



Universidad Veracruzana

Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías

Región Veracruz

Programa de Maestría en Ecología y Pesquerías

Macroalgas bentónicas y su afinidad por sustratos en el
sublitoral superior de los arrecifes Verde y Anegada de
Adentro, golfo de México

Tesis para obtener el grado de Maestra en
Ecología y Pesquerías

Presenta:

Loyda García-Ferrer

Director:

Dr. Yury Okolodkov (ICIMAP-UV)

Codirector:

M. en C. Citlalli Galicia-García (ITBOCA, TECNM)

Asesor:

Dr. Horacio Pérez-España (ICIMAP-UV)

Junio de 2022

“Lis de Veracruz: Arte, Ciencia, Luz”



Universidad Veracruzana

Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías
Región Veracruz

Programa de Maestría en ecología y Pesquerías

Macroalgas bentónicas y su afinidad por sustratos en el sublitoral superior de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro, golfo de México

Tesis para obtener el grado de Maestra en
Ecología y Pesquerías

Presenta:

Loyda García-Ferrer

Director:

Dr. Yury Okolodkov (ICIMAP-UV)

Codirector:

M. en C. Cítlalli Galicia-García (ITBOCA, TECNM)

Asesor:

Dr. Horacio Pérez-España (ICIMAP-UV)



Universidad Veracruzana



Dedicatoria

A mi madre: por estar a mi lado, apoyarme, escucharme, aconsejarme, compartirme de sus conocimientos y animarme.

A Juventino: por amarme incondicionalmente y apoyarme siempre, sin importar la circunstancia.

Agradecimientos

Al Programa de Maestría en Ecología y Pesquerías del Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías por brindarme la oportunidad de cursar la maestría.

Al CONACyT por otorgarme la beca de maestría que me permitió concluir el posgrado.

Agradecimiento especial al M. en C. Manuel Victoria-Muguira y al personal del Dorado Buceo (Veracruz) por apoyarme con todas las recolectas que hicieron posible este estudio.

Al Dr. Yury Okolodkov por permitirme aprender tanto de él, impulsarme a ser mejor profesionalmente, por su infinita paciencia, apoyo y dedicación a mi aprendizaje.

A la M. en C. Citlalli Galicia-García por compartirme sus conocimientos, guiarme profesionalmente, por su paciencia y apoyo incondicional.

Al Dr. Horacio Pérez-España por sus observaciones, correcciones, paciencia y entrega a mi formación profesional.

A la M. en C. Angélica Vázquez-Machorro por colaborar con el M. en C. Manuel Victoria-Muguira y el Dr. Yury Okolodkov en las recolectas de muestras para este estudio.

A mis amigos Aimee, Isis, Adriana, David, Leo, Jesús, Cristina y Juan por escucharme, comprenderme e incitarme a seguir adelante.

A todos los profesores del ICIMAP que, con su enseñanza, contribuyeron a la realización de mi tesis.

A mi hermano Salomón y a mi familia por su cariño y protección.

A mis compañeros de clase que me brindaron su amistad y apoyo. Siempre los recordaré con cariño.

Índice

Introducción	11
1. Antecedentes	16
2.1. Estudios florísticos y taxonómicos sobre macroalgas	16
2.2. Estudios sobre la afinidad de macroalgas por el sustrato en el océano Atlántico ...	18
2.3. Estudios sobre la afinidad de macroalgas por el sustrato en el Atlántico mexicano	19
2. Hipótesis	21
3. Objetivos.....	21
5. Material y métodos	21
5.1. Zona de estudio	21
5.2. Recolecta y análisis de muestras.....	25
6. Resultados	28
6.1. Representatividad del muestreo.....	28
6.2. Diversidad taxonómica	29
6.3. Riqueza de especies por temporada	34
6.4. Afinidad por el sustrato	35
6.5. Nuevos registros.....	38
6.6. Distintividad taxonómica	38
7. Discusión.....	39
7.1. Riqueza de especies.....	39
7.2. Riqueza de especies por temporadas.....	40
7.3. Nuevos registros.....	42
7.4. Afinidad por el sustrato	44
8. Conclusiones	46
Bibliografía.....	47
Anexo. Descripciones de las macroalgas del sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro	61

