persona física o moral que se considere con derecho sobre la tesis o idónea comunicación de resultados, respondiendo por la autoría y originalidad de la misma, asumiendo todas las consecuencias económicas y jurídicas si ésta no fuese de mi creación.

La presente declaración de originalidad se firma en la Ciudad de México el 17 de diciembre del 2023.

Atentamente



Anahi Carranza Ramirez

Este documento debe ser firmado con tinta azul y debe anexarse copia en la tesis o idónea comunicación de resultados (tesina, reporte, etc.), el documento original será conservado por el Coordinador del Posgrado.

a mis padres Angeles y Andres,

a mis hermanas Elizabeth, Tania y Diana,

a mis niños David, Itzel, Emiliano y Aneli,

a mi amor, Salvador,

que son mi vida y mi fuerza.

a la memoria de mis abuelos,

Salomé Flores, Genaro Carranza,

Felipa Nava,

a quienes extraño mucho.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	I
RESUMEN	VI
ABSTRACT	IX
INTRODUCCIÓN	1
MARCO TEÓRICO	4
ANTECEDENTES	15
JUSTIFICACIÓN	20
PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN	22
HIPÓTESIS	22
OBJETIVOS	23
Objetivo General	23
Objetivos Particulares	23
ÁREA DE ESTUDIO	24
MATERIAL Y MÉTODO	27
Trabajo de Campo	27
Variables ambientales del agua.....	28
Trabajo de Laboratorio.....	29
Variables sedimentarias	29

Identificación taxonómica de macroalgas	30
Análisis estadístico de los resultados	31
RESULTADOS.....	34
Variables ambientales del agua	34
Profundidad	34
Temperatura	37
Salinidad.....	39
Oxígeno disuelto (OD)	42
pH.....	43
Análisis de sedimentos	46
Textura	46
Carbono orgánico	51
Carbonatos	55
Ficoflora	57
Análisis estadístico	97
Similitud	97
Correlación	100
DISCUSIÓN	103
Variables ambientales del agua	103
Variables sedimentarias.....	113
Ficoflora	119
Similitud	130

Correlación.....	133
CONCLUSIONES	136
RECOMENDACIONES	139
REFERENCIAS.....	140
PRODUCTOS DEL TRABAJO DE TESIS.....	177

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación de la isla de Cozumel. Área marina del PNAC	25
Figura 2. Localización de las estaciones de muestreo en Cozumel	28
Figura 3. Variación por muestreo de la profundidad en el PNAC.....	35
Figura 4. Distribución espacial y por muestreo de la profundidad en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.....	36
Figura 5. Variación por muestreo de la temperatura en el PNAC.....	37
Figura 6. Distribución espacial y por muestreo de la temperatura del agua en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.	38
Figura 7. Variación por muestreo de la salinidad en el PNAC.....	40
Figura 8. Distribución espacial y por muestreo de la salinidad del agua en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral,	

PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.41

Figura 9. Distribución espacial y por muestreo del oxígeno disuelto en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.42

Figura 10. Variación por muestreo del pH en el PNAC.....43

Figura 11. Distribución espacial y por muestreo del pH en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.....44

Figura 12. Representación de los dos componentes del ACP aplicado a variables ambientales del PNAC.....45

Figura 13. Textura de sedimentos de octubre 2018 en el PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso.....47

Figura 14. Distribución de textura de sedimentos de octubre 2018 en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.....48

Figura 15. Textura de sedimentos de noviembre 2018 en el PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso.49

Figura 16. Distribución de textura de sedimentos del muestreo de noviembre 2018 en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia50

Figura 17. Carbono orgánico en sedimentos del PNAC.....52

Figura 18. Distribución espacial y por muestreo de carbono orgánico en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.53

Figura 19. Representación de los dos componentes del ACP aplicado a variables sedimentarias del PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso y CO) Carbono orgánico.....54

Figura 20. Carbonatos en sedimentos del PNAC.....55

Figura 21. Distribución espacial y por muestreo de carbonatos en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.....56

Figura 22. Riqueza de especies por división registradas en las colectas de octubre y noviembre 2018.....	57
Figura 23. Porcentaje de los sustratos ocupados por las Chlorophyta, Rhodophyta y Ochrophyta en el PNAC.....	61
Figura 24. A,B. <i>Ulva intestinalis</i> : A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Detalle del filamento. Escala = 5 mm. C,D. <i>Cladophora catenata</i> : C. Hábito. Escala = 1 cm; D. detalle de la dicotomía del filamento. Escala = 150 μ m. E,F. <i>Cladophora liniformis</i> : E. Hábito. Escala = 1 cm; F. Detalle del filamento. Escala 100 μ m G. <i>Rhizoclonium riparium</i> . Escala = 20 μ m. H,I. <i>Derbesia marina</i> : H. Hábito. Escala = 5 mm; I. Detalle del filamento. Escala = 50 μ m. J, K. <i>Caulerpa cupressoides</i> var. <i>flabellata</i> : J. Hábito. Escala = 1 cm; K. Detalle de la ramita. Escala = 2 mm. L,M. <i>Avrainvillea asarifolia</i> : L. Hábito. Escala = 2 cm; M. detalle de los sifones de la lámina. Escala = 30 μ m.....	85
Figura 25. A,B. <i>Halimeda copiosa</i> : A. Hábito. Escala = 1 cm; B. Detalle del utrículo. Escala 15 μ m. C,D. <i>Halimeda opuntia</i> : C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m. E,F. <i>Halimeda scabra</i> : E. Hábito. Escala = 2 cm; F. Utrículos en vista superficial. Escala = 30 μ m. G,H. <i>Halimeda tuna</i> : G. Hábito. Escala = 1 cm; H. Utrículos en vista superficial. Escala 40 μ m. I,J. <i>Halimeda tuna</i> f. <i>platydisca</i> : I. Hábito. Escala = 1 cm; J. Detalle del utrículo. Escala = 30 μ m. K,L,M. <i>Penicillus dumetosus</i> : K. Hábito. Escala = 2 cm; L. Utrículos. Escala = 250 μ m; M. Dicotomía del sifón. Escala = 500 μ m.....	87

Figura 26. A,B. *Penicillus lamourouxii*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Dicotomía en el sifón del *capitulum*. Escala 150 μ m. C,D. *Penicillus pyriformis* A. Gepp & E. S. Gepp: C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m. E. *Rhipiliopsis* sp.: Hábito. Escala = 1 cm. F,G. *Rhipocephalus oblongus*: F. Hábito. Escala = 2 cm; G. Detalle del utrículo. Escala = 200 μ m. H,I. *Rhipocephalus phoenix*: H. Hábito. Escala = 2 cm; I. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m. J,K. *Udotea cyathiformis*: J. Hábito. Escala = 2 cm; K. Sifones de la lámina. Escala = 200 μ m. L,M. *Udotea cyathiformis* f. *infundibulum*: L. Hábito. Escala = 2 cm; M. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m.....89

Figura 27. A,B. *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Detalle del utrículo. Escala = 90 μ m. C,D. *Udotea dixonii*: C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 50 μ m. E,F *Udotea luna*: E. Hábito. Escala = 2 cm; F. Dicotomía en el sifón de la lámina. Escala = 100 μ m. G,H. *Udotea unistratea*: G. Hábito. Escala = 2 cm; H. Detalle del utrículo. Escala = 50 μ m. I,J. *Udotea* cf. *unistratea*: I. Hábito. Escala = 2 cm; J. Sifones de la lámina. Escala = 100 μ m.....91

Figura 28. A,B. *Amphiroa fragilissima*: A. Hábito. Escala = 1 mm; B. Articulación de la rama. Escala = 300 μ m. C. *Jania adhaerens*. Células de la articulación alineadas longitudinalmente. Escala = 25 μ m. D,E. *Hypnea spinella*: D. Hábito. Escala = 7 mm; E. Detalle de las ramitas. Escala = 250 μ m. F. *Centroceras clavulatum*: Nodos con espinas y

ápices en forma de pinza. G. *Ceramium luetzelburgii*: Nodos e internodos de las ramas. Escala = 70 μm . H. *Gayliella flaccida*: Nodos y ápice de la rama. Escala = 100 μm . I. *Ptilothamnion speluncarum*: células del eje erecto. Escala = 30 μm . J. *Dasya antillarum*: Ramula con ramificación opuesta. Escala = 50 μm93

Figura 29. A,B. *Dasya pedicellata*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Ramas cubiertas por ramulitas. Escala = 1mm. C. *Laurencia intricata*: Detalle de la rama con ramificación espiralada. Escala = 3mm. D. *Yuzurua poiteau*: Hábito. Escala = 1 cm. E,F. *Polysiphonia atlantica*: E. Hábito. Escala = 150 μm ; F. Detalle de cistocarpo. Escala. 50 = μm . G. *Sporochnus pedunculatus*: Hábito. Escala = 1.5 cm. H,I. *Dictyota guineënsis*: H. Hábito. Escala = 1 cm; I. Detalle de la ramificación. Escala = 4 mm. J. *Dictyota pinnatifida*: Hábito. Escala = 1 cm. K, L. *Lobophora guadeloupensis*: K. Hábito. Escala = 2.5 cm; L. Sección longitudinal de la lámina. Escala = 50 μm . M. *Sargassum cf. cymosum*: Detalle de la hoja. Escala = 3 mm.....95

Figura 30. Análisis de conglomerados mostrando la similitud de la ficoflora entre las estaciones de colecta.....98

Figura 31. Ordenación de Escala Multidimensional No Métrica (nMDS) indicando las similitudes entre las estaciones de colecta.....99

Figura 32. Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) aplicado a variables ambientales (flecha verde), especies de macroalgas (punto azul) y macroalgas bioindicadoras (triángulo rojo) en el PNAC. Solo se

presentan los nombres de los taxa que tuvieron mayor correlación con las variables ambientales.....101

Figura 33. Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) aplicado a variables sedimentarias (flecha verde), especies de macroalgas (punto azul) y macroalgas bioindicadoras (triángulo rojo) en el PNAC y las especies de macroalgas en el PNAC. Solo se presentan los nombres de los taxa que tuvieron mayor correlación con las variables sedimentarias.....102

Figura 34. Sedimento con placas individuales de *Halimeda* spp en el PNAC...118

Figura 35. Agregados de *Ulva intestinalis* en el PNAC.....129

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Localidades de muestreo en el PNAC.....	27
Tabla 2. Listado de especies de macroalgas marinas del PNAC.....	62
Tabla 3. Temperatura en ecosistemas arrecifales del Caribe.....	106
Tabla 4. Salinidad en ecosistemas arrecifales del Caribe.....	108
Tabla 5. Oxígeno disuelto en ecosistemas arrecifales del Caribe.....	110
Tabla 6. pH en ecosistemas arrecifales del Caribe.....	112
Tabla 7. Carbono orgánico en ecosistemas arrecifales.....	115
Tabla 8. Carbonatos en ecosistemas arrecifales.....	118

ABREVIATURAS

ACC: Análisis de Correspondencia Canónica

ACP: Análisis de componentes principales

ANOSIM: Análisis de Similitud

CO: Carbono orgánico

HCl: Ácido clorhídrico

nMDS: Ordenación de Escala Multidimensional No Métrica

OD: Oxígeno disuelto

PNAC: Parque Nacional Arrecifes de Cozumel

SAM: Sistema Arrecifal Mesoamericano

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, la cual me brindó la invaluable oportunidad de llevar a cabo mis estudios de Maestría. A lo largo de mi trayectoria académica, he experimentado un continuo respaldo por parte de esta institución, lo cual ha contribuido significativamente a mi desarrollo profesional.

Este trabajo fue posible gracias al apoyo económico otorgado por el Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) (No. 801906), el cual me brindó la oportunidad de realizar mis estudios de posgrado.

A los proyectos: 1) Evaluación ambiental y de macroalgas bioindicadoras de contaminación en el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel. Proyecto CONANP/PROCOCODES/6540/2018 (Programa de Conservación para el Desarrollo Sostenible). 2) Caracterización ecológica de los ambientes costeros mexicanos. (2019-2022). Proyecto Divisional de la UAMI. Agradezco a todos los involucrados en la realización de estos proyectos, a quienes brindaron apoyo logístico, técnico y administrativo a lo largo de todo el proceso.

A mi directora de tesis: Dra. Laura Georgina Calva Benítez, por contar con su orientación, experiencia y apoyo a lo largo de este emocionante y desafiante proceso académico, por alentarme a alcanzar mi máximo potencial y por brindarme su apoyo en situaciones difíciles ¡gracias!.

A los miembros de mi comité: Dra. María Luisa Núñez Resendiz y M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández, ha sido un privilegio contar con su

orientación, sus valiosas sugerencias y comentarios fueron esenciales para llevar a cabo esta tesis.

Gracias una vez más a los tres: Dra. Laura, Dra. Luisa y M. en B. E Sergio, este logro, que también es suyo, no habría sido posible si ustedes, gracias por su tiempo, paciencia y dedicación.

A mis padres María de los Ángeles Ramírez Nava y Andres Carranza Flores, les dedico con profundo amor y gratitud este logro, gracias por ser mis pilares, por su apoyo incondicional, por alentarme a soñar en grande, a querer llegar más lejos, gracias por celebrar conmigo cada logro, pequeño o grande, como si fuera el más significativo, este logro también es de ustedes. Papá, gracias por mostrarme siempre la importancia de la perseverancia y el esfuerzo, por apoyarme, porque sé que siempre estás ahí. Mamá, gracias por no dejar que me rindiera, porque no fue fácil, pero tú me impulsaste a superar obstáculos y creer en mi capacidad para alcanzar esta meta, lo logré!, gracias!.

A mis hermanas Eli, Tania y Diana, porque son mi ejemplo a seguir. Eli, porque desde pequeña me enseñaste que con constancia y disciplina se puede alcanzar cualquier objetivo. Tania, que con tu apoyo incondicional nunca me sentí sola en esta y todas las batallas de esta vida. Diana, que has sido mi fuente de inspiración, recordándome que nunca debo darme por vencida. No me alcanzan las palabras para agradecerles todo lo que me han enseñado, espero que este pequeño logro, que también es de ustedes, pueda reflejar, de alguna manera, la gratitud, admiración y el amor que siento por ustedes.

A mis niños, David, Itzel, Emi y Ane, mis pequeños grandes motivadores, que han sido mi fuente constante de inspiración y alegría, por su cariño, por su energía positiva y abrazos reconfortantes, mis adorados sobrinos, a quienes amo inmensamente, espero que este logro no solo sea un testimonio de mi dedicación, sino también de la importancia de perseguir los sueños. A mi querida tía Juani, que siempre está para mí, que su cariño y apoyo fueron fundamentales para la culminación de este sueño, gracias por compartir conmigo esta alegría. A mi tío Salva, que siempre estuvo orgulloso de mí, este logro es con mucho cariño a su memoria.

A Salvador, la persona que amo, gracias por tu apoyo incondicional, por escucharme, por aguantar los momentos de desesperación, gracias por motivarme constantemente a esforzarme al máximo. Tu amor, paciencia y aliento constante han sido la fuerza que me impulsó a superar cada desafío. Este logro no solo es mío, sino también tuyo. Gracias por ser mi compañero de vida y por compartir conmigo las alegrías y los desafíos. Tu apoyo ha sido mi mayor fortaleza y estoy agradecida por tenerte a mi lado en este viaje.

A Yitzak, el mejor amigo que pude haber tenido en esta travesía académica, gracias por tus palabras alentadoras, tu ánimo desinteresado, tu apoyo incondicional, por ser una fuente constante de inspiración, motivándome a superar obstáculos y celebrar triunfos juntos, este logro también es tuyo, tu amistad ha sido un regalo invaluable que ha enriquecido mi vida de maneras incontables. Gracias por ser mi confidente, mi motivador y, sobre todo, mi mejor amigo.

A mi querido amigo Antonio, porque siempre estuviste para mí, por tu disposición para escuchar, tus consejos y tu ánimo, que han sido fundamentales para superar los desafíos. Compartir contigo este viaje ha hecho que las alegrías sean más intensas y los desafíos más llevaderos. Este logro no solo es mío, sino también tuyo, ya que has sido parte esencial de este capítulo de mi vida. Gracias por ser ese amigo incondicional que siempre está presente en los momentos importantes.

A Luisa, por guiarme en este viaje académico, aprecio profundamente la oportunidad de haber aprendido de ti y de haber contado con tu apoyo incondicional, no solo académico sino personal. Gracias por no sólo ser mi asesora si no mi amiga, por alentarme a seguir adelante, por tu disposición para escuchar mis inquietudes, por tus palabras de ánimo y tu alegría compartida, por ayudarme a dar lo mejor de mí, este logro también es tuyo, gracias Luisa!.

A Pame y Franco, mis amigos del Laboratorio de Ecosistemas Costeros, gracias por compartir conmigo momentos de tensión, risas y muchas anécdotas. Este logro es el resultado de nuestro trabajo conjunto. Aprecio su compromiso, dedicación y sobre todo, esos momentos de complicidad y alegría.

A Iñaqui y Ebe, amigos que me guiaron en esta etapa académica, gracias por todo su apoyo, por sus mensajes alentadores y gestos de amistad que me recordaron que no estaba sola en este camino. Iñaqui, que fuiste mi inspiración, gracias por tu apoyo constante, aprecio profundamente la amistad que compartimos.

A May, Vo, Isa, Oscar, Kar, Carlitos, Fani, Alexis, Kurt y Dr. Abel, amigos, compañeros y colegas del Laboratorio de Macroalgas Marinas y Salobres, gracias por su apoyo, consejos, orientación y sobre todo buenos momentos.

RESUMEN

Introducción. El Sistema Arrecifal Mesoamericano (SAM), es la segunda barrera arrecifal más grande del mundo. Los arrecifes, que se encuentran entre los ecosistemas más productivos y biológicamente diversos del mundo están caracterizados por su alta tasa de productividad primaria, siendo los productores bénticos, microalgas y macroalgas los principales responsables de esta productividad. Las macroalgas, además, participan en la construcción y cementación del arrecife, asimismo, influyen en el balance de oxígeno, dióxido de carbono y nutrientes disueltos en el agua. Factores ambientales como la luz, temperatura del agua, deposición de sedimentos y la profundidad afectan su distribución. En el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel, el deterioro de los ecosistemas arrecifales destaca la necesidad de estudios que evalúen la diversidad de macroalgas y su relación con el ambiente, constituyendo así, un punto de referencia para realizar evaluaciones que contribuyan a la conservación de estos ecosistemas. **Objetivos.** 1) identificar las especies de macroalgas presentes en el PNAC; 2) Evaluar variables ambientales (profundidad, temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH) y sedimentarias (textura de sedimentos, su contenido de carbono orgánico y carbonatos en sedimentos); 3) Establecer la correlación entre las variables ambientales y sedimentarias con las especies de macroalgas del PNAC; 4) Definir si hay macroalgas bioindicadoras de contaminación en el PNAC y su posible correlación con las variables de agua y sedimentos. **Material y método.** Los muestreos se realizaron en octubre y noviembre de 2018 en 14 arrecifes del Parque Nacional Arrecifes de Cozumel y se evaluaron variables ambientales. Se realizaron observaciones morfo-

anatómicas utilizando tanto microscopios ópticos como estereoscópicos. La determinación taxonómica se realizó a partir de literatura especializada. Se llevaron a cabo técnicas especializadas para la caracterización y evaluación de los sedimentos. Se realizaron análisis multivariados para determinar las correlaciones. **Resultados.** Se identificaron 56 taxa: 38 Chlorophyta, 12 Rhodophyta y seis a Ochrophyta. Se describen nuevos registros para el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel, incluyendo a *Lobophora guadeloupenensis* como nuevo registro para México, además, se identificaron cuatro especies bioindicadoras del aumento de nutrientes. La media de la profundidad de muestreo fue de 16.3m y la variación fue explicada por la batimetría del arrecife; la temperatura del agua fue de 28.7°C, común en la zona debido a que el PNAC está situado en una región característicamente cálida de México; la salinidad promedio fue de 34.66 UPS que coincidió con la mayoría de los reportes para zonas arrecifales del Caribe; las concentraciones medias de oxígeno disuelto fueron de 6.2 mg/L, típicas de un ecosistema arrecifal con condiciones de normoxia; el promedio de pH registrado fue de 8.2 que responde a condiciones alcalinas. En cuanto a las variables sedimentarias la arena media fue la fracción dominante; el porcentaje de CO (0.55%) se estimó como un valor propio para una zona arrecifal; el promedio de CaCO₃ se consideró alto (95.5%) y de origen biogénico. Correlaciones: se correlacionaron algunas especies de algas Chlorophyta con la profundidad y algas Rhodophyta con la temperatura; las macroalgas bioindicadoras del aumento por nutrientes se correlacionaron con el contenido de CO y las algas calcificantes con los CaCO₃. **Conclusiones.** La riqueza algal de las localidades estudiadas en el PNAC fue de 56 especies donde

predominaron las Chlorophyta, además, se obtuvieron 18 registros nuevos de macroalgas para el PNAC y un primer registro para México. El presente trabajo representa el primer estudio que correlaciona variables ambientales (profundidad, temperatura, salinidad y pH) y sedimentarias (textura, contenido de carbono orgánico y carbonatos) con la presencia de macroalgas en el PNAC. Aplicando el Análisis de correspondencia canónica (ACC) a variables ambientales y ficoflora se determinó que las algas verdes se correlacionaron positivamente con la profundidad, no obstante, las algas rojas se correlacionaron con la temperatura. En cuanto a las variables sedimentarias se observó que las macroalgas bioindicadoras se correlacionaron positivamente con el CO, en tanto, las macroalgas calcificantes se correlacionaron con los carbonatos. Se identificaron cuatro especies consideradas bioindicadoras de alto contenido de nutrientes: *Chaetomorpha linum*, *Cladophora catenata*, *Ulva intestinalis* y *Laurencia intricata*.

Palabras clave: alga, Chlorophyta, correlación, bioindicadoras, diversidad, Ochrophyta, Rhodophyta, sedimento, variables ambientales.

ABSTRACT

Introduction. The Mesoamerican Barrier Reef System (SAM) is the second largest in the world. Coral reefs, among the world's most productive and biologically diverse ecosystems, are characterized by their high rate of primary productivity, with benthic producers, microalgae, and macroalgae being the main contributors. Macroalgae, in addition, play a role in reef construction and cementation, influencing the balance of oxygen, carbon dioxide, and dissolved nutrients in the water. Environmental factors such as light, water temperature, sediment deposition, and depth, impact their distribution. In the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel, the deterioration of reef ecosystems highlights the need for studies that assess the diversity of macroalgae and their relationship with the environment, serving as a reference point for assessments that contribute to the conservation of these ecosystems. **Objectives.** 1) Identify the species of macroalgae present in the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel (PNAC); 2) Evaluate environmental variables (depth, temperature, salinity, dissolved oxygen, and pH) and sedimentary factors (sediment texture, organic carbon content, and sediment carbonates); 3) Establish the correlation between environmental and sedimentary variables with macroalgal species in the PNAC; 4) Determine if there are bioindicator macroalgae for pollution in the PNAC and their possible correlation with water and sediment variables. **Materials and Methods.** Sampling was carried out in October and November 2018 in 14 reefs of the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel, and environmental variables were assessed. Morpho-anatomical observations were performed using both, optical and stereoscopic microscopes. Taxonomic determination was made based on specialized literature. Specialized techniques

were employed for the characterization and evaluation of sediments. Multivariate analyses were carried out to determine correlations. **Results.** Fifty-six taxa were identified: 38 Chlorophyta, 12 Rhodophyta, and six Ochrophyta. New records for the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel were described, including *Lobophora guadeloupeensis* as a new record for Mexico. Additionally, four species indicative of increased nutrient levels were identified. The mean sampling depth was 16.3m, with variation explained by reef bathymetry. The water temperature was 28.7°C, common in the area as the PNAC is situated in a region characteristically warm in Mexico. The average salinity was 34.66 UPS, accordingly with most reports for Caribbean reef zones. Mean dissolved oxygen concentrations were 6.2 mg/L, typical for a reef ecosystem under normoxic conditions, and the recorded pH averaged 8.2, indicative of alkaline conditions. Regarding sedimentary variables, the median sand fraction dominated; the percentage of organic carbon (0.55%) was estimated as characteristic for a reef zone; the average CaCO₃ was considered high (95.5%) and biogenic in origin. Correlations: Some Chlorophyta were correlated with depth, and Rhodophyta were correlated with temperature. Bioindicator macroalgae for nutrient increase correlated with organic carbon content, while calcifying algae correlated with CaCO₃. **Conclusions.** The algal richness in the studied locations within the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel comprised 56 species, being Chlorophyta predominating. Furthermore, 18 new macroalgal records for the PNAC were obtained, including a first record for Mexico. This study represents a first approximation to correlate environmental variables (depth, temperature, salinity, and pH) and sedimentary factors (texture, organic carbon content, and carbonates) with the presence of macroalgae in the PNAC. Applying

Canonical Correspondence Analysis (CCA) to environmental variables and phycoflora determined that green algae positively correlated with depth; however, red algae correlated with temperature. Concerning sedimentary variables, bioindicator macroalgae positively correlated with organic carbon, while calcifying macroalgae correlated with carbonates. Four species, considered bioindicators of high nutrient content *Chaetomorpha linum*, *Cladophora catenata*, *Ulva intestinalis*, and *Laurencia intricata* were identified.

Keywords: algae, Chlorophyta, correlation, bioindicators, diversity, Ochrophyta, Rhodophyta, sediment, environmental variables.

INTRODUCCIÓN

El Sistema Arrecifal Mesoamericano (SAM) es la segunda barrera arrecifal más grande del mundo. Se extiende por aproximadamente 1,000 km desde el extremo norte de la Península de Yucatán, México, hacia el sur a través de las aguas de Belice, Guatemala y el norte de Honduras (Rodríguez-Martínez *et al.* 2014). Los arrecifes de coral se encuentran entre los ecosistemas más productivos y biológicamente diversos del mundo (Sheppard *et al.* 2009; Davin & Brannet, 2010). Están caracterizados por su alta tasa de productividad primaria, siendo los productores bénticos, microalgas y macroalgas los principales responsables de esta productividad. Los arrecifes proporcionan refugio y alimento para muchas especies marinas y brindan protección a la costa ante el oleaje y las tormentas. Así mismo, contribuyen a la salud alimentaria y generan ingresos sustanciales a la comunidad local a través del turismo (Puyana, 2017; Secaira *et al.* 2017; Spalding *et al.* 2017; Zucconi *et al.* 2018; Hutchings *et al.* 2019).

Los arrecifes se forman a partir de depósitos de carbonato de calcio, los miembros constructores más significativos de arrecifes son los “corales hermatípicos”. De igual forma, las macroalgas participan en la construcción y cementación del arrecife, ya que algunas especies contribuyen de manera significativa en la generación de sedimentos calcáreos (Castro-Sanguino *et al.* 2020). Las macroalgas marinas son un grupo heterogéneo que comprende a las algas verdes (Chlorophyta), algas rojas (Rhodophyta) y algas pardas (Ochrophyta de la clase Phaeophyceae). Este conjunto de taxa son los

principales productores primarios en los ambientes costeros, influyen en el balance de oxígeno, dióxido de carbono y nutrientes disueltos en el agua (Se-Kwon, 2012). Cabe mencionar que la importancia ecológica de las macroalgas, su sensibilidad al estrés, así como su alta tolerancia a las variaciones en los elementos del agua, tales como los nutrientes, son características sustanciales que las convierten en excelentes organismos bioindicadores (Piazzi & Ceccherelli, 2020; D'Archino & Piazzi, 2021).

La distribución y abundancia de los corales y macroalgas arrecifales está determinada por factores ambientales como la luz, temperatura del agua, deposición de sedimentos y la profundidad (Ballesteros, 2006; Mateo-Cid & Mendoza-González, 2007). De igual forma, la composición granulométrica y la cantidad de carbono orgánico (CO) en sedimentos influyen en la distribución de los organismos bentónicos y la vegetación acuática (Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2011). Por otro lado, la determinación de carbonatos en sedimentos es de gran interés debido a su valor diagnóstico de propiedades de los sedimentos tales como la actividad biológica y estructural de los sistemas arrecifales (Al-Saqarat *et al.* 2017).

La isla de Cozumel se encuentra ubicada a ~ 22 km de la costa este de Quintana Roo, México. Es la isla habitada más grande de la República mexicana, posee una extraordinaria biodiversidad y bioprospección debido a la gran variedad de hábitats que integra, así mismo, es una de las regiones de mayor concentración turística, aproximadamente 1,500 visitantes, entre ellos buzos y esnorquelistas que visitan las áreas de arrecifes locales a diario (Mota & Frausto, 2014). En esta isla se encuentra el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel (PNAC), una de las

principales formaciones arrecifales de México, sus arrecifes forman parte del SAM, que, como se mencionó anteriormente, constituyen uno de los biomas más valiosos y de mayor diversidad en el Caribe mexicano (Dutra *et al.* 2021).

El deterioro de los ecosistemas arrecifales en el PNAC es un tema de gran relevancia, ya que esto repercute de manera directa en los organismos que conforman este hábitat y consecuentemente, en las comunidades que dependen de él. A pesar de esta importancia, la falta de información básica o actualizada sobre la comunidad algal dificulta la identificación de tendencias o cambios que podrían indicar amenazas para las comunidades coralinas del PNAC. A la fecha no existe un estudio actualizado sobre la diversidad de macroalgas en el que se integren las variables ambientales y sedimentarias ni su relación con la presencia o ausencia de estas especies en arrecifes coralinos. Por lo anterior, este estudio tuvo como objetivo determinar la diversidad de macroalgas presentes en el PNAC, así como su relación con el ambiente. Este conocimiento constituye un punto de referencia para realizar evaluaciones que contribuyan a la conservación de estos ecosistemas.

MARCO TEÓRICO

Los arrecifes coralinos son formaciones marinas que se caracterizan por ser biogénicas o bio-construcciones; es decir, se forman a partir de depósitos de diversos organismos biológicos, los principales constructores son los corales duros o “hermatípicos”. Además, un componente esencial en la construcción de estos arrecifes son las macroalgas, algunas de las cuales poseen depósitos de carbonato de calcio que contribuyen a la formación de la estructura arrecifal. Estas algas, denominadas algas coralinas o calcáreas, pertenecen principalmente en los grupos de las algas verdes y rojas, presentándose en una amplia variedad de formas y tamaños (Walker & Wood, 2005).

Las macroalgas conforman un conjunto de taxa eucariotas, fotosintéticos y multicelulares de organización talosa; carecen de células estructuralmente complejas como raíces, brotes, hojas, semillas y tejidos conductores (Fredericq *et al.* 2009). Estos taxa son mayormente sésiles, pueden alcanzar longitudes de hasta 70 m y crecer hasta 50 cm por día (Bischof *et al.* 2002). La ficoflora bentónica incluye varios grupos funcionales que van desde macroalgas carnosas, algas de césped, algas rojas coralinas costrosas o coralinas ramificadas, hasta algas pardas costrosas (Sheppard *et al.* 2018); poseen una gran capacidad para capturar nutrientes, por lo que ayudan al balance de nutrientes en el arrecife (Raikar & Wafar, 2006). Asimismo, se encuentran en la base de la cadena alimentaria marina, siendo alimento y refugio de diversas comunidades de organismos herbívoros (Pereira, 2018).

“Macroalgas” es un término utilitario, pero no taxonómico, ya que los organismos agrupados bajo este término pertenecen a diferentes linajes filogenéticos en el origen de su diversidad morfológica, fisiológica y metabólica (Stengel *et al.* 2011), siendo los ambientes y niveles de organización que comparten, el único criterio unificador. Están representadas tanto por organismos hoy en día clasificados como el grupo más basal “Archaeplastida” en el reino Plantae (Chlorophyta y Rhodophyta), como por organismos del reino Protista (Ochrophyta: Phaeophyceae) en el super grupo Stramenopila (Heterocontophyta). Esta clasificación responde al momento en la endosimbiosis en que estos organismos adquirieron su cloroplasto, de este modo, los organismos del reino Plantae lo obtuvieron por endosimbiosis primaria (eucarionte heterótrofo + bacteria fotosintética), mientras que los organismos del reino Protista por endosimbiosis secundaria (eucarionte heterótrofo + eucarionte fotosintético) (Arana *et al.* 2014).

La división Chlorophyta se caracteriza por presentar coloraciones verdosas, este peculiar color se debe a una combinación de pigmentos como las clorofilas *a*, *b* y pigmentos accesorios como carotenoides. Sus células pueden presentar una pared compuesta mayormente por celulosa, hemicelulosa, manosa o xilosa, aunque en algunos casos se presentan además otros polímeros o está calcificada (Dreckmann *et al.* 2013). Estos taxa poseen flagelos isocontos, es decir, su forma y tamaño es igual y ambos son lisos. Los cloroplastos de las algas verdes tienen doble membrana con arreglo tilacoidal formando grana, que puede estar asociada con pirenoides especializados en el almacenamiento de almidón (sustancia de reserva). Presentan niveles de organización desde unicelulares,

coloniales, filamentosos o, en su mayoría, cenocíticos; estos últimos llegan a formar utrículos que al asociarse dan origen a niveles pseudoparenquimatosos.

Las algas verdes pueden habitar ecosistemas acuáticos o terrestres. En particular, las clorofitas acuáticas marinas habitan diferentes ambientes: litorales rocosos y arenosos, arrecifes coralinos, lagunas costeras, estuarios, manglares o comunidades de pastos marinos. Pueden encontrarse en las zonas supra mareal, intermareal o submareal. Así mismo, algunas algas flotan, otras crecen en el bentos, en arena (psamofíticas), adheridas a rocas (litofíticas, epilíticas o saxícolas), estar fijadas a raíces o madera (cortícolas), adheridas en otras algas (epifíticas) o sobre animales marinos como moluscos o quitones (epizóicas (León-Álvarez *et al.* 2007).

Los miembros de la división Rhodophyta tienen un color rojo claro o púrpura que es característico de estas algas, esta coloración está dada por la mezcla de la clorofila *a* y pigmentos accesorios como ficobilinas: ficocianina, ficoeritrina, aloficocianina y carotenoides: β -caroteno, zeaxantina, β -criptoxantina, luteína y neoxantina, de los cuales, la ficoeritrina refleja la luz roja, absorbe la luz azul y enmascara a la clorofila *a*. Sin embargo, el color de estas algas varía de acuerdo con la proporción de ficoeritrina, ficocianina y clorofila *a*, por lo que pueden presentarse en colores verdes o azulados. Se trata de organismos sin estadios flagelares, centriolos o cuerpos flagelares basales. Los cloroplastos de estos taxa están rodeados por doble membrana y presentan tilacoides simples con ficobilisomas, a veces presentan un tilacoide periférico a la membrana plasmática. La sustancia de reserva de la mayoría de las algas rojas, al menos todas las pertenecientes a la clase Floridophyceae, que constituye la más

numerosa en el grupo y la única en que se conoce desarrollo sexual, es un tipo de almidón especial denominado florídeo, el cual se almacena en el citoplasma (Graham & Wilcox, 2000; Arana *et al.* 2014). En este grupo de algas, la pared celular está constituida básicamente por dos partes: una interna y rígida, formada por microfibrillas de celulosa y otra más externa, mucilaginoso, formada por polisacáridos de galactanos, como el agar o carragenano, aunque algunas algas rojas presentan depósitos de carbonato de calcio (aragonita o calcita) en la pared, proporcionando un aspecto rígido a estos organismos (Mansilla & Alveal, 2004). Presentan niveles de organización desde unicelulares a cenobiales, filamentosos, pseudoparenquimatosos y parénquimas verdaderos. Se encuentran en múltiples ambientes del intermareal rocoso y hasta varios metros de profundidad. El modo de como crecen estas taxa va desde parecer céspedes, mechones o cabelleras, marañas, matorrales hasta manchas o motas. Pueden crecer de manera aislada o gregaria, de forma erecta, postrada o una combinación de ambas. Se presentan en formas filamentosas, membranosas, foliares, globosas, vermiformes, arbustivas o costras que adoptan la forma del sustrato y pueden adherirse a este mediante rizoides o masas rizoidales, discos o hapterios (León-Álvarez *et al.* 2017).

Las Ochrophyta son comúnmente identificadas por su coloración parda o amarilla, la cual resulta de una combinación de pigmentos entre los cuales predomina la fucoxantina, pigmento que enmascara a las clorofilas *a* y *c*, betacaroteno y a otras xantofilas como la violaxantina. La mayoría de las taxa pertenecientes a Ochrophyta tienen flagelos heterokontos en alguna etapa de su vida. Las algas de la clase Phaeophyceae son organismos multicelulares

pertenecientes a la división Ochrophyta, el grupo fotosintético dentro de Stramenopiles, que se caracteriza por poseer, en algún periodo de su vida, células cuyos flagelos son distintos entre sí “heterokontos”; uno de los flagelos se distingue por poseer mastigonemas subdivididas en tres partes dirigiéndose hacia el interior de la célula, el otro flagelo es liso, más largo y se dirige hacia atrás. La disposición de ambos flagelos esta principalmente dispuesta hacia un lado de la célula. Los flagelos solo están presentes en las células reproductoras (ausentes en gametos masculinos de Dictyotales); la pared celular es rígida y está compuesta de una capa interna de celulosa y una capa externa formada por alginatos, algunas, como las pardas costrosas, presentan depósitos de calcio. Las células son uninucleadas, con frecuencia el núcleo se encuentra rodeado de cuerpos fenólicos llamados fisodes, los cuales funcionan principalmente como protectores solares. Los plastidios (cloroplastos) o feoplastos tienen formas laminares, discoidales o estrelladas cuando se agrupan en torno de un pirenoide (*Asteronema*). Puede haber solo uno o varios feoplastos por célula en posición axial o parietal (excepto Dictyotales, Laminariales y Fucales) y/o pueden ramificarse. Las sustancias de reserva de las feofíceas son polisacáridos complejos (laminaria) y alcoholes (manitol) que se encuentran en el citoplasma, cuando el almidón está ausente, generalmente no calcifican, aunque en *Padina* y *Lobophora* puede haber calcificación superficial. No existen niveles unicelulares en este grupo, solo las formas filamentosas y los parénquimas verdaderos, originados por el desarrollo del talo, por una célula o margen de células apicales (Graham & Wilcox, 2000).

Las algas feofíceas son exclusivamente marinas. Costas rocosas, litorales arenosos, arrecifes coralinos, estuarios, manglares y mar abierto, son algunos de los hábitats de estos organismos. La mayoría son bentónicas, ocupando principalmente las zonas supra mareal, intermareal o submareal, hasta profundidades de 25m-30m, incluso, 70m como los bosques de kelps (León-Álvarez & Núñez-Resendiz, 2012).

Las macroalgas desempeñan un papel ecológico fundamental en el ecosistema arrecifal, como muchos otros organismos, están expuestas a perturbaciones de origen natural y antropogénico, por ejemplo: limitación de nutrientes, desecación, variación en la temperatura, contaminación, entre otros. Pese a ello, estas taxa, en general responden rápidamente a estas alteraciones (Schermer *et al.* 2013). Cambios en la dominancia, composición específica de ensamblajes y variaciones en los patrones de distribución de la ficoflora son algunos signos comunes de alteraciones en su hábitat. Algunos grupos de macroalgas son particularmente susceptibles a las alteraciones antropogénicas (Benedetti-Cecchi *et al.* 2001). Las floraciones de algunas especies de los géneros *Chaetomorpha* Kützing, *Cladophora* Kützing, *Codium* Stackhouse, *Gracilaria* Greville, *Laurencia* Lamouroux, *Sargassum* C. Agardh y *Ulva* Linnaeus, han sido reportadas en diferentes partes del mundo, lo que sugiere que pueden utilizarse como indicadores del incremento de nutrientes en un sistema (Teichberg *et al.* 2010).

Los arrecifes coralinos son el hábitat de numerosas especies marinas, además, proporcionan refugio para el desove y cría de peces e invertebrados (Hutchings *et al.* 2019). Así mismo, desempeñan un papel sustancial dentro de la red trófica,

ya que son considerados soporte trófico para un tercio de todos los organismos acuáticos (Zucconi *et al.* 2018). Los sistemas arrecifales cumplen una función crítica proporcionando protección a la costa ante tormentas y huracanes, actúan como barreras que disipan la energía del oleaje y, por ende, la erosión costera (Ferrario *et al.* 2014; Secaira *et al.* 2017). Además, proporcionan bienes económicos a la comunidad local, contribuyendo a la salud alimentaria a través de la pesca, y en cuanto a la economía, generan ingresos sustanciales a industrias como el turismo, pesca comercial y recreativa (Spalding *et al.* 2017; Hutchings *et al.* 2019).

Estos ecosistemas se desarrollan preferentemente en aguas donde la salinidad es de aproximadamente 34 ppm, iluminación de 50,000 a 120,000 luxes, contenido de oxígeno de entre 7-8 ml/l y temperatura del agua de entre 20°C y 36°C, siendo 24°C la ideal (Walker & Wood, 2005). Se encuentran principalmente en aguas oceánicas cálidas, predominantemente por todo el Atlántico occidental tropical y subtropical y los océanos Indo-Pacífico, entre los trópicos de Cáncer y Capricornio, donde se experimentan solo pequeñas variaciones en el clima entre estaciones. Así mismo, en el Océano Atlántico occidental los arrecifes están confinados a los Cayos de Florida, Bermuda, las Bahamas, el Golfo de México y el Mar Caribe. En cambio, algunas especies de coral se pueden encontrar en aguas oceánicas, profundas y frías (Walker & Wood, 2005).