Índice de figuras

Fig. 1. Zonas de estudio en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano.....	23
Fig. 2. <i>Spyridia filamentosa</i>	63
Fig. 3. <i>Crouania attenuata</i>	64
Fig. 4. <i>Dasya rigidula</i>	66
Fig. 5. <i>Hypoglossum hypoglossoides</i>	68
Fig. 6. <i>Nitophyllum wilkinsoniae</i>	70
Fig. 7. <i>Carradoriella denudata</i>	72
Fig. 8. <i>Laurencia filiformis</i>	74
Fig. 9. <i>Melanothamnus sphaerocarpus</i>	76
Fig. 10. <i>Polysiphonia</i> sp.	78
Fig. 11. <i>Wrangelia argus</i>	80
Fig. 12. <i>Jania rubens</i>	82
Fig. 13. <i>Amphiroa brasiliana</i>	84
Fig. 14. <i>Amphiroa fragilissima</i>	86
Fig. 15. <i>Amphiroa tribulus</i>	88

Fig. 16. <i>Gelidiella acerosa</i>	90
Fig. 17. <i>Hypnea valentiae</i>	92
Fig. 18. <i>Hypnea musciformis</i>	94
Fig. 19. <i>Agardhiella subulata</i>	96
Fig. 20. <i>Halymenia floresii</i>	98
Fig. 21. <i>Corynomorpha clavata</i>	100
Fig. 22. <i>Galaxaura rugosa</i>	101
Fig. 23. <i>Asteromenia peltata</i>	103
Fig. 24. <i>Ceratodictyon planicaule</i>	105
Fig. 25. <i>Botryocladia spinulifera</i>	107
Fig. 26. <i>Canistrocarpus cervicornis</i>	109
Fig. 27. <i>Dictyota bartayresiana</i>	110
Fig. 28. <i>Dictyota menstrualis</i>	111
Fig. 29. <i>Caulerpa ashmeadii</i>	113
Fig. 30. <i>Caulerpa racemosa</i> f. <i>racemosa</i>	114
Fig. 31. <i>Caulerpa racemosa</i> f. <i>microphysa</i>	115
Fig. 32. <i>Halimeda opuntia</i>	117

Fig. 33. <i>Udotea caribaea</i>	119
Fig. 34. <i>Cladophora vagabunda</i>	121
Fig. 35. <i>Valonia ventricosa</i>	123

Índice de tablas

Tabla 1. Tipos de sustratos que se consideraron al recolectar a las macroalgas.....	27
Tabla 2. Diversidad calculada de macroalgas para los arrecifes Verde y Anegada de Adentro.....	28
Tabla 3. Representatividad de las muestras tomadas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro; se muestran los valores de riqueza (S) y porcentaje de representatividad (%R) con distintos índices (Ch2=Chao 2, Boot = Bootstrap, J2 =Jackknife 2).....	29
Tabla 4. Listado de especies de macroalgas del sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro encontradas en marzo-septiembre de 2019; afinidad por el sustrato y temporada en la que se encontraron: X, presencia; R, rocoso; A, arenoso; R-A, rocoso y arenoso; N, número de ejemplares; Lluvias, temporada de lluvias; “Nortes”, temporada de “nortes”.....	30
Tabla 5. Número de especies de macroalgas encontradas por temporadas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro.....	34
Tabla 6. Afinidad por el sustrato (en %) de las macroalgas encontradas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro.....	37