Dependiendo de dónde se encuentren y como se formen, los arrecifes pueden presentarse de diversas formas. Los arrecifes tropicales de aguas bajas se pueden clasificar en uno de tres grupos principales: arrecifes de barrera,

arrecifes de atolones y arrecifes periféricos. Una barrera de coral está separada de la costa por una laguna; un cuerpo de agua profundo y abierto con un fondo arenoso; son llamados así debido a que forman una barrera entre la laguna y el océano, por ejemplo, el SAM. El arrecife de atolón está formado por estructuras de coral circulares, estas formaciones crecen sobre los volcanes que se encuentran debajo de la superficie del océano; como arrecifes de barrera, los atolones rodean las lagunas centrales. En la isla de Cozumel, los arrecifes y las colonias de coral se distribuyen alrededor de la isla como arrecifes periféricos o marginales (Rioja-Nieto & Sheppard, 2008). Estos arrecifes se desarrollan en el margen de una masa terrestre donde las condiciones son adecuadas para el crecimiento de los corales; bordean la costa y solo una estrecha franja de agua separa el arrecife de esta. La mayoría de los arrecifes marginales tienen muy poco coral creciendo en el lado de la costa, no obstante, del lado del océano, que no está expuesto a tantos sedimentos, alberga grandes poblaciones de coral vivo (Walker & Wood, 2005; Davin & Brannet, 2010; Hutchings *et al.* 2019).

Los arrecifes coralinos son ecosistemas sumamente frágiles ante cambios en su ambiente, tanto naturales como tormentas tropicales, oleaje, fuertes vientos, hasta los efectos de las actividades humanas, como la sobreexplotación de sus recursos bióticos, construcción en las cercanías de estos hábitats (puertos, hoteles, centros turísticos), dragado, trabajos de perforación en el subsuelo marino, desechos municipales y más recientemente, fenómenos asociados al cambio climático global, tales como el incremento de la temperatura y de los niveles de acidificación del agua oceánica que han alterado seriamente la relación simbiótica de los corales hermatípicos y la calcificación de sus

exoesqueletos (Álvarez-Filip *et al.* 2009; Toledo & Soto, 2014; Secaira *et al.* 2017; Contreras-Silva *et al.* 2020). En áreas de intenso tráfico marítimo, de actividades pesqueras y de altos crecimientos de poblaciones humanas y desarrollos turísticos como en el caso de la isla de Cozumel (Reyes-Bonilla *et al.* 2014), difícilmente pueden mantenerse las condiciones de estabilidad que exigen la salud de estos ecosistemas.

Los sedimentos de la plataforma marina son los sitios principales para la mineralización y la regeneración de nutrientes de la materia orgánica (MO); esta se puede definir como el material originado por organismos vivos (compuestos orgánicos), basados en cadenas de carbono e hidrógeno, con o sin oxígeno, nitrógeno u otros elementos (Pérez & Márquez, 2017), la generación de compuestos orgánicos, producto de la fotosíntesis es la principal entrada de CO al sistema arrecifal, proceso que llevan a cabo diversos grupos vegetales del arrecife; principalmente algas filamentosas (cianofitas) y coralinas (calcáreas) (Reyes-Bonilla *et al.* 2014a). Una fracción del 25% al 50% de la MO derivada de la producción primaria costera se deposita en la capa superficial de los sedimentos (hasta 1 cm de profundidad), que puede representar más de la mitad de la mineralización total del carbono orgánico (CO) (Köster *et al.* 2000). El CO restante se degrada mediante procesos anaeróbicos como la reducción de nitrato, manganeso, hierro y sulfato, seguidos de metanogénesis y/o fermentación (Köster *et al.* 2000). Los sedimentos de un sistema acuático pueden reflejar la calidad ambiental del agua, así como las variaciones temporales de ciertos parámetros hidrológicos y químicos; los depósitos sedimentarios son importantes en la identificación, monitoreo y distribución de

metales traza contaminantes, debido a que estos metales son fijados en los sedimentos por las arcillas, óxidos hidratados de hierro, manganeso y aluminio, carbonatos y MO (Pineda, 2009). Al mismo tiempo, en los sedimentos se llevan a cabo reacciones geoquímicas que afectan los ciclos de elementos químicos tales como carbono, nitrógeno, fósforo y azufre (Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2011). La mayoría de los sedimentos contienen CO y en algunos casos es un constituyente importante; la cantidad de CO conservado en los sedimentos depende entre otros, de la textura de los sedimentos, de la tasa de sedimentación y de la relación entre las velocidades de aporte y descomposición de la materia orgánica. El contenido de CO en los sedimentos marinos varía entre 0.5% y 10%; bajo ambientes especiales, como condiciones reductoras en el fondo o cuencas semicerradas con escasa circulación del agua, se pueden encontrar valores superiores al 10%; siendo el promedio de contenido de CO en sedimentos marinos cercanos a la costa de 2.5% y en los de mar abierto de 1% (Pineda, 2009). La titulación con dicromato de potasio es un método rentable y de uso común para determinar el contenido CO en sedimentos marinos y lacustres (Gaudette *et al.* 1974; Al-Rousan *et al.* 2006; Calva-Benítez *et al.* 2014; Al Hseinat *et al.* 2020; Pradhap *et al.* 2020).

El análisis del tamaño de grano o textura de sedimentos es una herramienta importante para categorizar diferentes ambientes sedimentarios (Anfuso & Gracia, 2005). Las distribuciones granulométricas brindan información crucial sobre el origen de los sedimentos, la dinámica de transporte y las condiciones de deposición (Benavente *et al.*, 2005; Gopinath *et al.* 2010). Además de que se emplean para investigar estadísticamente los cambios espaciales en las

propiedades del tamaño de los sedimentos. El método de tamizado clásico es la técnica más utilizada en sedimentos arenosos (Calva-Benítez *et al.* 2014; Al-Saqarat *et al.* 2017; Nicolas & Bhiwajee, 2021).

El sedimento es también el sitio principal de los carbonatos, estos, generalmente son de origen marino-biogénico y están integrados por esqueletos de corales, conchas y restos de organismos con esqueletos de aragonita o carbonato de magnesio (algas coralinas, algas frondosas como *Halimeda* spp., bivalvos, caracoles, briozoarios, esponjas, entre otros) (Fabry *et al.* 2008; McLaughlin *et al.* 2023). La importancia de los carbonatos radica en que se consideran sumideros importantes de carbono (Fu *et al.* 2020). Por lo anterior, la caracterización de textura de sedimentos, su contenido de CO y carbonatos es primordial en ecosistemas arrecifales ya que estos análisis pueden complementar la información requerida en los programas de planificación y seguimiento de la conservación de los arrecifes de coral.

ANTECEDENTES

En el Caribe mexicano se han realizado diversos trabajos acerca de la diversidad florística de macroalgas, entre ellos, Mateo-Cid y Mendoza-González (1992), realizaron una lista florística de la Isla Mujeres, en la cual identificaron 74 especies de la clase Chlorophyceae, 122 de Rhodophyceae y 33 de Phaeophyceae.

Collado-Vides y González-González (1993), registraron en total 95 taxa para el sistema lagunar de Nichupté, Quintana Roo, 48 Rhodophyta, 42 Chlorophyta y cinco Phaeophyceae. Collado-Vides *et al.* (1995) encontraron, para el mismo sistema lagunar, ficoflora distribuida en las divisiones Chlorophyta (33), Rhodophyta (37), Phaeophyceae (3) y Cyanophyta (4).

Por otro lado, Dreckmann *et al.* (1996) proporcionaron una lista florística y nomenclatural de algas marinas bentónicas de Puerto Morelos, Quintana Roo. La riqueza estuvo comprendida en la clase Chlorophyceae (72), Phaeophyceae (32) y Rhodophyceae (109).

Díaz-Martín *et al.* (1998) presentaron un listado de 108 especies de algas marinas bentónicas del Área de Protección Yum Balam, Quintana Roo, de las cuales, 44 fueron Chlorophyta, 55 Rhodophyta y nueve Phaeophyceae. Aguilar-Rosas *et al.* (1998) determinaron 223 taxa de algas en la región central del estado de Quintana Roo; 118 se clasificaron en la división Rhodophyta, 27 en Phaeophyceae y 78 en Chlorophyta.

Por su parte, Collado-Vides *et al.* (1998) registraron un total de 106 taxa; 50 Chlorophyta, 40 Rhodophyta y 16 Phaeophyceae en el sistema arrecifal de Puerto Morelos.

Para Isla Mujeres, Díaz-Martín y Quan-Young (2001) reportaron 32 nuevos registros de algas, de las cuales 20 pertenecen a la División Rhodophyta, nueve a Chlorophyta y tres a Phaeophyceae. Quan-Young *et al.* (2004) enlistaron 166 taxa: 76 Rhodophyta, 61 Chlorophyta y 29 Phaeophyceae. Quan-Young *et al.* (2006) registraron 96 especies de algas epífitas, 58 Rhodophyta, 19 Phaeophyceae, 16 Chlorophyta y tres Cyanophyta. Mendoza-González *et al.* (2007) reportaron una flora de 155 taxa: 90 Rhodophyta, 41 Chlorophyta, 21 Phaeophyceae y 3 Cyanophyta.

Pedroche y Sentíes (2003) analizaron la situación del inventario de las macroalgas marinas en México, particularmente en el Caribe mexicano obtuvieron que la riqueza florística asciende a 438 taxa. Cetz-Navarro *et al.* (2008) informaron para el Caribe mexicano un total de 546 macroalgas; 307 Rhodophyta, 171 Chlorophyta y 68 Phaeophyceae.

Sánchez-Molina *et al.* (2007) examinaron la biodiversidad de algas marinas situadas entre Uaymitún y Chuburná, Yucatán, hallaron 46 taxa de las cuales, 15 corresponden a la división Chlorophyta, 26 a Rhodophyta, cuatro a Phaeophyceae y una a Cyanophyta.

Ortegón y Aguilar (2014), publicaron 64 taxa de macroalgas distribuidas en dos Áreas Naturales Protegidas de la costa Norte de la Península; 35 de la división Rhodophyta, 21 de Chlorophyta y ocho de la clase Phaeophyceae.

En cuanto a los trabajos ficoflorísticos de la Reserva de la Biosfera Sian Ka'an, Quintana Roo, Valadez *et al.* (2014) establecieron un total de 466 especies; Acosta-Calderón *et al.* (2016) señalaron 129 algas verdes y Mateo-Cid *et al.* (2019) describieron 50 taxa infragenéricos de algas pardas.

Por otra parte, en la Península de Yucatán, Mendoza-González *et al.* (2016) obtuvieron una riqueza florística de 567 taxa; 317 Rhodophyta; 180 Chlorophyta y 70 Phaeophyceae.

Acosta-Calderón *et al.* (2018) hicieron un estudio sobre la diversidad, distribución y taxonomía del género *Udotea* del litoral de la Península de Yucatán; reconocieron en total 17 taxa de *Udotea*; los autores incluyeron en su publicación características macro y microscópicas, fotografías relevantes y descripciones para cada taxón.

Núñez-Resendiz *et al.* (2019) identificaron 24 taxa clasificadas en seis órdenes y siete familias de algas rojas (Rhodophyta) distribuidas en localidades de Campeche, Yucatán y Quintana Roo. Adicionalmente, registraron a Gracilariaceae, Rhodomelaceae y Solieriaceae como las familias más abundantes tanto por riqueza como por cantidad de biomasa.

Patiño-Espinosa *et al.* (2022) obtuvieron 61 taxa de macroalgas en el Parque Nacional Arrecifes de Xcalak. De ellas, 29 fueron Rhodophyta, 22 Chlorophyta y 9 Phaeophyceae.

En particular, para la isla de Cozumel Mateo-Cid & Mendoza-González (1991) identificaron 22 especies de Cyanobacteria, 167 de Rhodophyceae, 35 de Phaeophyceae y 79 de Chlorophyceae; Mendoza-González *et al.* (2000)

determinaron 72 taxa Chlorophyta y 23 Phaeophyceae. Mateo-Cid *et al.* (2006) estimaron la riqueza de Rhodophyta en arrecifes de la isla (118); Mateo-Cid y Mendoza-González (2007) catalogaron 403 taxa de macroalgas; 51.86% Rhodophyta, 30.28% Chlorophyta, 11.66% Phaeophyceae y 6.20% Cyanobacteria; Loreto-Viruel *et al.* (2017) presentaron los resultados de un muestreo realizado durante 1996 en Cozumel, reportaron 97 macroalgas clasificadas en las divisiones Chlorophyta, Rhodophyta, Phaeophyceae y un agregado de Cyanobacteria. Reyes-Bonilla (2011) realizó un informe de monitoreo de algas, invertebrados y peces en el PNAC, en el cual indicó que la riqueza de macroalgas ascendió a 374 taxa.

Estudios referentes a cobertura de macroalgas en Cozumel incluyen los publicados por Contreras-Silva *et al.* (2020), quienes, en 2006, observaron que las tendencias temporales de cobertura disminuyeron, posteriormente se recuperaron y hasta 2014-2016 alcanzaron su punto máximo. También señalaron que, en los arrecifes de Cozumel, la cobertura de macroalgas es alta y exhibe una tendencia creciente. Así mismo, García-Salgado *et al.* (2008), estudiaron la cobertura de macroalgas respecto a la de corales en Cozumel, registraron un incremento de macroalgas del 25 al 30% entre el 2004 y 2007 mientras que la de corales disminuyó del 28 al 17% en ese mismo periodo.

La revisión de esta literatura demuestra que la comunidad ficoflorística del PNAC se encuentra en constante cambio. Pese a ello, los registros de identificación de algas más recientes se obtuvieron en 2008, desde entonces dichas comunidades no han sido estudiadas. Adicionalmente, no existen estudios en el PNAC que relacionen la presencia o ausencia de macroalgas con variables ambientales

(profundidad, temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH) ni sedimentarias (textura de sedimentos, su contenido de carbono orgánico y carbonatos en sedimentos).

JUSTIFICACIÓN

Los arrecifes del PNAC son reconocidos por su importancia biológica y ecológica, a pesar de ello, el conocimiento sobre la diversidad de macroalgas en el PNAC se limita a estudios previos al año 2008 (Reyes-Bonilla, 2011). Aunado a ello, no existen trabajos que relacionen las variables sedimentarias tales como textura de sedimentos, contenido de CO y carbonatos en sedimentos con la presencia o ausencia de las macroalgas en el PNAC.

En el Caribe mexicano la industria del turismo se expandió rápidamente, impactando negativamente a los arrecifes y otros ecosistemas a través de la construcción de muelles, carreteras, casas, restaurantes y hoteles (Contreras-Silva *et al.* 2020). La isla de Cozumel cuenta con tres muelles y actualmente se aprobó la construcción del cuarto, el cual también implica la edificación de una “terminal de cruceros” que tiene como objetivo recibir a las personas que aborden y/o desembarquen los cruceros; la terminal marítimo portuaria se ubicará en la zona noroeste de la isla, colindante con la Avenida Rafael E. Melgar y la Zona Federal Marítimo Terrestre, fuera de los límites del Recinto Portuario, con una superficie total de 58,729.803 m² (DOF, 2022). Así mismo, en la zona sur de la isla, a la altura del km 18 + 244 de la carretera costera sur, próximo a la entrada de la comunidad El Cedral, se encuentra en construcción un complejo turístico denominado “Lakam Ha Villas Cozumel-México” cuya superficie total es de 657,512.20 m², el proyecto consiste en un conjunto de obras englobadas en el sector de hotelería y servicios turísticos (BGO, 2020).

Por lo anterior, es necesario realizar la identificación de especies de macroalgas presentes en el PNAC, así como determinar la relación entre las condiciones ambientales y las macroalgas, ya que esta información establece una línea base que permitirá evaluar objetivamente los posibles impactos, así como realizar trabajos posteriores relacionados con la conservación y manejo de los arrecifes, ya que el deterioro de estos ecosistemas tendría como consecuencia principal, la afectación socioeconómica de la población, en particular, para la industria turística la cual es primordial para el sustento y desarrollo de la isla.

PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN

¿Cuáles son las especies de macroalgas presentes en el PNAC?

¿Existe alguna correlación entre las variables ambientales (profundidad, temperatura, salinidad, pH y oxígeno disuelto) con la presencia o ausencia de macroalgas?

Las variables sedimentarias tales como textura de sedimentos, su contenido de carbono orgánico y carbonatos ¿tienen alguna correlación con la presencia o ausencia de macroalgas?

¿En los arrecifes del PNAC hay presencia de macroalgas bioindicadoras de contaminación?

HIPÓTESIS

Si se sabe que las macroalgas están en constante cambio en los ecosistemas arrecifales del PNAC, entonces se espera que la diversidad de macroalgas se haya modificado respecto a registros previos.

OBJETIVOS

Objetivo General

Determinar la diversidad de macroalgas en el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel

Objetivos Particulares

- Identificar las especies de macroalgas presentes en el PNAC.
- Evaluar variables:
 - a) Ambientales (profundidad, temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH)
 - b) Sedimentarias (textura de sedimentos, su contenido de carbono orgánico y carbonatos en sedimentos) y su relación en arrecifes del PNAC.
- Establecer la correlación entre las variables ambientales y las especies de macroalgas del PNAC.
- Analizar la correlación entre las variables sedimentarias y las especies de macroalgas del PNAC.
- Definir si hay macroalgas bioindicadoras de contaminación en el PNAC y su posible correlación con las variables de agua y sedimentos.

ÁREA DE ESTUDIO

Los arrecifes coralinos en nuestro país se localizan en las costas del Pacífico, Golfo de México y en el Gran Caribe. En particular, el sistema arrecifal del Caribe mexicano se encuentra en la Península de Yucatán (Álvarez-Filip *et al.* 2019). Esta extensión está comprendida en sistemas de arrecifes de borde que corren paralelo a la costa en una barrera semicontinua desde la isla Contoy, hasta Xcalak. Considerando la estructura geomorfológica del sistema arrecifal del Caribe, este se puede dividir en tres áreas: Insular (isla Cozumel y Banco Chinchorro), Norte (Cancún, Puerto Morelos, Playa del Carmen, Akumal, y Tulum) Centro (Boca Paila) y Sur (Mahahual y Chetumal) (Rioja-Nieto & Álvarez-Filip, 2019).

En el área Insular, la isla de Cozumel, que es municipio de Quintana Roo, se localiza entre las coordenadas extremas 20°36' N y 87°20' O, a ~ 22 km de la costa este del estado (Fig. 1). Se trata de una isla continental alargada de 46 km de largo, 16 km de ancho y 11.987 ha. de superficie, su eje principal se encuentra en dirección norte-sur (Álvarez-Filip *et al.* 2009). La zona está influenciada por el flujo continuo de la Corriente de Yucatán, desplazándose por el cauce con dirección sur a norte (Chávez *et al.* 2003). Durante el año, la temperatura superficial del mar fluctúa entre 23°C y 30°C, con un promedio de 34.5 UPS de salinidad. La isla de Cozumel presenta el clima de tipo Am que se caracteriza por ser cálido húmedo con abundantes lluvias en verano, este clima está presente en la mayor superficie de la isla presentando mayor cantidad de lluvias en septiembre (Orellana *et al.* 2007). La temperatura promedio anual es de 26.4°C con precipitaciones de hasta 1,252mm. Las épocas climáticas que se han

registrado para la isla son: lluvias, que comprende de mayo a enero y secas, en los meses de febrero, marzo y abril (Climate-Data, 2019).

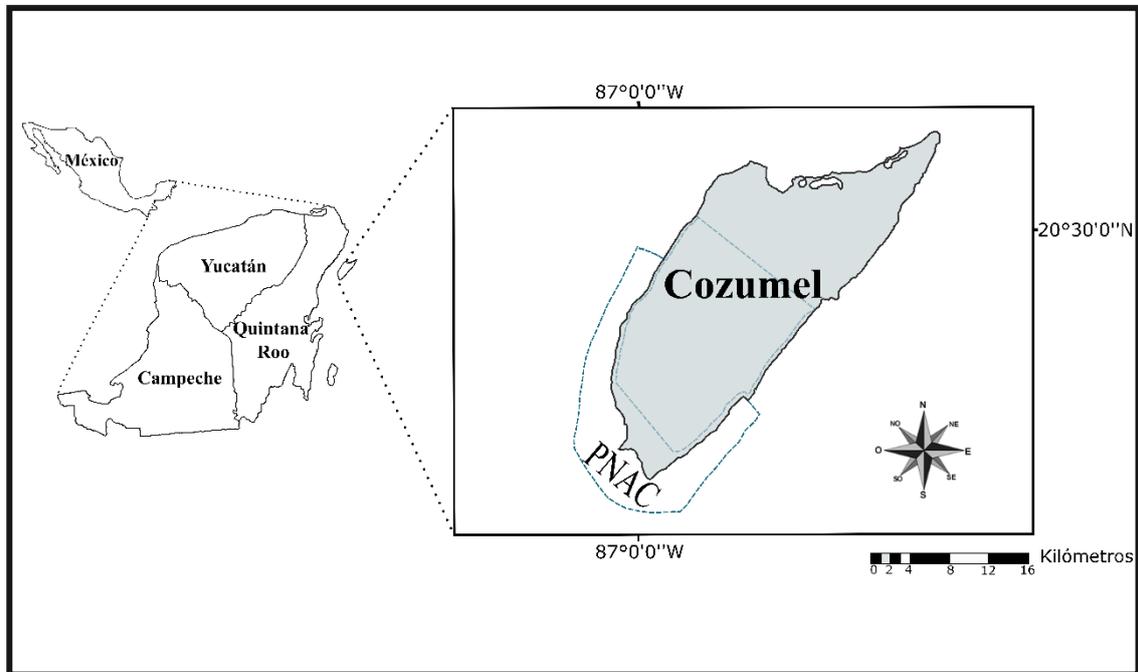


Figura 1. Ubicación de la isla de Cozumel. Área marina del PNAC.

Cozumel es considerada como la isla más grande del Caribe mexicano y la tercera más grande del país. Los arrecifes de esta zona se encuentran bajo dos regímenes de protección, la zona norte y este de la isla se sitúan bajo el esquema de protección “Área Natural Protegida, con carácter de Área de Protección de Flora y Fauna terrestre y marina”, si bien, en esta zona las actividades pesqueras están permitidas, existe una zona núcleo de 4,7 km² que es totalmente prohibida (DOF, 2015). La zona suroeste denominada PNAC, es un espacio que en 1996 fue declarado Área Natural Protegida (ANP) y recategorizado como PNAC, así mismo, fue designado como sitio RAMSAR para la conservación de los humedales. El PNAC se extiende desde el extremo norte del arrecife Paraíso

(20°35'22"N, 86°43'46"O) hasta el extremo sur de la isla, luego continúa al norte hasta Punta Chiqueros en el lado de barlovento de la isla (20°16'11"N, 86°59'26"O) (Fig. 2) (Álvarez-Filip *et al.* 2009). El ecosistema submarino del PNAC está integrado por un sistema arrecifal de 988 especies marinas comprendidas en 203 familias y 459 géneros, de los cuales incluyen 66 especies de corales, 39 gorgonáceos, 453 de peces y 56 especies de esponjas (Reyes-Bonilla, 2011). Esta región contiene la mayoría de los arrecifes de la isla (hermatípicos y blandos) y algunos de los arrecifes más desarrollados (con estructuras que pueden elevarse varios metros por encima de la plataforma) (Dutra *et al.* 2021).

El turismo marino es considerado una actividad altamente productiva en el PNAC; Cozumel inicio su desarrollo turístico a partir del año 2014 ofreciendo diversas actividades turísticas y recreativas dentro del área de influencia del PNAC. La pesca deportiva, buceo, esnórquel, paseos en motos acuáticas, kayak y distracciones con juegos acuáticos, son algunas de las actividades asociadas directamente con arrecifes del parque (Arroyo *et al.* 2018). Otro atractivo de la isla es la zona arqueológica de San Gervasio, reconocida como un centro destinado a la diosa maya de la fertilidad "Ixchel". Los turistas extranjeros y nacionales pueden llegar a Cozumel mediante su aeropuerto internacional, o bien, arribar vía marítima, ya que la isla posee un muelle internacional que reciben alrededor de 2,5 millones de pasajeros al año (Mota & Frausto, 2014).

MATERIAL Y MÉTODO

Trabajo de Campo

Se llevaron a cabo dos muestreos en 2018; el primero se realizó en octubre y el segundo en noviembre del mismo año. En cada colecta se establecieron localidades de muestreo distribuidas en el PNAC (Tabla 1): Tikila Norte, Tikila Sur, arrecifes de Chankanaab, Tormentos, Yucab, Tunich, Dalila, La Francesa, Palancar Jardines y Palancar Ladrillos. Además, se llevaron a cabo colectas en arrecifes coralinos de pared como Santa Rosa, El Cedral, Paso del Cedral y Colombia. Cabe mencionar, que las localidades de Tikila Norte y Tikila Sur no son arrecifes, sin embargo, se incluyeron en este estudio debido a que son zonas de repoblamiento de arrecifes, además, aledaño a esta área se encuentra proyectado el segundo muelle internacional de la isla (Fig. 2).

Tabla 1. Localidades de muestreo en el PNAC.

Estación	Localidad	Muestreo	
		Octubre	Noviembre
1	Tikila Norte	X	X
2	Tikila Sur	X	X
3	Chankanaab	X	X
4	Tormentos	X	X
5	Yucab	X	X
6	Tunich	X	X
7	Santa Rosa	X	X
8	El Cedral	X	X
9	Paso del Cedral	-	X
10	Dalila	X	X
11	La Francesa	X	X
12	Palancar Jardines	X	X
13	Palancar Ladrillos	X	X
14	Colombia	X	X

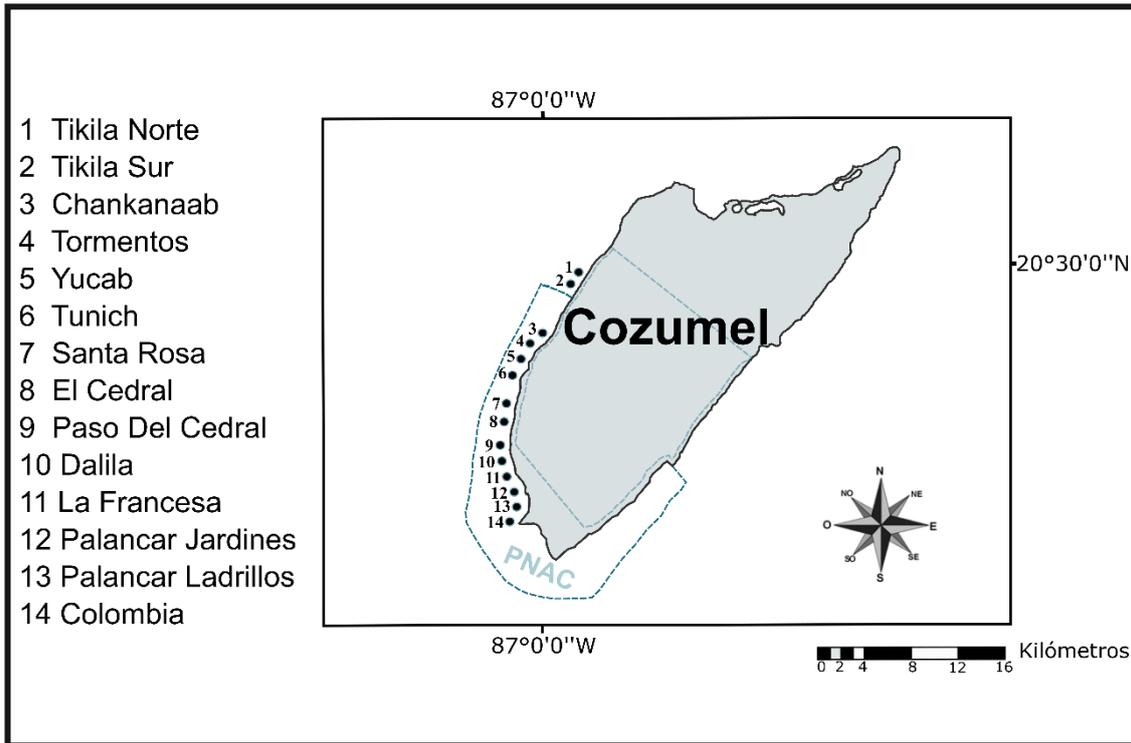


Figura 2. Localización de las estaciones de muestreo en Cozumel.

Variables ambientales del agua

En cada una de las estaciones se registraron las coordenadas y la profundidad de muestreo. Se evaluaron *in situ* la temperatura del agua y el oxígeno disuelto mediante un oxímetro marca YSI 550A y el pH con un potenciómetro marca Conductronic. Así mismo, la salinidad fue medida con un salinómetro de inducción marca Beckman.

Para el análisis de la textura de sedimento, mediante buceo autónomo, los sedimentos superficiales se recolectaron con una espátula de aluminio y se colocaron en bolsas Ziploc (no se empleó draga Ekman debido a las características kársticas del sistema arrecifal). Las muestras de agua se

recolectaron en frascos de 250 ml y ambas muestras se preservaron a baja temperatura ($\approx 4^{\circ}\text{C}$) hasta su posterior procesamiento en el laboratorio.

Las muestras de material ficológico se recolectaron manualmente desprendiéndolas con una espátula desde la base y se colocaron en bolsas Ziploc con agua marina para posteriormente enjuagarlas y eliminarles arena e invertebrados epífitos. Después se colocaron en charolas, se tomaron fotografías y se pusieron a secar a temperatura ambiente. Por último, los ejemplares se colocaron en blocks marquilla para su transporte al laboratorio y se realizó la herborización de los ejemplares de cada colecta.

Trabajo de Laboratorio

Variables sedimentarias

Para caracterizar el tamaño de grano de los sedimentos (granulometría) se utilizó el análisis granulométrico y se realizó el tamizado de la fracción gruesa a través de diferentes mallas: -1.0, 0.0, 0.75, 2.0, 3.0, 4.0 y 5 phi.

Respecto al CO, los sedimentos secos se tamizaron en una malla de 0.25 mm; la determinación del CO se hizo de acuerdo con el método propuesto por Gaudette *et al.* (1974), en el que se lleva a cabo una oxidación con dicromato de potasio y ácido sulfúrico concentrado, seguida de una titulación del exceso de dicromato con sulfato ferroso amoniacal. El análisis se realizó por duplicado y dos blancos se procesaron de la misma manera que los controles.

El contenido de carbonatos se estimó por pérdida por ignición (LOI) siguiendo técnicas modificadas de Dean (1974) y Heiri *et al.* (2001); las muestras fueron secadas a temperatura ambiente en charolas de papel aluminio, posteriormente

se tamizaron, maceraron y se tomó una muestra de 2.0 g. Después de secar en un horno durante 30 min a 105°C, las muestras se calcinaron en una mufla a 550 y 900°C. Cada muestra se analizó por duplicado.

Identificación taxonómica de macroalgas

Para la caracterización de las macroalgas, se revisó y anotó el aspecto general del talo en cada ejemplar, a partir de fotografías en húmedo y organismos herborizados. Para cada especie se tomaron fotografías del hábito para referencia. Las muestras se analizaron al microscopio estereoscópico marca Olympus y se midió la longitud y ancho del espécimen. Previo a realizar cortes a los ejemplares herborizados fue necesaria la rehidratación anticipada durante dos horas. Además, se descalcificaron con HCl (1N) aquellas especies que precipitan carbonato de calcio. A continuación, se realizaron cortes transversales y longitudinales de los talos y con ayuda de un microscopio binocular marca Velab SE-3P se observaron estructuras anatómicas tales como filamentos, utrículos, rizoides, capítulo, estípites, estructuras reproductivas y vegetativas, entre otras.

La determinación de las especies de macroalgas se llevó a cabo en especímenes en húmedo, preservados en sílica gel y/o herborizados, con apoyo de claves y descripciones referidas por autores tales como Schneider & Searles (1991), Richardson & Ginger (1994), Littler & Littler (2000), Collado-Vides *et al.* (2009), Robinson *et al.* (2012), Mendoza-González *et al.* (2014), Camacho *et al.* (2015), Acosta-Calderón *et al.* (2016), Acosta-Calderón *et al.* (2018) y Godínez-Ortega *et al.* (2019). El listado florístico se presentó de acuerdo con la clasificación y

nomenclatura manejada por Wynne (2022) y el estatus taxonómico de cada especie se revisó en la base de datos de Algaebase (Guiry & Guiry, 2023). Cabe señalar que 14 taxa (tabla 2) se identificaron mediante fotografías y videos submarinos *in situ*, por lo que no se incluyeron descripciones ni fotografías de estos especímenes. Los sustratos donde las macroalgas se presentaron se clasificaron de acuerdo con lo propuesto por León-Álvarez *et al.* (2007) quedando de la siguiente forma: epilítico (rocas), psamofítico (arena), epizoico (particularmente Porifera y Cnidaria (Anthozoa)) y epífito (algas). Los ejemplares herborizados se integraron a la colección de macroalgas marinas del Herbario UAMIZ de la Universidad Autónoma Metropolitana (acrónimo según Thiers, 2023).

Análisis estadístico de los resultados

Se analizó la distribución espacial y por muestreo de las variables ambientales del agua (profundidad, temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH) y de sedimentos (textura de sedimentos, su contenido de CO y carbonatos en sedimentos). Los resultados se representaron con gráficos de líneas y barras utilizando el programa Excel 365.

Para observar la variabilidad de las variables ambientales entre las fechas de colecta e identificar diferencias entre la composición de los sedimentos, se elaboraron diagramas de caja y bigote. Para verificar la significancia de dichas diferencias, primero se hizo una prueba de homogeneidad de varianzas entre los dos grupos a comparar, mediante la prueba F de Levene, para homogeneidad de varianzas y se aplicaron pruebas de t asumiendo varianzas iguales o

desiguales. Para dichas pruebas se empleó el programa Excel 365. Además, para la composición de sedimentos, se aplicaron análisis de varianza de una vía; primero se evaluó la normalidad, posteriormente, se realizaron pruebas de ANOVA para datos paramétricos y Kruskal-Wallis para datos no paramétricos con un nivel de significancia de 95% ($p < 0.05$), estos análisis se realizaron con el paquete estadístico NCSS (2007).

La correlación entre las variables ambientales (profundidad, temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH) y sedimentarias (textura de sedimentos, su contenido de carbono orgánico y carbonatos en sedimentos) se realizó mediante el Análisis de Componentes Principales (ACP), utilizando el programa estadístico PAST (4.03).

Se elaboró una matriz de especies en la que se indicó la presencia y ausencia de los taxa identificados en cada localidad y mes de muestreo. Para comparar la similitud estadísticamente significativa entre las localidades de muestreo a partir de la matriz de datos se realizó una prueba no paramétrica de Análisis de Similitud (ANOSIM) de una vía, considerando como factor las localidades de muestreo; ANOSIM asigna valores de $R = 0-1$, cuando el valor de R es cercano a 1 existe mayor similitud y cuando se acerca a 0 la similitud es casi nula. La representación que reflejo la similitud entre las localidades se observó mediante un análisis de conglomerados y el método de ordenación de escala multidimensional no métrica (nMDS). En los tres métodos mencionados se utilizó el índice de Jaccard y se realizaron en el programa PAST (4.03).

Se realizó un Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) (programa PAST (4.03) con la matriz de presencia ausencia de especies de macroalgas, macroalgas bioindicadoras del aumento de nutrientes y los datos obtenidos de las variables ambientales y sedimentarias para analizar la correlación entre todos los taxa y dichas variables. En el diagrama de ordenación, las variables ambientales se representaron mediante flechas y las especies con puntos, la longitud de la flecha indica la importancia de la variable y la proyección de las especies en el eje de la variable muestra su “preferencia” por los valores altos o bajos de este gradiente ambiental (Ter Braak, 1986).

RESULTADOS

VARIABLES AMBIENTALES DEL AGUA

Profundidad

La media de la profundidad de muestreo fue de 16.3m (14.5m en octubre y 18m en noviembre) (Fig. 3). Comparando los resultados promedio entre octubre y noviembre a través del análisis estadístico se observó que las varianzas fueron iguales y en la prueba de t no se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre ellas; en la colecta de octubre se registró una profundidad de muestreo promedio de 14.5m (8m-26m) y en noviembre de 18m (7m-30m), en la Fig. 4 se observa que las estaciones con menor profundidad de muestreo fueron Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS), Tunich (TH) y Colombia (CB), los sitios con mayor profundidad de muestreo fueron Santa Rosa (SR), El Cedral (EC) y Colombia (CB).

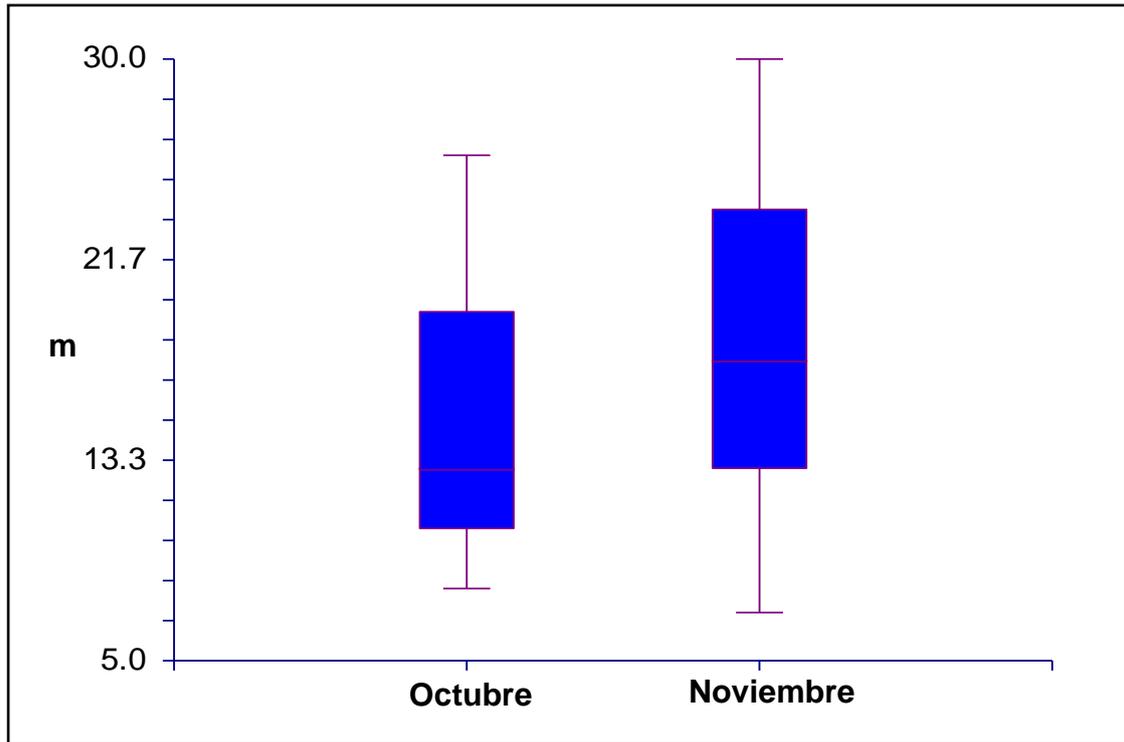


Figura 3. Variación por muestreo de la profundidad en el PNAC.

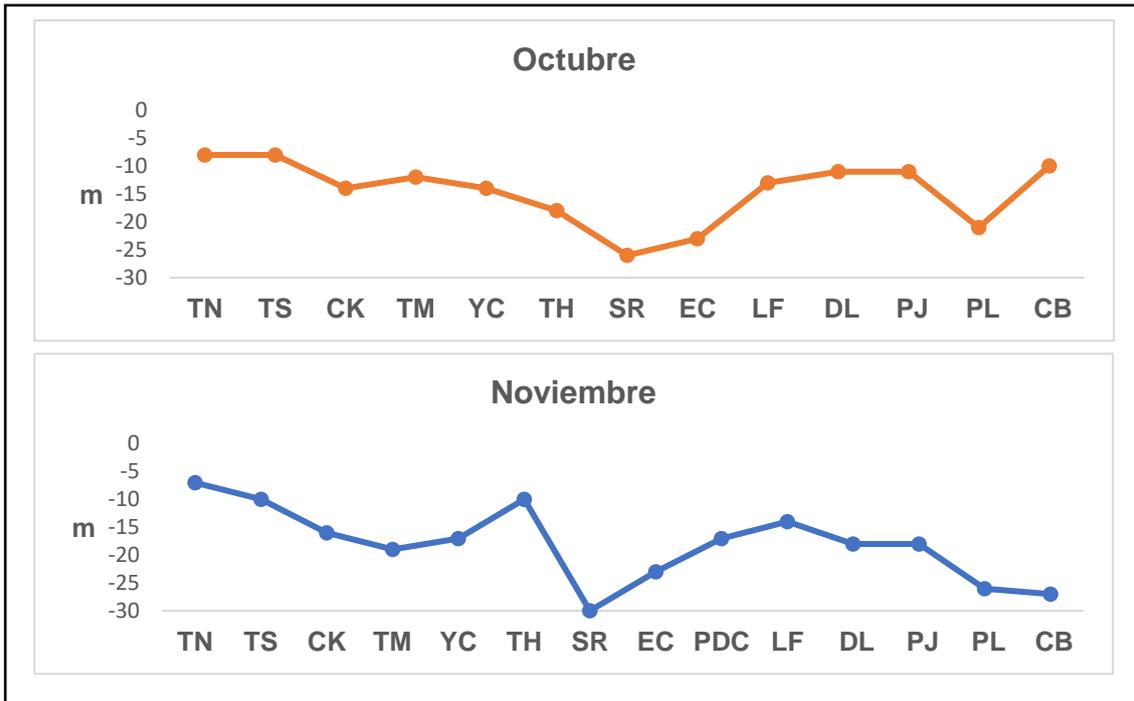


Figura 4. Distribución espacial y por muestreo de la profundidad en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Temperatura

El promedio de la temperatura del agua fue de 28.7°C (en noviembre 28°C y en octubre 29.5°C) (Fig. 5). Contrastando los promedios de ambas colectas, a través de la prueba de F se observó que las varianzas fueron desiguales y a partir de la prueba de t para varianzas desiguales, hubo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas; en octubre la temperatura fue de 29.5°C (28°C-31°C) y osciló de 28°C en El Cedral (EC) a 31°C en Palancar Jardines (PJ) mientras que en noviembre se registraron 28°C (27°C-29°C); teniendo 27°C en Chankabaab (CK) a 29°C en Dalila (DL) (Fig. 6). Además, a través del ACP, el cual explicó el 78.8% de la varianza para el primer componente y el 20.9% para el segundo, mostró que, espacialmente, la temperatura del agua estuvo relacionada inversamente con la profundidad (Fig. 12).

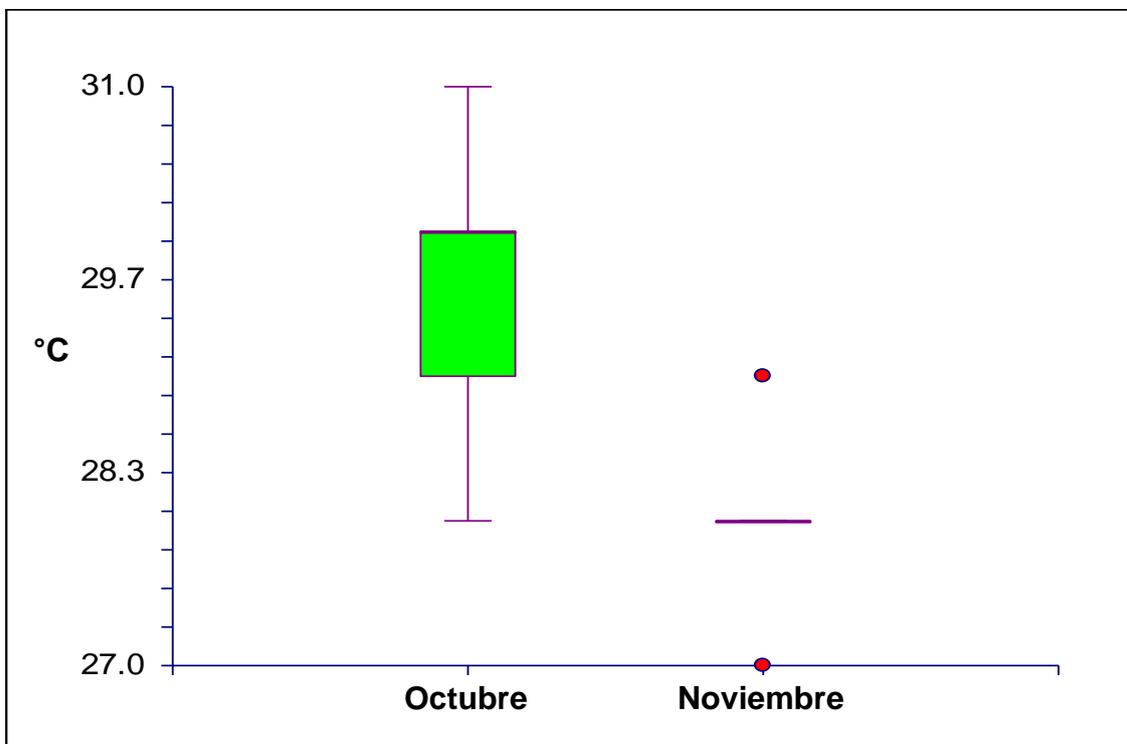


Figura 5. Variación por muestreo de la temperatura en el PNAC.

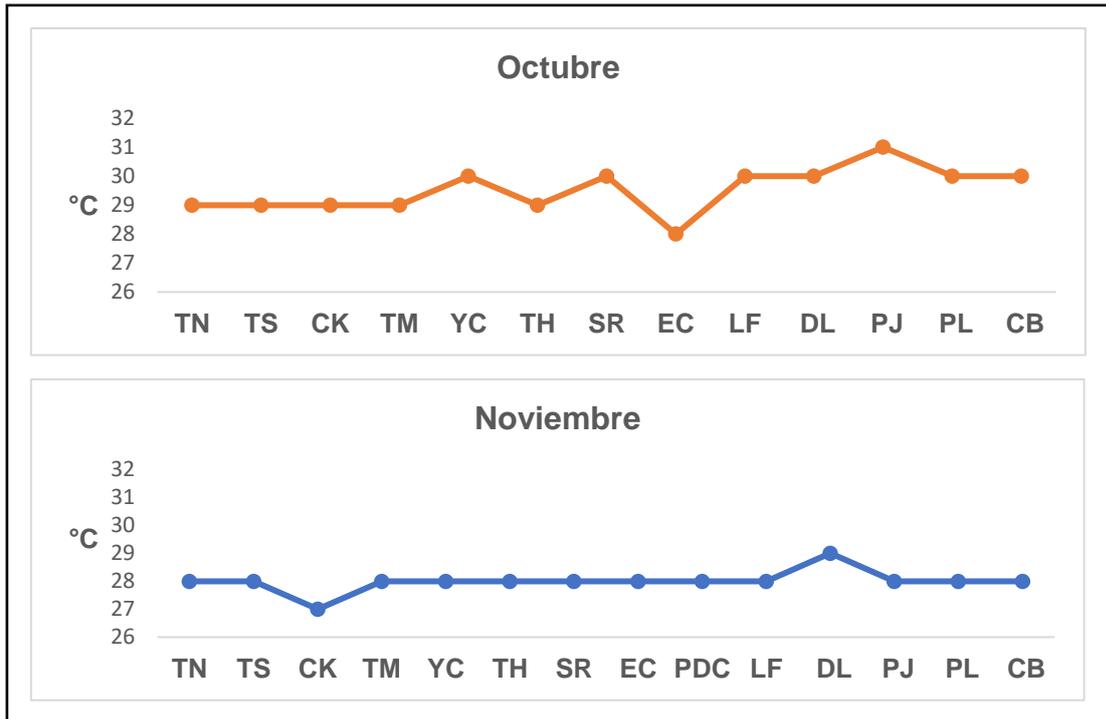


Figura 6. Distribución espacial y por muestreo de la temperatura del agua en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Salinidad

Se registró una salinidad promedio de 34.6 UPS (33.9 UPS en octubre y 35.3 UPS en noviembre). En el análisis estadístico F se observaron varianzas iguales y a partir de la prueba de t se obtuvieron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los promedios de salinidad octubre y noviembre (Fig. 7). Respecto al gradiente de salinidad, en octubre se presentó un promedio de 33.9 UPS (33 UPS-35 UPS); el valor promedio menor se obtuvo en Chankanaab (CK) y Yucab (YC) con 33 UPS cada uno. En Tormentos (TM) se registró el promedio mayor con 35 UPS. Durante el muestreo de noviembre, la salinidad promedio fue de 35.3 UPS (33 UPS-36 UPS); el mínimo de salinidad (33 UPS) se ubicó en el arrecife Palancar Ladrillos (PL) y el máximo (36 UPS) en Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS) y Tunich (TH) (Fig. 8). Asimismo, el ACP mostró que espacialmente, la salinidad se correlacionó inversamente con la profundidad (Fig. 12).

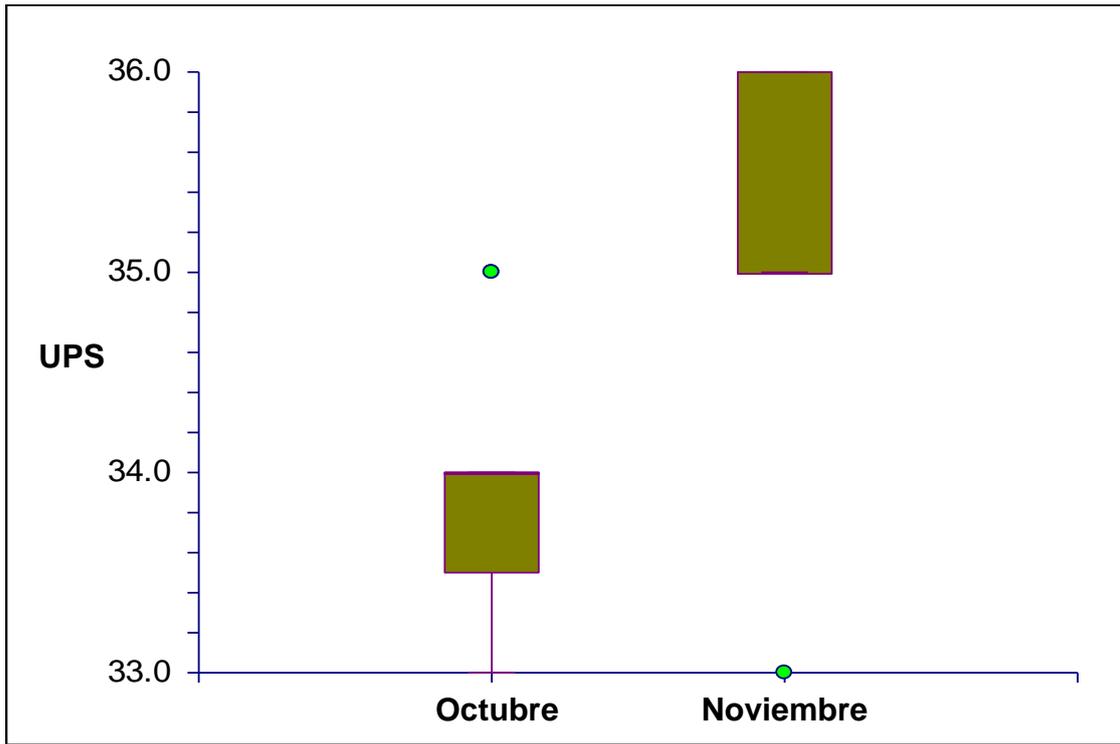


Figura 7. Variación por muestreo de la salinidad en el PNAC.

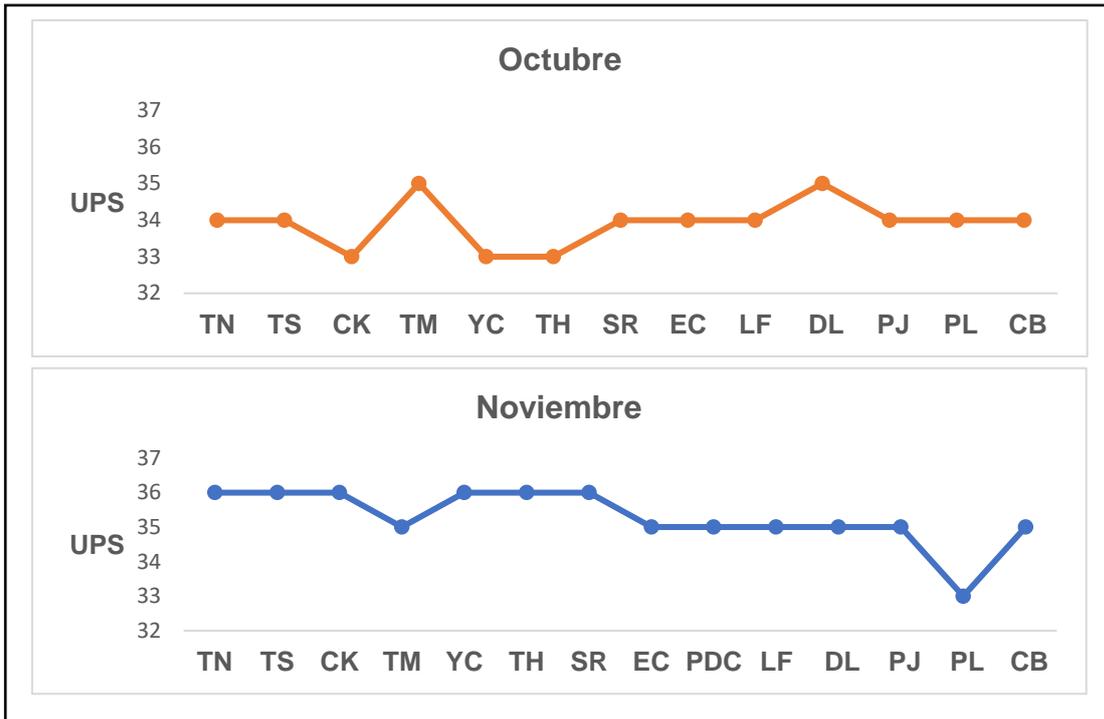


Figura 8. Distribución espacial y por muestreo de la salinidad del agua en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Oxígeno disuelto (OD)

Durante la colecta de noviembre se tuvo una concentración de OD de 6.2 mg/L (5.3 mg/L-6.5 mg/L) el mínimo de OD (5.3 mg/L) se registró en el arrecife Colombia (CB) y el máximo (6.5 mg/L) en Dalila (DL) (Fig. 9).

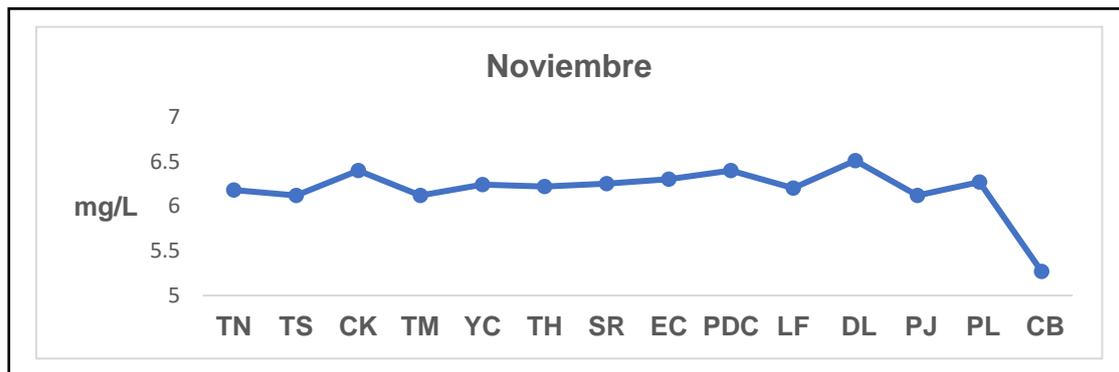


Figura 9. Distribución espacial y por muestreo del oxígeno disuelto en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

pH

El promedio de pH registrado fue de 8.2 (en noviembre 8.1 y en octubre 8.2) (Fig. 10). Entre los promedios de las colectas de octubre y noviembre, el análisis estadístico basado en la prueba de *t* con varianzas desiguales reveló diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas; en octubre, la media de pH fue de 8.2 (8.1-8.4), el mínimo (8.1) se identificó en Chankanaab (CK) y el máximo (8.4) en Palancar Ladrillos (PL), mientras que en noviembre fue de 8.1 (8-8.2) y fluctuó de 8 en Palancar Ladrillos (PL) a 8.2 en Tikila Sur (TS) (Fig. 11).

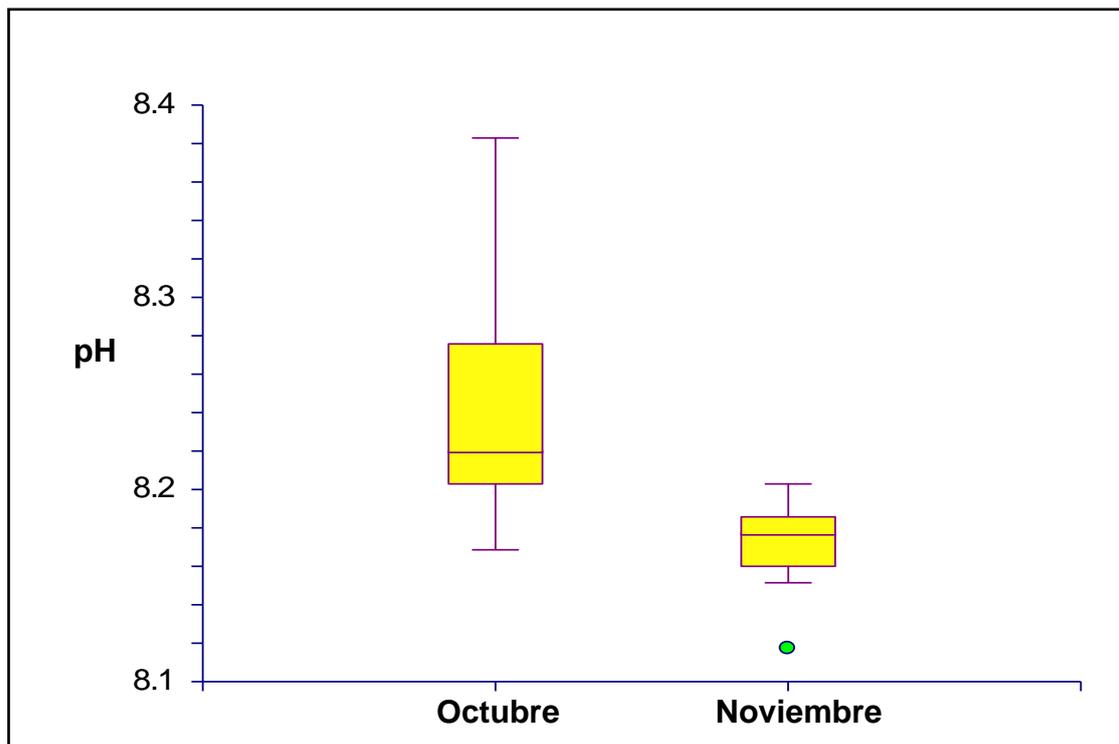


Figura 10. Variación por muestreo del pH en el PNAC.

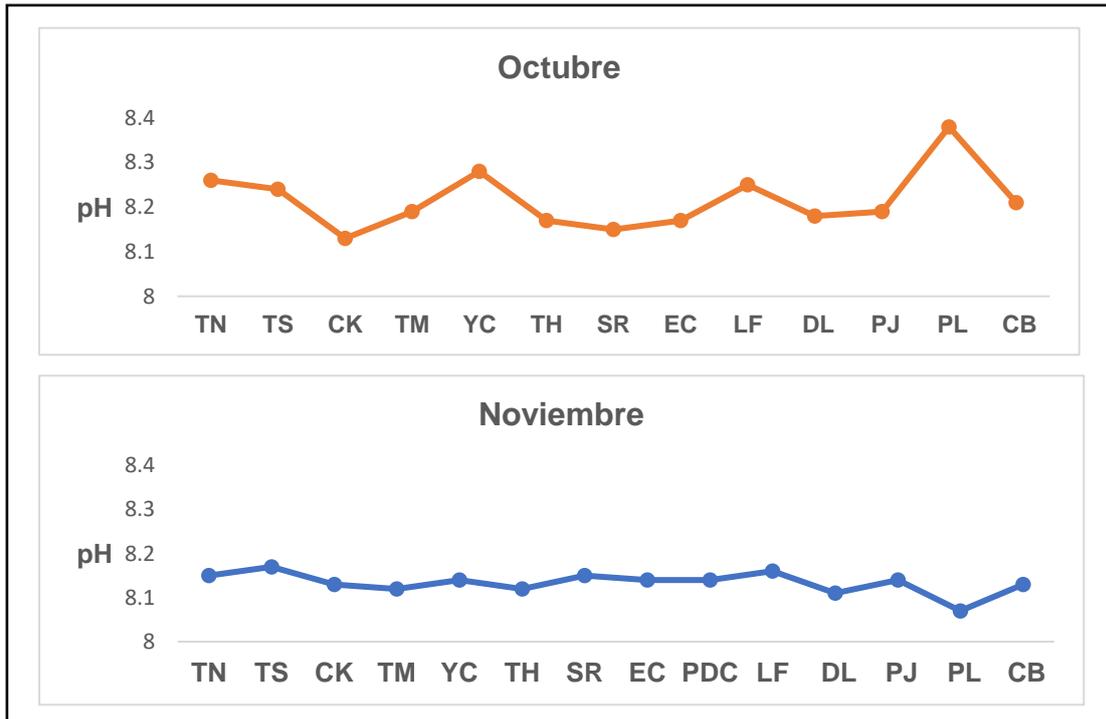


Figura 11. Distribución espacial y por muestreo del pH en arrecifes del PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

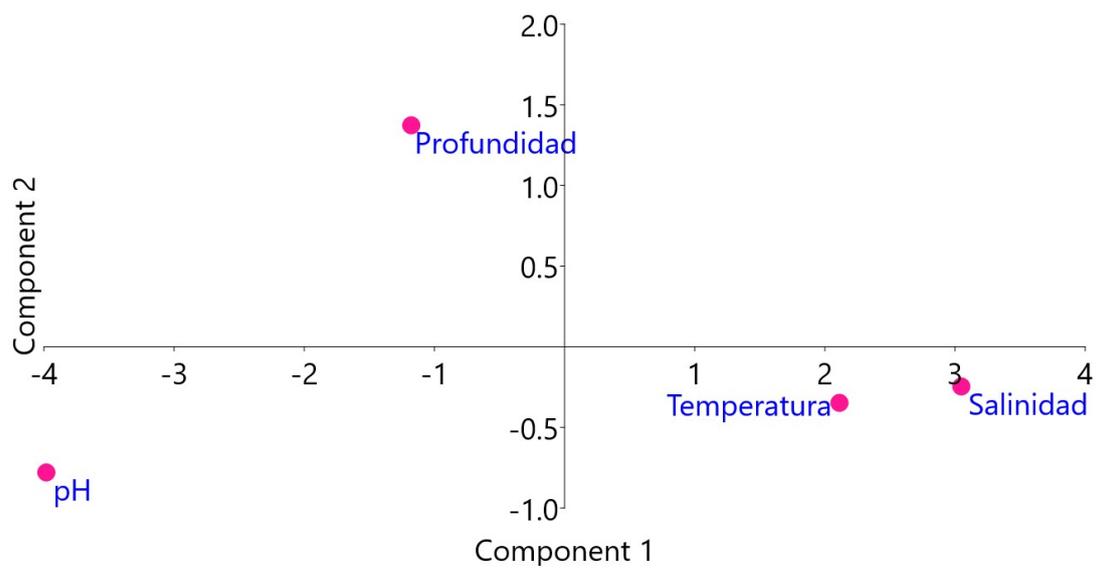


Figura 12. Representación de los dos componentes del ACP aplicado a variables ambientales del PNAC.

Análisis de sedimentos

Textura

Los sedimentos en el PNAC están compuestos por una mezcla de materiales terrígenos y biogénicos que consisten en una amplia variedad de clases de textura, desde gránulo hasta limo grueso. En general, a partir del análisis granulométrico se determinó que el sedimento predominante fue la arena media con 37.9% (12.9%-65.8%). Por el contrario, las fracciones de arena muy fina 1.1% (0%-4.6%) y de limo grueso 0.3% (0-1.3%) fueron menos representativas.

En particular, durante el muestreo de octubre, el análisis estadístico evidenció que la distribución de datos no fue normal y se obtuvieron diferencias significativas en el ANOVA no paramétrico ($p < 0.05$). A través de la prueba de Kruskal-Wallis, se observaron dichas diferencias entre dos grupos: el primero, con las medianas más altas: arena gruesa (AG), arena media (AM) y arena fina (AF) y el segundo con las más bajas: gránulo (GR), arena muy gruesa (AMG), arena muy fina (AMF) y limo grueso (LG) (Fig. 13). En la figura 14 se observa que la arena gruesa predominó en Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS), Tormentos (TM), Palancar Ladrillos (PL) y Colombia (CB) con un promedio de 28.3% (13.4%-43.1%). En Chankanaab (CK), Santa Rosa (SR) y El Cedral (EC) predominó la arena media con 27.9% (12.9%-39.8%) y en Yucab (YC), Tunich (TH), La Francesa (LF), Dalila (DL) y Palancar Jardines (PJ) dominó la arena fina con 27.4% (58%-9.1%). Cabe mencionar que el granulo 7.1% (1.6%-16.3%), la arena muy gruesa 7.3% (0.8%-20.6%), la arena muy fina 1.6% (0.2%-4.7%) y el

limo grueso 0.2% (0.1%-0.7%) fueron poco abundantes en todas las localidades de colecta.

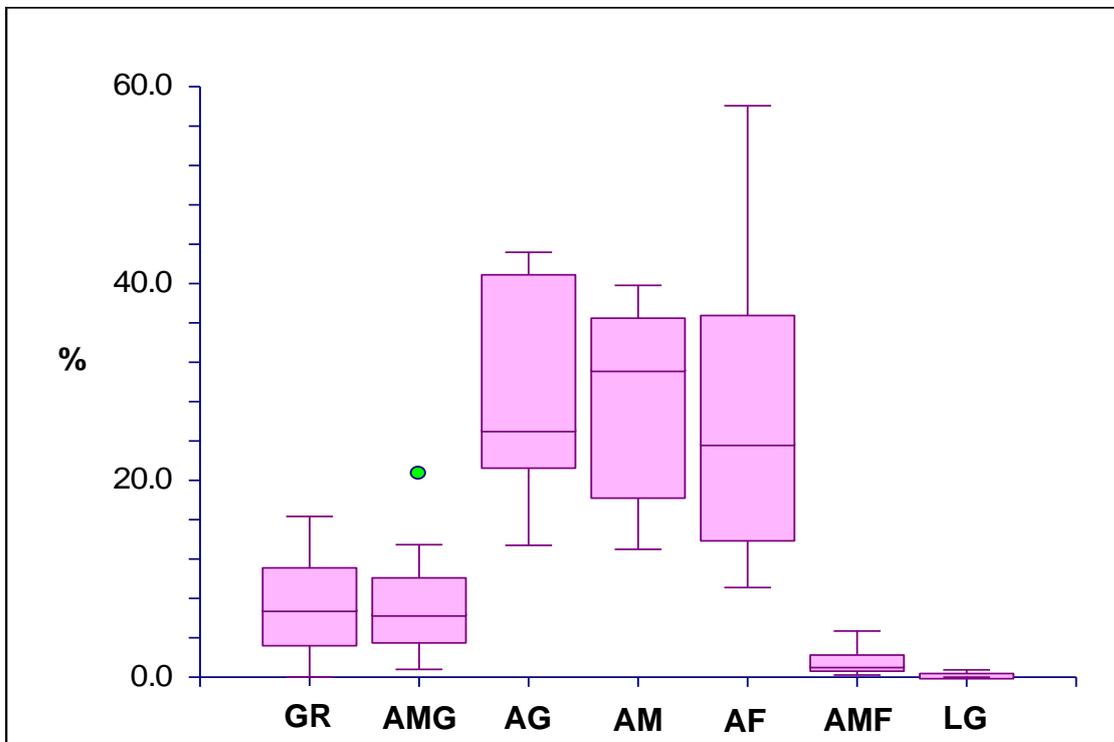


Figura 13. Textura de sedimentos de octubre 2018 en el PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso.

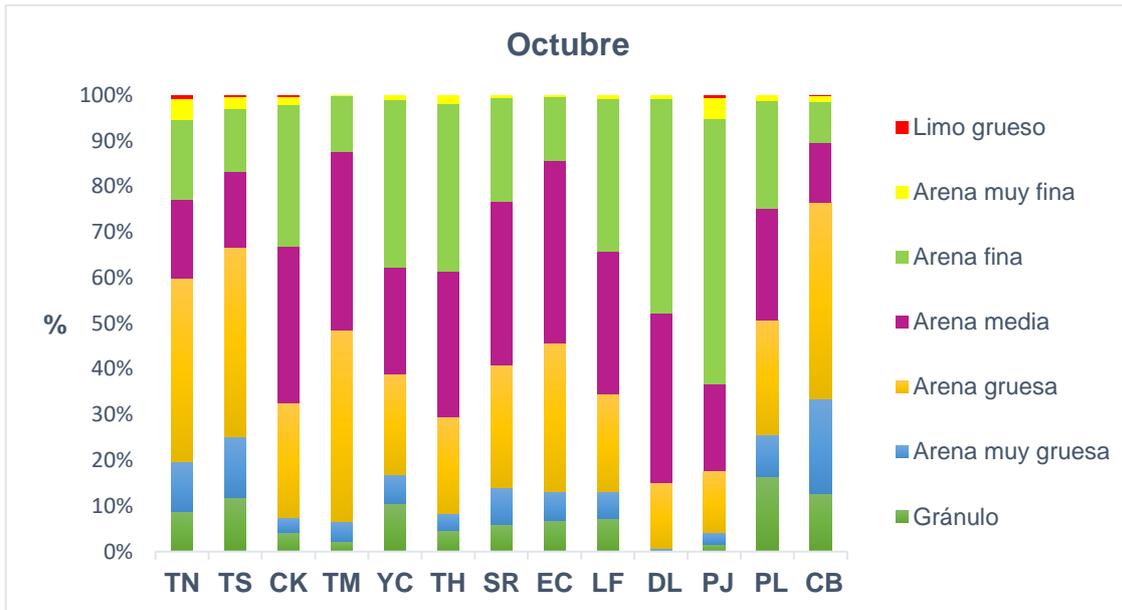


Figura 14. Distribución de textura de sedimentos de octubre 2018 en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Respecto a la colecta de noviembre, a partir del análisis estadístico se observó que los datos no mostraron normalidad y el ANOVA no paramétrico evidenció diferencias significativas ($p < 0.05$), estas, a través de la prueba de Kruskal-Wallis se observaron entre dos grupos: los de las medianas más altas (arena gruesa (AG), arena media (AM) y arena fina (AF)) y los de las más bajas (gránulo (GR) arena muy gruesa (AMG) arena muy fina (AMF) y limo grueso (LG)) (Fig.15). En la figura 16 se aprecia que la mayoría de las localidades de muestreo estuvieron conformadas principalmente por arena media con 47.2% (24.4%-65.8%), con excepción de Tikila Norte (TN) en donde dominó la arena gruesa (43.6%). En todas las localidades se presentaron en menor proporción la arena fina 21.4%

(3.8%-37.1%), el gránulo 6.3% (1.5%-13.6%), la arena muy gruesa 5.9% (2.6%-14%), la arena muy fina 0.5% (0.1%-1.55%) y el limo grueso con 0.5% (0.1%-1.35%).

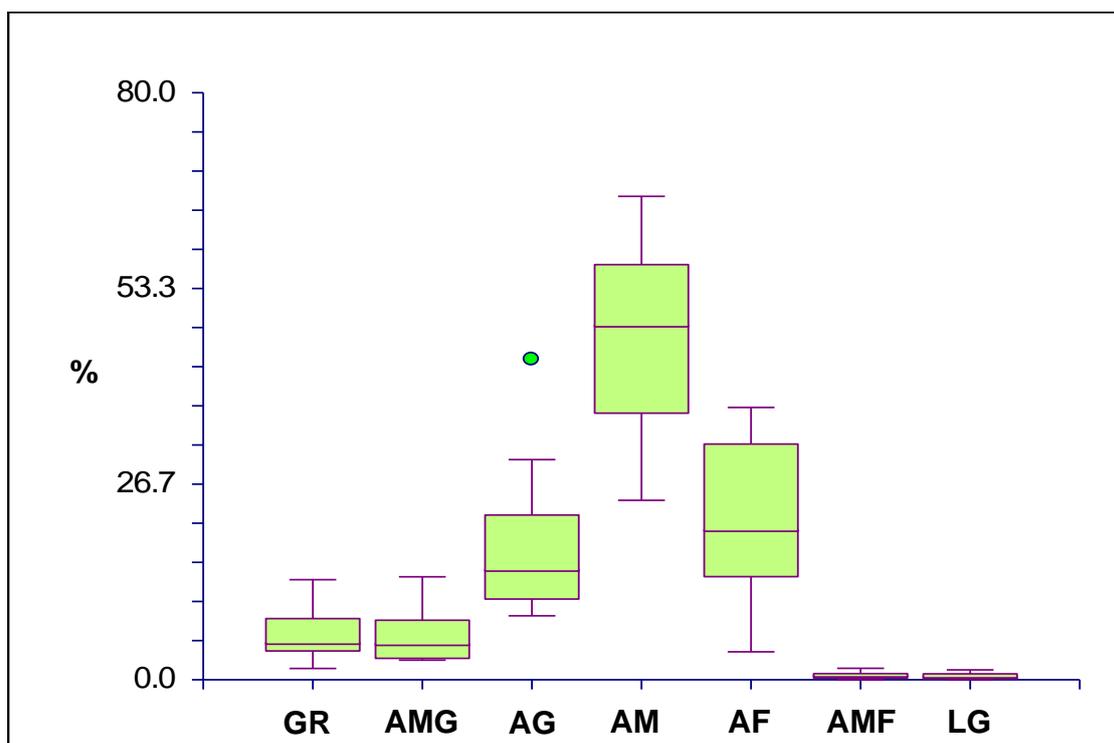


Figura 15. Textura de sedimentos de noviembre 2018 en el PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso.

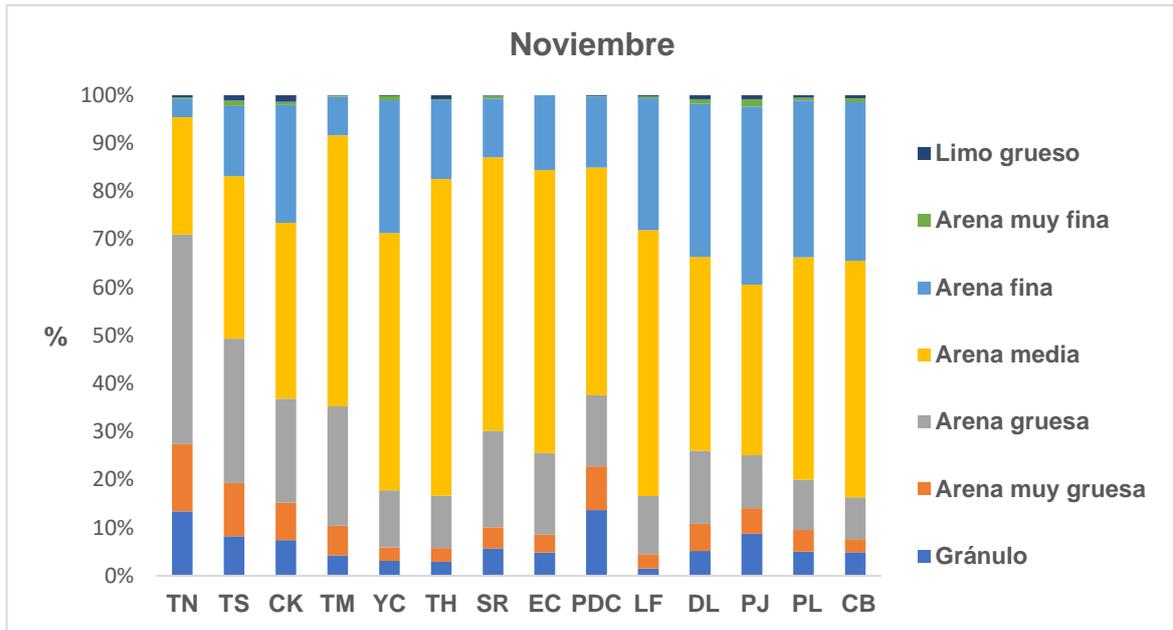


Figura 16. Distribución de textura de sedimentos del muestreo de noviembre 2018 en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Carbono orgánico

Se registró un CO promedio de 0.5% (0.5% en noviembre y 0.6% en octubre). El análisis estadístico F indicó varianzas desiguales y la prueba de t no mostró diferencias significativas ($p>0.05$) entre las dos fechas de colecta (Fig. 17). En la figura 18 se observa la distribución espacial del CO durante las fechas de colecta; en octubre el promedio fue de 0.6% (0.4%-0.9%), en el sitio de colecta Tikila Norte (TN) se registró el mayor porcentaje (0.9%) y el menor (0.4%) en Tunich (TH). En noviembre, el CO fue de 0.5% (0.4%-0.6%) el intervalo varió de 0.4% en el arrecife Dalila (DL) a 0.6% en Tunich (TH) (Fig. 18).

En el presente estudio, el ACP explicó el 77.5% de la varianza total para el primer componente y 12.3% para el segundo. En este, el CO presentó una correlación significativa y positiva con el limo grueso y la arena muy fina y una correlación negativa con la arena gruesa (Fig. 19).

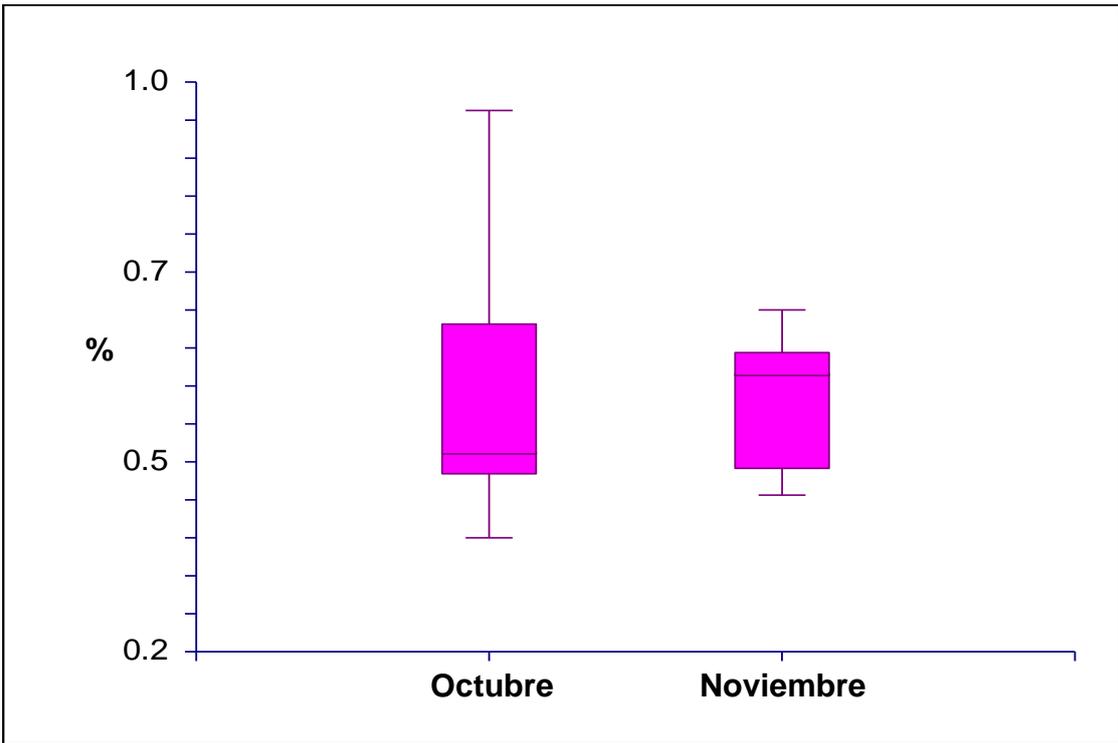


Figura 17. Carbono orgánico en sedimentos del PNAC.

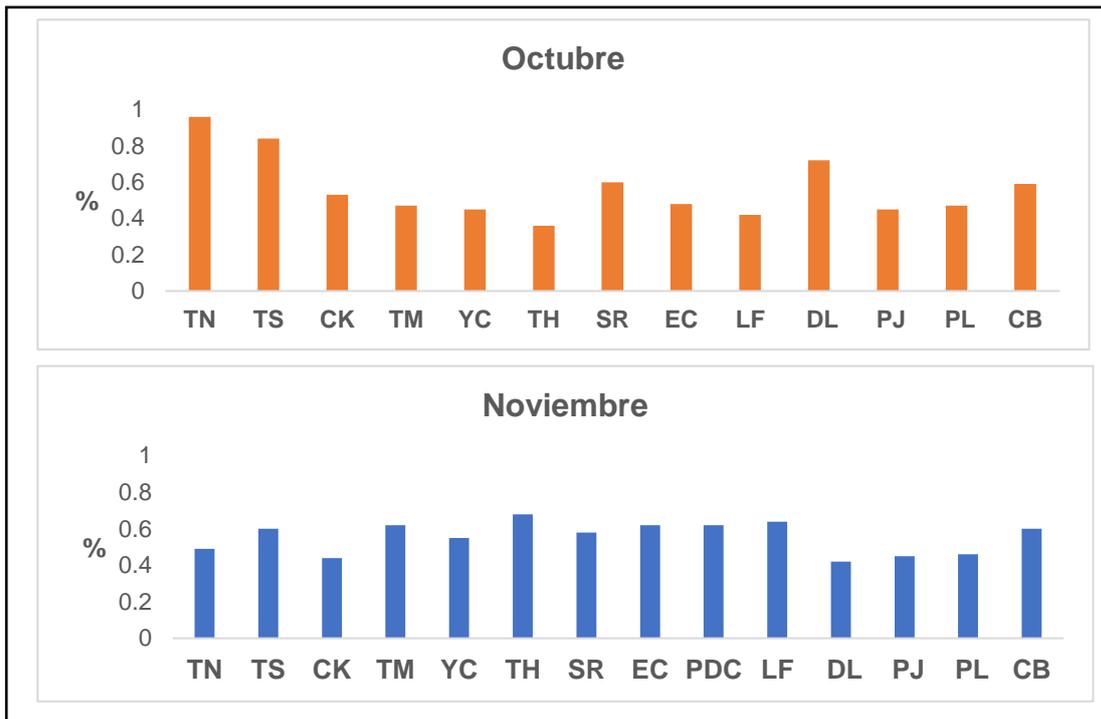


Figura 18. Distribución espacial y por muestreo de carbono orgánico en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

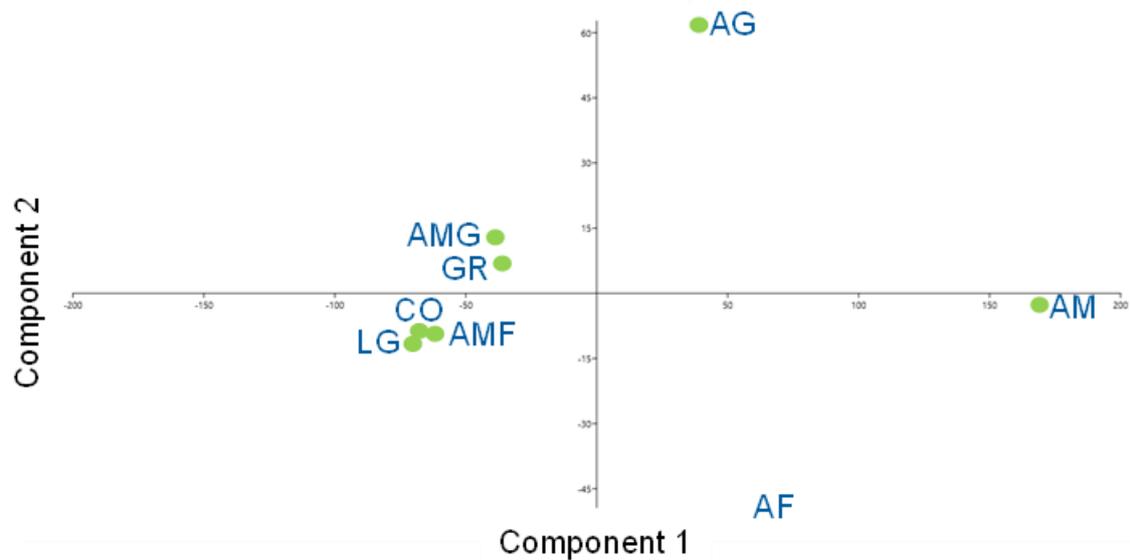


Figura 19. Representación de los dos componentes del ACP aplicado a variables sedimentarias del PNAC. GR) Gránulo, AMG) Arena muy gruesa, AG) Arena gruesa, AM) Arena media, AF) Arena fina, AMF) Arena muy fina, LG) Limo grueso y CO) Carbono orgánico.