Resumen

En las aguas mexicanas del sur del golfo de México, las macroalgas del sublitoral han sido mucho menos estudiadas que en el litoral. En el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano, suroeste del golfo de México, se realizaron aproximadamente dos recolectas de macroalgas bentónicas por mes, de marzo a septiembre de 2019 por medio de buceo autónomo en profundidades de 5 a 30 m (en total, 29 muestras). Se determinó la riqueza de especies en temporada de “nortes” y lluvias y la afinidad por el sustrato de las macroalgas del sublitoral superior de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro. Se comprobó la representatividad de las especies obtenidas usando los índices Chao 2, Bootstrap y Jackknife de segundo orden, y se estimó la distintividad taxonómica promedio. La afinidad de macroalgas por el sustrato se calculó de acuerdo con el número de incidencias que tuvieron en diferentes sustratos. Se identificaron 33 especies de macroalgas no epífitas de 28 géneros de >1 cm de altura. Rhodophyta estuvo representada por 24 especies (72.7%), Chlorophyta por siete especies (18.2%) y Phaeophyceae por tres especies (9.1%). *Asteromenia peltata*, *Botryocladia spinulifera*, *Nitophyllum wilkinsoniae* y *Corynomorpha clavata* son nuevos registros para el estado de Veracruz; además, *Amphiroa brasiliiana* y *Ceratodictyon planicaule* fueron reportadas por primera vez para el parque, dos especies para el Arrecife Verde y 26 especies para el Arrecife Anegada de Adentro. Rhodophyta presentó afinidad por sustrato rocoso, Phaeophyceae exhibió afinidad por sustrato arenoso al igual que Chlorophyta. Durante la temporada de lluvias se encontraron 29 especies (22 especies de Rhodophyta, cuatro especies de Chlorophyta y tres especies de Phaeophyceae). Durante la temporada de “nortes” encontraron 16 especies (12 Rhodophyta, y cuatro especies de Chlorophyta). De acuerdo con el promedio de los índices estimados, se obtuvo un porcentaje de representatividad total de 70.6%. La proporción entre los taxa mayores en términos del número de especies fue similar al descrito para otras áreas tropicales. La afinidad por el

sustrato de cada filo/clase estuvo determinada por las características morfológicas de las macroalgas y por las condiciones ambientales en el área de estudio. La riqueza de especies por temporadas fue influenciada, probablemente, por las condiciones climatológicas y la descarga del río Jamapa.

Palabras clave: afinidad por sustrato, arrecifes coralinos, golfo de México, macroalgas, macrofitobentos, morfología, parque nacional, sublitoral, Veracruz.

Abstract

In Mexican waters of the southern Gulf of Mexico, macroalgae in the sublittoral have been much less studied than in the littoral. In the Veracruz Reef System National Park, southwestern Gulf of Mexico, benthic macroalgae were collected approximately twice a month from March to September 2019 using SCUBA at depths of 5 to 30 m (a total of 29 samples). Species richness in the northerlies and rainy seasons and the affinity of macroalgae for substrate were determined in the superior littoral of the Verde and Anegada de Adentro reefs. Representativeness of the observed species was tested using the Chao 2, Bootstrap and the second-order Jackknife indices, and the average taxonomic distinctiveness was estimated. The affinity for substrate was calculated in accordance with their incidence on different substrates. Thirty-three non-epiphytic macroalgal species from 28 genera of >1 cm height were identified: 24 Rhodophyta (72.7%), six Chlorophyta (18.2%) and three Phaeophyceae species (9.1%). *Asteromenia peltata*, *Botryocladia spinulifera*, *Nitophyllum wilkinsoniae* and *Corynomorpha clavata* are new records for the state of Veracruz; in addition, *Amphiroa brasiliiana* and *Ceratodictyon planicaule* were first reported for the park, two species for the Verde Reef and 26 species for the Anegada de Adentro Reef. Rhodophyta showed affinity for rocky substrate, while Chlorophyta and Phaeophyceae showed preference for sandy substrate. During the rainy season, 29 species were found: 22 Rhodophyta, four Chlorophyta and three Phaeophyceae species. During the northerlies season, 16 species were observed: 12 Rhodophyta and four Chlorophyta species. According to the mean values of the indices, the total representativeness of Rhodophyta was 70.6%. The proportion between the major taxa in terms of the number of species was similar to that known for other tropical areas. The affinity of each phylum/class for substrate was determined by morphological characteristics

of macroalgae and environmental conditions in the study area. Species richness per season was probably influenced by climatological conditions and discharge of the Río Jamapa.

Keywords: affinity for substrate, coral reefs, Gulf of Mexico, macroalgae, macrophytobenthos, morphology, national park, sublittoral, Veracruz.