Carbonatos

En general, la media de carbonatos fue de 95.5% (en octubre 95.2% y en noviembre 95.8%) (Fig. 20). Del análisis basado en la prueba de *t* con varianzas desiguales se obtuvieron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los promedios de las colectas; en octubre el promedio fue de 95.2% (93.5%-96%) y fluctuó de 93.5% en Tikila Norte (TN) a 96% en Santa Rosa (SR). La media en noviembre fue 95.8% (95.3%-96.4%) y el intervalo varió de 95.3% en La Francesa (LF) a 96.4% en Colombia (CB) (Fig. 21).

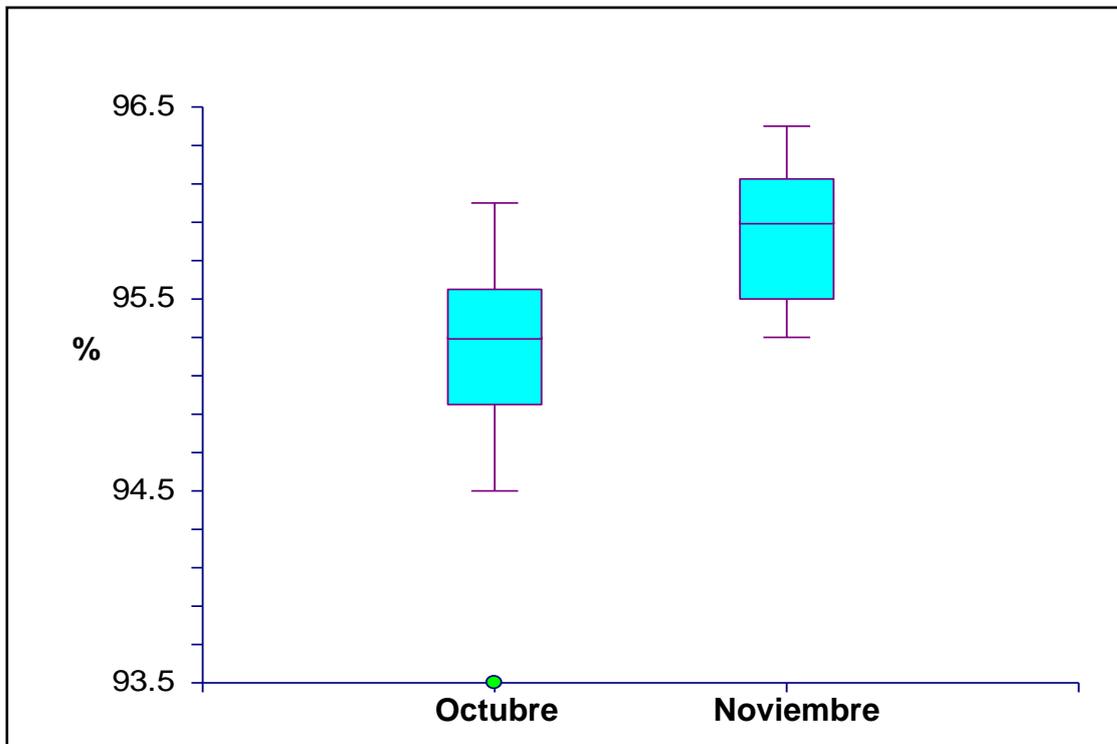


Figura 20. Carbonatos en sedimentos del PNAC.

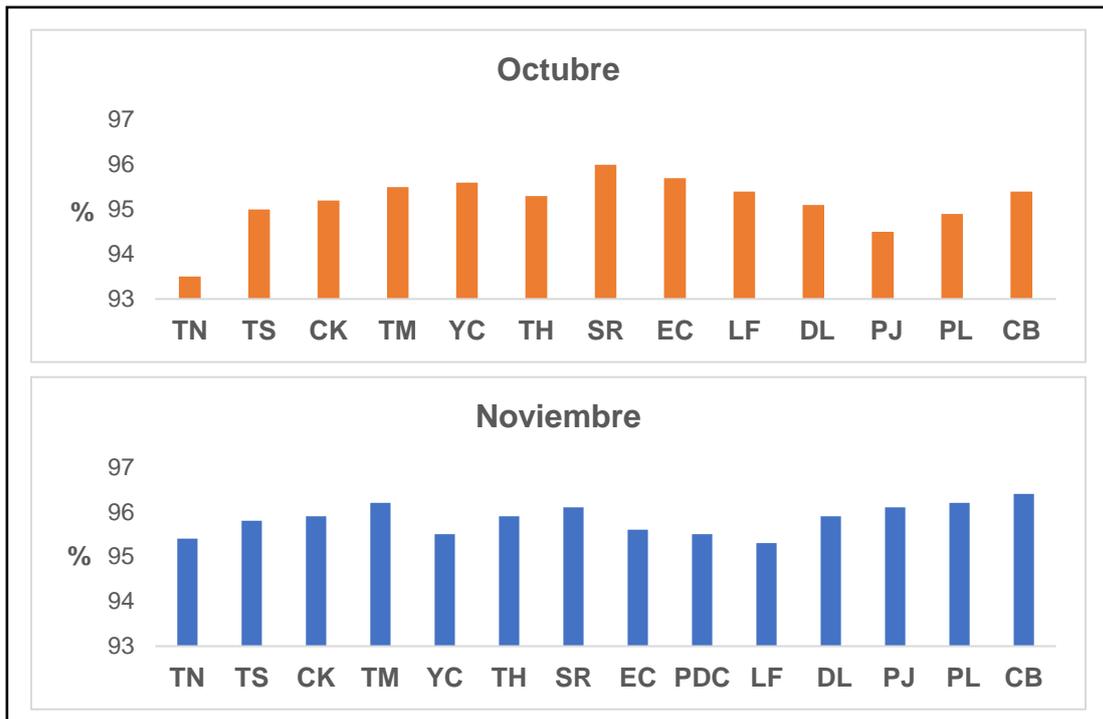


Figura 21. Distribución espacial y por muestreo de carbonatos en el PNAC. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia.

Ficoflora

Se identificaron un total de 56 especies de macroalgas, las cuales se muestran en la tabla 1 y se acompañan del tipo de sustrato en el que crecían y la fecha de colecta. Del total de taxa, 38 correspondieron a la división Chlorophyta (68%), 12 a Rhodophyta (21%) y seis a Ochrophyta (11%), distribuidas en 10 órdenes, 18 familias y 29 géneros (Fig. 22). La familia mejor representada para la división Chlorophyta fue Halimedaceae con 25 especies, mientras que para Rhodophyta y Ochrophyta fueron Ceramiaceae y Dictyotaceae, respectivamente, con tres y cuatro especies.

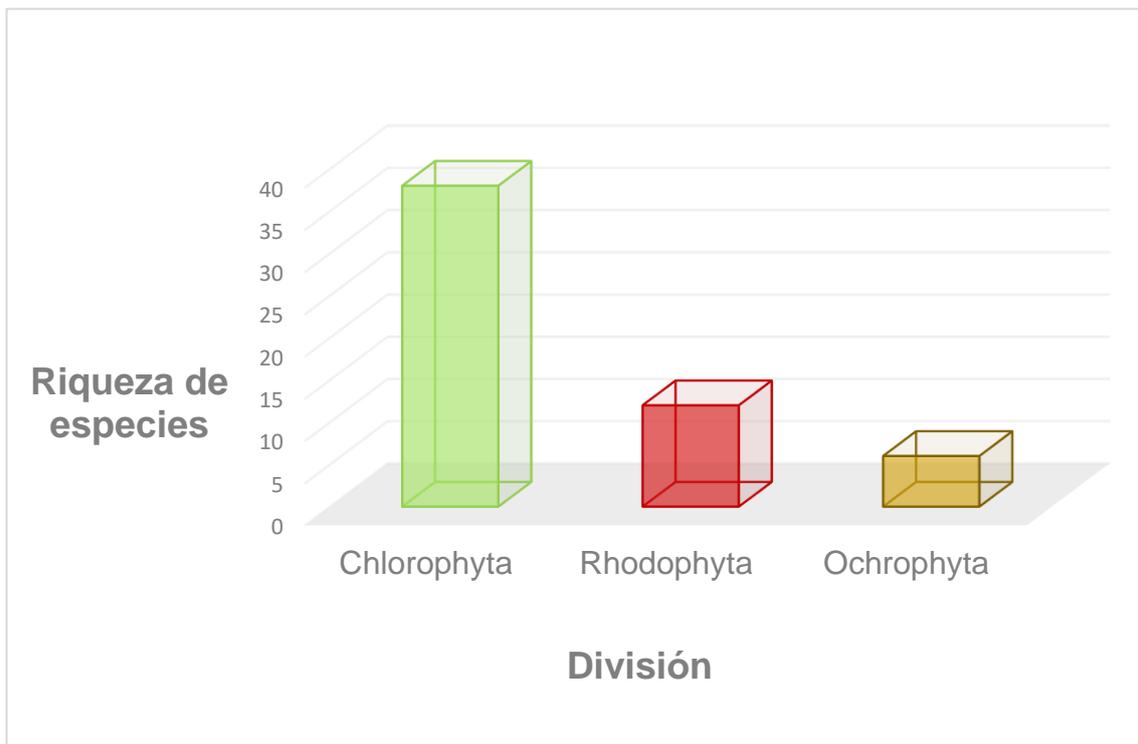


Figura 22. Riqueza de especies por división registradas en las colectas de octubre y noviembre 2018.

El orden Bryopsidales fue el que presentó la mayor diversidad con las especies: *Derbesia marina* (Lyngbye) Solier, *Caulerpa cupressoides* var. *flabellata* Børgesen, *Caulerpa pusilla* (Kützinger) J. Agardh, *Avrainvillea asarifolia* Børgesen, *A. longicaulis* (Kützinger) G. Murray & Boodle, *Halimeda copiosa* Goreau & E.A. Graham, *H. opuntia* (Linnaeus) J.V. Lamouroux, *H. cryptica* Colinvaux & E.A. Graham, *H. scabra* M. Howe, *H. tuna* (J. Ellis & Solander) J.V. Lamouroux, *H. tuna* f. *platydisca* (Decaisne) E.S. Barton, *Penicillus capitatus* Lamarck, *P. dumetosus* (J.V. Lamouroux) Blainville, *P. lamourouxii* Decaisne, *P. pyriformis* A. Gepp & E. Gepp, *Rhipiliopsis* sp. A. Gepp & E.S. Gepp, *Rhipocephalus oblongus* (Decaisne) Kützinger, *R. phoenix* (J. Ellis & Solander) Kützinger, *R. phoenix* f. *brevifolius* A. Gepp & E. Gepp, *R. phoenix* f. *longifolius* A. Gepp & E.S. Gepp, *Udotea conglutinata* (J. Ellis & Solander) J.V. Lamouroux, *Udotea cyathiformis* Decaisne, *U. cyathiformis* cf. *infundibulum* (J. Agardh) D.S. Littler & M.M. Littler, *U. cyathiformis* f. *sublittoralis* (W.R. Taylor) D.S. Littler & M.M. Littler, *U. dixonii* D.S. Littler & M.M. Littler, *Udotea flabellum* (J. Ellis & Solander) M. Howe, *U. luna* D.S. Littler & M.M. Littler, *U. unistratea* D.S. Littler & M.M. Littler, *Udotea* cf. *unistratea* D.S. Littler & M.M. Littler y *Udotea* sp. J.V. Lamouroux. El segundo orden en diversidad fue Cladophorales con *Cladophora catenata* Kützinger, *Cladophora liniformis* Kützinger, *Rhizoclonium riparium* (Roth) Harvey, *Chaetomorpha linum* (O.F) Müller) Kützinger, *Chaetomorpha* sp. Kützinger y *Ventricaria ventricosa* (J. Agardh) J.L. Olsen & J.A. West. En el orden Ulvales solo se registró una especie, *Ulva intestinalis* Linnaeus.

En cuanto a Rhodophyta, Ceramiales fue el orden más diverso, en donde se encontraron las especies *Centroceras clavulatum* (C. Agardh) Montagne,

Ceramium luetzelburgii O.C. Schmidt, *Gayliella flaccida* (Harvey ex Kützing) T.O. Cho & L.M. McIvor, *Ptilothamnion speluncarum* (Collins & Hervey) D.L. Ballantine & M.J. Wynne, *Dasya antillarum* (M. Howe) A. J. K. Millar, *Dasya pedicellata* (C.Agardh) C. Agardh, *Laurencia intricata* J.V. Lamouroux, *Yuzurua poiteaui* (J.V. Lamouroux) Martin-Lescanne y *Polysiphonia atlantica* Kapraun & J.N. Norris. En el orden Corallinales se registró a *Amphiroa fragilissima* (Linnaeus) J.V. Lamouroux y a *Jania adhaerens* J.V. Lamouroux y sólo *Hypnea spinella* (C. Agardh) Kützing en el orden Gigartinales.

En las Ochrophyta el orden más diverso fue Dictyotales con las especies *Dictyota guineënsis* (Kützing) P. Crouan & H. Crouan, *Dictyota pinnatifida* Kützing, *Dictyota* sp. J.V. Lamouroux y *Lobophora guadeloupensis* N.E. Schultz, F. Rousseau & L. Le Gall, seguido de Fucales con sólo la especie *Sargassum* cf. *cymosum* C. Agardh y Sporochnales con *Sporochnus pedunculatus* (Hudson) C. Agardh.

Del total de especies, se obtuvieron 18 registros nuevos: *Ulva intestinalis*, *Cladophora liniformis*, *Rhizoclonium riparium*, *Caulerpa cupressoides* var. *flabellata*, *Avrainvillea asarifolia*, *Halimeda scabra*, *Rhipocephalus phoenix*, *Udotea cyathiformis* f. *infundibulum*, *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis*, *Udotea luna*, *Udotea* cf. *unistratea*, *Ptilothamnion speluncarum*, *Dasya antillarum*, *Sporochnus pedunculatus*, *Dictyota guineënsis*, *Dictyota pinnatifida*, *Lobophora guadeloupensis* y *Sargassum* cf. *cymosum*. Sin embargo, aunque algunas de estas especies no habían sido previamente registradas en el PNAC, si se habían reportado en la isla (Mateo-Cid and Mendoza-González, 2007), con excepción de *Ulva intestinalis*, *Cladophora liniformis*, *Caulerpa cupressoides* var. *flabellata*,

Udotea cyathiformis f. *infundibulum*, *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis*, *Udotea luna*, *Udotea* cf. *unistratea*, *Dasya antillarum*, *Ptilothamnion speluncarum*, *Sargassum* cf. *cymosum* y *Sporochnus pedunculatus*, que a su vez constituyen nuevos registros para el PNAC y *Lobophora guadeloupensis* que también constituye un primer registro para México. Además, se identificaron 25 especies constructoras de arrecifes: *Halimeda copiosa*, *H. cryptica*, *H. opuntia*, *H. scabra*, *H. tuna*, *H. tuna* f. *platydisca*, *Penicillus capitatus*, *P. dumetosus*, *P. lamourouxii*, *P. pyriformis*, *Rhipocephalus oblongus*, *R. phoenix*, *R. phoenix* f. *brevifolius*, *R. phoenix* f. *longifolius*, *Udotea conglutinata*, *U. cyathiformis*, *U. cyathiformis* f. *infundibulum*, *U. cyathiformis* f. *sublittoralis*, *U. dixonii*, *U. flabellum*, *U. luna*, *U. unistratea*, *U. cf. unistratea*, *Udotea* sp. y *Amphiroa fragilissima*.

Durante los muestreos también se encontraron especies consideradas bioindicadoras de contaminación por nutrientes (Barile, 2004; Lapointe *et al.* 2004; Valadez-Cruz *et al.* 2015; Nava-Olvera *et al.* 2017). *Ulva intestinalis* fue identificada en Yucab (YC) (octubre y noviembre), Santa Rosa (SR) (octubre y noviembre), El Cedral (EC) (octubre), Paso del Cedral (PDC) (noviembre), Dalila (DL) (noviembre), Palancar Ladrillos (PL) (octubre y noviembre) y Colombia (CB) (noviembre). *Cladophora catenata* se observó en Tikila Norte (TN) (octubre y noviembre), Tikila Sur (TS) (octubre y noviembre) y en Chankanaab (CK) (noviembre). La especie *Chaetomorpha linum* se encontró solo en el muestreo de octubre en las localidades de Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS) y Tunich (TH). El registro de la alga roja *Laurencia intricata* fue en Tikila Norte (TN) (octubre y noviembre), Santa Rosa (SR) (noviembre), El Cedral (EC) (noviembre), Paso del Cedral (PDC) (noviembre) y La Francesa (LF) (octubre y noviembre) (Tabla 2).

Se observó que 25 especies se desarrollan en más de un tipo de sustrato, 18 verdes, seis rojas y una parda, entre éstas se encuentran *Halimeda opuntia*, *Penicillus dumetosus*, *Rhipocephalus phoenix*, *Dasya pedicellata* y *Dictyota pinnatifida*, especies que crecen sobre rocas, arena e invertebrados. Del resto, 18 especies se desarrollan en un solo sustrato, tres en rocas (dos verdes y una parda), siete en arena (seis verdes y una parda); y ocho son epifitas, de las cuales cinco registros fueron rojas (*Centroceras clavulatum*, *Gayliella fláccida*, *Ptilothamnion speluncarum*, *Polysiphonia atlántica* y *Jania adhaerens*) dos verdes y una parda. De manera descendente, los sustratos en los que crecían las especies fueron: psamofítico (37%), seguido de epilítico (34%), epizoico (17%) y epífito (12%) (Fig. 23).

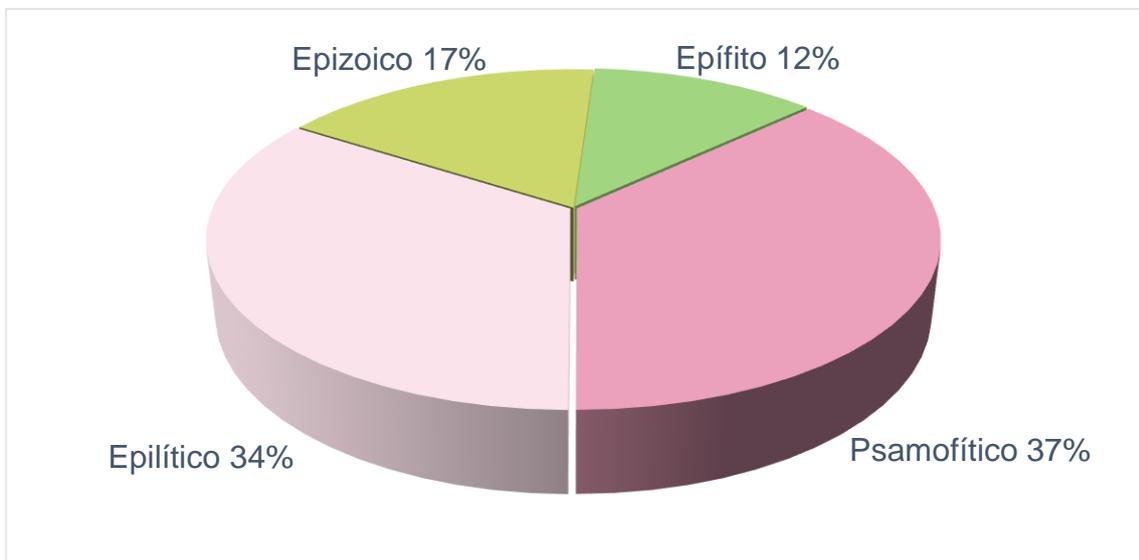


Figura 23. Porcentaje de los sustratos ocupados por las Chlorophyta, Rhodophyta y Ochrophyta en el PNAC.

Tabla 2. Listado de especies de macroalgas marinas del PNAC. Localidades: Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS), Chankanaab (CK), Tormentos (TM), Yucab (YC), Tunich (TH), Santa Rosa (SR), El Cedral (EC), Paso Del Cedral (PDC), Dalila (DL), La Francesa (LF), Palancar Jardines (PJ), Palancar Ladrillos (PL) y Colombia (CB). Meses de colecta: octubre 2018 (Oct) y noviembre 2018 (Nov). Sustrato: epilítico (I), psamofítico (II), epizoico (III) y epífita (IV).

Taxa	Localidad														Colecta		Sustrato			
	TN	TS	CK	TM	YC	TH	SR	EC	PDC	LF	DL	PJ	PL	CB	Oct	Nov	I	II	III	IV
CHLOROPHYTA																				
Ulvales																				
Ulvaceae																				
<i>Ulva intestinalis</i>					X		X	X	X		X		X	X	X	X	X	X	X	X
Cladophorales																				
Cladophoraceae																				
<i>Cladophora catenata</i>	X	X	X												X	X	X	X		

**Avrainvillea longicaulis*

x

x

x

Halimedaceae

Halimeda copiosa

x x x x x x x x x x x x x x x x x

**Halimeda cryptica*

x x x x x x x x x

Halimeda opuntia

x x x x x x x x x x x x x x x x x x

Halimeda scabra

x x x x x x x x x x x x x x x x x x

Halimeda tuna

x x x x x x x x x x x x x x x x x

Halimeda tuna f. *platydisca*

x x x x x x x x x x x x x x x x x

**Penicillus capitatus*

x x x x x x x x x x x x x x x x x

Penicillus dumetosus

x x x x x x x x x x x x x x x x x x

Penicillus lamourouxii

x x x x x x

Penicillus pyriformis

x x x x x x x x x x x x x x x x x

Rhipiliopsis sp.

x x x x x x x x x x x x x x x x x

Rhipocephalus oblongus

x x x x x x x x x x x x x x x

Rhipocephalus phoenix

x x x x x x x x x x x x x x x x x

**Udotea* sp. x x x x

Dasycladales

Dasycladaceae

**Neomeris* sp. x x x

RHODOPHYTA

Corallinales

Lithophyllaceae

Amphiroa fragilissima x x x x x x x x x x x x

Corallinaceae

Jania adhaerens x x x x x x x x x x x

Gigartinales

Cystocloniaceae

Hypnea spinella x x x x x x x x x x

Ceramiales

Ceramiaceae

<i>Centroceras clavulatum</i>				X					X		X	X		X	X		X
<i>Ceramium luetzelburgii</i>									X	X	X	X	X	X	X		X
<i>Gayliella flaccida</i>	X	X		X	X				X	X				X	X		X

Wrangeliaceae

<i>Ptilothamnion speluncarum</i>									X	X	X			X	X		X
----------------------------------	--	--	--	--	--	--	--	--	---	---	---	--	--	---	---	--	---

Delesseriaceae

<i>Dasya antillarum</i>	X	X		X		X	X	X	X		X			X	X	X	
<i>Dasya pedicellata</i>				X	X	X	X	X	X	X				X	X	X	X

Rhodomelaceae

<i>Laurencia intricata</i>	X				X	X	X	X						X	X	X	X
<i>Yuzurua poiteau</i>	X	X		X				X						X	X	X	X
<i>Polysiphonia atlantica</i>				X	X				X			X	X	X	X		X

OCHROPHYTA

Sporochnales

Sporochnaceae

A continuación, se presentan las descripciones morfológicas de las especies presentadas en este estudio, así como las imágenes asociadas a cada una, tales como talo y anatomía interna.

Chlorophyta

Clase: Ulvophyceae

Orden: Ulvales

Familia: Ulvaceae

Ulva intestinalis Linnaeus

Fig. 24 A-B.

Talo de 10–20 cm de longitud; color amarillo verdoso, cilíndrico o tubular hueco, flácido, gregario; márgenes lisos, ondulados, contorneados hacia la parte superior, estrechándose hacia la base; células con diversas formas, rectangulares con bordes redondeados, cuadradas, ovaladas e irregulares.

Orden: Cladophorales

Familia: Cladophoraceae

Cladophora catenata Kützting

Fig. 24 C-D.

Talo de 2–7 cm de longitud; color verde oscuro; filamentoso, en mechones pequeños, densos; ramificación irregular, dicotómica a alterna hacia la base, unilateral hacia la parte superior; ápices oblongos; células de 300–500 μm de diámetro \times 2–3 mm de longitud.

Cladophora liniformis Kützing

Fig. 24 E-F.

Talo de 10 cm de longitud; color verde oscuro; filamentoso, como esteras sueltas; ramificación dicotómica hacia la base, unilateral hacia la parte superior; ápices rectos o ligeramente oblongos; células de 100–200 µm de diámetro × 300–400 µm de longitud.

Rhizoclonium riparium (Roth) Harvey

Fig. 24 G

Talo filamentoso; color verde amarillento; ramificación escasa o no ramificados; filamentos de 7–15 µm de diámetro, células cilíndricas de 32–84 µm de longitud; células apicales hinchadas, oblongas.

Orden: Bryopsidales

Familia: Derbesiaceae

Derbesia marina (Lyngbye) Solier

Fig. 24 H-I.

Rizoides discretos; talo de 1–3 cm de longitud; color verde obscuro; filamentos finos formando mechones; ramificación escasa, lateral o dicotómica; sifones de 37–55 µm de diámetro y 63 µm de diámetro en la dicotomía; ápices oblongos.

Familia: Caulerpaceae

Caulerpa cupressoides* var. *flabellata Børgesen

Fig. 24 J-K.

Estolón de 20 cm de longitud, rastrero, con rizoides ramificados; ejes erectos de 2.5–7 cm de longitud; color amarillo a verde oscuro, rígidos; ramificación escasa; ramitas de 0.1–0.8 mm de diámetro, cortas, como espinas marginales, rígidas, opuestas, ápices puntiagudos.

Familia: Dichotomosiphonaceae

Avrainvillea asarifolia Børgesen

Fig. 24 L-M

Talo de 9–17 cm de longitud, solitario o en grupos, de 3–5 frondas, erguido, color verde grisáceo a oscuro opaco; fronda en forma arriñonada, 13.5 cm de diámetro × 10 cm de longitud, 12 mm de espesor, zonación superficial, márgenes irregulares a suavemente redondeados; sifones contorsionados a ligeramente moniliformes de 25 µm de diámetro.

Familia: Halimedaceae

Halimeda copiosa Goreau & E.A. Graham

Fig. 25 A-B.

Talo de 10–30 cm de longitud, colgante, formando grupos sueltos o cadenas, color verde brillante a blanquecino; ramificación mayormente dicotómica, inicialmente en un plano; segmentos muy calcificados, oblongos a ovals acanalados, primeros 2–5 segmentos trilobulados, 0.4–2.1 cm de diámetro × 0.3–1.3 cm de longitud; utrículos de 70–100 µm de diámetro, superficie de utrículos de 30–40 µm de diámetro.

Halimeda opuntia (Linnaeus) J.V. Lamouroux

Fig. 25 C-D.

Talo de 10–20 cm de longitud, formando densos grupos o montículos, color amarillo verdoso a verde oscuro; ramificación irregular; segmentos calcificados, trilobulados o acanalados, 0.9–1.1 cm de diámetro × 0.5–0.7 cm de longitud y 0.5–1.2 mm de espesor; utrículos de 80-100 µm de diámetro, utrículos en vista superficial (apical) de 11–50 µm de diámetro.

Halimeda scabra M. Howe

Fig. 25 E-F.

Talo de 5–15 cm de longitud, erecto, color gris verdoso, ramificación en un plano; segmentos ligeramente calcificados, con forma de disco o cuña y superficie rugosa, 2 cm de diámetro × 1.5 cm de longitud; utrículos de 90–100 µm de diámetro con espina superficial, utrículos en vista superficial de 40–60 µm de diámetro; estípites evidentes formados por segmentos fusionados.

Halimeda tuna (J. Ellis & Solander) J.V. Lamouroux

Fig. 25 G-H.

Talo de 10–25 cm de longitud, compacto, color verde oscuro; ramificación inicial en un plano; segmentos ligeramente calcificados, en forma de disco, 2.3 cm de diámetro × 1.6 cm de longitud; utrículos de 100–150 µm de diámetro, utrículos en vista superficial de 40–50 µm de diámetro; estípites muy evidentes formados por segmentos fusionados.

Halimeda tuna f. platydisca (Decaisne) E.S. Barton

Fig. 25 I-J.

Talo de 7–15 cm de longitud, compacto, color verde claro a verde oscuro; ramificación inicialmente en un plano; segmentos ligeramente calcificados en forma de disco, 2–4 cm de diámetro × 2–4 cm de longitud; utrículos de 90–100 µm de diámetro, utrículos en vista superficial de 55–65 µm de diámetro.

Penicillus dumetosus (J.V. Lamouroux) Blainville

Fig. 25 K-M.

Masa rizoidal prominente; talo de 10–15 cm de longitud, color verde brillante a verde oscuro; estípite de 15 mm de diámetro × 5–8 cm de longitud, diferenciado morfológicamente del *capitulum*, calcificado; utrículos de 500–1000 µm de diámetro, ápices que se estrechan en puntas romas; *capitulum* de 3–6 cm de diámetro × 20–25 cm de longitud, forma de brocha; sifones de 400–800 µm de diámetro, gruesos, igualmente constreñidos en todas las dicotomías.

Penicillus lamourouxii Decaisne

Fig. 26 A-B.

Masa rizoidal bulbosa; talo de 6 cm de longitud, color verde brillante a verde oscuro; estípite de 15 mm de diámetro × 4–5 cm de longitud, diferenciado morfológicamente del *capitulum*, calcificado; utrículos de 500–1000 µm de diámetro, ápices cortos, planos, en forma de dedos que se dividen dicotómicamente; *capitulum* de 0.3 mm de diámetro × 2–4 cm de longitud, forma de brocha; sifones de 3006–500 µm de diámetro, gruesos, igualmente constreñidos en todas las dicotomías.

Penicillus pyriformis A. Gepp & E.S. Gepp

Fig. 26 C-D.

Masa rizoidal bulbosa; talo de 4–8 cm de longitud, color verde grisáceo; estípite de 5–7 mm de diámetro × 3–10 cm de longitud, diferenciado morfológicamente del *capitulum*, altamente calcificado; utrículos de 400–500 µm de diámetro, ápices en forma de dedos que se estrechan en puntas romas; *capitulum* de 5–10 cm de diámetro × 2–5 cm de longitud, forma de copa plana; sifones de 150–200 µm de diámetro, rígidos, enredados, constreñidos en todas las dicotomías.

***Rhipiliopsis* sp.** A. Gepp & E.S. Gepp

Fig. 26 E.

Masa rizoidal discreta; talo de 4–6 cm de longitud, color verde claro, traslucido; estípite de 2-3 mm de diámetro × 1-2 cm de longitud, diferenciado morfológicamente de la lámina; lámina circular de 2-3 cm de diámetro.

Rhipocephalus oblongus (Decaisne) Kützing

Fig. 26 F-G

Masa rizoidal compacta; talo de 3-8 cm de longitud, color verde oscuro; estípite de 2–6 mm de diámetro × 1–3 cm de longitud, diferenciado morfológicamente del *capitulum*, calcificado; utrículos de 200–250 µm de diámetro, ápices cortos que se estrechan en puntas romas; *capitulum* de 1–3 cm de diámetro × 2–5 cm de longitud, forma de cono a extremadamente alargado; sifones de 150–200 µm de diámetro, delgados, ramificación dicotómica a distancias iguales desde la base.

Rhipocephalus phoenix (J. Ellis & Solander) Kützing

Fig. 26 H-I.

Masa rizoidal compacta; talo de 6-9 cm de longitud, color verde oscuro, calcificado; estípite de 3–5 mm de diámetro × 2–5 cm de longitud, diferenciado morfológicamente del *capitulum*; utrículos de 200–250 µm de diámetro, ápices ligeramente alargados que se estrechan en puntas romas; *capitulum* de 5–9 cm de longitud, forma ovoide, compuesto por laminas angostas de 3–6 cm de longitud; sifones de 200–250 µm de diámetro, delgados, ramificación dicotómica a distancias iguales desde la base.

Udotea cyathiformis Decaisne

Fig. 26 J-K.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 3-10 cm de longitud; color verde brillante a verde oscuro, calcificado; estípite de 1–4 mm de diámetro × 1–6 cm de longitud, utrículos de 100–200 µm de diámetro, ápices cortos que se estrechan en puntas oblongas; lamina con forma de copa, delicada, delgada, corteza ausente, zonación débil; sifones de 30–70 µm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Udotea cyathiformis f. infundibulum (J. Agardh) D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 26 L-M.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 5-7 cm de longitud; color verde oscuro, calcificado; estípite de 1–4 mm de diámetro × 1–5 cm de longitud, utrículos de 900 µm de diámetro, ápices cortos, aplanados; lamina con forma de copa, delicada, delgada, corteza ausente, zonación débil; sifones de 100–130 µm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Comentario taxonómico: La descripción de los caracteres morfológicos corresponde con lo reportado por Littler & Littler (2000) y Littler & Littler (1990), a excepción del diámetro de los sifones, en este estudio, el diámetro osciló entre 100–130 μm , mientras que los autores antes mencionados reportan 30–70 μm de diámetro.

Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis (W.R. Taylor) D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 27 A-B.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 4-7 cm de longitud; color verde oscuro, calcificado; estípite de 1–4 mm de diámetro \times 1–3 cm de longitud, utrículos de 100 μm de diámetro, ápices cortos, oblongos; lamina con forma de copa, delicada, delgada, corteza ausente, zonación débil, márgenes de varias capas de espesor; sifones de 60–80 μm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Udotea dixonii D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 27 C-D.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 8–15 cm de longitud; color verde claro a verde oscuro, ligeramente calcificado; estípite de 2–3 mm de diámetro \times 1–6 cm de longitud; transición entre estípite y lamina no evidente; ocurre en grupos de hasta seis talos en una sola masa rizoidal; eje erecto de 3–6 cm de diámetro \times 3–7 cm de longitud, multiestratoso, corticado; sifones no constreñidos sobre las dicotomías.

Udotea luna D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 27 E-F.

Masa rizoidal pequeña; talo de 7 cm de longitud; color verde oscuro, ligeramente calcificado; estípite de 1–3 mm de diámetro × 1 cm de longitud; utrículos de 100–250 µm de diámetro con ápices largos, dicotómicamente agudos; transición gradual entre estípite y lamina; lamina de 7 cm de diámetro × 6 cm de longitud, con forma de abanico a medialuna, textura aterciopelada, corteza ausente, zonación débil; sifones de 50–80 µm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Udotea unistratea D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 27 G-H.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 11 cm de longitud; color verde claro a verde oscuro, ligeramente calcificado; estípite de 1–2 mm de diámetro × 1–5 cm de longitud; utrículos de 200–300 µm de diámetro, ápices cortos, oblongos; transición evidente entre estípite y lamina; lamina de 5 cm de diámetro × 7 cm de longitud, con forma de abanico, corteza ausente, zonación débil; sifones de 100–200 µm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Udotea cf. unistratea D.S. Littler & M.M. Littler

Fig. 27 I-J.

Masa rizoidal fibrosa; talo de 9 cm de longitud; color verde claro a verde oscuro, ligeramente calcificado; estípite de 1–2 mm de diámetro × 4–5 cm de longitud; utrículos de 250–500 µm de diámetro, ápices cortos, oblongos; transición evidente entre estípite y lamina; lamina de 8 cm de diámetro × 4–5 cm de longitud, con forma de abanico, corteza ausente, zonación débil; sifones de 50–100 µm de diámetro, constreñidos arriba de las dicotomías.

Rhodophyta

Clase: Florideophyceae

Orden: Corallinales

Familia: Lithophyllaceae

Amphiroa fragilissima (Linnaeus) J.V. Lamouroux

Fig. 28 A-B.

Talo rígido; color rojizo a blanco rosado, calcáreo, enredado, formando matas extensas; ramificación regularmente dicotómica, con ángulos agudos, ocasionalmente tricotómica; ramas de 150–250 μm de diámetro \times 0.2–0.9 mm de longitud; articulaciones flexibles, sin calcificar; ápices, oblongos.

Familia: Corallinaceae

Jania adhaerens J.V. Lamouroux

Fig. 28 C.

Talo de 4 cm de longitud; color rosa a blanco, quebradizo, en grupos; ramificación ampliamente dicotómica; ramas de 70–200 μm de diámetro, cilíndricas, estrechándose ligeramente hacia los ápices romos; segmentos de 70–200 μm de diámetro \times 0.4–1 mm de longitud, calcificados; articulaciones con 7–8 células alineadas longitudinalmente, flexibles, no calcificadas.

Orden: Gigartinales

Familia: Cystocloniaceae

Hypnea spinella (C. Agardh) Kützing

Fig. 28 D-E.

Talo de 3 cm de longitud; color café claro a rojizo, fibroso, en esteras enmarañadas; ramificación irregular; ramas de 0.4–1 mm de diámetro, cilíndricas; ramitas de 2.5 mm de longitud, como espinas o espolones que cubren al eje principal y ramas; ápices agudos.

Orden: Ceramiales

Familia: Ceramiaceae

Centroceras clavulatum (C. Agardh) Montagne

Fig. 28 F.

Talo de 12 cm de longitud; color rosa claro a rojizo, filamentosos; ramificación estrechamente dicotómica; ápices bifurcados, ligeramente enrollados hacia adentro, en forma de pinza rodeados de espinas; ramas de 50–150 μm de diámetro, muy pigmentadas; segmentos de 50–150 μm de diámetro \times 250–500 μm de longitud, con espinas en cada nodo; células, rectangulares, de longitud uniforme, alineadas longitudinalmente.

Ceramium luetzelburgii O.C. Schmidt

Fig. 28 G.

Talo de 3–5 cm de longitud; color rosa a rojizo; ramificación dicotómica; filamentos uniseriados en nodos; nodos de 10–40 μm de longitud \times 20–80 μm de diámetro; células de forma cuadrangular o triangular, sin separación evidente entre la separación las hileras de células nodales; internodos unicelulares de 50–180 μm de longitud \times 20–60 μm de diámetro que se pierden entre las

corticaciones de las porciones más jóvenes.

Gayliella flaccida (Harvey ex Kützing) T.O. Cho & L.M. McIvor

Fig. 28 H.

Talo de 10 cm de longitud; color rosa claro a rojizo, filamentoso, denso, formando mechones sueltos o densos; ramificación irregular a pseudodicotómica; ápices estrechos distalmente, romos a oblongos, rara vez en forma de pinza; segmentos de 50–90 μm de diámetro \times 100–300 μm de longitud; células de las articulaciones dispuestas en 3–6 bandas, 1–2 bandas superiores de células pequeñas, redondas, 1–2 bandas inferiores de células transversalmente alargadas.

Familia: Wrangeliaceae

Ptilothamnion speluncarum (Collins & Hervey) D.L. Ballantine & M.J. Wynne

Fig. 28 I.

Talo de 1.2 cm de longitud; color rosa claro a rojizo; ramificación escasa, dicotómica o irregular; filamentos de 22–40 μm de diámetro, estrechándose distalmente; células de 20 μm de diámetro \times 85–90 μm de longitud; estolones de 30–40 μm de diámetro, conspicuos, filamentosos.

Familia: Delesseriaceae

Dasya antillarum (M. Howe) A.J.K. Millar

Fig. 28 J.

Talo de 10 cm de longitud; color marrón a rojizo, tupido; ramificación irregular; ramas de 1 mm de diámetro, desnudas proximalmente, cubiertas con ramulitas

filamentosas similares a pelos distalmente; corticación abundante; ramitas de 2 mm de longitud, filamentosas; estiquidios tetrasporangiales de 200 μm de diámetro \times 500 μm de longitud, forma ovalada; tetrasporangios de 50 μm de diámetro \times 60 μm de longitud, esféricos, divididos tetraédricamente.

Dasya pedicellata (C. Agardh) C. Agardh

Fig. 29 A-B.

Talo de 20 cm de longitud; color rojo oscuro; erecto, delicado, blando; ramificación alterna en el eje principal; ramas de 8 mm de diámetro, resbaladizas, largas, gráciles, completamente corticadas, cubiertas por finas ramulitas parecidas a pelos; ramitas de 4 mm de longitud, filamentosas, estrechándose tanto proximal como distalmente.

Familia: Rhodomelaceae

Laurencia intricata J.V. Lamouroux

Fig. 29 C.

Talo de 15 cm de longitud; color marrón, rosa a rojizo; carnoso, flácido, gregario; cilíndrico; ramificación espiralada; eje principal no aparente; ramas de 0.4–0.8 mm de diámetro, cilíndricas; ápices ligeramente curvos hacia abajo, con mechones de filamentos finos, discretos y ramificados en forma dicotómica en la depresión terminal.

Yuzurua poiteaui (J.V. Lamouroux) Martin-Lescanne

Fig. 29 D.

Talo de 20 cm de longitud, color marrón con puntas rojizas, rígido, tupido, nervudo, ramificación cercanamente alternada en pares a irregular; ramas de 0.5–2 mm de diámetro, cilíndricas a ligeramente aplanadas; ramitas de 0.3–1 mm de diámetro × 0.5–2 mm de longitud, numerosas, claviformes, cilíndricas, como verrugas, hinchadas, ápices romos a ligeramente oblongos.

Polysiphonia atlantica Kapraun & J.N. Norris

Fig. 29 E-F.

Talo de 2 cm de longitud; color marrón a rojo obscuro, filamentoso, blando, flácido; ramificación, escasa, dicotómica; ejes de 60–90 µm de diámetro, cuatro células pericentrales surgiendo de la célula axial; corticación ausente; segmentos de 60–90 µm de diámetro × 80–180 µm de longitud; tetrasporangios esféricos; cistocarpos de 150–300 µm de diámetro × 180–360 µm de longitud, forma globular.

Ochrophyta

Clase: Phaeophyceae

Orden: Sporochnales

Familia: Sporochnaceae

Sporochnus pedunculatus (Hudson) C. Agardh

Fig. 29 G.

Talo de 20 cm de longitud; color café claro; ramificación irregular en eje principal y ramas; eje principal cilíndrico, rígido; ramas, con ramitas que terminan en finos

mechones filamentosos; filamentos de 3 mm de longitud.

Orden: Dictyotales

Familia: Dictyotaceae

Dictyota guineënsis (Kützinger) P. Crouan & H. Crouan

Fig. 29 H-I.

Talo de 20–30 cm de longitud; color amarillo oscuro a marrón, arbustivo, erecto; ramificación, proximalmente alterna, distalmente dicotómica; láminas de 1–2.4 mm de diámetro, en forma de correa estrecha; márgenes lisos, ondulados; ápices ramificados dicotómicamente, romos o agudos; médula de 2–3 células de espesor, una célula de espesor en los márgenes; células de 40–85 µm de diámetro, rectangulares, dispuestas en hileras; células corticales de 20 µm de diámetro.

Dictyota pinnatifida Kützinger

Fig. 29 J.

Talo de 15 cm de longitud; color amarillo oscuro a marrón, erecto; ramificación, irregular a dicotómica; láminas de 4–5 mm de diámetro, en forma de correa, márgenes lisos; ápices ramificados dicotómicamente, hasta 45°, romos u oblongos; médula de 2–5 células de espesor, más delgadas en la mitad de la lámina, rectangulares; células corticales rectangulares.

Lobophora guadeloupensis N.E. Schultz, F. Rousseau & L.Le Gall

Fig. 29 K-L.

Talo de color marrón; láminas de 1–4 cm diámetro × 1–3 cm de longitud, fasciculadas; en sección longitudinal, médula de 2 células de espesor, 80-100 μm de diámetro × 12.5–25 μm de longitud; 4 células corticales, 2 células en cada extremo, 80-100 μm de diámetro × 12.5–25 μm de longitud.

Orden: Fucales

Familia: Sargassaceae

Sargassum cf. cymosum C. Agardh

Fig. 29 M.

Talo de 1 m de longitud; color café claro a marrón; formando arbustos; ejes principales lisos o con algunas espinas; hojas de 3–8 mm de diámetro × 2–6 cm de longitud, numerosas, planas, estrechas, firmes; nervadura central prominente; márgenes dentados; bases asimétricas; ápices romos o agudos; aerocistos numerosos, redondos a ovalados, 3–6 mm de diámetro; espina terminal ausente.

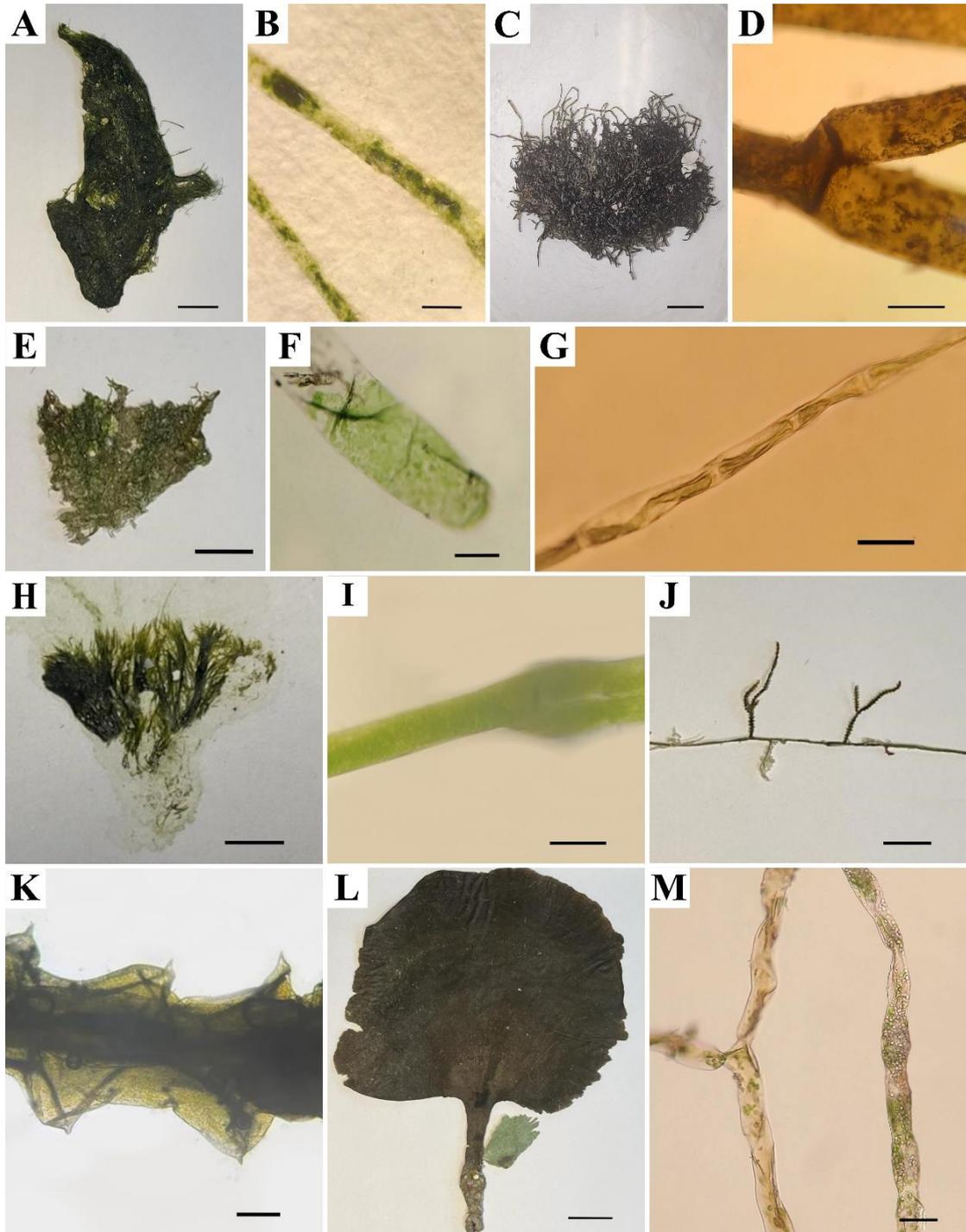


Figura 24: A,B. *Ulva intestinalis*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Detalle del filamento. Escala = 5 mm. C,D. *Cladophora catenata*: C. Hábito. Escala = 1 cm; D. detalle de la dicotomía del filamento. Escala = 150 μ m. E,F. *Cladophora liniformis*: E. Hábito. Escala = 1 cm; F. Detalle del filamento. Escala

100 μm G. *Rhizoclonium riparium*. Escala = 20 μm . H,I. *Derbesia marina*: H. Hábito. Escala = 5 mm; I. Detalle del filamento. Escala = 50 μm . J, K. *Caulerpa cupressoides* var. *flabellata*: J. Hábito. Escala = 1 cm; K. Detalle de la ramita. Escala = 2 mm. L,M. *Avrainvillea asarifolia*: L. Hábito. Escala = 2 cm; M. detalle de los sifones de la lámina. Escala = 30 μm .

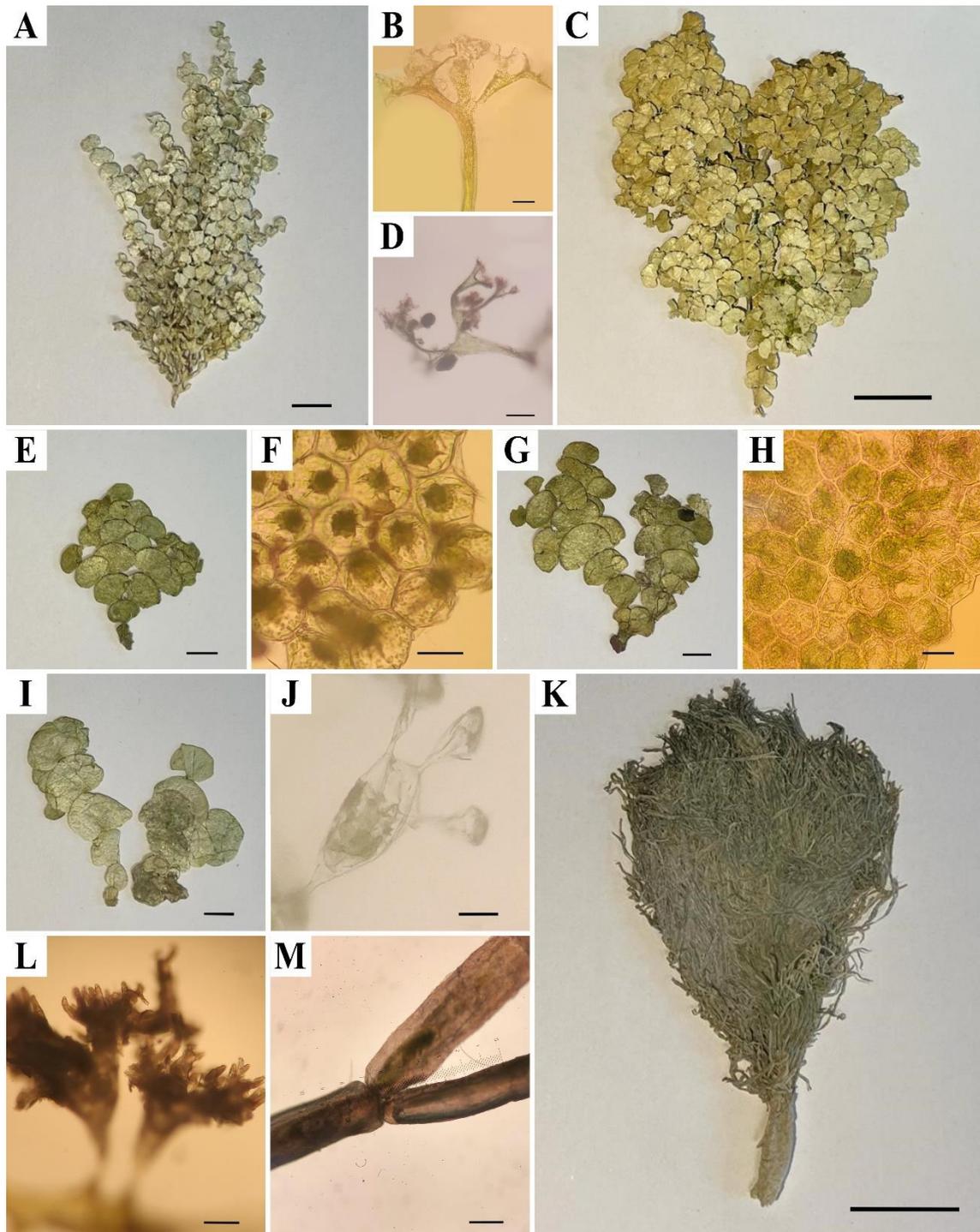


Figura 25: A,B. *Halimeda copiosa*: A. Hábito. Escala = 1 cm; B. Detalle del utrículo. Escala 15 μ m. C,D. *Halimeda opuntia*: C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m. E,F. *Halimeda scabra*: E. Hábito. Escala =

2 cm; F. Utrículos en vista superficial. Escala = 30 μm . G,H. *Halimeda tuna*: G. Hábito. Escala = 1 cm; H. Utrículos en vista superficial. Escala 40 μm . I,J. *Halimeda tuna* f. *platydisca*: I. Hábito. Escala = 1 cm; J. Detalle del utrículo. Escala = 30 μm . K,L,M. *Penicillus dumetosus*: K. Hábito. Escala = 2 cm; L. Utrículos. Escala = 250 μm ; M. Dicotomía del sifón. Escala = 500 μm .

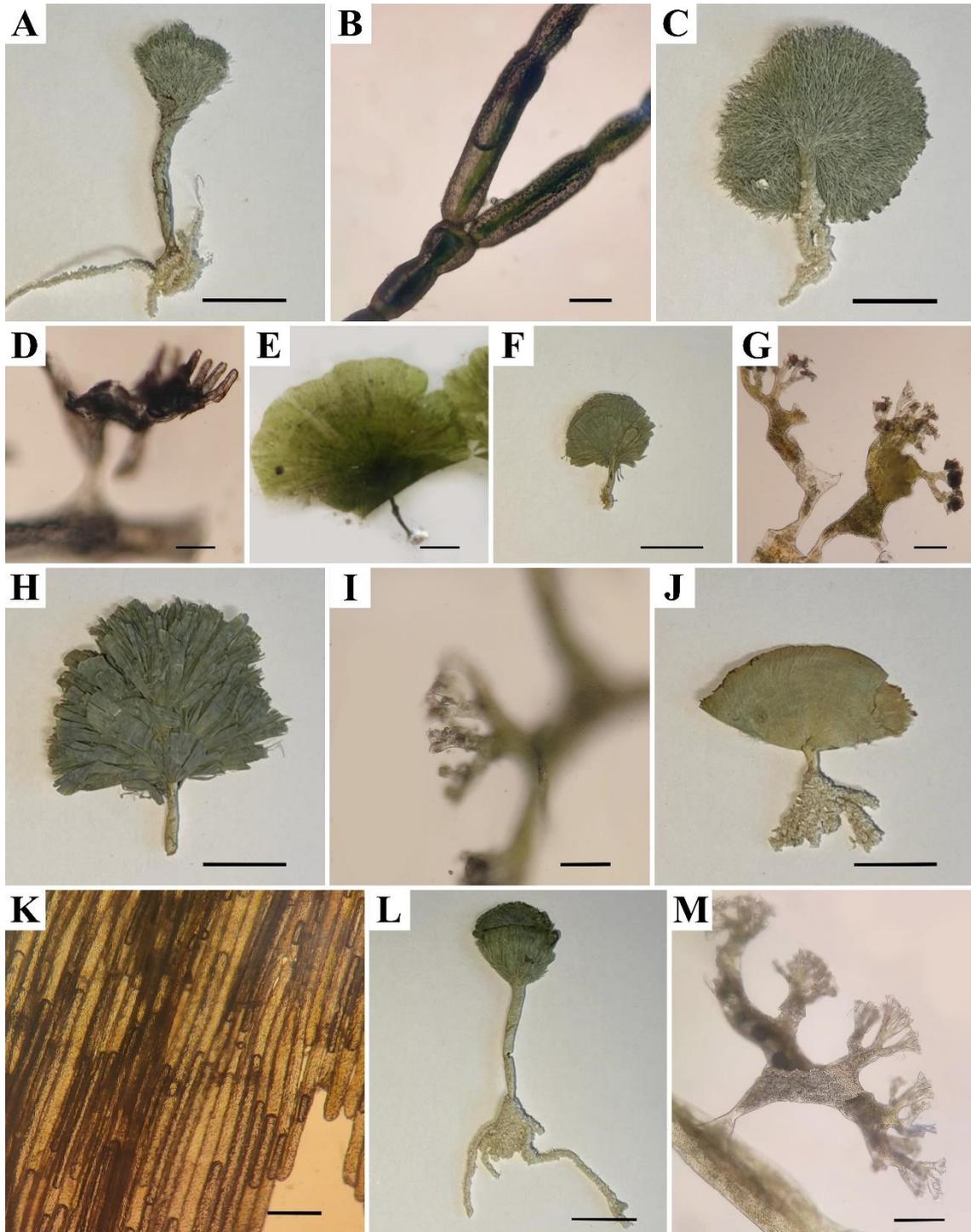


Figura 26: A,B. *Penicillus lamourouxii*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Dicotomía en el sifón del *capitulum*. Escala 150 μm. C,D. *Penicillus pyriformis* A. Gepp & E. S. Gepp: C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 100 μm. E.

Rhipiliopsis sp.: Hábito. Escala = 1 cm. F,G. *Rhipocephalus oblongus*: F. Hábito. Escala = 2 cm; G. Detalle del utrículo. Escala = 200 μ m. H,I. *Rhipocephalus phoenix*: H. Hábito. Escala = 2 cm; I. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m. J,K. *Udotea cyathiformis*: J. Hábito. Escala = 2 cm; K. Sifones de la lámina. Escala = 200 μ m. L,M. *Udotea cyathiformis* f. *infundibulum*: L. Hábito. Escala = 2 cm; M. Detalle del utrículo. Escala = 100 μ m.

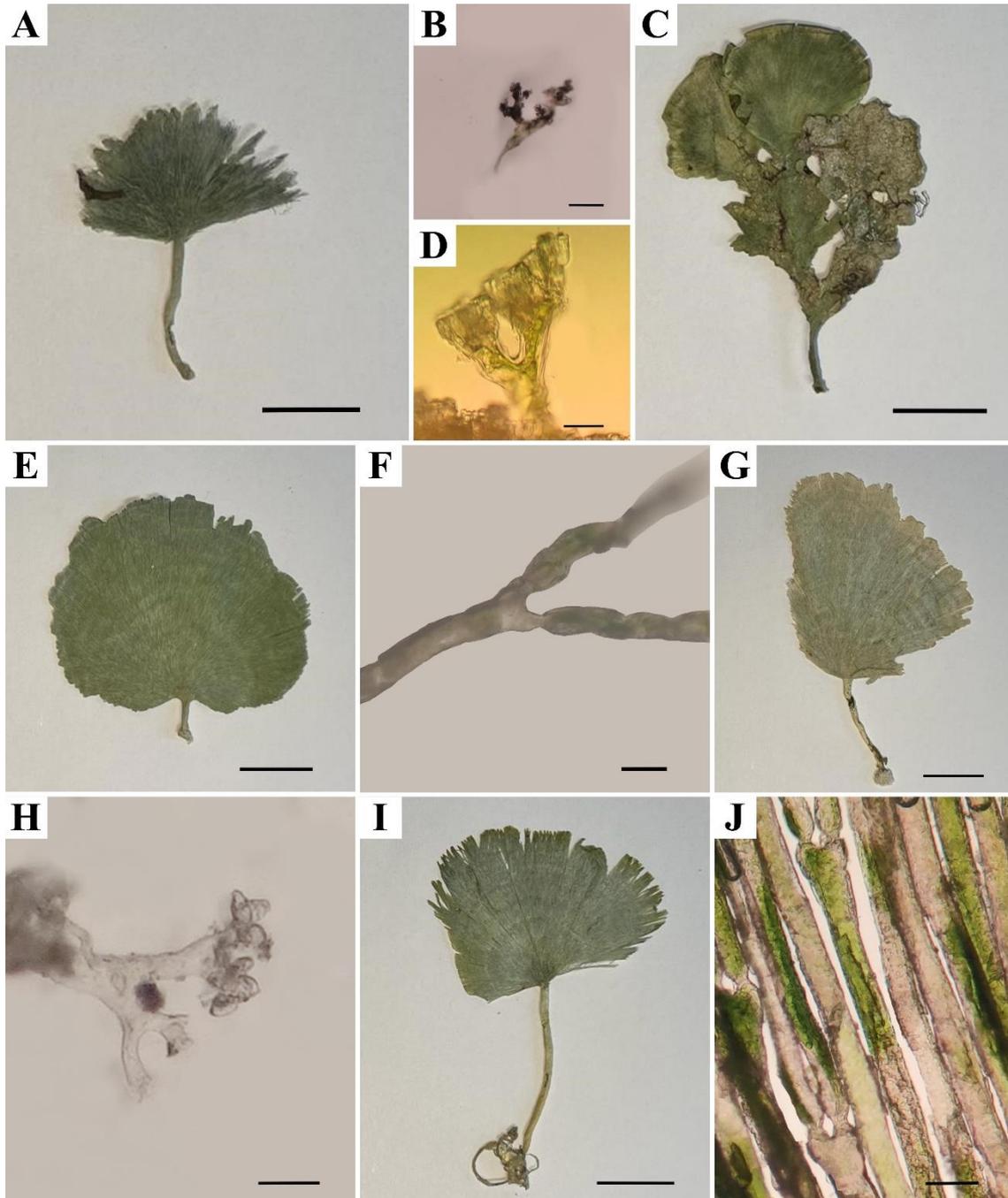


Figura 27: A,B. *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Detalle del utrículo. Escala = 90 μ m. C,D. *Udotea dixonii*: C. Hábito. Escala = 2 cm; D. Detalle del utrículo. Escala = 50 μ m. E,F *Udotea luna*: E. Hábito. Escala = 2 cm; F. Dicotomía en el sifón de la lámina. Escala = 100 μ m. G,H. *Udotea unistratea*: G. Hábito. Escala = 2 cm; H. Detalle del utrículo. Escala = 50 μ m. I,J.

Udotea cf. *unistratea*: I. Hábito. Escala = 2 cm; J. Sifones de la lámina. Escala = 100 μ m.

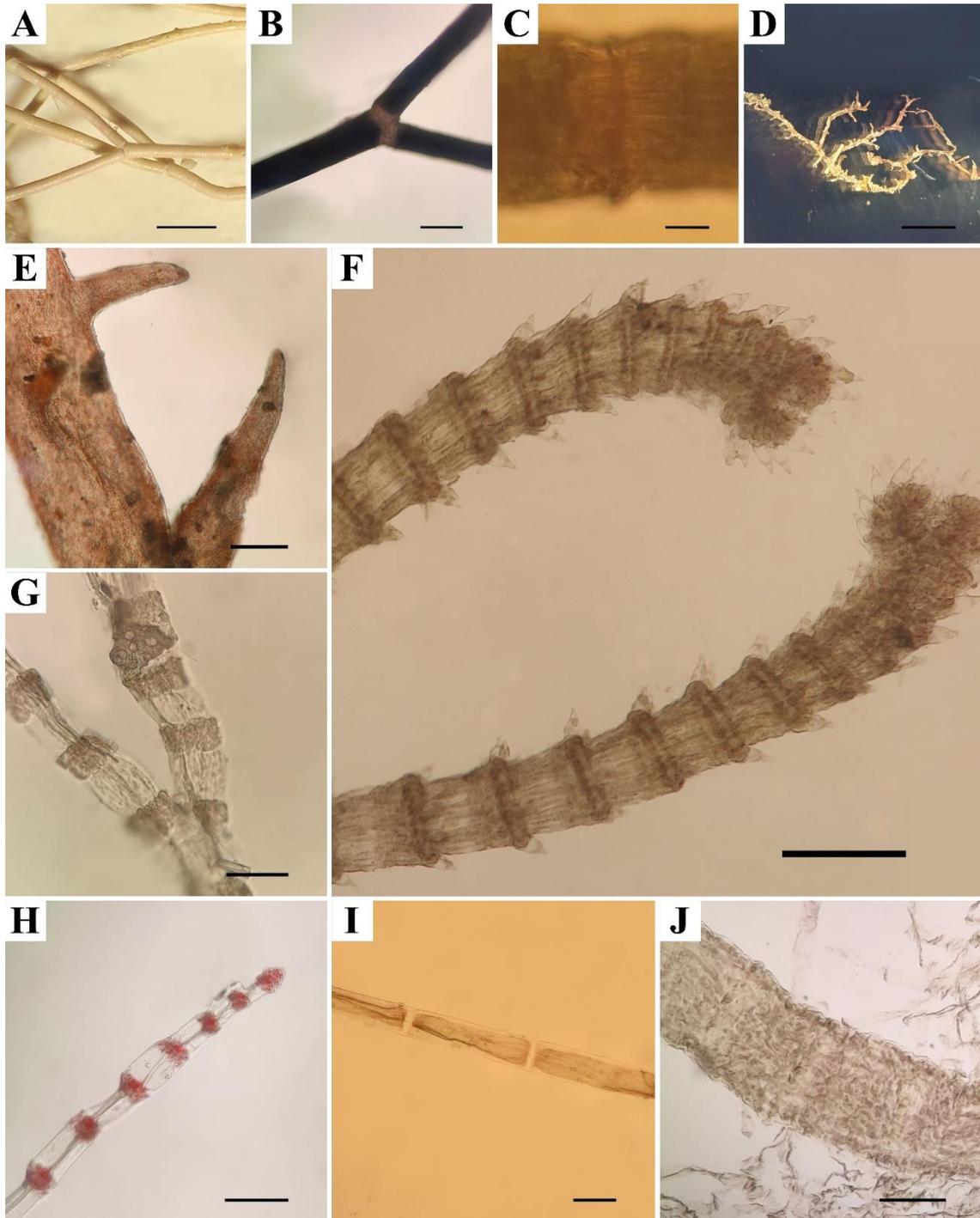


Figura 28: A,B. *Amphiroa fragilissima*: A. Hábito. Escala = 1 mm; B. Articulación de la rama. Escala = 300 μm. C. *Jania adhaerens*. Células de la articulación alineadas longitudinalmente. Escala = 25 μm. D,E. *Hypnea spinella*: D. Hábito. Escala = 7 mm; E. Detalle de las ramitas. Escala = 250 μm. F. *Centroceras*

clavulatum: Nodos con espinas y ápices en forma de pinza. G. *Ceramium luetzelburgii*: Nodos e internodos de las ramas. Escala = 70 μm . H. *Gayliella flaccida*: Nodos y ápice de la rama. Escala = 100 μm . I. *Ptilothamnion speluncarum*: células del eje erecto. Escala = 30 μm . J. *Dasya antillarum*: Ramula con ramificación opuesta. Escala = 50 μm .

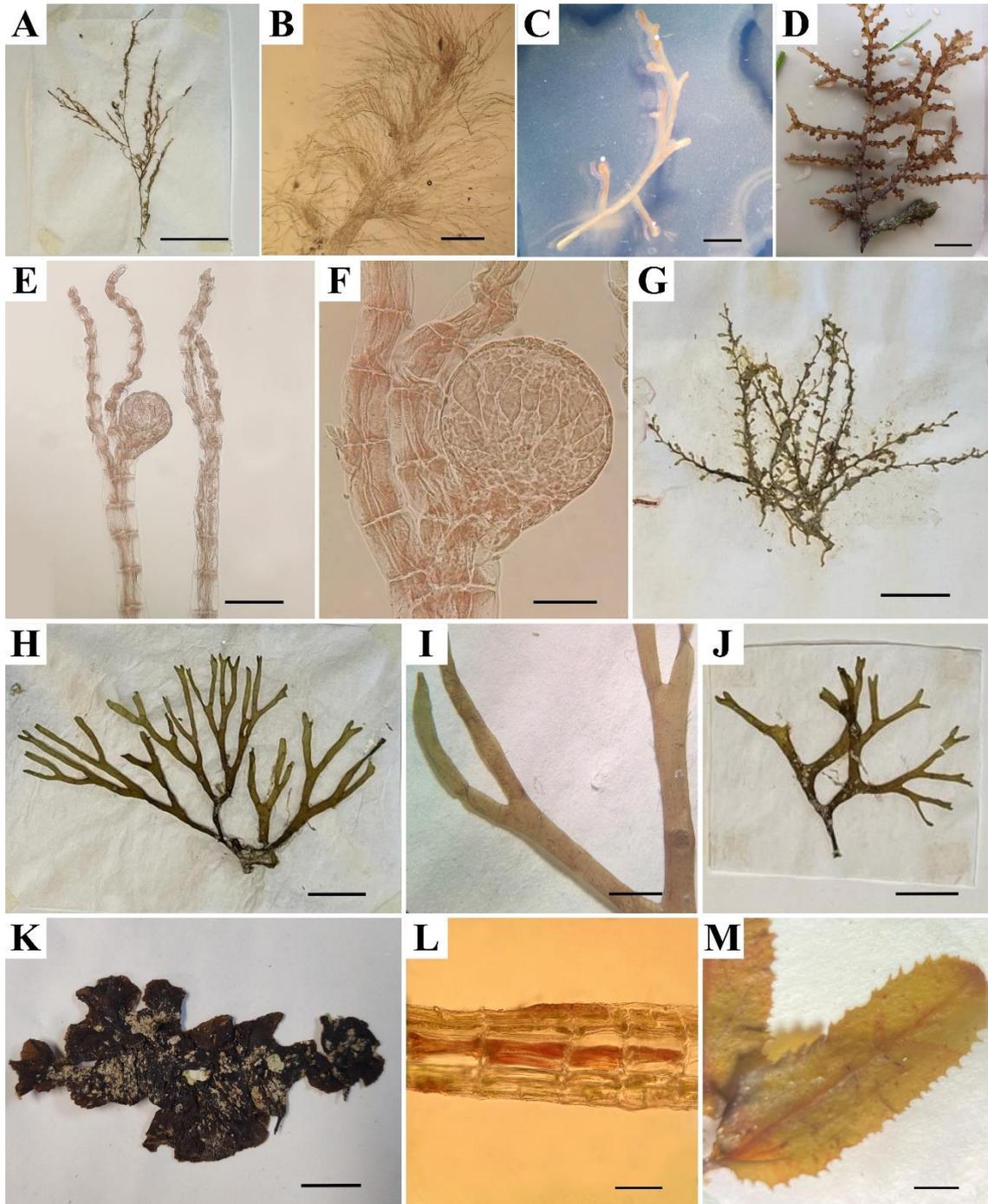


Figura 29: A,B. *Dasya pedicellata*: A. Hábito. Escala = 2 cm; B. Ramas cubiertas por ramulitas. Escala = 1mm. C. *Laurencia intricata*: Detalle de la rama con ramificación espiralada. Escala = 3mm. D. *Yuzurua poiteau*: Hábito. Escala = 1 cm. E,F. *Polysiphonia atlantica*: E. Hábito. Escala = 150 μ m; F. Detalle de

cistocarpo. Escala. 50 = μm . G. *Sporochnus pedunculatus*: Hábito. Escala = 1.5 cm. H,I. *Dictyota guineënsis*: H. Hábito. Escala = 1 cm; I. Detalle de la ramificación. Escala = 4 mm. J. *Dictyota pinnatifida*: Hábito. Escala = 1 cm. K, L. *Lobophora guadeloupensis*: K. Hábito. Escala = 2.5 cm; L. Sección longitudinal de la lámina. Escala = 50 μm . M. *Sargassum* cf. *cymosum*: Detalle de la hoja. Escala = 3 mm.

Análisis estadístico

Similitud

En cuanto al análisis de similitud (ANOSIM), se observó que la composición de especies fue muy similar entre las localidades de colecta ($R= 0.876$ $p= 0.001$) y a través del análisis de conglomerados (Fig. 30) podemos observar que todas las localidades de colecta se agruparon con una similitud cercana al 56%. Además, el análisis de conglomerados indicó 8 agrupaciones con más del 70% de similitud, que, con excepción de la localidad TN2 que se agrupó con TS2 (73%) las localidades se agruparon con la misma localidad, pero en distinta fecha de muestreo SR1 & SR2 (74%), PJ1 & PJ2 (75%), PL1 & PL2 (76%), YC1 & YC2 (80%), CB1 & CB2 (80%), TH1 & TH2 (86%), CK1 & CK2 (88%). Entre dichas agrupaciones se destacó el agrupamiento de Santa Rosa (SR1 & SR2), en esta localidad, aunque en diferente mes de muestreo fue el sitio con mayor riqueza de especies, de igual modo Chankannab (CK1 & CK2) corresponde a la localidad con menor riqueza. Así mismo se muestran dos grupos diferenciados del resto; uno formado por las localidades TN1, TN2, TS1 y TS2 y otro por YC1 y YC2. Por otro lado, el análisis de conglomerados mostró que la composición de especies fue similar en octubre y noviembre. Cabe señalar que el método de ordenación de escala multidimensional no métrica (nMDS) muestra los mismos grupos generados por el análisis de conglomerados (Fig. 31).

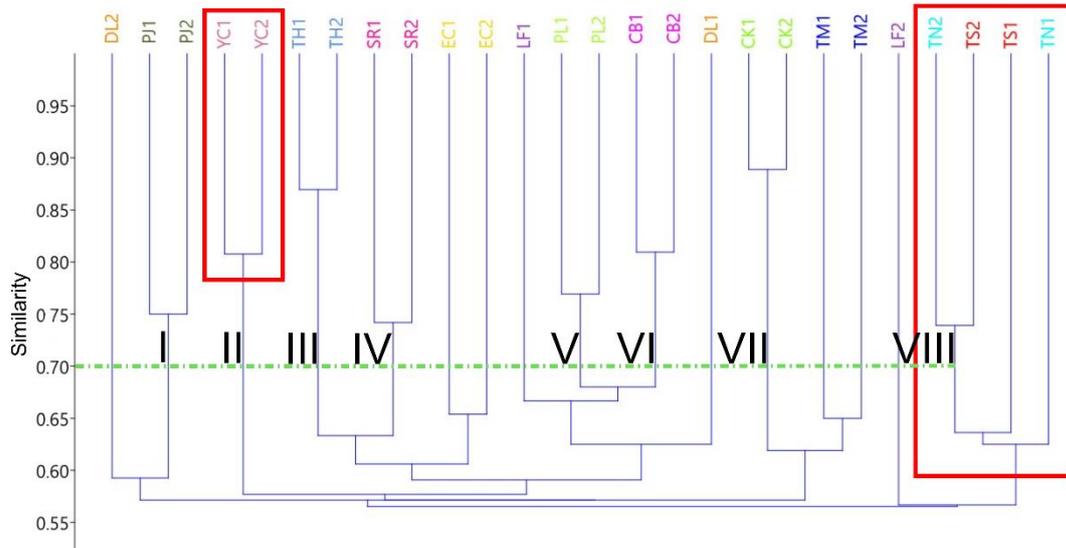


Figura 30. Análisis de conglomerados mostrando la similitud de la ficoflora entre las estaciones de colecta. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia. 1) octubre 2) noviembre.

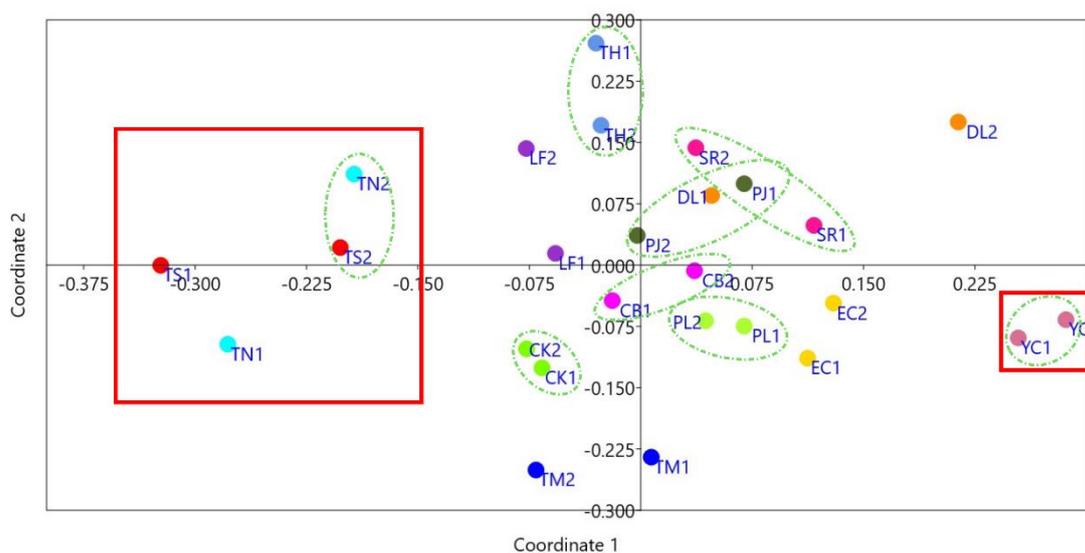


Figura 31. Ordenación de Escala Multidimensional No Métrica (nMDS) indicando las similitudes entre las estaciones de colecta. TN) Tikila Norte, TS) Tikila Sur, CK) Chankanaab, TM) Tormentos, YC) Yucab, TH) Tunich, SR) Santa Rosa, EC) El Cedral, PDC) Paso Del Cedral, LF) La Francesa, DL) Dalila, PJ) Palancar Jardines, PL) Palancar Ladrillos y CB) Colombia. 1) octubre 2) noviembre.

Correlación

En el ACC, el cual explicó 68.7% de la varianza para el primer eje y 31.2% para el segundo, podemos observar la distribución de todas las especies en relación con las variables ambientales (Fig. 32): en este caso, la presencia de *Ulva intestinalis*, *Chaetomorpha* sp., *Ventricaria ventricosa*, *Udotea conglutinata*, *Udotea* cf. *unistratea*, *Udotea* sp., y *Sargassum* cf. *cymosum* se correlacionó positivamente con la profundidad. Por otro lado, las especies que se correlacionaron positivamente con la temperatura fueron: *Udotea flabellum*, *Jania adhaerens*, *Ceramium luetzelburgii*, *Ptilothamnion speluncarum*, *Centroceras clavulatum* y *Dasya pedicellata*. Con respecto al pH, *Gayliella flaccida* y *Sporochnus pedunculatus* se correlacionaron positivamente con esta variable.

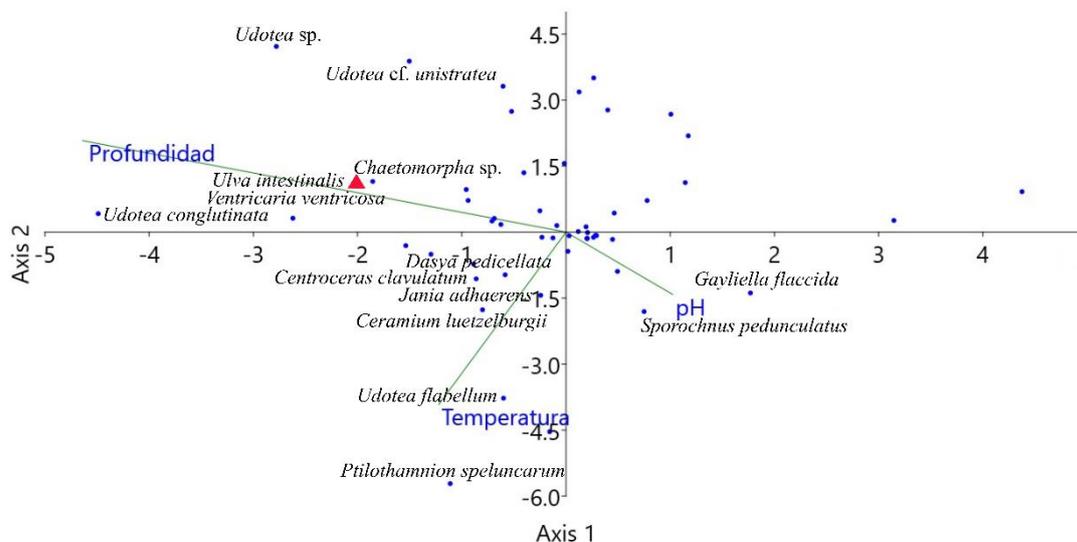


Figura 32. Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) aplicado a variables ambientales (flecha verde), especies de macroalgas (punto azul) y macroalgas bioindicadoras (triangulo rojo) en el PNAC. Solo se presentan los nombres de los taxa que tuvieron mayor correlación con las variables ambientales.

En cuanto al ACC aplicado a variables sedimentarias y su relación con las macroalgas cuyos dos primeros ejes explicaron el 100% de la variabilidad de los datos, se obtuvo que las especies *Chaetomorpha linum*, *Caulerpa pusilla*, *Cladophora catenata* y *Laurencia intricata* se correlacionaron positivamente con el contenido CO, en cambio, *Halimeda cryptica*, *H. tuna f. platydisca*, *Rhypocephalus oblongus*, *R. phoenix f. brevifolius*, *Udotea cyathiformis f. sublittoralis* y *U. dixonii* se correlacionaron con los porcentajes obtenidos de carbonatos (Fig. 33).