Introducción

El término “macroalga” no tiene significado taxonómico, pero se usa para designar a los organismos que poseen clorofila-*a* como pigmento fotosintético principal (además de clorofila-*b*, clorofila-*c*, *c*₁, *c*₂ y clorofila-*d*), talo sin diferenciación de tejidos y son de hábitos mayormente acuáticos (Mansilla & Alveal, 2004; Dreckmann *et al.*, 2013). Estos organismos también contienen pigmentos accesorios que les permiten un mayor espectro de absorción de luz y, por lo tanto, una distribución amplia en el sustrato marino. Estos pigmentos accesorios son los principales responsables de la coloración que presentan las algas, los más comunes son las ficobilinas (ficocianinas y ficoeritrinas), las fucoxantinas, xantofilas y los carotenos (Dreckmann *et al.*, 2013). Acorde con su coloración, fueron clasificadas empíricamente desde hace varias décadas. Hoy en día se agrupan de acuerdo con características químicas, morfológicas y evolutivas, de manera que se distinguen tres taxa mayores: Rhodophyta, Phaeophyceae y Chlorophyta (De Clerck *et al.*, 2012).

Las algas rojas (Rhodophyta) se describen como algas en diferentes matices de color rojo, se consideran derivadas de una endosimbiosis primaria (Moreira & Philippe, 2001; Cavalier-Smith, 2002, 2003), y cuentan con rodoplastos de membrana doble sin derivarse del retículo endoplasmático (Estévez, 2003). Este grupo tiene clorofilas *a* y *d*, y como pigmentos accesorios ficobilinas, zeaxantina, β -criptoxantina, luteína y neoxantina (Dreckmann *et al.*, 2013). No tienen centriolos y flagelos en sus células vegetativas, ni esporas o gametos (Searles, 1980); la sustancia de reserva que generalmente tienen es almidón de florídeas (Karsten *et al.*, 2003). Las Rhodophyta tienen pared celular doble, la pared externa se compone de agarosa y agarpectina, y la pared interna se conforma de celulosa y varios polisacáridos (Fritsch, 1945) como son agar y carragenanos (Abbott, 1996).

Las algas pardas (Phaeophyceae) se distinguen por tener a todos sus ejemplares en tonalidades que van desde el amarillo hasta café. Son derivadas de las algas rojas (Hilbert & Norris, 1984). Este grupo cuenta con feoplastos rodeados por dos membranas originadas del retículo endoplásmico (Estévez, 2003), presentan como pigmento principal clorofila-*c*₂ y clorofila-*a*, y como pigmentos accesorios β -caroteno, xantofila y fucoxantina. Las algas pardas no cuentan con células vegetativas móviles, pero todas producen células germinativas móviles que presentan dos flagelos. Los productos de reserva que estas algas acumulan son polisacáridos del tipo laminarina y manitol. Las Phaeophyceae poseen una pared celular formada por una capa interna de celulosa y otra externa compuesta principalmente por ficocoloides, por ejemplo, ácido algínico y fucoídina (Mansilla & Alveal, 2004).

Las algas verdes (Chlorophyta) son de color verde que, de acuerdo con caracteres bioquímicos y estructurales de los plástidos, se sabe que son derivadas de una endosimbiosis primaria (van den Hoek *et al.*, 1995). Las algas de este grupo se distinguen por tener cloroplastos rodeados de una doble envoltura originada en el mismo cloroplasto (Dreckmann *et al.*, 2013); tienen únicamente clorofila-*a* y clorofila-*b* (Round, 1971) y como pigmentos accesorios luteína, violaxantina y zeaxantina. Pueden presentar flagelos en la fase reproductiva. La sustancia de reserva de este grupo de macroalgas es el almidón. Tienen una pared celular constituida generalmente por una estructura fibrilar de celulosa, xilosa, manosa y carbonato cálcico (Mansilla & Alveal, 2004).

De acuerdo a su tamaño, Connell (2005) separa las macroalgas en “enanas” (<10 cm de longitud) y “grandes macroalgas” (>10 cm de longitud); estas últimas debido a su talla dan lugar a hábitats biogénicos naturales y son refugio para una gran diversidad de especies marinas. En este estudio se seleccionaron a las macroalgas enanas mayores de 1 cm de altura que no fueran epifitas, con la finalidad de delimitar el estudio.

Las macroalgas se han estudiado tradicionalmente desde tres puntos de vista: el biológico-taxonómico, económico y ecológico. Su importancia biológica radica principalmente en que son productores primarios en la cadena alimentaria, y que participan en el equilibrio físico-químico del ciclo del carbono. En cuanto a su importancia económica, ésta se debe al valor de productos como agares y alginatos (Peña-Salamanca *et al.*, 2005; Sánchez-Molina *et al.*, 2007), que se obtienen de algunas especies como *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh

1820 (Hernández-Carmona & Casas-Valdez, 1985; Rodríguez & Hernández, 1991), *Gelidium robustum* (Gardner) Hollenberg & Abbott 1965, *Chondracanthus canaliculatus* (Harvey) Guiry 1993, *Gracilaria pacifica* Abbott 1985, *Porphyra perforata* J. Agardh 1883 y *Eucheuma uncinatum* Setchell & Gardner 1924 (Yabur-Pacheco, 2005). El interés ecológico de las macroalgas se origina por los beneficios proporcionados a los seres vivos que las habitan, por ejemplo, proporcionan protección de la depredación a invertebrados y peces, y conforman superficies de asentamiento larval (Jansson & Mathieson, 1971; Steele & Steele, 1975; Wigham, 1975; Moore, 1977). También aportan material biogénico y participan en el reciclaje de nutrientes y sedimentos en el agua (Wanders, 1976; Suárez, 1989; Graham & Wilcox, 2000; Larkum *et al.*, 2006). Debido a estos servicios la distribución de las macroalgas está estrechamente relacionada con el funcionamiento del ecosistema.

La distribución de las macroalgas depende de la temperatura del agua, que es el factor principal que influye en su distribución geográfica, mientras que la salinidad, oleaje, tipo de sustrato y herbivoría, controlan la distribución local (Bula-Meyer, 1977). En cuanto a su distribución vertical, ésta será acorde a su morfología, procesos fotosintéticos, al movimiento del agua (Amado-Filho *et al.*, 2007), a la influencia de las aguas continentales y a la intensidad lumínica en la columna de agua (Delgado *et al.*, 2008).

La composición de la flora marina está estrechamente relacionada con las características del sustrato (Dawes, 1986). Así, las macroalgas pueden desarrollar distintas formas de vida de acuerdo con el sustrato en el que se encuentren, estas pueden ser: 1) psamofítico (creciendo sobre arena); 2) epilítico (creciendo sobre rocas); 3) endolítico (creciendo dentro de las rocas); 4) epipélico (creciendo sobre limo o arcilla); 5) epífítico (creciendo sobre plantas); 6) epizóico (creciendo sobre animales). Dependiendo del sustrato en el que se desarrollan presentan estructuras de sujeción distintas, que pueden ser rizoides o pies de fijación (Ellison & Farnwort, 1996; Monrand & Merceron, 2005). Los rizoides son estructuras unicelulares o pluricelulares filamentosas formadas por células pobres en clorofila y, generalmente alargadas, que se entierran en el sustrato que regularmente es arenoso. Si se originan en la región medular se llaman rizoides medulares, pero si son ramas postradas se denominan ramas rizoidales (ordinariamente no se presentan cuando hay rizoides y pueden o no tener coloración). El pie de fijación es una estructura basal que tiene la finalidad de adherirse al

sustrato, puede ser de tipo callosa (forma irregular), disco (forma circular) o de tipo hapterio (con proyecciones digitiformes), y generalmente se observa en macroalgas que habitan en sustratos duros (Carmona-Jiménez *et al.*, 2004), por ejemplo, aquellas que habitan en el sublitoral que se compone principalmente por sustrato rocoso (Nahle-Nasif, 2008).

La palabra litoral del latín "litus, litoris" significa "orilla", por lo que se entiende como la zona intermareal comprendida principalmente por sustrato rocoso o arenoso, y abarca desde el alcance de la marea más alta hasta la más baja; y el sublitoral, que significa "a continuación o debajo de la orilla", se considera que va desde la línea de la marea más baja hasta el borde de la plataforma continental, y está compuesto mayormente por sustrato biológico y rocoso (Nahle-Nasif, 2008). Para efectos de este trabajo el sublitoral superior se delimitó desde 5 m hasta 30 m de profundidad.

La biodiversidad hace referencia a la singularidad de los individuos, ya que no hay dos organismos que sean idénticos (Halffter *et al.*, 1994). En la Cumbre de la Tierra de las Naciones Unidas de 1992, se definió a la biodiversidad como "la variabilidad entre los organismos vivientes, incluyendo ecosistemas terrestres, marinos y otros ecosistemas acuáticos, y los complejos ecológicos de los cuales forman parte, esto incluye la diversidad dentro de las especies, entre las especies y de ecosistemas". De allí surge el concepto de megadiversidad, que califica a aquellos países en cuyos territorios se encuentra más del 70% de la biodiversidad global, incluyendo vida terrestre, marina y de agua dulce (Casco *et al.*, 2008).