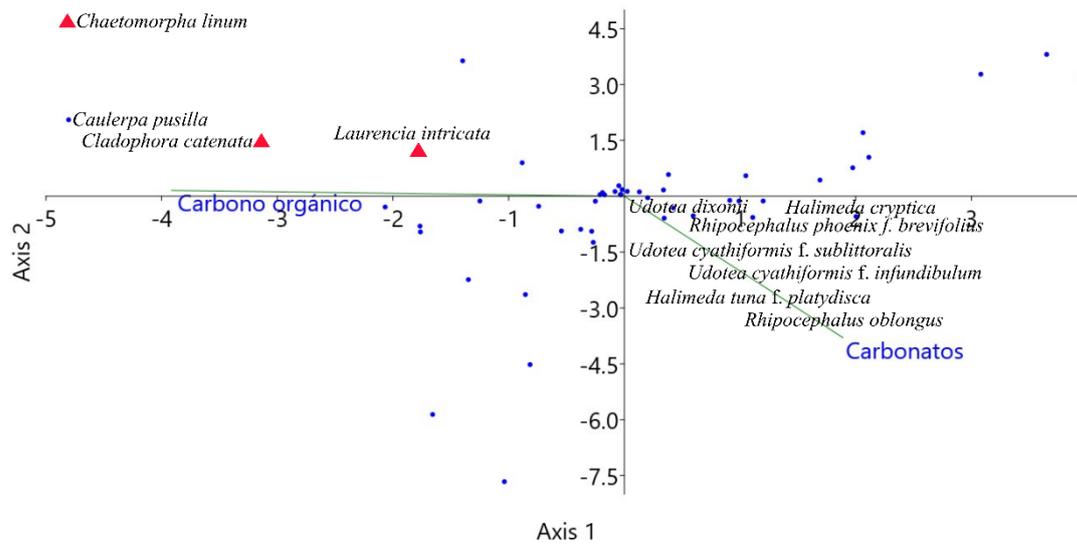


Figura 33. Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) aplicado a variables sedimentarias (flecha verde), especies de macroalgas (punto azul) y macroalgas bioindicadoras (triangulo rojo) en el PNAC y las especies de macroalgas en el PNAC. Solo se presentan los nombres de los taxa que tuvieron mayor correlación con las variables sedimentarias.

DISCUSIÓN

Variables ambientales del agua

PNAC está formado por un desarrollo arrecifal casi continuo el cual presenta profundidades que van desde los 9m hasta ~400m (Underwater Editions, 2003; Loreto-Viruel *et al.* 2017). En este estudio, la profundidad de muestreo estuvo explicada principalmente por la fisiografía del arrecife o localidad de muestreo, en la Fig. 4 se observa que los arrecifes con menor profundidad de muestreo fueron Tikila Norte (TN) y Tikila Sur (TS), arrecifes cuya batimetría se caracteriza por una amplia plataforma que termina en el borde del cantil, a una distancia de la costa de entre 400m y 800m y una profundidad aproximada de 20m. Por el contrario, Santa Rosa (SR), que fue el arrecife de mayor profundidad de muestreo, es una pared de roca casi vertical de hasta 400m de profundidad (Mendoza-González *et al.* 2000; Reyes-Bonilla, 2011). Sin embargo, la profundidad máxima de muestreo en Santa Rosa fue de hasta 30m. Cabe mencionar que, en octubre, en el arrecife Colombia (CB) se registró una profundidad de muestreo de 10m y en noviembre de 27m, lo cual también es explicado por la batimetría del arrecife. Colombia se divide en dos zonas características: Colombia bajo, que es una amplia zona de arena con una profundidad de hasta 12m y Colombia profundo: que se distingue por presentar profundidades de hasta 40m y poseer imponentes pináculos y rampas de arena que se vierten sobre el abismo (Underwater Editions, 2003).

Las temperaturas registradas en este estudio (28°C en noviembre y 29.5°C en octubre) son comunes en la zona debido a que el PNAC está situado en una

región característicamente cálida de México (Orellana *et al.* 2003; Orellana *et al.* 2007; Aguilar-Trujillo *et al.* 2014; Hendy *et al.* 2021). Dichas temperaturas pudieron ser explicadas por el flujo de agua de la corriente de Yucatán, la cual se deriva de la corriente cálida Ecuatorial Norte; la corriente de Yucatán en el canal de Cozumel fluye desde el sur de la isla con una velocidad aproximada de 0.74 m s^{-1} , atraviesa la parte oeste del canal de Yucatán y entra al Golfo de México, convirtiéndose posteriormente en la corriente de Lazo (Ochoa *et al.* 2005; Athié *et al.* 2011). No obstante, los resultados de este trabajo son superiores a lo citado por Mateo-Cid y Mendoza-González (1991) y WOA (2005) para la isla de Cozumel, ya que refieren una temperatura superficial promedio del agua de 27.5°C , mientras que, en este estudio, la temperatura promedio fue de 28.7°C (27°C - 31°C) que es consistente con el promedio o intervalo reportado para Cozumel (29.25°C) así como en zonas arrecifales del Caribe: Torres-Alvarado y Calva-Benítez (2012), Hernández-Terrones *et al.* (2015), Hendy *et al.* (2021) y Pereira *et al.* (2020) (Tabla 3). Walker y Wood (2005) indican que la temperatura ideal en zonas arrecifales es de 20°C - 36°C . Mientras que Pakker *et al.* (1995) sugieren que las tasas de crecimiento óptimas para las macroalgas se presentan en temperaturas de 25°C - 30°C , lo cual indica que en el PNAC existen condiciones adecuadas para el desarrollo de la flora algal. Sin embargo, el aumento de la temperatura (hasta 31°C) comparado con lo reportado por Mateo-Cid y Mendoza-González (1991) y WOA (2005) podría constituir una amenaza para la existencia de los arrecifes coralinos; Castañeda-Chávez *et al.* (2018) aseveran que el aumento paulatino de la temperatura propicia la presencia de bacterias provocando la pérdida de cobertura de coral a través de enfermedades,

los autores señalan que el estrés térmico y la presencia de bacterias patógenas generan afecciones patológicas en el tejido coralino como la plaga blanca, plaga negra, plaga amarilla, peste blanca y blanqueamiento bacteriano. En noviembre de 2018 una nueva enfermedad altamente letal, llamada enfermedad de pérdida de tejido de coral duro afectó arrecifes en la isla de Cozumel (Álvarez-Filip *et al.* 2019). No obstante, existen otros factores estresantes como la contaminación, sedimentación y alto contenido de nutrientes que se encuentran relacionados con brotes de enfermedades en los corales (Perera-Valderrama *et al.* 2020).

En cuanto a la distribución de temperatura, espacialmente se observó que esta estuvo relacionada inversamente con la profundidad; al respecto, Mann y Lazier (2006) y Zika *et al.* (2015) mencionan que este comportamiento es debido a la absorción de la energía solar la cual calienta directamente el agua superficial y conforme la profundidad aumenta la conducción de calor disminuye, por lo tanto, conforme aumenta la profundidad disminuye la temperatura, que es consistente con lo reportado por Rodríguez-Gómez *et al.* (2022). Cabe señalar, que se registraron temperaturas de 28°C a profundidades de 7m y hasta 30m lo cual pudo atribuirse a la transferencia de calor mediante la mezcla turbulenta del agua provocada por vientos y olas ya que este proceso puede involucrar aguas de hasta 300m de profundidad (Mann & Lazier 2006).

Tabla 3. Temperatura en ecosistemas arrecifales del Caribe.

Ecosistema arrecifal	Promedio (°C)	Intervalo (°C)	Referencia
Banco Chinchorro	-	26.7-29.18	Navarrete, 2003
Costa Maya	-	29.3-29.6	Torres-Alvarado & Calva- Benítez, 2012
Sian Ka'an		26.6-29.2	Acosta Calderón, 2014
Costa Maya	30.56	29.4-32	Calva-Benítez <i>et al.</i> 2014
Akumal	27.6	25.8-30.1	Hernández-Terrones <i>et al.</i> 2015
Yal Ku	29.5	29.3-29.7	Hendy <i>et al.</i> 2021
Salybia y Grande (Trinidad)	-	25-28	Belford <i>et al.</i> 2019
Miranda (Caribe Venezolano)	26.3	24.5-28.7	Pereira <i>et al.</i> 2020
Cozumel	27.5	-	Mateo-Cid & Mendoza- González, 1991
Cozumel	27.5	-	WOA, 2005
Cozumel	29.25	-	Alcérreca-Huerta <i>et al.</i> 2019
PNAC	28.7	27-31	Este estudio, 2018

En general, en la tabla 4 se puede observar que la salinidad promedio 34.66 UPS (33 UPS-36 UPS) es similar a la reportada por el Instituto Nacional de Ecología (1998), WOA (2005) y Alcérreca-Huerta *et al.* (2019) para la isla de Cozumel, así como para otras zonas arrecifales del Caribe: Hernández-Terrones *et al.* (2011), Torres-Alvarado y Calva-Benítez (2012), Bayraktarov *et al.* (2014), Hernández-Terrones *et al.* (2015), Belford *et al.* (2019) y Hendy *et al.* (2021), siendo inferior

a la salinidad registrada en el Caribe Venezolano (Pereira *et al.* 2020). La salinidad mostró diferencias entre los meses muestreados la cual estuvo influenciada por la precipitación; en la colecta de octubre se registró un promedio de 33.9 UPS, esta salinidad pudo ser influenciada por la presencia de lluvias desde principio de mes (142 mm) (Weather-Spark, 2018), por el contrario, en noviembre se registró menor precipitación (85 mm) (Weather-Spark, 2018) y la salinidad fue mayor (35.3 UPS). Con relación a las altas salinidades, Biber y Irlandi (2006) mencionan que niveles de salinidad superiores a 35 UPS favorecen que las especies del género *Halimeda* alcancen su mayor tasa de crecimiento. Espacialmente, la salinidad entre arrecifes tuvo escasa variación y se correlacionó negativamente con la profundidad, es decir, a mayor profundidad menor salinidad (Fig. 12), este comportamiento al igual que la temperatura se debe a la energía solar, en este caso, debido a los rayos solares en la superficie existe mayor evaporación y por lo tanto mayor salinidad, por el contrario, conforme la profundidad aumenta la evaporación es menor y la salinidad disminuye (Mann & Lazier 2006). Los arrecifes de la zona estudiada pertenecen a la región tropical, zona en donde no existen grandes variaciones de salinidad debido a su naturaleza kárstica, sin ríos superficiales que propicien grandes fluctuaciones de salinidad (Instituto Nacional de Ecología 1998; González-Solis *et al.* 2018), sin embargo, en la colecta de noviembre se observó una disminución de salinidad en Palancar Ladrillos (PL), este descenso demostró la existencia de aportes dulceacuícolas provenientes de la laguna Colombia la cual se encuentra relativamente cerca de esta zona (Loreto-Viruel *et al.* 2017) (Fig. 2).

Tabla 4. Salinidad en ecosistemas arrecifales del Caribe.

Ecosistema arrecifal	Promedio (UPS)	Intervalo (UPS)	Referencia
Puerto Morelos	33.54	-	Hernández-Terrones <i>et al.</i> 2011
Costa Maya	33.9	33.9-34.5	Torres-Alvarado & Calva-Benítez, 2012
Akumal	36.4	34.6-36.8	Hernández-Terrones <i>et al.</i> 2015
Yal Ku	34	33.8-34.2	Hendy <i>et al.</i> 2021
Parque Nacional Natural Tayrona (Caribe colombiano)	35	34.9-36.99	Bayraktarov <i>et al.</i> 2014
Salybia y Grande (Trinidad)	35.7	-	Belford <i>et al.</i> 2019
Miranda (Caribe venezolano)	37.64	34.2-39.3	Pereira <i>et al.</i> 2020
Cozumel	34.5	-	Instituto Nacional de Ecología, 1998
Cozumel	34.5	-	WOA, 2005
Cozumel	37.03	36.98-37.08	Alcérreca-Huerta <i>et al.</i> 2019
PNAC	34.66	33-36	Este estudio, 2018

La concentración de OD es un parámetro importante de la calidad del agua en ecosistemas arrecifales Bayraktarov (*et al.* 2014). En estos ecosistemas el OD es producido principalmente por fotosíntesis y consumido por productores primarios, bacterias, procesos de degradación, oleaje, entre otros (Guadayol *et al.* 2014).

En los arrecifes de Cozumel el OD es generado principalmente por organismos tales como fitoplancton (Rodríguez-Gómez *et al.* 2022), microalgas (zooxantela) asociadas a corales Scleractinia (Gress *et al.* 2018; Estrada-Saldívar *et al.* 2021; Gress & Andradi-Brown, 2021), macroalgas (este estudio) y pastos marinos (Rioja-Nieto *et al.* 2012). Los resultados de este trabajo mostraron que las concentraciones medias de oxígeno disuelto (6.2 mg/L) son típicas de un ecosistema arrecifal con condiciones de normoxia, en el cual, según Nelson y Altieri (2019) son escenarios adecuados para la eficiencia fotosintética de los corales y otros organismos. Además, el OD obtenido fue mayor que la concentración mínima permisible para la protección de la vida acuática (5.0 mg/L; CONAGUA, 2021); lo cual indica que existen ambientes ideales para el desarrollo y supervivencia de los organismos que habitan estos arrecifes. Los valores obtenidos son similares a los reportados en arrecifes del Caribe mexicano (Navarrete, 2003), Caribe colombiano (Bayraktarov *et al.* 2014) y Caribe venezolano (Pereira *et al.* 2020) (Tabla 5), siendo inferiores a lo reportado para otros ecosistemas arrecifales del Caribe, donde predominan praderas de pastos marinos: Torres-Alvarado y Calva-Benítez (2012), Calva-Benítez *et al.* (2014) y Hendy *et al.* (2021). Se ha informado que las disminuciones drásticas en las concentraciones de OD que conducen a la hipoxia afectan las tasas de calcificación en los corales (Wijgerde *et al.* 2012; Colombo-Pallotta *et al.* 2010); sin embargo, es poco probable que estos efectos ocurran en las localidades de muestreo, ya que la menor concentración de OD identificada la localidad de Colombia (CB) (5.3 mg/L) estuvo claramente por encima de los niveles de hipoxia (2 mg/L) y de acuerdo con lo expuesto por Torres-Alvarado y Calva-Benítez

(2012), la disminución de OD puede ocurrir debido al aporte de materia orgánica, ya que la mineralización disminuye la concentración de oxígeno en el agua.

Tabla 5. Oxígeno disuelto en ecosistemas arrecifales del Caribe.

Ecosistema arrecifal	Promedio (mg/L)	Intervalo (mg/L)	Referencia
Banco Chinchorro	6.3	6.1-6.7	Navarrete, 2003
Costa Maya	7.56	-	Torres-Alvarado & Calva-Benítez, 2012
Costa Maya	7.2	5.9-8.0	Calva-Benítez <i>et al.</i> 2014
Mahahual, Sian Ka'an y Puerto Morelos	5.64	3.68-7.82	Chávez <i>et al.</i> 2014
Parque Nacional Natural Tayrona (Caribe colombiano)	6.31	5.9-6.68	Bayraktarov <i>et al.</i> 2014
Miranda (Caribe Venezolano)	6.56	6.2-7.1	Pereira <i>et al.</i> 2020
Yal Ku	9	8.98-9.02	Hendy <i>et al.</i> 2021
PNAC	6.2	5.3-6.5	Este estudio, 2018

El pH depende principalmente de la productividad primaria, profundidad, temperatura, origen de los suelos y el cambio climático causado por actividades antropogénicas (Guadayol *et al.* 2014; Hernández-Ayón *et al.* 2019). En los ecosistemas arrecifales pueden ocurrir tanto cambios en las variables ambientales (particularmente oxígeno disuelto y pH) de menor escala hasta fluctuaciones dramáticas temporal y espacialmente, esto debido a que estos ecosistemas están sujetos una amplia gama de fluctuaciones físicas, químicas y biológicas de fuentes subyacentes (Guadayol *et al.* 2014).

Existen varios estudios que describen la variabilidad ambiental en ecosistemas marinos, sin embargo, la mayor parte se centra en fenómenos de gran escala, como ciclos estacionales, latitudinales y/o diurnos (Middelboe & Hansen, 2007; Provoost *et al.* 2010; Price *et al.* 2012; Guadayol *et al.* 2014; Cyronak *et al.* 2020). Sin embargo, la variabilidad a menor escala ha recibido poca atención (Guadayol *et al.* 2014).

El descenso del pH (0.1) atribuido al cambio climático durante los últimos años, es comparable con la variabilidad que se registró en este estudio entre las dos fechas de colecta. Sin embargo, esta variabilidad es considerada breve debido al tipo de muestreo, por lo que podría inferirse que no desencadenan una respuesta en los organismos, debido a que son variaciones a pequeña escala, al respecto, Edmunds & Gates (2008) mencionan que los organismos de un arrecife pueden sufrir una aclimatación a variaciones espaciales y temporales a pequeña escala en el medio ambiente. Cabe mencionar que los valores de pH obtenidos en el presente escrito coinciden con lo reportado por Bayraktarov *et al.* (2014) para el Caribe colombiano, Hernández-Terrones *et al.* (2015) en zonas de Quintana Roo, Pereira *et al.* (2020) para el Caribe venezolano y Flores-Ramírez *et al.* (2021) para Oaxaca.

En este estudio, espacialmente no se observó ninguna correlación del pH con las demás variables ambientales evaluadas (temperatura, salinidad y profundidad), contrario a lo que se ha reportado en otros ecosistemas arrecifales, en donde el pH se correlaciona inversamente con la profundidad, es decir, a mayor profundidad el pH disminuye (Middelboe & Hansen, 2007; Guadayol *et al.* 2014; Cyronak *et al.* 2020). En nuestro trabajo, este comportamiento de pH

podría explicarse debido a que se registraron los valores más altos de pH en arrecifes con profundidades desde los 8m hasta 21m, similar a los valores más bajos registrados en profundidades de 7m a 26m por lo que, como se señaló anteriormente, no existió una correlación con la profundidad.

Tabla 6. pH en ecosistemas arrecifales del Caribe.

Ecosistema arrecifal	Promedio	Intervalo	Referencia
Costa Maya	-	8.3-8.6	Torres-Alvarado & Calva-Benítez, 2012
Costa Maya	8.5	7.8-8.9	Calva-Benítez <i>et al.</i> 2014
Akumal	8	7.8-8.4	Hernández-Terrones <i>et al.</i> 2015
Parque Nacional Natural Tayrona (Caribe colombiano)	8.2	-	Bayraktarov <i>et al.</i> 2014
Miranda (Caribe Venezolano)	8.1	7.8-8.2	Pereira <i>et al.</i> 2020
Huatulco, Oaxaca	-	8.2-8.3	Flores-Ramírez <i>et al.</i> 2021
PNAC	8.2	8-8.4	Este estudio, 2018

VARIABLES SEDIMENTARIAS

En general, a partir del análisis granulométrico, se identificó que la mayoría de las estaciones del PNAC poseen composiciones texturales casi similares, siendo la arena media la fracción dominante con 37.9% (12.9%-65.8%), esto puede explicarse por las condiciones dinámicas del agua (olas activas y corrientes relativamente fuertes) ya que Flemming (2000), menciona que la presencia de sedimentos arenosos se debe a la depositación bajo condiciones de alta energía. Además, las localidades arrecifales proporcionan hábitats para productores de CaCO_3 , como corales hermatípicos, algas calcáreas, grandes foraminíferos, moluscos, entre otros, estos organismos, al morir, liberan sus estructuras de carbonato que se desintegran en fragmentos más pequeños, por lo que constituyen casi por completo la fracción de arenas (Nicolas & Bhiwajee, 2021), lo anterior explica la presencia de restos de coral, restos y segmentos de macroalgas constructoras de arrecifes y exoesqueletos de moluscos bivalvos en la fracción de gránulo. Por otro lado, las fracciones de arena muy fina 1.1% (0%-4.6%) y de limo grueso 0.3% (0-1.3%) fueron menos representativas en todas las estaciones de muestreo. Los resultados del presente estudio son consistentes con obras realizadas en otras zonas arrecifales, principalmente con lo reportado por Al-Saqarat *et al.* (2017) para arrecifes del Golfo de Aqaba, Jordania, quienes indican que la fracción dominante fue la arena media con el 64%, en otras zonas arrecifales como los de la Costa Maya (42.9%), La entrega (Oaxaca) (29.7%-34.6%) y Banco Saya de Malha y Nazareth predominó la arena gruesa y los limos fueron poco abundantes (Calva-Benítez *et al.* 2014; Maya-Alvarado *et al.* 2021; Nicolas & Bhiwajee, 2021).

Respecto al CO en sedimentos, el porcentaje obtenido se estimó como un valor propio para una zona arrecifal ya que su promedio fue de 0.55% (0.4%-0.9%). Valores similares en el rango de 0.1% a 1% se encontraron en arrecifes de La Entrega, Oaxaca y el Golfo de Aqaba, Jordania (Al-Rousan *et al.* 2006; Al Hseinat *et al.* 2020; Maya-Alvarado *et al.* 2021) (Tabla 7). El CO registrado en este estudio estuvo determinado por fuentes autóctonas que incluyen fitoplancton, bacterias, macroalgas, pastos, restos de organismos (moluscos, crustáceos, peces), entre otros (Martias *et al.* 2018; Tuntiprapas *et al.* 2019). La alta energía de depositación, típico de áreas arrecifales, restringe la acumulación y preservación de CO (Arias-Ortiz *et al.* 2018), este proceso puede explicar la aparición de valores bajos de CO en la zona de estudio. Además, de acuerdo con Pradhap *et al.* (2020) se ha demostrado que el porcentaje de CO está relacionado con la textura del sedimento; ellos reportaron que la relación entre el CO y el tamaño de grano está basada en una correlación positiva con la categoría de tamaño de grano fino en comparación con los tamaños de grano más gruesos, en este sentido, el aumento en el contenido de CO en las fracciones finas puede ser atribuido al incremento del área superficial en las partículas finas que da como resultado el aumento de su capacidad adsorbente (Poppe *et al.* 2000; Churchman *et al.* 2020), contrario al tamaño de grano más grueso que posee un eficiente drenaje y pocas superficies activas que no permiten la acumulación de CO (Gutierrez & Zavala, 2002), corroborando la teoría de adsorción con lo obtenido en el presente estudio ya que a partir del ACP se observó que el CO está correlacionado positivamente con el limo grueso y la arena muy fina y negativamente con la arena gruesa, además, en este

trabajo, los tamaños de grano más gruesos fueron los de mayor dominancia, de ahí que el CO obtenido fuera bajo.

Espacialmente, el menor contenido de CO registrado en Tunich (TH) y Dalila (DL) (0.4%) se debe a la falta de disponibilidad de fuentes directas de CO como manglares y comunidades de pastos marinos, las cuales propician altos porcentajes de CO (Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2011; Calva-Benítez *et al.* 2014; Saravanan, *et al.* 2018; Pradhap *et al.* 2020). No obstante, se observaron concentraciones relativamente altas en las localidades Tikila Norte (0.9%) y Tikila Sur (0.8%) que pudieron tener origen biogénico ya que el sedimento en estas localidades estaba completamente cubierto por la especie *Caulerpa pusilla*.

Tabla 7. Carbono orgánico en ecosistemas arrecifales.

Ecosistema	Promedio (%)	Intervalo (%)	Referencia
Golfo de Aqaba, Jordania	0.21	0.10-0.36	Al-Rousan <i>et al.</i> 2006
Isla de Sacrificios, Veracruz	0.36	0.10-1.36	Rosales-Hoz <i>et al.</i> 2008
Xcalak, Puerto Morelos y Mahahual	1.14	0.35-4.95	Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2011
Costa Maya	2.72	1.27-4.95	Calva-Benítez <i>et al.</i> 2014
Isla Appa, Reserva de la Biosfera del Golfo de Mannar, India		0.91-2.37	Saravanan, <i>et al.</i> 2018
La Entrega (Oaxaca)		0.33-0.73	Maya-Alvarado <i>et al.</i> 2021
Golfo de Aqaba, Jordania		0.03-0.55	Al Hseinat <i>et al.</i> 2020

Islas Vembar, Parque Nacional Marino del Golfo de Mannar, India		0.1-3.05	Pradhap <i>et al.</i> 2020
Península de Yucatán	1.2	0.6-1.8	Pech <i>et al.</i> 2022
PNAC	0.55	0.4-0.9	Este estudio, 2018

Los arrecifes de coral se forman mediante la producción y acumulación de CaCO_3 , el cual se ve reflejado en la concentración de carbonatos en los sedimentos. En este estudio, el promedio de CaCO_3 se consideró alto (95.5%) mostrando la naturaleza del hábitat del fondo, que es de origen biológico ya que se observó que los sedimentos estaban compuestos por restos de productores de carbonato como conchas de bivalvos, restos de coral y principalmente por fragmentos de algas verdes calcificantes del orden Bryopsidales, al respecto, Rees *et al.* (2007), Baker (2009), Perry *et al.* (2016) y Castro-Sanguino *et al.* (2020) mencionan que especies de *Halimeda* spp., *Penicillus* spp. y *Udotea* spp. precipitan CaCO_3 dentro de su tejido formando talos que pueden contener más del 90% de CaCO_3 , teniendo altas tasas de producción y renovación de carbonato, por lo anterior, estas macroalgas se consideran contribuyentes importantes de sedimentos carbonatados en regiones tropicales y subtropicales. En este estudio, a través del análisis florístico se identificaron 25 especies constructoras de arrecifes, no obstante, en el análisis espacial se observó que las especies *Udotea cyathiformis* f. *infundibulum* y *Halimeda copiosa* prosperaron en todos los sitios de muestreo, lo que explica las concentraciones altas de carbonatos. Las muestras de *Halimeda* spp. consistían en cadenas de discos calcáreos que, al morir, se arrojaron a los sedimentos próximos como

placas individuales (Fig. 34), dichas placas inicialmente forman parte de la arena gruesa y con el paso del tiempo se desintegran en sedimentos de carbonato (Ford & Kench, 2012). Así mismo, los corales Scleractinia son considerados como uno de los principales productores de CaCO_3 en los ecosistemas arrecifales debido a su capacidad de secretar grandes volúmenes de CaCO_3 (Perry *et al.* 2008; Eyre *et al.* 2014; Cabral-Tena *et al.* 2023; Gómez *et al.* 2023). En el PNAC se han reportado hasta 66 especies de corales Scleractinia, entre ellos *Agaricia* spp., *Acropora* spp., *Porites* spp. entre otros (Jordán Dahlgren, 2007; Reyes-Bonilla, 2011). No obstante, restos esqueléticos de otros taxa calcificantes, incluidos foraminíferos y moluscos también contribuyen en la producción de CaCO_3 en los arrecifes (Cornwall *et al.* 2023), al respecto, Lozano-Guzmán *et al.* (2020) registraron 51 especies de gasterópodos y 11 especies de bivalvos en el PNAC, señalaron, además, que los taxa identificados corresponden al 87.93% de los gasterópodos marinos conocidos para el estado de Quintana Roo, lo cual indica la gran diversidad de organismos calcificantes en el área de estudio. Cabe mencionar que el contenido de carbonatos registrado en este estudio fue superior a lo reportado en otros ecosistemas arrecifales como el de las Islas Vírgenes de EE. UU., el Golfo de Aqaba, Jordania y el Banco Saya de Malha y Nazareth (Gray *et al.* 2008; Al-Saqarat *et al.* 2017; Nicolas & Bhiwajee, 2021) (Tabla 8).



Figura 34. Sedimento con placas individuales de *Halimeda* spp. en el PNAC.

Tabla 8. Carbonatos en ecosistemas arrecifales.

Ecosistema	Promedio (%)	Intervalo (%)	Referencia
Islas Vírgenes de EE. UU.		80-89	Gray <i>et al.</i> 2008
Golfo de Aqaba, Jordania		2-65	Al-Saqarat <i>et al.</i> 2017
Banco Saya de Malha y Banco Nazareth		53.9-58.3	Nicolas & Bhiwajee, 2021
PNAC	95.5	93.5-96.4	Este estudio, 2018

Ficoflora

En el presente estudio se registraron un total de 56 especies de macroalgas para el PNAC, lo que constituye el 20% de la diversidad previamente registrada (Mendoza-González *et al.* 2000; Mateo-Cid *et al.* 2006). Al respecto, Mendoza-González *et al.* (2000) reportaron 93 algas (71 Chlorophyta y 22 Ochrophyta) en la región. De este número, sólo 13 especies de algas verdes fueron comunes a las registradas en este estudio. Mateo-Cid *et al.* (2006), reportaron 117 especies de algas rojas, de las cuales sólo 9 fueron registradas nuevamente en este trabajo. En conjunto, las obras de Mendoza-González *et al.* (2000) y de Mateo-Cid *et al.* (2006), compartieron con el presente estudio 22 especies de algas. Del total de la flora registrada para la isla de Cozumel, lo reportado aquí representó el 10%, mientras que para el Caribe mexicano constituyó el 4% (Mateo-Cid & Mendoza-González, 1991; Mendoza-González *et al.* 2000; Mateo-Cid *et al.* 2006; Cetz-Navarro *et al.* 2008; Mateo-Cid & Mendoza-González, 2007).

La riqueza de especies comparada con la reportada para la isla de Cozumel (Mateo-Cid & Mendoza-González 1991; Mateo-Cid & Mendoza-González, 2007) fue baja, sin embargo, dichas diferencias requieren considerar varios aspectos: en primer término, el listado presentado por Mateo-Cid y Mendoza-González (2007) fue una compilación de obras realizadas bajo diferentes metodologías y años de muestreo tales como 1958, 1970, 1983, 1993, 1994 y 1997, así mismo, incluyeron especímenes cuyas referencias indican otras zonas del Caribe como Yucatán, incorporando además a las Cyanophyta y macroalgas de la zona intermareal, supra e infralitoral como también lo refieren Mateo-Cid y Mendoza-González (1991) destacando que en dicha obra no consideraron el área del

PNAC. Respecto a lo registrado específicamente para el PNAC Mendoza-González *et al.* (2000) y Mateo-Cid *et al.* (2006) realizaron recolecciones entre 1993 y 1998 en ocho arrecifes del PNAC sin especificar el tipo de sustrato en el que cada ejemplar se desarrollaba. En contraste, en el presente estudio se recolectaron macroalgas en 14 arrecifes coralinos exclusivamente en la zona submareal, tomando en cuenta cuatro tipos de sustrato: psamofítico, epilítico, epizoico y epífito, considerando así, que faltan otros sustratos y/o hábitats por muestrear, por ejemplo, aquellas comunidades asociadas a los pastos marinos (Nava-Olvera *et al.* 2017) o a animales móviles como los moluscos (Garduño-Solórzano *et al.* 2005). Además, no se incluyeron todas las especies epífitas, solo las evidentes. Patiño-Espinosa *et al.* (2022) indicaron que la diversidad de macroalgas bentónicas estaba relacionada con el tipo de sustrato; por ejemplo, en sustratos arenosos, la diversidad de macroalgas es menor que en sustratos epizóicos (en corales) o incluso epifíticos; en contraste, en este trabajo en el PNAC, los sustratos predominantes fueron los arenosos y rocosos. Además, se consideraron principalmente algas conspicuas de más de 1 cm de longitud, al respecto Collado-Vides *et al.* (1998), mencionan que incluir en los listados especies pequeñas (< 1 cm) da un número de especies irrealmente alto, tal como se observa en los listados de Mendoza-González *et al.* (2000), Mateo-Cid *et al.* (2006). Lo anterior puede explicar la diferencia en el número de taxa que se ha registrado comparado con lo que reportamos específicamente para el PNAC.

Cabe señalar que la estacionalidad es otro factor que ha sido estudiado en los arrecifes del PNAC, al respecto, Mendoza-González *et al.* (2000) reportaron mayor riqueza de algas Chlorophyta y Ochrophyta en la época de lluvias y menor

en secas, de igual forma Mateo-Cid *et al.* (2006) registraron un mayor número de algas Rhodophyta en época de lluvias. En nuestro estudio no se incluyó la época de secas ya que los meses de muestreo (octubre y noviembre) corresponden a la época de lluvias, sin embargo, de acuerdo con lo reportado por Mendoza-González *et al.* (2000) y Mateo-Cid *et al.* (2006) en época de lluvias la riqueza de Chlorophyta es mayor que la de Rhodophyta y Ochrophyta lo cual coincide con la mayor riqueza de algas Chlorophyta reportada en este trabajo.

El PNAC presenta una flora tropical típica del Mar Caribe, la mayoría de los taxa descritos en este estudio ya habían sido registrados en otras zonas arrecifales del Estado de Quintana Roo, tales como Puerto Morelos, Isla Mujeres y la Reserva de la Biosfera de Sian Ka'an, cuyas especies en común son *Avrainvillea asarifolia*, *Halimeda opuntia*, *H. scabra*, *H. tuna*, *Penicillus capitatus*, *P. dumetosus*, *P. lamouroxii*, *Rhipocephalus phoenix*, *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis*, *Amphiroa fragilissima*, *Jania adhaerens*, *Dasya pedicellata*, *Centroceras clavulatum*, *Hypnea spinella* y *Dictyota pinnatifida* (Collado-Vides *et al.* 1998; Quan-Young *et al.* 2004; Valadez *et al.* 2014; Acosta-Calderón *et al.* 2016).

Las algas rojas constituyen el grupo dominante en las regiones costeras del Atlántico mexicano, (Mateo-Cid *et al.* 1996; Galicia-García & Morales-García, 2007; Mendoza-González *et al.* 2007; Cetz-Navarro *et al.* 2008; Sánchez-Molina *et al.* 2007; Godínez-Ortega *et al.* 2009; Mendoza-González *et al.* 2016; García-García *et al.* 2020; Cuevas Sánchez *et al.* 2022; Patiño-Espinosa *et al.* 2022). En contraste, en este estudio, la división Chlorophyta fue la de mayor riqueza específica (38 especies). Esta mayor riqueza probablemente se debe a la

afinidad al sustrato, en este sentido, Santelices (1977) señala que el sustrato duro permite el establecimiento de algas verdes Bryopsidales. Asimismo, Acosta-Calderón *et al.* (2016) señalan que en sustratos arenosos es común encontrar especies de la familia Halimedaceae; algas rizofíticas que poseen un sistema de fijación que les permite adherirse a sustratos inestables y consolidarse (Aguilar-Rosas *et al.* 2001). Esto resulta relevante, ya que explica la presencia del 92% de las especies de Chlorophyta, las cuales se localizaron sobre sustrato arenoso y/o rocoso, el cual se observó como plataformas calcáreas, rocas de diferentes tamaños y zonas rocosas con prominencias y cavidades (Underwater Editions, 2003). Un panorama similar se presentó en el Sistema Arrecifal de Puerto Morelos (Collado-Vides *et al.* 1998), en el Parque Nacional Arrecifes de Xcalak CONANP, 2004) y en el litoral rocoso Neovolcánico de Veracruz (Landa-Cansigno *et al.* 2019) donde las algas verdes fueron las de mayor riqueza.

Especies del género *Udotea* mostraron afinidad por la arena y en algunos casos se registraron sobre roca al igual que las algas pardas. Las especies del género *Halimeda* se registraron principalmente adheridas a sustrato rocoso; en particular, *H. copiosa* se identificó creciendo exclusivamente en roca, estas macroalgas se presentan como formaciones en cadenas que cuelgan verticalmente debajo de salientes rocosos (Littler & Littler, 2000). Patiño-Espinosa *et al.* (2022) registraron en Parque Nacional Arrecifes de Xcalak crecimiento de *Halimeda* spp. sobre arena y esqueleto de coral. En las costas mexicanas del Golfo de México y el Mar Caribe se encontraron especies del género *Halimeda* sobre sustrato psamofítico y epizoico (Garduño-Solórzano *et*

al. 2005); en este trabajo se registraron sobre rocas, arena y animales sésiles (corales y esponjas). González-Gándara *et al.* (2007) mencionan que hábitats con aguas someras y sustrato arenoso favorecen el crecimiento *Halimeda* y *Udotea*, no obstante, en este estudio, especies de estos géneros se identificaron a profundidades de hasta 30 m o bien, en hábitats con poca luz (grietas o fisuras de rocas), lo cual es muy semejante a lo registrado por Mendoza-González *et al.* (2000).

En relación a las especies epífitas se identificaron 11, de las que ocho lo son estrictamente (Tabla 2), este número resulta menor en comparación a lo reportado en las costas de Quintana Roo por Aguilar-Rosas *et al.* (1998), Mateo-Cid y Mendoza-González (1991), Quan-Young *et al.* (2006), quienes indican que el alto grado de epífitismo es una situación común en la flora regional; la diferencia podría estar relacionada a la característica del sustrato y nivel de marea, ya que las obras antes mencionadas refieren sustratos duros a profundidades de hasta 2 m mientras, que en este estudio, realizado hasta 30 m de profundidad, las algas epífitas fueron identificadas creciendo sobre el talo de otras macroalgas. Además, no se identificaron todas las algas epífitas, solo las de mayor incidencia, lo cual pudo haber influido en el número de especies registradas.

Otro aspecto relevante abordado en este estudio es la identificación de especies bioindicadoras, ya que estas pueden ofrecer una alerta temprana sobre la calidad del agua, contaminación o degradación de un ecosistema (Linton & Warner, 2003). Según Fernández (2008), Scherner *et al.* (2013) y Handayani *et al.* (2023), las macroalgas son consideradas buenos indicadores de la calidad del agua,

dado que son especies relativamente fáciles de observar, recolectar y reconocer. Además, su ciclo de vida corto, la capacidad de fijación de la mayoría de las especies y su papel como productores primarios hacen que estos organismos sean particularmente sensibles a cambios en las condiciones del ambiente. En general, responden a los impactos antropogénicos, como el aumento en los niveles de nutrientes. En este estudio se identificaron especies de Chlorophyta: *Chaetomorpha linum*, *Cladophora catenata* y *Ulva intestinalis* así como la Rhodophyta *Laurencia intricata*, consideradas especies bioindicadoras de niveles altos de nutrientes (Barile, 2004; Lapointe *et al.* 2004; Teichberg *et al.* 2010).

Chaetomorpha linum se identificó en tres localidades de muestreo (Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS) y Tunich (TH) a profundidades de hasta 13m, la presencia de esta especie ya había sido registrada en el PNAC pero en otro arrecife (Colombia) a profundidades similares (10m-15m) (Mendoza-González *et al.* 2000) y también fue reportada en la isla (Mateo-Cid & Mendoza-González, 1991; Mateo-Cid & Mendoza-González, 2007). *Chaetomorpha linum* es una especie que ha sido catalogada como especie indicadora de altos niveles de nutrientes debido a su alta tolerancia a MO de origen antropogénico (Barile, 2004; Valadez-Cruz *et al.* 2015).

La especie *Cladophora catenata* fue identificada en tres estaciones de muestreo (Tikila Norte (TN), Tikila Sur (TS) y Chankanaab (CK) desde los 7m hasta 16m de profundidad, cabe señalar que estas localidades están ubicadas consecutivamente dentro del PNAC. Esta especie ya había sido descrita en Chankanaab en un muestreo realizado por Mendoza-González *et al.* (2000)

quienes además la identificaron en los arrecifes de Tormentos, Colombia y Palancar, Mateo-Cid & Mendoza-González (1991) y Mateo-Cid & Mendoza-González, (2007) también señalaron su presencia en la isla. El registro de *Cladophora catenata* ha sido un indicador de altos niveles de nutrientes en otros ecosistemas costeros, Lapointe *et al.* (2004) demostraron que *Cladophora catenata* proliferaba en arrecifes de coral de los Cayos del Bajo Florida en condiciones de eutrofización provocada por descargas de aguas residuales y escorrentía agrícola a escala regional.

Se identificaron densos agregados de *Ulva intestinalis* (Fig. 38) en siete localidades de muestreo, de las cuales en tres (Yucab (YC), Santa Rosa (SR) y Colombia (CB)) prevalecieron tanto en octubre como en noviembre. Estas algas mostraron tallas de hasta 20 cm de longitud y se observaron desarrollándose en tres tipos de sustrato: roca, arena, sobre esponjas y corales, destacando que se identificaron creciendo sobre corales muertos. Cabe señalar que *Ulva intestinalis* se ha reportado en zonas intermareales (Rodríguez-Castañeda *et al.* 2006; Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2008; Herrera-Paz *et al.* 2015; Nava-Olvera *et al.* 2017), sin embargo, en este estudio se presentaron a profundidades de hasta 30m, mostrando, a través del ACC la correlación positiva de esta alga con la profundidad (Fig. 35). Además, es la primera vez que se registra *Ulva intestinalis* tanto en el PNAC como en la isla. Esta especie es una alga frecuente en sitios perturbados, su presencia se ha relacionado con condiciones de eutrofización, además su tolerancia a sustancias tóxicas como los metales pesados e hidrocarburos fósiles permite a dicha macroalga prevalecer en sitios contaminados donde otras especies no sobrevivirían (Páez-Osuna *et al.* 2000;

Rodríguez-Castañeda *et al.* 2006; Zbikowski *et al.* 2007; Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2008; Nava-Olvera *et al.* 2017).

Con respecto a *Laurencia intricata* Reef *et al.* (2012) demostraron que esta Rhodophyta acumula eficientemente grandes cantidades de fosforo, dicha tolerancia permite que esta alga se desarrolle en sitios enriquecidos en nutrientes, mientras que en otras especies tendrá efectos negativos sobre su crecimiento. Más aun, Lapointe *et al.* (2004) mencionan a la proliferación de esta alga como un bioindicador del aporte de aguas residuales. En este estudio, *Laurencia intricata* fue identificada en cinco localidades de colecta, de las cuales, en Tikila Norte (TN) y La Francesa (LF) permaneció tanto en octubre como en noviembre. Mateo-Cid *et al.* (2006) determinaron su presencia en el arrecife Colombia y Mateo-Cid & Mendoza-González (1991) y Mateo-Cid & Mendoza-González, (2007) en la isla.