Determinar la riqueza específica es una manera simple de medir la biodiversidad, ya que se basa en el número de especies presentes y no toma en cuenta la abundancia. La forma ideal de medir la riqueza específica es mediante la elaboración de un inventario que permita conocer el número de especies en una determinada área y que sea puntual en tiempo y espacio (Moreno, 2001). Para determinar la riqueza específica se realizan muestreos en un sitio determinado, y se reporta el número de especies encontradas (Cava *et al.*, 2015).

La estacionalidad es uno de los factores más relevantes que afectan a las macroalgas (Cubit, 1984), debido a que se relaciona directamente con factores bióticos y abióticos, como son: la herbivoría, la reproducción de las algas, la disponibilidad de nutrientes, el nivel de radiación

solar, la temperatura, el movimiento de las mareas y la salinidad. Por ejemplo, en las costas de la bahía de La Paz, México, se ha observado variación en la riqueza y abundancia debido al cambio de la temperatura en esta zona (Cruz-Ayala *et al.*, 1994). Por otro lado, en las costas de Oregón (la costa Pacífica de los EE.UU.), se han descrito cambios en la abundancia de las macroalgas durante el invierno, debido a la alta desecación y a la presión de la herbivoría (Cubit, 1984); mientras que, en California, se observó variación en la abundancia y cobertura durante verano, como resultado de los periodos de surgencias costeras y de irradiación solar (Murray & Horn, 1989).

En el estado de Veracruz se distinguen dos temporadas climáticas, que son: “nortes” y “lluvias” (Secretaría de Protección Civil de Veracruz, 2017). Durante la temporada de “nortes” (octubre a abril) dominan las fluctuaciones de los sistemas atmosféricos de presión controlados por incursiones frontales (Gutiérrez de Velasco & Winant, 1996), que resultan en vientos fríos, caracterizados por fuertes rachas que van desde cuatro a 19 m/s, y pueden llegar a mantenerse por más de 2 días (Arenas-Fuentes & Salas-Pérez, 2005). Mientras que durante la temporada de “lluvias” (mayo a septiembre) la variabilidad atmosférica está dominada por tormentas tropicales que pueden evolucionar a huracanes (Gutiérrez de Velasco & Winant, 1996), en las que se ha llegado a registrar precipitaciones de hasta 199.2mm (Ochoa-Martínez *et al.*, 2005).

En cuanto a la diversidad de macroalgas por temporadas en Veracruz, Mateo-Cid *et al.* (1996), Orduña-Medrano (2004) y González-González (2009) han encontrado mayor diversidad en temporada de “nortes”, mientras que García-López *et al.* (2017) describieron lo contrario al reportar mayor número de especies en la temporada de “lluvias”. Es de importancia señalar que estos estudios se realizaron con varios años de diferencia, y que su finalidad no fue la de evaluar la diversidad por temporadas.

Warwick y Clarke (1995) utilizaron el concepto “distintividad taxonómica” para referirse al grado de emparejamiento filogenético que tienen los individuos en un ensamblaje (Abellan *et al.*, 2006). Los índices de distintividad taxonómica se basan en la información filogenética y determinan la distancia taxonómica entre especies (Warwick & Clarke, 1995; Clarke & Warwick, 2001).

Cuando se presenta complejidad de sustrato en el ambiente, dificultades para equilibrar el tamaño de muestra y complicaciones en el método de muestreo, es recomendable usar índices de distintividad taxonómica. Esto lo comprobaron Price *et al.* (2006) al examinar un conjunto de datos de algas marinas bentónicas en el océano Índico. Los autores analizaron las relaciones entre la riqueza de especies (S), la rareza (R) y el índice de distintividad taxonómica promedio ($\Delta+$); y determinaron que, a diferencia de la $\Delta+$, la S y R son altamente sensibles a las áreas de muestreo y esfuerzo desigual, por lo que concluyeron que $\Delta+$ es más confiable ante las disparidades en el rigor de muestreo. Además, mencionaron que fue más sencillo analizar los resultados de $\Delta+$.

En el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (PNSAV) se ha estudiado la diversidad de macroalgas a tres metros de profundidad como máximo, a pesar de su importancia como productores primarios y por ser competencia para los corales. Este estudio parte de la necesidad de conocer la diversidad de macroalgas en el sublitoral y observar las diferencias que se presentan en temporada de lluvias y nortes.

1. Antecedentes

2.1. Estudios florísticos y taxonómicos sobre macroalgas

Un estudio importante sobre diversidad de macroalgas es el de Kerswell (2006), quien describió los patrones de biodiversidad de las algas marinas bentónicas en el planeta. En su trabajo indicó que éstas exhiben *hotspots* de biodiversidad en las regiones templadas, en una banda entre 110° y 160° de longitud oeste, mientras que las áreas de menor diversidad se encuentran en las regiones polares, donde se han registrado menos de 100 géneros.

Los estudios sobre diversidad de macroalgas en el océano Atlántico son numerosos y algunos de ellos se enfocaron en describir la riqueza de especies como, el de Taylor (1960) quien describe detalladamente a las macroalgas (incluyendo claves taxonómicas, descripciones, ilustraciones y datos de su distribución); en su obra se incluye un total de 760 especies. Dawes y Breedveld (1969) realizaron otra obra de importancia para el océano Atlántico, los autores describieron 152 especies de macroalgas para las costas de Florida, incluyeron 85 Rhodophyta, 29 Phaeophyceae y 38 Chlorophyta.

Existen obras dedicadas a la determinación taxonómica, como la de Littler y Littler (2000), que consistió en una guía para la identificación de macroalgas y pastos marinos de las Bahamas, Florida y golfo de México. De igual manera, sobresale el estudio de Littler *et al.* (2008) quienes realizaron una guía de identificación de macroalgas y Cyanophyta de la laguna del río Indio en Florida, estos estudios han sido de gran ayuda en la determinación taxonómica de diversas especies recolectadas en el Atlántico.

García-García *et al.* (2021) realizaron una recopilación taxonómica de la clase Phaeophyceae en el Atlántico mexicano, esta obra es relevante porque los autores produjeron una lista actualizada de esta clase de macroalgas, en la que integraron 97 especies y tres categorías infraespecíficas de algas pardas, distribuidas en nueve órdenes, 12 familias y 39 géneros.

En el golfo de México se han realizado gran cantidad de estudios ficológicos, entre los más importantes están los siguientes: el estudio de El-Sayed *et al.* (1972) que incluyó datos de geología, oceanografía física y tipos de sustratos, también incorporó información sobre la distribución de las algas y pastos marinos. Garduño-Solórzano *et al.* (2005) estudiaron la distribución geográfica y afinidad por el sustrato de las macroalgas del golfo de México. Fredericq *et al.* (2009) presentaron un listado actualizado y sinonimias de todas las macroalgas recolectadas en el golfo de México, e incluyeron algunos datos geográficos. Estos estudios son relevantes por proporcionar una referencia sobre la riqueza de especies de macroalgas y los tipos de ambientes que habitan en el golfo de México.

Un estudio notable no solo en el golfo de México, sino también en el Caribe mexicano, ha sido la tesis de maestría de Vilchis-Alfaro (2015), por haber realizado una extensa revisión de los registros de macroalgas en el golfo de México y Caribe mexicano y por aplicar métodos biogeográficos que le permitieron establecer cuatro áreas de conservación para las macroalgas. Este análisis fue particularmente importante porque proporcionó datos sobre la distribución geográfica de las macroalgas.

A nivel local, la diversidad de macroalgas para el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (PNSAV) consiste en un total de 314 especies, de las cuales 171 especies son Rhodophyta, 42 Phaeophyceae y 101 Chlorophyta (Galicía-García & Mórales-García, 2007; Robinson *et al.*, 2012; Galicía-García *et al.*, 2013; Galicía-García, 2017; García-López *et al.*,

2017). Para el arrecife Anegada de Adentro se han registrado solo tres especies y una forma: una Rhodophyta, y de Chlorophyta una forma y dos especies; para el arrecife Verde se han registrado 109 especies: 50 Rhodophyta, 16 Phaeophyceae y 43 Chlorophyta (Galicía-García & Mórales-García, 2007). Cabe mencionar que estas cifras pertenecen a recolectas que no van más allá de los 3 m de profundidad.