La presencia de estas algas bioindicadoras de altos niveles de nutrientes en el presente estudio pudo ser debida principalmente a descargas antropogénicas y/o lixiviados provenientes de residuos hoteleros y el turismo en la zona de estudio, así como el escaso tratamiento de aguas residuales ya que la isla solo cuenta con una planta de tratamiento de aguas residuales (Plan Municipal de Desarrollo de Cozumel, 2021). El análisis de ordenación nMDS ha sido empleado para identificar áreas donde se considera una baja calidad del agua o bien el impacto de la urbanización a través de algas bioindicadoras (Herrera-Paz *et al.* 2015; Vasconcelos *et al.* 2019). En el presente trabajo, a través de dicho análisis no se observó la agrupación de localidades respecto a la presencia de macroalgas bioindicadoras que pudiera sugerir la delimitación de zonas

perturbadas, por el contrario, debido a que estas algas se identificaron en 12 de las 14 localidades de muestreo se puede inferir que en la mayoría de los arrecifes del PNAC existen aportes de nutrientes, así mismo, fue notable que sólo en las localidades Tikila Norte (TN) y Tikila Sur (TS) se presentaron tres algas bioindicadoras, dichas localidades estaban ubicadas en zonas presión antropogénica, además es el lugar donde se pretende construir el Cuarto Muelle de Cruceros en Cozumel (DOF, 2022) para embarcaciones que tienen capacidad desde 2500 a 7500 pasajeros aproximadamente como las que arriban actualmente y que atracan en los puertos Punta Langosta, Puerta Maya y en el muelle Internacional. De acuerdo con la APIQROO (2023) a la fecha Cozumel tiene el primer lugar en el arribo de cruceros en México.

Como se mencionó anteriormente, por sus características, las macroalgas bioindicadoras se encuentran entre los organismos más efectivos de biomonitoreo, no obstante, según Linton y Warner (2003) existen inconvenientes en su uso, por ejemplo, las fluctuaciones naturales son inherentes a sistemas complejos como los arrecifes de coral; esto implica que depender exclusivamente del seguimiento de una especie puede no ser concluyente, por lo que es esencial considerar las respuestas de múltiples especies. Al respecto, en este estudio, además de las macroalgas bioindicadoras, se observaron macroalgas (no identificadas) epífitas a las praderas de pastos marinos en el arrecife de Chankanaab, Tomasko y Lapointe (1991) y Nava-Olvera *et al.* (2017) mencionan que los aportes excesivos de nutrientes provocan el aumento de macroalgas epífitas en las láminas de pastos marinos. Además, se ha observado que la proliferación de las Cyanophyta es una respuesta al incremento de

nutrientes en ecosistemas arrecifales (O'Neil *et al.* 2012). En la mayoría de los arrecifes incluidos en este estudio se observaron agregados de Cyanophyta tanto en plataformas arenosas, rocas, macroalgas y en varias ocasiones, cubriendo corales muertos. Lo anterior confirma que en los arrecifes del PNAC existen aportes excesivos de nutrientes.

Es importante señalar que, aunque *Dictyota* spp. generalmente no se clasifica como una alga bioindicadora del aumento de nutrientes, Quezada-Perez *et al.* (2023) han documentado que una alta cobertura de estas algas puede estar relacionada con la contaminación del agua asociada al desarrollo costero. En el presente estudio se observaron grandes masas de *Dictyota pinnatifida* creciendo especialmente en los arrecifes de El Cedral, Paso Del Cedral, Dalila y Tikila Norte, lo cual, además, podría representar una amenaza para los corales circundantes, ya que estudios anteriores, como el de Paul *et al.* (2011) han demostrado que *D. pinnatifida* reduce significativamente la supervivencia y reclutamiento de larvas en corales. Por otro lado, Bruno *et al.* (2014) mencionan que algunas especies de *Halimeda* han aumentado en muchos arrecifes del mundo en las últimas décadas. En particular, *Halimeda opuntia* es una especie que según Nugues *et al.* (2004) puede desencadenar una enfermedad virulenta conocida como peste blanca tipo II, la cual ha provocado una alta mortalidad en la mayoría de las especies de coral en el Caribe. En el presente trabajo *H. opuntia* fue una de las especies que se observó en todas las localidades, lo cual también podría constituir una amenaza para los arrecifes del PNAC. Por lo anterior, se deben realizar acciones a la brevedad que ayuden a reducir la proliferación de estas algas, tanto las bioindicadoras de alto contenido de

nutrientes como aquellas oportunistas o de mayor abundancia y por ende, ayudar a la conservación de biodiversidad de corales.

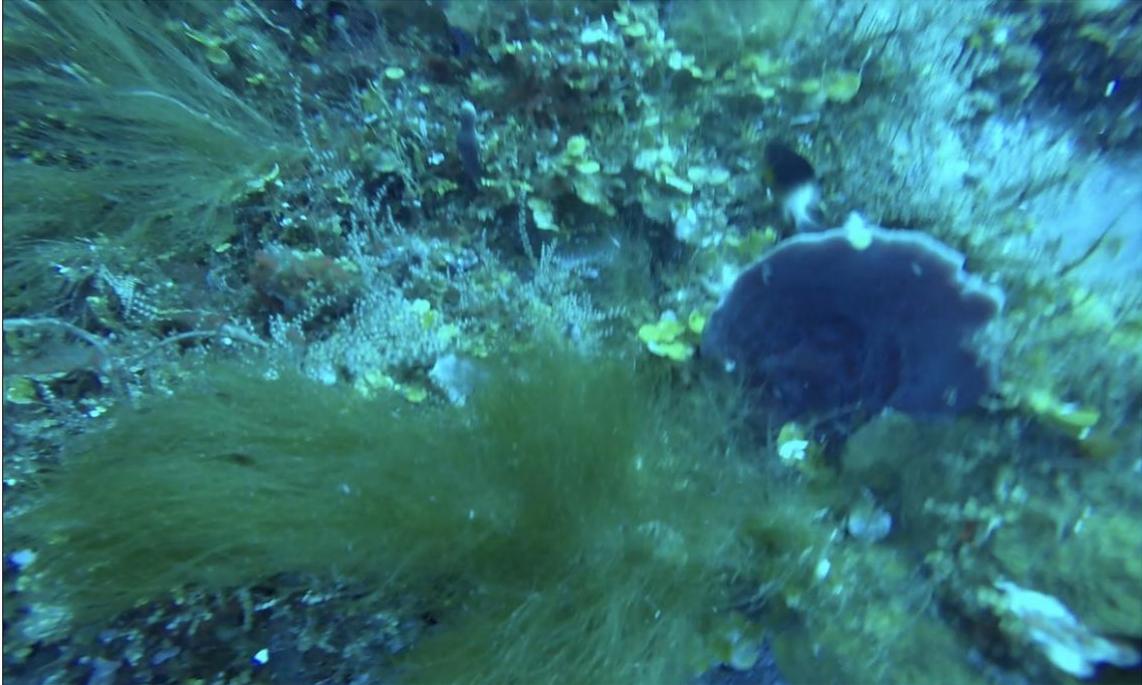


Figura 35. Agregados de *Ulva intestinalis* en el PNAC.

Similitud

El análisis de conglomerados y el método de ordenación de escala multidimensional no métrica (nMDS) se han utilizado para analizar variaciones espaciales (Cabrera *et al.* 2004; González & Torruco, 2015; González-Solis *et al.* 2018; Patiño-Espinosa *et al.* 2022) y temporales (Pereira *et al.* 2020), así como identificar áreas perturbadas a partir de macroalgas bioindicadoras de la calidad de los cuerpos de agua (Herrera-Paz *et al.* 2015). En el presente estudio a partir de los análisis de similitud entre las localidades de colecta se observó que todas ellas son similares en un 87%, por lo que consideramos que existe una cierta homogeneidad en la composición de la flora dentro del PNAC. De forma semejante Espinoza-Avalos *et al.* (2015) realizaron un estudio con el objetivo de diferenciar a partir de la presencia de taxa de macroalgas, sitios representativos de las costas del Caribe y del Golfo de México, sin embargo, no observaron algún arreglo que diferenciara ambos lados de la Península de Yucatán ya que la comunidad de macroalgas fue similar en las dos zonas. En el presente trabajo, dicha homogeneidad pudo ser debido las características fisiográficas de las localidades; los arrecifes del PNAC presentados en este estudio son formaciones casi continuas que poseen estructuras rocosas emergentes que forman montículos, paredes de roca, laderas arenosas, túneles, pasadizos y grietas (Underwater Editions, 2003; Mendoza-González *et al.* 2000), sustratos ideales para el asentamiento de macroalgas. Sin embargo, analizando con más detalle la distribución de especies, se pueden distinguir dos grupos del resto: el primero corresponde al formado por las localidades Tikila Norte (TN) (octubre y noviembre) y Tikila Sur (TS) (octubre y noviembre), entre estas localidades existe

una similitud del 62% compartiendo especies como *Caulerpa pusilla*, *Halimeda copiosa*, *H. scabra*, *Penicillus dumetosus*, *Udotea cyathiformis*, *U. luna*, sin embargo, la disimilitud de este grupo con el resto de las localidades pudo ser debida a la ausencia de taxa como *Halimeda tuna f. platydisca*, *Rhipocephalus oblongus*, *Udotea cyathiformis f. sublittoralis*, *U. unistratea*, *Dasya pedicellata* y *Ceramium luetzelburgii*, especies que estuvieron presentes en 10-13 localidades, además, cabe mencionar que estas localidades no pertenecen a PNAC. Asimismo, la profundidad de muestreo también pudo haber influido en la composición de especies, en Tikila Norte (TN) y Tikila Sur (TS) se muestreo a profundidades de 7m-10m mientras que en localidades como Santa Rosa (SR) y Palancar Ladrillos (PL) la profundidad de muestreo fue de 27m-30m, entre dichas localidades la similitud fue de solo 33%. El segundo grupo con menor similitud con el resto fue el conformado por Yucab (YC) de la colecta octubre y noviembre, si bien, entre ellos la similitud fue del 80% con el resto de las localidades fue mayormente del 33%, esta baja similitud pudo atribuirse a la ausencia de 30 taxa en esta localidad y presentes en los demás arrecifes, entre ellas *Rhipocephalus Phoenix*, *Udotea luna*, *Udotea dixonii*, *Ceramium luetzelburgii*, *Jania adhaerens*, entre otras. Es relevante destacar que la composición de especies fue similar en octubre y noviembre, esto debido a la ausencia de grupos bien definidos que permitieran separar las dos fechas de colecta, tampoco se observaron grupos definidos por especies bioindicadoras que pudieran indicar zonas específicas perturbadas. Sin embargo, los resultados obtenidos brindan información importante de la ecología de las especies y ofrece

una explicación de sus posibles patrones de distribución, que determinan su presencia o ausencia (Hernández *et al.* 2021).

Correlación

Existen diferentes factores que influyen en la composición de las comunidades macroalgales: factores bióticos, abióticos y ciclos de vida son los principales agentes que determinan la presencia o ausencia de los taxa (Ardito & García, 2009; Sangil *et al.* 2011; Pereira *et al.* 2020). En este estudio, a través del ACC aplicado a variables ambientales y ficoflora pudimos determinar que el factor que tiene mayor influencia sobre la distribución de macroalgas fue la profundidad (Fig. 35), contrario a lo que reportaron Sangil *et al.* (2011) en la zona sublitoral de Islas Canarias, ya que la profundidad mostró escasa influencia en la variación de las comunidades de macroalgas. En nuestros resultados pudimos observar que la presencia de algunas especies del género *Udotea* se correlacionó con el aumento de la profundidad, Littler y Littler (2000) describen la presencia de estos taxa en profundidades de hasta 46m, en nuestro trabajo, *Udotea* spp. se identificó en profundidades de hasta 30m, lo que confirma la amplia distribución de estos. También se observó una correlación positiva de *Ulva intestinalis* y *Chaetomorpha* sp. con la profundidad, este hallazgo difiere de los patrones descritos para otras zonas ya que *U. intestinalis* ha sido reportada en el nivel intermareal (Rico *et al.* 2005; Rodríguez-Castañeda *et al.* 2006; Calva-Benítez & Torres-Alvarado, 2008; Herrera-Paz *et al.* 2015; Nava-Olvera *et al.* 2017). Por el contrario, en el presente escrito se identificó en profundidades de hasta 30m, esta distribución pudo ser debido al desplazamiento de estas especies que no poseen gran desarrollo de estructuras de fijación (Littler & Littler (2000) por corrientes y remolinos de menor escala que son característicos de la corriente de Yucatán de la cual forma parte el canal de Cozumel (Candela *et al.* 2003;

Athié *et al.* 2011). Con respecto a las especies que se correlacionaron positivamente con la temperatura, podemos observar que en su mayoría correspondieron a algas rojas (*Jania adhaerens*, *Ceramium luetzelburgii*, *Ptilothamnion speluncarum*, *Centroceras clavulatum* y *Dasya pedicellata*) lo cual coincide con lo reportado por Vera (2021) quien, en la zona mesolitoral rocosa de Súa, Ecuador, a través del ACC observó la correlación positiva de algas rojas con la temperatura, en particular *Centroceras clavulatum*. Además, estudios relacionados con la fenología de *Dasya* demostraron que *Dasya pedicellata* puede tolerar y por lo tanto desarrollarse en temperaturas altas (Richardson, 1981; Novaczek *et al.* 1987).

Al integrar organismos calcificantes en este estudio, se esperaría que existiera alguna correlación con el pH, ya que se existen varios estudios que relacionan la disminución (acidificación) del pH con la pérdida de corales Scleractinia (Hoegh-Guldberg *et al.* 2007; Eyre *et al.* 2014; Hernández-Ayón *et al.* 2019; Cornwall *et al.* 2021). Sin embargo, la variable de pH mostró escasa influencia en la presencia o ausencia de todas las especies de macroalgas, lo cual concuerda con los estudios de Pereira *et al.* (2020) y Vera (2021). En particular, para las especies de algas constructoras de arrecifes, Schubert *et al.* (2023) mencionan que la respuesta ante la acidificación por parte de *Halimeda* spp. está asociada a la sensibilidad específica de cada especie, esto debido a que se ha observado que varias especies de *Halimeda* son capaces de soportar condiciones bajas de pH (Price *et al.* 2011; Campbell *et al.* 2014; Vogel *et al.* 2015), lo anterior respalda la ausencia de correlación del pH con algas verdes calcáreas.

Las especies *Chaetomorpha linum*, *Cladophora catenata* y *Laurencia intricata* son consideradas indicadores del aumento de nutrientes (Barile, 2004; Lapointe *et al.* 2004; Teichberg *et al.* 2010; Reef *et al.* 2012). Lo cual se confirma en el ACC (Fig. 36) de este estudio ya que estas especies se correlacionaron positivamente con el aumento de CO₂, dichas especies se establecieron principalmente en zonas donde se identificaron las mayores concentraciones de CO₂: Tikila Norte (TN) y Tikila Sur (TS), que, como se menciona en la sección anterior son localidades con mayor presión antropogénica. Por otra parte, las especies *Halimeda cryptica*, *H. tuna* f. *platydisca*, *Rhipocephalus oblongus*, *R. phoenix* f. *brevifolius*, *Udotea cyathiformis* f. *sublittoralis* y *U. dixonii* se caracterizan por ser calcificantes (Baker, 2009) es decir, precipitan CaCO₃, dentro de su tejido, por lo anterior, los carbonatos fueron el principal factor que explicó la presencia de estas algas a medida que esta variable se incrementó.

CONCLUSIONES

El presente trabajo representa el primer estudio que correlaciona variables ambientales (profundidad, temperatura, salinidad y pH) y sedimentarias (textura, contenido de carbono orgánico y carbonatos) con la presencia de macroalgas en el PNAC.

Las variables ambientales registradas en este estudio (profundidad, temperatura, salinidad y pH) presentaron variaciones espaciales y entre los meses de muestreo relacionadas con las condiciones ambientales (precipitación), oceanográficas (mareas) y fisiográficas.

El ACC aplicado a variables ambientales mostró que tanto la salinidad como la temperatura se correlacionaron inversamente con la profundidad.

Los sedimentos predominantes fueron las arenas (arena gruesa, media y fina) característicos de zonas arrecifales.

El CO registrado se estimó como un valor típico para zonas arrecifales.

Se observó, a través del ACC aplicado a variables sedimentarias dos correlaciones: por un lado, el CO se correlacionó positivamente con el limo grueso y la arena fina y por otro lado se correlacionó negativamente con la arena gruesa corroborando la teoría de adsorción.

En cuanto a los carbonatos en sedimentos, la concentración promedio se consideró alta mostrando la naturaleza del hábitat del fondo, que es de origen biológico.

La riqueza algal de las localidades estudiadas en el PNAC fue de 56 especies donde predominaron las Chlorophyta. Dicha predominancia no coincide con la mayoría de los reportes de regiones tropicales, donde la mayor riqueza de especies es la de algas Rhodophyta.

A través de los resultados obtenidos se puede concluir que la riqueza de especies reportada anteriormente tanto para la isla de Cozumel como para el PNAC estaba siendo sobrestimada.

Se obtuvieron 18 registros nuevos de macroalgas para el PNAC.

Se identificaron cuatro especies consideradas bioindicadoras de alto contenido de nutrientes: *Chaetomorpha linum*, *Cladophora catenata*, *Ulva intestinalis* y *Laurencia intricata*,.

Cabe señalar que este trabajo, además de ofrecer información concreta de las especies presentes en 14 arrecifes del PNAC, es la primera contribución para la isla de Cozumel que incluye descripciones morfológicas y referencias fotográficas de las especies que se determinaron.

Se observó que la similitud de especies entre las localidades de colecta fue similar en un 87%, por lo que se considera que existe cierta homogeneidad en la composición de la flora dentro del PNAC debido a la conectividad entre los arrecifes muestreados.

Aplicando el ACC a variables ambientales y ficoflora se determinó que el factor que tiene mayor influencia sobre la distribución de macroalgas fue la profundidad y fueron las algas verdes las que se correlacionaron

positivamente con esta variable, no obstante, las algas rojas se correlacionaron con la temperatura.

En cuanto a las variables sedimentarias se observó que las macroalgas bioindicadoras se correlacionaron positivamente con el CO₂, en tanto, las macroalgas calcificantes se correlacionaron con los carbonatos.

La identificación de macroalgas bioindicadoras de alto contenido de nutrientes en arrecifes del PNAC es un aspecto muy importante ya que demostró el impacto de la urbanización y/o carencia de tratamiento de aguas residuales provenientes de la población y la industria turística de la isla.

En general, se espera que la presente investigación sea utilizada como una base para comparaciones con futuros estudios. Así como información complementaria para estudios de ecología, biogeografía y conservación.

RECOMENDACIONES

Elaborar un programa de monitoreo periódico en toda el área del PNAC que incluya análisis de diversidad, riqueza y abundancia de especies (macroalgas y corales) así como de variables ambientales, sedimentarias y calidad del agua, tomando como prioritarias aquellas zonas con mayor presión antropogénica ocasionada por el turismo y la infraestructura (muelles).

Regular el uso y aprovechamiento sustentable de arrecifes, actividades portuarias, recreativas y desarrollos costeros dentro del área.

Debido a la identificación de macroalgas bioindicadoras de alto contenido de nutrientes en arrecifes del PNAC, se recomienda regularizar el monitoreo de aguas residuales provenientes de zonas hoteleras, así como construir más plantas de tratamiento de aguas residuales, ya que solo existe una en toda la isla. Además, se sugiere que se tome en consideración el seguimiento de la construcción del segundo muelle internacional en la isla, ya que como se mencionó en este trabajo, las localidades donde se presentaron mayor número de especies bioindicadoras de alto contenido de nutrientes son zonas aledañas al lugar donde se tiene proyectado la construcción de este muelle.

Realizar estudios florísticos que integren herramientas moleculares con caracterizaciones detalladas que permitan estimar la riqueza específica real de la zona.

REFERENCIAS

- Acosta-Calderón, J. A., L. E. Mateo-Cid & A. C. Mendoza-González. 2016. An updated list of marine green algae (Chlorophyta, Ulvophyceae) from the Biosphere Reserve of Sian Ka'an, Quintana Roo, Mexico. *Check List the Journal of Biodiversity data* 12 (3): 1-15. DOI: <http://dx.doi.org/10.15560/12.3.1886>
- Acosta-Calderón, J. A., C. Hernández-Rodríguez, A. C. Mendoza-González & L. E. Mateo-Cid. 2018. Diversity and distribution of *Udotea* genus J.V. Lamouroux (Chlorophyta, Udoteaceae) in the Yucatan peninsula littoral, Mexico. *Phytotaxa* 345 (3): 179-218. DOI: <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.345.3.1>
- Aguilar-Rosas, M. A., L. E. Aguilar-Rosas & R. Aguilar-Rosas. 1998. Algas marinas de la región central de Quintana Roo, México. *Polibotánica* 7: 15-32.
- Aguilar-Rosas, L. E., J. Espinoza-Ávalos & R. Aguilar-Rosas. 2001. Distribución de las especies de la familia Udoteaceae (Bryopsidales, Chlorophyta) de la península de Yucatán, México. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*. 47: 99-108.
- Aguilar-Trujillo, A. C., Y. B. Okolodkov, F. del C. Merino-Virgilio, I. Osorio-Moreno & J. A. Herrera-Silveira. 2014. Variación espacial de dinoflagelados bentónicos/epifíticos en aguas costeras del norte de Yucatán (agosto de 2011) *In*: Botello A. V., J. Rendón von Osten, J. Benítez & G. Gold-Bouchot (eds.). *Golfo de México. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias*. uac, unam-icmyl, cinvestav-Unidad Mérida. pp. 147-160.

- Alcérreca-Huerta, J. C., J. I. Encarnacion, S. Ordoñez-Sánchez, M. Callejas-Jiménez, G. G. D. Barroso, M. Allmark, I. Mariño-Tapia, R. S. Casarín, T. O'Doherty, C. Johnstone & L. Carrillo. 2019. Energy yield assessment from ocean currents in the insular shelf of Cozumel Island. *Journal of Marine Science and Engineering* 7 (147): 1-18. DOI: 10.3390/jmse7050147
- Al Hseinat, M., R. Mohammed & S. Al-Rousan. 2020. Long-term quality record (1996–2018) of coastal sediments at the complex industrial site along the Jordanian coast of the Gulf of Aqaba. *Environmental Monitoring and Assessment* 192: 443. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10661-020-08390-3>
- Al-Saqarat, B., A. Mahmoud, T. Ma'aytah, A. Al Shdaifat & W. Mahmoud. 2017. Southern Jordan coastal sediments quality assessment at Aqaba Special Economic Zone/Red Sea. *Journal of Water Resource and Protection* 9: 52-64. DOI: <http://dx.doi.org/10.4236/jwarp.2017.91005>
- Al-Rousan, S., M. Rasheed, F. Al-Horani & R. Manasrah. 2006. Geochemical and textural properties of carbonate and terrigenous sediments along the Jordanian Coast of the Gulf of Aqaba. *Journal of Oceanography* 62: 839-849
- Álvarez-Filip, L., M. Millet-Encalada & H. Reyes-Bonilla. 2009. Impact of hurricanes Emily and Wilma on the coral community of Cozumel Island, México. *Bulletin of Marine Science* 84 (3): 295-306. DOI: <https://www.researchgate.net/publication/233570553>
- Álvarez-Filip, L., N. S. Estrada, E. C. Pérez, A. H. Molina & F. J. B. González. 2019. A rapid spread of the stony coral tissue loss disease outbreak in the

Mexican Caribbean. *Peer Reviewed Journals* 7: 1-17. DOI: <https://doi.org/10.7287/peerj.preprints.27893v1>

Anfuso, G. & F. J. Gracia. 2005. Morphodynamic characteristics and short-term evolution of a coastal sector in SW Spain: implications for coastal erosion management. *Journal of Coastal Research* 21 (6): 1139-1153.

APIQROO. 2023. Administración Portuaria Integral de Quintana Roo, Calendario de cruceros para Cozumel. Disponible en línea en: <https://servicios.apiqroo.com.mx/programacion/> (Consultado el 20 de septiembre 2023).

Arana, D. M., A. L. Correa & A. J. Oggero. 2014. El reino plantae: ¿Qué es una planta y cómo se clasifican?: Un cambio paradigmático. *Revista de Educación en Biología* 17 (1): 9-24.

Ardisson, P. L., M. A. May-Kú, M. T. Herrera-Dorantes & A. Arellano-Guillermo. 2011. El sistema arrecifal mesoamericano-México: consideraciones para su designación como zona marítima especialmente sensible. *Hidrobiológica* 21 (3): 261-280.

Ardito, S. & M. García. 2009. Estudio ficológico de las localidades de Puerto Francés y San Francisquito estado Miranda, Venezuela. *Acta Botanica Venezuelana* 32 (1): 113-143.

Arias-Ortiz, A., P. Masqué, J. Garcia-Orellana, O. Serrano, I. Mazarrasa, N. Marbà, C. E. Lovelock, P. S. Lavery & C. M. Duarte. 2018. Reviews and syntheses: 210Pb-derived sediment and carbon accumulation rates in

- vegetated coastal ecosystems - setting the record straight. *Biogeosciences* 15: 6791-6818.
- Arroyo, L. A., R. G. P. Segrado, E. C. H. López & M. J. M. Canul. 2018. Factores de empuje (push) y atracción (pull) que motivan a los turistas a visitar la Isla de Cozumel. *Revista Turydes: Turismo y Desarrollo* 25: 1-23.
- Athié, G., J. Candela, J. Sheinbaum, A. Badan & J. Ochoa. 2011. Estructura de la corriente de Yucatán en los canales de Cozumel y Yucatán. *Ciencias Marinas* 37 (4A): 471-492.
- Baker, J. R. 2009. Effects of secular variation in seawater Mg/Ca ratio (calcite–aragonite seas) on CaCO₃ sediment production by the calcareous algae *Halimeda*, *Penicillus* and *Udotea* – evidence from recent experiments and the geological record. *Terra Nova* 21:323-339.
- Ballesteros, E. 2006. Mediterranean coralligenous assemblages: a synthesis of present knowledge. *Oceanography and Marine Biology: An Annual Review* 44:123-95.
- Barile, P. J. 2004. Evidence of anthropogenic nitrogen enrichment of the littoral waters of east central Florida. *Journal of Coastal Research* 20:1237-1245.
- Bayraktarov, E., V. Pizarro & C. Wild. 2014. Spatial and temporal variability of water quality in the coral reefs of Tayrona National Natural Park, Colombian Caribbean. *Environmental and Monitoring Assessment* 186: 3641-3659. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10661-014-3647-3>

- Belford, S. G., D. A. T. Phillip, M. G. Rutherford, S. R. Schmidt & E. J. Duncan. 2019. Biodiversity of coral reef communities in marginal environments along the north-eastern coast of Trinidad, southern Caribbean. *Progress in Aqua Farming and Marine Biology* 2(1): 180017.
- Benavente, J. F. J. Gracia, G. Anfuso & F. Lopez-Aguayo. 2005. Temporal assessment of sediment transport from beach nourishments by using foraminifera as natural tracers. *Coastal Engineering* 52 (3): 205-219.
- Benedetti-Cecchi, L., F. Pannacciulli, F. Bulleri, P. S. Moschella, L. Airoidi, G. Relini & F. Cinelli. 2001. Predicting the consequences of anthropogenic disturbance: large-scale effects of loss of canopy algae on rocky shores. *Marine Ecology Progress Series* 214: 137-150. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps214137>
- BGO, Consultoría y Conservación Ambiental. 2020. DTU Modalidad B Regional Lakam Ha Villas Cozumel-México. Disponible en línea en: <https://apps1.semarnat.gob.mx:8443/dgiraDocs/documentos/qroo/estudios/2020/23QR2020T0057.pdf> (consultado el 25 enero 2022).
- Biber, P. D. & E. A. Irlandi. 2006. Temporal and spatial dynamics of macroalgal communities along an anthropogenic salinity gradient in Biscayne Bay (Florida, USA). *Aquatic Botany* 85: 65-67.
- Bischof, K., G. Peralta, G. Kräbs, W. H. Van de Poll, J. L. Perez Llorens, & A. M. Breeman. 2002. Effects of solar UVB radiation on canopy structure of *Ulva* communities from Southern Spain. *Journal of Experimental Botany* 53 (379): 2411-2421. DOI: <https://doi.org/10.1093/jxb/erf091>

- Bruno, J. F., W. F. Precht, P. S. Vroom & R. B. Aronson. 2014. Coral reef baselines: How much macroalgae is natural?. *Marine Pollution Bulletin* 80: 24-29.
- Cabral-Tena, R. A., F. Medellín-Maldonado, R. Granja-Fernández, T. M. González-Mendoza & A. López-Pérez. 2023. Presupuesto de carbonato en el parche de arrecife de La Entrega, Oaxaca. Sur del Pacífico Mexicano. *Hidrobiológica* 33 (2): 201-210.
- Cabrera, R., A. Moreira & A. M. Suárez. 2004. Variación en la composición y estructura de las asociaciones algales en la bahía de Nuevitás, Costa Ne de Cuba. *Revista de Investigaciones Marinas* 25 (2): 133-142.
- Calva-Benítez, L. G. & R. Torres Alvarado. 2008. Macroalgas y pasto marino, útiles bioindicadores de contaminación por hidrocarburos fósiles en sistemas acuáticos. *ContactoS* 68: 38-46.
- Calva-Benítez, L. G. & M. R. Torres-Alvarado. 2011. Carbono orgánico y características texturales de sedimentos en áreas del pasto marino *Thalassia testudinum* en ecosistemas costeros del sureste del Golfo de México. *Universidad y Ciencia* 27 (2): 133-144.
- Calva-Benítez, L. G., B. Méndez-Montaño, M. R. Torres-Alvarado, F. Varona-Cordero & G. M. Trejo-Aguilar. 2014. Hidrocarburos aromáticos policíclicos y carbono orgánico en sedimentos de la Costa Maya. *In: Botello, A. V., J. Rendón von Osten, J. A. Benítez & G. Gold- Bouchot (eds.). Golfo de México. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias.* uac, unam-icmyl, cinvestav-Unidad Mérida. pp. 399-424.

- Camacho, O., L. Mattio, S. Draisma, S. Fredericq, & G. Diaz-Pulido. 2015. Morphological and molecular assessment of *Sargassum* (Fucales, Phaeophyceae) from Caribbean Colombia, including the proposal of *Sargassum giganteum* sp. nov., *Sargassum schnetteri* comb. nov. and *Sargassum* section *Cladophyllum* sect. Nov. *Systematics and Biodiversity* 13 (2): 105-130. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/14772000.2015.1009703>
- Campbell, J. E., J. D. Craft, N. Muehllehner, C. Langdon & P. J. Paul. 2014. Responses of calcifying algae (*Halimeda* spp.) to ocean acidification: implications for herbivores. *Marine Ecology Progress Series* 514: 43-56. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps10981>
- Candela, J., S. Tanahara, M. Crespon, B. Barnier & J. Sheinbaum. 2003. Yucatan Channel flow: Observations versus CLIPPER ATL6 and MERCATOR PAM models. *Journal of Geophysical Research* 108 (C12): 3385.
- Castañeda-Chávez, M. R., F. Lango-Reynoso, J. L. García-Fuentes & A. R. Reyes-Aguilar. 2018. Bacteria that affects coral health with an emphasis on the Gulf of Mexico and the Caribbean Sea. *Latin American Journal of Aquatic Research* 46 (5): 880-889. DOI: <https://doi.org/10.3856/vol46-issue5-fulltext-2>
- Castro-Sanguino, C., B. Yves-Marie & M. Peter J. 2020. Dynamics of carbonate sediment production by *Halimeda*: implications for reef carbonate budgets. *Marine Ecology Progress Series* 639: 91-106.

- Cetz-Navarro, N. P., J. Espinoza-Avalos, A. Sentíes-Granados & L. I. Quan-Young. 2008. Nuevos registros de macroalgas para el Atlántico mexicano y riqueza florística del Caribe Mexicano. *Hidrobiológica* 18 (1): 11-19.
- Chávez, G., J. Candela & J. Ochoa. 2003. Subinertial flows and transports in Cozumel Channel. *Journal of Geophysical Research* 108: 1-11. DOI: <https://doi.org/10.1029/2002JC001456>
- Chávez, J. F. V., M. E. Díaz & D. A. Arana. 2014. Abundancia y diversidad larval de gasterópodos en el Caribe Mexicano en relación con la temperatura, la salinidad y el oxígeno disuelto. *Revista de Biología Tropical* 62 (3): 223-230.
- Churchman, G. J., M. Singh, A. Schapel, B. Sarkar & N. Bolan. 2020. Clay minerals as the key to the sequestration of carbon in soils. *Clays and Minerals* 68 (2).
- Climate-Data. 2019. Clima San Miguel de Cozumel. Disponible en línea en: <https://es.climate-data.org/america-del-norte/mexico/quintana-roo/san-miguel-de-cozumel-25823/> (consultado el 26 septiembre 2021).
- Collado-Vides, L. & J. González-González. 1993. Macroalgas del sistema lagunar de Nichupté, Quintana Roo. *In: Salazar-Vallejo, S. I. & N. E. González (Eds.). Biodiversidad Marina y Costera de México*. Comisión Nacional de Biodiversidad y Centro de Investigaciones de Quintana Roo. México, pp. 752-760.
- Collado-Vides, L., J. González-González & E. Ezcurra. 1995. Patrones de distribución ficoflorística en el sistema lagunar de Nichupté, Quintana Roo,

México. *Acta Botanica Mexicana* 31: 19-32. DOI:
<https://doi.org/10.21829/abm31.1995.734>

Collado-Vides, L., I. Ortegón-Aznar, A. Sentíes, L. Comba-Barrera & J. González-González. 1998. Macroalgae of Puerto Morelos Reef System, Mexican Caribbean. *Hidrobiológica* 8 (2): 133-143.

Collado-Vides, L., A. M. Suárez & R. Cabrera. 2009. Una revisión taxonómica del género *Udotea* en el Caribe mexicano y cubano. *Revista de Investigaciones Marinas* 30 (2): 145-161.

Colombo-Pallotta, M. F., A. Rodríguez-Román & R. Iglesias-Prieto. 2010. Calcification in bleached and unbleached *Montastraea faveolata*: evaluating the role of oxygen and glycerol. *Coral Reefs* 29(4): 899-907.

CONAGUA (Comisión Nacional del Agua). 2021. *Ley federal de derechos, disposiciones aplicables en materia de aguas nacionales 2021*. México. 174 p.

Contreras-Silva, A. I., A. Tilstra, V. Migani, A. Thiel, E. Pérez-Cervantes, N. Estrada-Saldívar, X. Elias-Ilosvay, C. Mott, L. Álvarez-Filip & C. Wild. 2020. A meta-analysis to assess longterm spatiotemporal changes of benthic coral and macroalgae cover in the Mexican Caribbean. *Scientific Reports* 10 (8897): 1-13. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-020-65801-8>

Cornwall, C. E., S. Comeau, N. A. Kornder, C. T. Perry, R. van Hooijdonk, T. M. DeCarlo, M. S. Pratchett, K. D. Anderson, N. Browne, R. Carpenter, G. Diaz-Pulido, J. P. D'Olivo, S. S. Doo, J. Figueiredo, S. A. V. Fortunato, E. Kennedy, C. A. Lantz, M. T. McCulloch, M. González-Rivero, V. Schoepf, S. G. Smithers

- & R. J. Lowe. 2021. Global declines in coral reef calcium carbonate production under ocean acidification and warming. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118 (21): e2015265118 DOI: <https://doi.org/10.1073/pnas.2015265118>
- Cornwall, C. E., J. Carlot, O. Branson, T. A. Courtney, B. P. Harvey, C. T. Perry, A. J. Andersson, G. Diaz-Pulido, M. D. Johnson, E. Kennedy, E. C. Krieger, J. Mallela, S. J. McCoy, M. M. Nugues, E. Quinter, C. L. Ross, E. Ryan, V. Saderne & S. Comeau. 2023. Crustose coralline algae can contribute more than corals to coral reef carbonate production. *Communications Earth & Environment* 4 (105): 1-12.
- Cuevas Sánchez, E., K. M. Dreckman, M. L. Núñez Resendiz y A. Sentíes. 2022. Listado sistemático actualizado de las macroalgas estuarinas de Veracruz, México. *Acta Botanica Mexicana* 129: e2105. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm129.2022.2105>
- Cyronak, T., Y. Takeshita, T. A. Courtney, E. H. DeCarlo, B. D. Eyre, D. I. Kline, T. Martz, H. Page, N. N. Price, J. Smith, L. Stoltenberg, M. Tresguerres & A. J. Andersson. 2020. Diel temperature and pH variability scale with depth across diverse coral reef habitats. *Limnology and Oceanography Letters* 5: 193-203.
- D'Archino, R. & L. Piazzini. 2021. Macroalgal assemblages as indicators of the ecological status of marine coastal systems: A review. *Ecological Indicators* 129: 1-14. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2021.107835>

- Davin, T. B & A. P. Brannet. 2010. *Coral reefs: biology, threats a restoration*. Nova Science Publishers, Inc. New York. 269 p.
- Dean, W. E. 1974. Determination of carbonate and organic matter in calcareous sediments and sedimentary rocks by loss on ignition; comparison with other methods. *Journal of Sedimentary Research* 44 (1): 242-248.
- Díaz-Martín, M. A., E. Torres-Mejía & J. Espinoza-Avalos. 1998. Lista de algas del Área de Protección Yum Balam, Quintana Roo, México. *Revista de Biología Tropical* 46: 487-492. DOI: <https://doi.org/10.15517/rbt.v46i3.19717>
- Díaz-Martín, M. A. & L. I. Quan-Young. 2001. Ampliación de ámbito de 32 macroalgas de Isla Mujeres, Quintana Roo, México. *Revista de Biología Tropical* 49: 391-398.
- DOF (Diario Oficial de la Federación). 2015. Acuerdo por el que se da a conocer el resumen del programa de manejo del área natural protegida con carácter de área de protección de flora y fauna la porción norte y la franja costera oriental, terrestres y marinas de la isla de Cozumel. México. 77 p.
- DOF (Diario Oficial de la Federación). 2022. Título de Concesión otorgado en favor de la empresa Muelles del Caribe, S.A. de C.V., para usar y aprovechar bienes de dominio público de la Federación, consistentes en una zona federal marítima para la construcción, operación, aprovechamiento y explotación de una Terminal Marítimo-Portuaria de cruceros, de uso particular, propiedad Nacional, ubicada en el Municipio de Isla de Cozumel, fuera de los límites del Recinto Portuario, en el Estado de Quintana Roo. México. 11 p.

- Dreckmann, K. M., I. Stout & A. Sentíes. 1996. Lista Actualizada de las algas marinas bentónicas de Puerto Morelos, Quintana Roo, Caribe Mexicano. *Polibotánica* 3: 1-17.
- Dreckmann, K. M., A. Sentíes & M. L. Núñez. 2013. *Manual de prácticas de laboratorio Biología de Algas*. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 90 p.
- Dutra, L. X. C., D. E. M. Haywood, S. Singh, M. Ferreira, J. E. Johnson, J. Veitayaki, S. Kininmonth, C. W. Morris & S. Piovanob. 2021. Synergies between local and climate-driven impacts on coral reefs in the Tropical Pacific: A review of issues and adaptation opportunities. *Marine Pollution Bulletin* 164: 1-17. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.111922>
- Edmunds, P. J. & R. D. Gates. 2008. Acclimatization in tropical reef corals. *Marine Ecology Progress Series* 361: 307-310. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps07556>
- Espinoza-Avalos, J., L. E. Aguilar-Rosas, R. Aguilar-Rosas, J. M. Gómez-Poot & R. Raigoza-Figueras. 2015. Presencia de Caulerpaceae (Chlorophyta) en la Península de Yucatán, México. *Botanical Sciences* 93 (4): 845-854. DOI: <https://doi.org/0.17129/botsoci.160>
- Estrada-Saldívar, N., B. A. Quiroga-García, E. Pérez-Cervantes, O. O. Rivera-Garibay & L. Álvarez-Filip. 2021. Effects of the stony coral tissue loss disease outbreak on coral communities and the benthic composition of Cozumel Reefs. *Frontiers in Marine Science* 8:632777. DOI: <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.632777>

- Eyre, B. D., A. J. Andersson & T. Cyronak. 2014. Benthic coral reef calcium carbonate dissolution in an acidifying ocean. *Nature Climate Change* 4 (11): 969-976.
- Fabry, V. J., B. A. Seibel, R. A. Feely & J. C. Orr. 2008. Impacts of ocean acidification on marine fauna and ecosystem processes. *Journal of Marine Science* 65: 414-432.
- Fernández, C. 2008. Flora marina del Parque Nacional Isla del Coco, Costa Rica, Pacífico Tropical Oriental. *Revista de Biología Tropical* 56 (2): 57-69.
- Ferrario, F., M. W. Beck, C.D. Storlazzi, F. Micheli, C. C. Shepard & L. Airoidi. 2014. The effectiveness of coral reefs for coastal hazard risk reduction and adaptation. *Nature Communications* 3794: 1-19. DOI: <https://doi.org/10.1038/ncomms4794>
- Flemming, B. W. 2000. A revised textural classification of gravel-free muddy sediments on the basis of ternary diagrams. *Continental Shelf Research* 20: 1125-1137.
- Flores-Ramírez, M., C. Chapa-Balcorta, R. A. López-Pérez, M. L. Leal-Acosta & H. García-Burciaga. 2021. Distribución espacial del estado de saturación de aragonita y pH durante diciembre de 2020 en Isla La Blanca, Oaxaca. In: Hernández, J. M., M. Manzano, M. Bolaños & P. Ibarra (eds.). *Estado actual del conocimiento del ciclo del carbono y sus interacciones en México: Síntesis a 2021*. Programa Mexicano del Carbono, Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey, pp. 292-297.

- Ford, M. R. & P. S. Kench. 2012. The durability of bioclastic sediments and implications for coral reef deposit formation. *Sedimentology* 59 (3): 830-842.
- Fredericq, S., T. O. Cho, S. A. Earle, C. F. Gurgel, D. M. Krayesky, L. E. Mateo-Cid, A. C. Mendoza-González, J. N. Norris, & A. M. Suárez. 2009. Seaweeds of the Gulf of Mexico. *In*: Felder, D. L. & D. K. Camp (eds.). *Gulf of Mexico Origins, Waters, and Biota*. Vol I: Biodiversity. Texas A&M Press, College Station, Texas, pp. 187-259.
- Fu, H., X. Jian, W. Zhang & F. Shang. 2020. A comparative study of methods for determining carbonate content in marine and terrestrial sediments. *Marine and Petroleum Geology* 116: 104337
- Galicia-García, C. & A. Morales-García. 2007. Investigaciones sobre macroalgas realizadas en el Sistema Arrecifal Veracruzano. *In*: Granados-Barba, A., L. G. Abarca-Arenas & J. M. Vargas-Hernández (eds.). *Investigaciones Científicas en el Sistema Arrecifal Veracruzano*. Universidad Autónoma de Campeche, México. pp. 141-160.
- García-García, A. M. E., E. Cabrera-Becerril, M. L. Núñez Resendiz, K. M. Dreckmann y A. Senties. 2020. Actualización taxonómica de las algas rojas (Rhodophyta) marinas bentónicas del Atlántico mexicano. *Acta Botanica Mexicana* 127: e1677. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm127.2020.1677>
- García-Salgado, M. A., G. G. Nava-Martínez, M. Vasquez, N. D. Jacobs, I. Majil, A. Molina-Ramírez, B. Yañez-Rivera, A. Cubas, J. J. Dominguez-Calderon, W. Hadaad, M. A. Maldonado & O. Torres. 2008. Declining trend on the

- Mesoamerican reef system marine protected areas. *Proceedings of the 11th International Coral Reef Symposium* 18: 883-888.
- Garduño-Solórzano, G., J. L. Godínez-Ortega y M. M. Ortega. 2005. Distribución geográfica y afinidad por el sustrato de las algas verdes (Chlorophyceae) bénticas de las costas mexicanas del Golfo de México y Mar Caribe. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 76: 61-78.
- Gaudette, H., W. Flight, L. Toner & D. Folger. 1974. An Inexpensive Tritation Method for the Determination of Organic Carbon in Recent Sediments. *Journal of Sediments and Petrology* 44 (1): 249–253.
- Godínez-Ortega, J. L., P. Ramírez-García y K. Pedraza-Venegas. 2009. Cambios en la flora béntica de Arrecife Hornos (Veracruz, México). *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* 12(2): 59-65.
- Godínez-Ortega, J. L., P. Ramírez-García, A. Granados-Barba & M. J. Wynne. 2019. New records of subtidal benthic marine algae from the state of Veracruz, southern Gulf of Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 90: e902719. DOI: <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2019.90.2719>
- Gómez, C. E., A. Acosta-Chaparro, C. A. Bernal, D. I. Gómez-López, R. Navas-Camacho & D. Alonso. 2023. Seasonal Upwelling Conditions Modulate the Calcification Response of a Tropical Scleractinian Coral. *Oceans* 4:170-184. DOI: <https://doi.org/10.3390/oceans4020012>
- González, A. & D. Torruco. 2015. Distribución de las macroalgas en la laguna arrecifal de Banco Chinchorro: arrecife coralino del Caribe mexicano. *Gayana Botanica* 72 (1): 114-124

- González-Solis, A., D. Torruco & Á. D. Torruco-González. 2018. Biodiversidad de macroalgas en arrecifes coralinos de la Sonda de Campeche, el Caribe Mexicano y Belice. *Gayana Botanica* 75 (1): 501-511.
- González-Gándara, C., M. Cruz-Arellano, C. Domínguez-Barradas, A. Serrano-Solis & A. J. Basañez-Muñoz. 2007. Macroalgas asociadas a cuatro hábitats del arrecife Tuxpan, Veracruz, México. *Revista UDO Agrícola* 7 (1): 252-257.
- Gopinath, A., S. M. Nair, N. C. Kumar, K. V. Jayalakshmi & D. Pamalal. 2010. A baseline study of trace metals in a coral reef sedimentary environment, Lakshadweep Archipelago. *Environmental Earth Sciences* 59: 1245-1266. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12665-009-0113-6>
- Graham, L. & L. Wilcox. (2000). *Algae*. Prentice Hall. 640 p.
- Gray, S. C., K. L. Gobbi & P. V. Narwold. 2008 *Comparison of Sedimentation in Bays and Reefs below Developed versus Undeveloped Watersheds on St. John, US Virgin Islands*. Proceedings of the 11th International Coral Reef Symposium Ft. Lauderdale. Florida. 5 p.
- Gress, E., M. J. Arroyo-Gerez, G. Wright & D. A. Andradi-Brown. 2018. Assessing mesophotic coral ecosystems inside and outside a Caribbean marine protected área. *Royal Society Open Science* 5: 180835. DOI: <http://dx.doi.org/10.1098/rsos.180835>
- Gress, E. & D. A. Andradi-Brown. 2021. Assessing population changes of historically overexploited black corals (Order: Antipatharia) in Cozumel, Mexico. *PeerJ* 6:e5129. DOI: <https://doi.org/10.7717/peerj.5129>

- Guadayol, O., N. J. Silbiger, M. J. Donahue & F. I. M. Thomas. 2014. Patterns in Temporal Variability of Temperature, Oxygen and pH along an Environmental Gradient in a Coral Reef. *PLOS ONE* 9(1): e85213.
- Guiry, M. D. & G. M. Guiry. 2023. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org> (consultado enero de 2023).
- Gutierrez, M. C. & J. C. Zavala. 2002. Rasgos hidromorficos de suelos tropicales contaminados con hidrocarburos. *Terra Latinoamericana* 20 (2): 101-111
- Handayani, S., I. Widhiono & D. S. Widyartini. 2023. Macroalgae diversity in the Pari Island Cluster, Seribu Islands District, Jakarta, Indonesia. *Biodiversitas* 24 (3): 1659-1667.
- Harper, M. A., V. C. Cooper, F. H. Chang, W. A. Nelson & P. A. Broady. 2012. Phylum Ochrophyta brown and golden-brown algae, diatoms, silicoflagellates, and kin. In: D. P. Gordon (ed.). *New Zealand Inventory of Biodiversity*. Canterbury University Press, Christchurch, pp. 114-163.
- Heiri, O., A. F. Lotter & G. Lemcke. 2001. Loss on ignition as a method for estimating organic and carbonate content in sediments: reproducibility and comparability of results. *Journal of Paleolimnology* 25: 101-110.
- Hendy, I. W., K. Woolford, A. Vincent-Piper, O. Burt, M. Schaefer, S. M. Cragg, P. Sanchez-Navarro & F. Ragazzola. 2021. Climate-driven golden tides are reshaping coastal communities in Quintana Roo, Mexico. *Climate Change Ecology* 2:10033. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecochg.2021.100033>

Hernández-Ayón, J. M., C. Chapa-Balcorta, M. Caso, M. C. Ávila-López, C. O. Norzagaray-López, R. Beas, J. R. Lara-Lara, A. Cupul-Magaña, A. P. Rodríguez-Troncoso, A. F. Nobela, G. Cervantes-Díaz & A. López-Pérez. 2019. Acidificación de los mares mexicanos. *In*: Paz, F. P., J. M. A. Hernández, R. A. Sosa & A. S. R. Velázquez (eds.). Estado del ciclo del carbono en México: agenda azul y verde. Estado de México, México. pp. 65-85.

Hernández, O. E., K. M. Dreckmann, M. L. Núñez-Resendiz & A. Senties. 2021. Patrones de distribución de la familia Solieriaceae (Gigartinales, Rhodophyceae) en México. *Acta Botanica Mexicana* 128: e1994. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm128.2021.1994>

Hernández-Terrones, L., M. Rebolledo-Vieyra, M. Merino-Ibarra, M. Soto, A. Le-Cossec & E. Monroy-Ríos. 2011. Groundwater Pollution in a Karstic Region (NE Yucatan): Baseline Nutrient Content and Flux to Coastal Ecosystems. *Water Air Soil Pollution* 218: 517-528.

Hernández-Terrones, L., K. A. Null, D. Ortega-Camacho & A. Paytan. 2015. Water quality assessment in the Mexican Caribbean: Impacts on the coastal ecosystem. *Continental Shelf Research* 102: 62-72.

Herrera-Paz, D. L., D. de la Nuez & J. M. Valero-Rodríguez. 2015. Algae Communities as Bioindicators of Environmental Quality on a Rocky Shore of Mediterranean (S. E. Iberian Peninsula). *Revista de Ciencias* 19 (1): 25-40.

Hoegh-Guldberg, O., P. J. Mumby, A. J. Hooten, R. S. Steneck, P. Greenfield, E. Gomez, C. D. Harvell, P. F. Sale, A. J. Edwards, K. Caldeira, N. Knowlton, C.

- M. Eakin, R. Iglesias-Prieto, N. Muthiga, R. H. Bradbury, A. Dubi & M. E. Hatziolos. 2007. Coral reefs under rapid climate change and ocean acidification. *Science* 318: 1737-1742.
- Hutchings, P. A., M. Kingsford & O. Hoegh-Guldberg. 2019. *The great barrier reef: biology, environment and management*. 2nd ed. Springer. New York. 466p.
- Instituto Nacional de Ecología. 1998. *Programa de manejo Parque Marino Nacional Arrecifes de Cozumel, Quintana Roo*. México, D.F. 164 p.
- Jordán Dahlgren, E. 2007. Arrecifes coralinos. *In: Mejía-Ortiz L. M. (ed.). Biodiversidad acuática de la Isla de Cozumel*. Plaza y Valdés Universidad de Quintana Roo, México, D.F. pp. 163-186.
- Köster, M., H-D. Babenzien, H. J. Black, S. Dahlke, S. Gerbersdorf, J. Meyercordt, L-A. Meyer-Reil, T. Rieling, I. Stodian & A. Voigt. 2000. Significance of aerobic and anaerobic mineralization processes of organic carbon in sediments of a shallow coastal inlet in the southern Baltic Sea. *Proceedings in Marine Science* 2: 185-194.
- Landa-Cansigno, C., L. E. Mateo-Cid, A. C. Mendoza-González & J. A. Guerrero-Analco. 2019. Macroalgas marinas del litoral rocoso Neovolcánico de Veracruz, México. *Acta Botanica Mexicana* 126: e1525. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm126.2019.1525>
- Lapointe, B. E., P. J. Barile & W. R. Matzie. 2004. Anthropogenic nutrient enrichment of seagrass and coral reef communities in the lower Florida Keys:

discrimination of local versus regional nitrogen sources. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 308: 23-58.

León-Álvarez, D., C. Candelaria-Silva, P. Hernández-Almaráz & H. León-Tejera. 2007. *Géneros de algas marinas tropicales de México: I. Algas verdes*. Las prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 173 p.

León-Álvarez, D. & M. L. Núñez-Resendiz. 2012. *Géneros de algas marinas tropicales de México: II. Algas pardas*. Las prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 107 p.

León-Álvarez, D., N. A. G. López, M. E. M. Ponce, M. I. R. Núñez, C. S. Candelaria, A. R. Cruz & D. V. Rodríguez. 2017. *Géneros de algas marinas tropicales de México. Algas rojas*. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 252 p.

Linton, D. M. & G. F. Warner. 2003. Biological indicators in the Caribbean coastal zone and their role in integrated coastal management. *Ocean & Coastal Management* 46: 261-276. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0964-5691\(03\)00007-3](https://doi.org/10.1016/S0964-5691(03)00007-3)

Littler, D. S. & M. M. Littler. 2000. *Caribbean Reef Plants. An identification guide to the reef plants of the Caribbean, Bahamas, Florida and Gulf of Mexico*. Offshore Graphics Inc., USA. 542 p.

Loreto-Viruel, R. M., G. B. García & J. C. Bezaury. 2017. Caracterización de los arrecifes coralinos de Isla Cozumel, Quintana Roo, México. *Amigos de Sian Ka'an* 7: 11-40.

- Lozano-Guzmán, R. I., J. H. Rodríguez-Castro, L. Barrientos-Lozano, C. S. Venegas-Barrera, A. Correa-Gutiérrez & A. Correa-Sandoval. 2020. Nuevos registros de moluscos (Gastropoda, Bivalvia) de la isla de Cozumel, Quintana Roo, México. *Hidrobiológica* 30 (3): 243-250.
- Mann, K. H. & J. R. N. Lazier. 2006. *Dynamics of Marine Ecosystems*. 3rd ed. Wiley-Blackwell, Canada. 512 p.
- Mansilla, A. & K. Alveal. 2004. Generalidades sobre las macroalgas. In: Werlinger, C., K. Alveal & H. Romo (eds.). *Biología marina y oceanografía: conceptos y procesos*. Concepción, pp. 347-362.
- Martias, C., M. Tedetti, F. Lantoiné, L. Jamet & C. Dupouy. 2018. Characterization and sources of colored dissolved organic matter in a coral reef ecosystem subject to ultramafic erosion pressure (New Caledonia, Southwest Pacific). *Science of the Total Environment* 616: 438-452.
- Mateo-Cid, L. E. & A. C. Mendoza-González. 1991. Algas bénticas de la isla de Cozumel, Quintana Roo, México. *Acta Botánica Mexicana* 16: 57-87.
- Mateo-Cid, L. E. & A. C. Mendoza-González. 1992. Algas marinas bentónicas de Isla Mujeres, Quintana Roo, México. *Acta Botánica Mexicana* 19: 37-61. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm19.1992.646>
- Mateo-Cid, L. E., A. C. Mendoza-González & C. Galicia García. 1996. Algas marinas de Isla Verde, Veracruz, México. *Acta Botanica Mexicana* 36:59-75
- Mateo-Cid, L. E., A. C. Mendoza-González & R. B. Searles. 2006. A checklist and seasonal account of the deepwater Rhodophyta around Cozumel Island

on the Caribbean coast of México. *Caribbean Journal of Science* 42 (1): 39-52.

Mateo-Cid, L. E. & A. C. Mendoza-González. 2007. Flora ficológica: diversidad, importancia económica y conservación. *In: Mejía-Ortiz L. M. (ed.). Biodiversidad acuática de la Isla de Cozumel*. Plaza y Valdés Universidad de Quintana Roo, México, D.F. pp. 81-114.

Mateo-Cid, L. E., A. C. Mendoza-González & C. M. C. Hernández. 2019. Diversity of brown algae (Ochrophyta, Phaeophyceae) of Sian Ka'an reserve biosphere, Mexican Caribbean. *Pakistan Journal of Botany* 51 (1): 1-6. DOI: [https://doi.org/10.30848/PJB2019-1\(40\)](https://doi.org/10.30848/PJB2019-1(40))

Maya-Alvarado, B., L. G. Calva-Benítez, R. Granja-Fernández, J. Pérez-López & A. López-Pérez. 2021. Feeding habits of *Holothuria* (Stauropora) *fuscocinerea* (Echinodermata: Holothuroidea) in a Mexican Pacific reef. *Revista de Biología Tropical* 69 (S1): 66-79. DOI: <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v69isuppl.1.46328>.

McLaughlin, M. J., C. Bessey, G. A. Kendrick, J. Keesing & Y. S. Olsen. 2023. Production and accumulation of reef framework by calcifying corals and macroalgae on a remote Indian Ocean cay. *Biogeosciences* 20: 1011-1026. DOI: <https://doi.org/10.5194/bg-20-1011-2023>

Mendoza-González, A. C., L. E. Mateo-Cid & R. B. Searles. 2000. New records of benthic marine algae from isla Cozumel, México: Phaeophyta and Chlorophyta. *Bulletin of Marine Science* 66 (1): 119-130.

- Mendoza-González, A. C., L. E. Mateo-Cid & R. B. Searles. 2007. Yucatán seaweeds from the offshore waters of Isla Mujeres, Quintana Roo, Mexico. *Botanica Marina* 50: 280-287. DOI: <https://doi.org/10.1515/BOT.2007.032>
- Mendoza-González, A. C., L. E. Mateo-Cid, D. Y. García-López & J. A. Acosta-Calderón. 2014. Diversity and distribution of articulated Coralline algae (Rhodophyta, Corallinales) of the Atlantic coast of Mexico. *Phytotaxa* 190 (1): 045-063. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.190.1.6>
- Mendoza-González, A. C., L. E. Mateo-Cid, J. A. Acosta-Calderón, A. Vázquez-Rodríguez, C. M. Hernández-Casas & G. A. Garduño-Acosta. 2016. Marine seaweeds of the Yucatán Península: diversity, economic importance and conservation. In: Riosmena-Rodríguez, R. (ed.). *Marine benthos: biology, ecosystem functions and environmental impact*. Hauppauge. New York, USA. pp. 39-81.
- Middelboe, A. L. & P. J. Hansen. 2007. High pH in shallow-water macroalgal habitats. *Marine Ecology Progress Series* 338: 107-117.
- Mota, L. & O. Frausto. 2014. The use of scuba diving tourism for marine protected area management. *International Journal of Social, Management, Economics and Business Engineering* 8 (10): 3159-3164.
- Nava-Olvera, R., L. E. Mateo-Cid, Á. C. Mendoza-González & D. Y. García-López. 2017. Macroalgas, microalgas y cianobacterias epífitas del pasto marino *Thalassia testudinum* (Tracheophyta: Alismatales) en Veracruz y Quintana Roo, Atlántico mexicano. *Revista de Biología Marina y*

- Oceanografía* 52 (3): 429-439. DOI: <https://doi.org/10.4067/S0718-19572017000300002>
- Navarrete, A. J. 2003. physical characterization of the reef lagoon at Banco Chinchorro, Mexico: an overview. *Bulletin of Marine Science* 73 (1): 5-14
- Nelson, H. R. & A. H. Altieri. 2019. Oxygen: the universal currency on coral reefs. *Coral Reef* 38: 177-198.
- Nicolas, A. & R. Bhiwajee. 2021. Grain size analysis and total organic matter and carbonate contents of sediments on Saya de Malha and Nazareth Banks. *Journal of Marine Science* 2:81-94. DOI: <http://dx.doi.org/10.4314/wiojms.si2021.2.6>
- Novaczek, I., C. J. Bird & J. McLachlan. 1987. Phenology and temperature tolerance of the red algae *Chondria baileyana*, *Lomentaria baileyana*, *Griffithsia globifera*, and *Dasya baillouviana* in Nova Scotia. *Canadian Journal of Botany* 65: 57-62.
- Nugues, M. M., G. W. Smith, R. J. van Hooijdonk, M. I. Seabra & R. P. M. Bak. 2004. Algal contact as a trigger for coral disease. *Ecology Letters* 7: 919-923. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2004.00651.x>
- Núñez-Resendiz, M. L., K. M. Dreckmann, A. Sentíes, M. J. Wynne & H. León-Tejera. 2019. Marine red algae (*Rhodophyta*) of economic use in the algal drifts from the Yucatán Peninsula, Mexico. *Phytotaxa* 387 (3): 219-240. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.387.3.3>

- Ochoa, J., J. Candela, A. Badan & J. Sheinbaum. 2005. Ageostrophic fluctuations in Cozumel Channel. *Journal of Geophysical Research* 110: 1-16 DOI: <https://doi.org/10.1029/2004JC002408>
- O'Neil, J. M., T. W. Davis, M. A. Burford & C. J. Gobler. 2012. The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of eutrophication and climate change. *Harmful Algae* 14: 313-334. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.hal.2011.10.027>
- Orellana, R. F., G. Islebe & C. Espadas. 2003. Presente, pasado y futuro de los climas de la Península de Yucatán. In: García-Marín, P. C., A. Larqué-Saavedra, (eds.). *Naturaleza y Sociedad del Área maya. Pasado Presente y Futuro*. Academia Mexicana de Ciencias y Centro de Investigación Científica de Yucatán, México. pp. 37-52.
- Orellana, R. F., F. Nava & C. Espadas. 2007. El clima de Cozumel y la Riviera Maya. In: Mejía-Ortiz L. M. (ed.). *Biodiversidad acuática de la Isla de Cozumel*. Plaza y Valdés Universidad de Quintana Roo, México, D.F. pp. 23-32.
- Ortegón, A. L. & A. P. Aguilar. 2014. Distribución de las macroalgas en áreas naturales protegidas de la costa norte de la península de Yucatán, México. *Revista Investigaciones Marinas* 34 (2): 1-12.
- Páez-Osuna, F., M. J. Ochoa, H. Bojórquez & I. L. Michel. 2000. Macroalgae as Biomonitors of Heavy Metal Availability in coastal Lagoons from the Subtropical Pacific of Mexico. *Bulletin Environmental Contamination & Toxicology* 64 (6):846-851.

- Pakker, H., A. M. Breeman, W. F. Prud'homme van Reine & C. van den Hock. 1995. A comparative study of temperature responses of Caribbean seaweeds from different biogeographic groups. *Journal of Phycology* 31 (4): 499-507.
- Patiño-Espinosa, S. G., G. Acosta-González & P. L. Ardisson. 2022. Diversidad de macroalgas bentónicas y su relación con el sustrato en el Parque Nacional Arrecifes de Xcalak, Quintana Roo. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 93: e933953.
- Paul, V.J., I. B. Kuffner, L. J. Walters, R. Ritson-William, K. S. Beach & M. A. Becerro. 2011. Chemically mediated interactions between macroalgae *Dictyota* spp. and multiple life-history stages of the coral *Porites astreoides*. *Marine Ecology Progress Series* 426: 161-170. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps09032>
- Pech, D., F. Arcega-Cabrera, I. Hernández-Avila & C. E. Paz-Ríos. 2022. Spatial trends of the potential association between benthic macrofauna and non-source point sediment pollutants in the Yucatán Continental Shelf. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 108: 9-14. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00128-021-03182-y>
- Pedroche, F. F. & A. Senties. 2003. Ficología marina mexicana. Diversidad y Problemática actual. *Hidrobiológica* 13: 23-32.
- Pereira, L. 2018. *Algas Marinhas da Costa Portuguesa Ecologia, Biodiversidade e Utilizações*. 1st ed. Nota de Rodapé. Paris, France. 341 p.

- Pereira, C., M. García, E. Zoppi de Roa & V. Hernández. 2020. Macroalgas de la zona marina submareal del estado Miranda, Venezuela. *Acta Biológica Venezolana* 40 (1): 1-25.
- Perera-Valderrama, S., H. Caballero-Aragón, E. Santamaría-del Ángel, L. Álvarez-Filip, H. Reyes-Bonilla, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L. O. Rosique-de la Cruz, J. C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo II. Arrecifes coralinos. *In*: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L. O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México. pp. 31-81.
- Pérez, R. A. & G. A. Z. Márquez. 2017. *Sedimentología*. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 59 p.
- Perry, C. T., T. Spencer & P. S. Kench. 2008. Carbonate budgets and reef production states: a geomorphic perspective on the ecological phase-shift concept. *Coral Reefs* 27 (4): 853-866
- Perry, C. T., K. M. Morgan & M. A. Salter. 2016. Sediment generation by *Halimeda* on atoll interior coral reefs of the southern Maldives: A census-based approach for estimating carbonate production by calcareous green algae. *Sedimentary Geology* 346: 17-24.
- Piazzì, L. & G. Ceccherelli. 2020. Alpha and beta diversity in Mediterranean macroalgal assemblages: relevancy and type of effect of anthropogenic stressors vs natural variability. *Marine Biology* 167 (32): 1-10. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00227-019-3631-0>

- Pineda, V. M. 2009. Granulometría y geoquímica de los sedimentos marinos en el área comprendida entre el seno Reloncaví y Golfo corcovado, Chile. Crucero cimar 10 fiordos. *Ciencia y Tecnología del Mar* 32 (1): 27-47.
- Plan Municipal de Desarrollo de Cozumel, 2021. Cozumel Ayuntamiento 2021-2022. Disponible en línea en: <https://cozumel.gob.mx/wp-content/uploads/2022/04/Plan-Municipal-de-Desarrollo-de-Cozumel-2021-2024.pdf> (Consultado el 10 septiembre 2023).
- Poppe, L. J., H. J. Knebel, Z. J. Mlodzinska, M. E. Hastings & B. A. Seekins. 2000. Distribution of surficial sediment in Long Island Sound and adjacent waters: Texture and total organic carbon. *Journal of Coastal Research* 16 (3): 567-574.
- Pradhap, D., K. Sanjai Gandhi, N. S. Magesh, T. Simon Peter, C. Sadhu, J. D. Silva, P. S. Godson, S. Krishnakumar & P. Saravanan. 2020. Trace element concentrations and their potential ecological risk in the reef sediments of coral islands, Vembar group of islands, Gulf of Mannar, India. *Marine Pollution Bulletin* 160:111607. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.111607>
- Price, N. N., S. L. Hamilton, J. S. Tootell & J. E. Smith. 2011. Species-specific consequences of ocean acidification for the calcareous tropical green algae *Halimeda*. *Marine Ecology Progress Series* 440: 64-78. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps09309>
- Price, N. N., T. R. Martz, R. E. Brainard & J. E. Smith. 2012. Diel Variability in Seawater pH Relates to Calcification and Benthic Community Structure on Coral Reefs. *PLOS ONE* 7 (8): e43843

- Provoost, P., S. van Heuven, K. Soetaert, R. W. P. M. Laane & J. J. Middelburg. 2010. Seasonal and long-term changes in pH in the Dutch coastal zone. *Biogeosciences* 7: 3869-3878. DOI: <https://doi.org/10.5194/bg-7-3869-2010>
- Puyana, M. 2017. The fate of corals: ¿will they overcome competition with algae and Cyanobacteria in a changing environment? *In*: Duque, C. B. & E. C Tello (eds.). *Corals in a changing world*. Intech Open, pp. 121-142.
- Quan-Young, L. I., M. A. Díaz-Martín & J. Espinoza-Avalos. 2004. Floristics, cover, and phenology of marine macroalgae from Bajo Pepito, Isla Mujeres, Mexican Caribbean. *Bulletin of Marine Science* 75 (1): 11-25.
- Quan-Young, L. I., M. A. Díaz-Martín & J. Espinoza-Avalos. 2006. Algas epífitas de Bajo Pepito, Isla Mujeres, Quintana Roo, México. *Revista de Biología Tropical* 54 (2): 317-328.
- Quezada-Perez, F., S. Mena, C. Fernández-García & J. J. Alvarado. 2023. Status of Coral Reef Communities on the Caribbean Coast of Costa Rica: Are We Talking about Corals or Macroalgae Reefs?. *Oceans* 4: 315-332. DOI: <https://doi.org/10.3390/oceans4030022>
- Raikar, V. & M. Wafar. 2006. Surge ammonium uptake in macroalgae from a coral atoll. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 339: 236-40. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2006.08.002>
- Reef, R., J. M. Pandolfi & C. E. Lovelock. 2012. The effect of nutrient enrichment on the growth, nucleic acid concentrations, and elemental stoichiometry of coral reef macroalgae. *Ecology and Evolution* 2 (8): 1985-1995.

- Rees, S. A., B. N. Opdyke, P. A. Wilson & T. J. Henstock. 2007. Significance of *Halimeda* bioherms to the global carbonate budget based on a geological sediment budget for the Northern Great Barrier Reef, Australia. *Coral Reefs* 26: 177-188.
- Reyes-Bonilla, H. 2011. *Monitoreos complementarios de algas, invertebrados y peces en el Parque Nacional Arrecifes de Cozumel*. Universidad Autónoma de Baja California Sur. Informe final SNIBCONABIO. México D. F. 68p.
- Reyes-Bonilla, H., M. Millet-Encalada & L. Álvarez-Filip. 2014. Community structure of Scleractinian corals outside protected areas in Cozumel Islands, México. *Atoll Research Bulletin* 601: 1-13. DOI: <https://doi.org/10.5479/si.00775630.601>
- Reyes-Bonilla, H. L. E, Calderón-Aguilera, M. C. Mozqueda-Torres & J. D. Carriquiry. 2014a. Presupuesto de carbono en arrecifes coralinos de México. *Interciencia* 39 (9): 645-650.
- Richardson, J. P. 1981. Persistence and development of *Dasya baillouviana* (Gmel.) Mont. (Rhodophyceae, Dasyaceae) in North Carolina. *Phycologia* 20: 385-391.
- Richardson, J. P. & M. Ginger. 1994. *Field guide to common marine algae of San Salvador Island, Bahamas*. Bahamian Field Station, San Salvador, Bahamas. 91 p.
- Rico, A., P. Lanas & J. López-Gappa. 2005. Colonization potential of the genus *Ulva* (Chlorophyta, Ulvales) in Comodoro Rivadavia Harbor (Chubut, Argentina). *Ciencias Marinas* 31 (4): 719-735.

- Rioja-Nieto, R. & C. Sheppard. 2008. Effects of management strategies on the landscape ecology of a marine protected area. *Ocean & Coastal Management* 51: 397-404.
- Rioja-Nieto, R., X. Chiappa-Carrara & C. Sheppard. 2012. Efectos de los huracanes sobre la estabilidad de paisajes asociados con arrecifes coralinos. *Ciencias Marinas* 38 (1A): 47-55
- Rioja-Nieto, R. & L. Álvarez-Filip. 2019. Coral reef systems of the Mexican Caribbean: Status, recent trends and conservation. *Marine Pollution Bulletin* 140: 616-625. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2018.07.005>
- Robinson, N. M., C. Galicia-García & Y. B. Okolodkov. 2012. New records of green (Chlorophyta) and brown algae (Phaeophyceae) for Cabezo Reef, National Park Sistema Arrecifal Veracruzano, Gulf of México. *Acta Botánica Mexicana* 101: 11-48. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm101.2012.24>
- Rodríguez-Castañeda, A. P., I. Sánchez-Rodríguez, E. N. Shumilin & D. Sapozhnikov. 2006. Element concentrations in some species of seaweeds from La Paz bay and La Paz lagoon, south-western Baja California, México. *Journal of Applied Phycology* 18: 399-408. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10811-006-9040-z>
- Rodríguez-Gómez, C. F., G. Vázquez, V. Papiol, I. Mariño-Tapia & C. Enriquez. 2022. Phytoplankton distribution and its ecological and hydrographic controls in two contrasting areas of a stratified oligotrophic system. *Hydrobiologia* 849: 3175-3195.

- Rodríguez-Martínez, R. E., A. T. Banaszak, M. D. McField, A. U. Beltrán-Torres & L. Álvarez-Filip. 2014. Assessment of *Acropora palmata* in the Mesoamerican Reef System. *Public Library of Science One* 9 (4): e96140. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0096140>
- Rosales-Hoz, L., J. J. Kasper-Zubillaga, A. Carranza-Edwards & O. Celis Hernández. 2008. Geochemical composition of surface sediments near Isla de Sacrificios coral reef ecosystem, Veracruz, Mexico. *Hidrobiológica* 18 (2):155-165.
- Sánchez-Molina, I., J. González-Ceballos, C. Zetina-Moguel & R. Casanova-Cetz. 2007. Análisis de la biodiversidad de algas marinas situadas entre Uaymitún y Chuburná, Yucatán. *Ingeniería* 11 (1): 43-51.
- Sangil, C., M. Sansón & J. Afonso-Carrillo. 2011. La vegetación sublitoral de sustratos rocosos en El Hierro (Islas Canarias): relación entre variables ambientales y estructura de las comunidades de macroalgas. *Vieraea* 39: 167-182.
- Santelices, B. 1977. *Ecología de algas marinas bentónicas. Efectos de factores ambientales*. Santiago de Chile: Pontificia Universidad Católica de Chile. 488 pp.
- Saravanan, P., S. Krishnakumar, J. D. Silva, D. Pradhap, A. Vidyasakar, K. Radhakrishnan, P. S. Godson, K. Arumugam & N. S. Magesh. 2018. Elemental concentration and potential ecological risk assessment of reef associated surface sediments of Appa Island, Gulf of Mannar Biosphere

- Reserve, Southeast coast of India. *Marine Pollution Bulletin* 128: 398-407.
DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2018.01.048>
- Scherner, F., P. H. Antunes, E. O. Cabral, J. C. Simonassi, J. M. Hall-Spencer, F. Chow, J. M. C. Nunes & S. M. P. Barreto. 2013. Coastal urbanization leads to remarkable seaweed species loss and community shifts along the SW Atlantic. *Marine Pollution Bulletin* 76 (1-2): 106-115. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.09.019>
- Schneider, C. W. & R. B. Searles. 1991. *Seaweeds of the southeastern United States: Cape Hatteras to Cape Canaveral*. Durham: Duke University Press. 553 p.
- Schubert, N., L. Álvarez-Filip & L. C. Hofmann. 2023. Systematic review and meta-analysis of ocean acidification effects in *Halimeda*: Implications for algal carbonate production. *Climate Change Ecology* 4: 100059. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecochg.2022.100059>
- Secaira, F. j., G. R. Borja & C. A. R. Acevedo. 2017. *Protección costera proporcionada por los arrecifes y dunas en el Caribe Mexicano – resumen. Serie técnica: El papel de los sistemas naturales en la dinámica costera en el Caribe mexicano*. The Nature Conservancy. Mexico, 37p.
- Se-Kwon, K. 2012. *Handbook of Marine Macroalgae Biotechnology and Applied Phycology*. Wiley-Blackwell, South Korea. 567 p.
- Sheppard, C. R. C., S. K. Davy & M. P. Graham. 2009. *The biology of coral reefs*. Oxford university press. 339 p.

- Sheppard, R. C., S. K. Davy, G. M. Pilling & N. A. J. Graham. 2018. *The Biology of Coral Reefs*. 2nd ed. Oxford university press. 370 p.
- Spalding, M., L. Burke, S. A. Wood, J. Ashpole, J. Hutchison & P. Z. Ermgassen. 2017. Mapping the global value and distribution of coral reef tourism. *Marine Policy* 82(1):104-113. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpol.2017.05.014>
- Stengel, D. B., S. Connan & Z. A. Popper. 2011. Algal chemodiversity and bioactivity: sources of natural variability and implications for commercial application. *Biotechnology Advances* 29 (5): 483–501. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.05.016>
- Teichberg, M., S. E. Fox, Y. S. Olsen, I. Valiela, P. Martinetto, O. Iribarnes, E. Y. Muto, M. A. V. Petti, T. N. Corbisier, M. Soto-Jiménez, F. Páez-Ozuna, P. Castro, H. Freitas, A. Zitelli, M. Cardinaletti & D. Tagliapietras. 2010. Eutrophication and macroalgal blooms in temperate and tropical coastal waters: nutrient enrichment experiments with *Ulva* spp. *Global Change Biology* 16: 2624-2637. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2009.02108.x>
- Ter Braak, J. F. 1986. Canonical Correspondence Analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology* 67 (5): 1167-1179.
- Toledo, O. A., & L. A. Soto. 2014. El Gran Ecosistema del Golfo de México: marco conceptual. In: Botello, A. V., J. Rendón von Osten, J. A. Benítez & G. Gold-Bouchot (eds.). *Golfo de México. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias*. Cinvestav-Unidad Mérida, pp. 1-36.

- Tomasko, D. A. & B. E. Lapointe. 1991. Productivity and biomass of *Thalassia testudinum* as related to water column nutrient availability and epiphyte levels: field observations and experimental studies. *Marine Ecology Progress Series* 75: 9-17.
- Torres-Alvarado, M. R. & L. G. Calva-Benítez. 2012. Nutrientes en arrecifes de coral. Un caso de estudio. *Contactos* 85: 42-50.
- Tuntiprapas, P., K. Hayashizaki, H. Ogawa, J. Panyawai, S. Tamada, M. Stankovic & A. Prathep. 2019. The contributions of allochthonous and autochthonous materials to organic carbon in coastal sediment: A case study from Tangkhen Bay, Phuket, Thailand. *Ecological Research* 34 (2): 1-12.
- Underwater Editions. 2003. *Cozumel Dive Guide and Log Book*. Underwater Editions. 90 p.
- Valadez, C. F., G. G. Rosiles & A. R. Ortega. 2014. Diversidad de algas en la Reserva de la Biósfera Sian Ka'an, Quintana Roo. *Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes* 60: 23-36.
- Valadez-Cruz, F., G. Rosiles-González & A. Ortega-Rubio. 2015. Potenciales Bioindicadores del Elenco Ficológico de la Reserva De La Biosfera Sian Ka'an. *In*: Ortega, A. R., M. J. Pinkus-Rendón & I. C. Espitia-Moreno (eds.). *Las Áreas Naturales Protegidas y la Investigación Científica en México*. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S. C., La Paz B. C. S., Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida, Yucatán y Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, Michoacán, México. pp. 285-314.

- Vasconcelos, E. R. T. P., J. B. Vasconcelos, T. N. V. Reis, A. L. M. Cocentino, A. J. A. Mallea, G. M. Martins, A. I. Neto & M. T. Fujii. 2019. Macroalgal responses to coastal urbanization: relative abundance of indicator species. *Journal of Applied Phycology* 31: 893-903. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10811-018-1639-3>
- Vera, N. L. R. 2021. Composición y estructura de macroalgas en la zona mesolitoral rocosa de Súa, provincia de Esmeraldas, Ecuador. Tesis de Maestría en Biología, Facultad de Ciencias Naturales, Universidad de Guayaquil. Ecuador. 40 p.
- Vogel, N., K. E. Fabricius, J. Strahl, S. H. C. Noonan, C. Wild & S. Uthicke. 2015. Calcareous green alga *Halimeda* tolerates ocean acidification conditions at tropical carbon dioxide seeps. *Limnology and Oceanography* 60: 263-275. DOI: <https://doi.org/10.1002/lno.10021>
- Walker, P. & E. Wood. 2005. *Life in the sea the coral reef*. Facts on File, New York. 140 p.
- Weather-Spark. 2018. Datos históricos meteorológicos de octubre de 2018 en Cozumel México. Disponible en línea en: <https://es.weatherspark.com/h/m/14482/2018/10/Tiempo-hist%C3%B3rico-en-octubre-de-2018-en-Cozumel-M%C3%A9xico#Figures-ObservedWeather> (consultado el 28 abril 2022).
- Wijgerde, T., S. Jurriaans, M. Hoofd, J. A. J. Verreth & R. Osinga. 2012. Oxygen and heterotrophy affect calcification of the scleractinian coral *Galaxea fascicularis*. *Public Library of Science One* 7(12): e52702.

- WOA (World Ocean Atlas). 2005. World Ocean Atlas: <http://www.nodc.noaa.gov>.
- Wynne, M. J. 2022. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical Western Atlantic: fifth revision. *Nova Hedwigia Beiheft* 153: 1-178.
- Zbikowski, R., P. Szefer, & A. Latala. 2007. Comparison of green algae *Cladophora* sp. and *Ulva* sp. as potential biomonitors of chemical elements in the southern Baltic. *Science Total Environment* 387: 320-332.
- Zika, J. D., F. Laliberté, L. R. Mudryk, W. P. Sijp, & A. J. G. Nurser. 2015. Changes in ocean vertical heat transport with global warming. *Geophysical Research Letters* 42: 4940-4948. DOI: <https://doi.org/10.1002/2015GL064156>.
- Zucconi, M. G., L. D. Obonaga & E. Londoño-Cruz. 2018. Coralivoría del gasterópodo *Jenneria pustulata* (Ovulidae: Pediculariinae) en dos arrecifes coralinos del PNN isla Gorgona. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras* 47 (2): 11-23. DOI: <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2018.47.2.744>.

PRODUCTOS DEL TRABAJO DE TESIS

Los resultados del trabajo de la presente tesis fueron presentados en el artículo publicado:

1. **Carranza Ramirez, A.**, L. G. Calva Benítez and M. L. Núñez Resendiz. 2023. Taxonomic composition and substrate affinity of conspicuous marine macroalgae of the Parque Nacional Arrecifes de Cozumel, Quintana Roo, Mexico. *Acta Botanica Mexicana* 130: e2249. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm130.2023.2249>



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE EXAMEN DE GRADO

No. 00226

Matrícula: 2212801344

DETERMINACIÓN DE MACROALGAS
EN EL PARQUE NACIONAL
ARRECIFES DE COZUMEL.

En la Ciudad de México, se presentaron a las 11:00 horas del día 19 del mes de diciembre del año 2023 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

DR. ABEL SENTIES GRANADOS
M. EN B.E. SERGIO HUMBERTO ALVAREZ HERNANDEZ
DRA. MARTHA ISABEL VILCHIS ALFARO
DRA. MARIA LUISA NUÑEZ RESENDIZ



ANAHI CARRANZA RAMIREZ
ALUMNA

Bajo la Presidencia del primero y con carácter de Secretaria la última, se reunieron para proceder al Examen de Grado cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

MAESTRA EN BIOLOGÍA

DE: ANAHI CARRANZA RAMIREZ

y de acuerdo con el artículo 78 fracción III del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

APROBAR

REVISÓ

MTRA. ROSALÍA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

Acto continuo, el presidente del jurado comunicó a la interesada el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBS

DR. JOSÉ LUIS GÓMEZ OLIVARES

PRESIDENTE

DR. ABEL SENTIES GRANADOS

VOCAL

M. EN B.E. SERGIO HUMBERTO ALVAREZ
HERNANDEZ

VOCAL

DRA. MARTHA ISABEL VILCHIS ALFARO

SECRETARIA

DRA. MARIA LUISA NUÑEZ RESENDIZ