2.2. Estudios sobre la afinidad de macroalgas por el sustrato en el océano Atlántico

Los estudios ficológicos suelen recopilar datos del sustrato en donde fue recolectada la macroalga y se enfocan generalmente en zonas someras del litoral, solo algunos de ellos abarcan el sublitoral, como es el caso de Sangil *et al.* (2003). Estos autores realizaron una caracterización taxonómica de macroalgas marinas de la isla La Palma, en España, reportaron 119 especies de algas marinas bentónicas (seis Cyanophyta, 77 Rhodophyta, 17 Phaeophyceae y 19 Chlorophyta). Las recolecciones se realizaron en la zona intermareal durante la bajamar, y en el sublitoral hasta 20 m de profundidad. En este estudio se observó que, de las 119 especies reportadas, 33 especies de Rhodophyta, cuatro de Phaeophyceae y cuatro Chlorophyta se encontraron en el sublitoral, una cantidad que equivale al 34.4% del total de especies. Los autores distinguieron que la riqueza de especies disminuyó con el aumento de la profundidad, y que, de las macroalgas halladas en el sublitoral, las Rhodophyta se encontraron en lugares más profundos (hasta 20 m), debido, probablemente, a que los pigmentos accesorios que poseen les permiten habitar en esa zona.

Se destaca también el artículo realizado por Moreira *et al.* (2004) en Cuba, ya que registraron el sustrato en el que fueron recolectadas las macroalgas. En este estudio se agregaron tres macroalgas marinas a la flora ficológica de Cuba, estas fueron recolectadas en la Bahía de Cien Fuegos: *Bryopsis pennata* Lamouroux 1809 var. *secunda* (Harvey) Collins & Hervey 1917, recolectada sobre rocas; *Sphacelaria novae-hollandiae* Sonder 1845, recolectada sobre rocas y algunas otras algas como epifitas, y *Champia parvula* (C. Agardh) Harvey 1853 var. *prostrata* Williams 1951, epifita de otras macroalgas.

El estudio ficológico más reciente en el océano Atlántico es el de Suárez *et al.* (2015) en el que efectuaron una investigación en la plataforma de Cuba para conocer la riqueza de

especies. Los resultados indicaron que, en aguas someras la mayor diversidad corresponde a Rhodophyta, seguida de Phaeophyceae y Chlorophyta, mientras que en aguas profundas la mayor diversidad corresponde a Rhodophyta, seguido de Chlorophyta y Phaeophyceae. Además, evaluaron las especies que se encontraron en los sustratos, siendo Rhodophyta y Phaeophyceae dominantes en sustratos rocosos, mientras que Chlorophyta en sustrato arenoso; este patrón de preferencia por el sustrato se repite a menudo, probablemente, por las características morfológicas de cada filo y clase.

2.3. Estudios sobre la afinidad de macroalgas por el sustrato en el Atlántico mexicano

En el mar Caribe mexicano Mateo-Cid y Mendoza-González (1991b) para isla Cozumel, Quintana Roo, reportaron 22 especies de Cyanophyceae, 167 especies y una forma de Rhodophyta, 35 especies y una variedad de Phaeophyceae, 19 especies de Bacillariophyceae y 79 especies, una variedad y nueve formas de Chlorophyta. En este estudio se evidenció que Rhodophyta y Phaeophyceae tuvieron preferencia por el sustrato rocoso, mientras que Chlorophyta por el sustrato arenoso y rocoso.

Patiño-Espinosa *et al.* (2022) realizaron un estudio sobre la diversidad de macroalgas y su relación con el sustrato en el Parque Nacional Arrecife de Xcalak, Quintana Roo, reportaron que la mayoría de las Chlorophyta se observaron creciendo sobre sustrato abiótico (arena, esqueletos de coral y roca): 1 especie de Anadyomenaceae, 7 especies de Halimedaceae y 4 especies de Udoteaceae; mientras que la clase Phaeophyceae presentó la mayoría de especies en sustratos abióticos y bióticos (6 especies de Dictyotaceae), y la mayor parte de Rhodophyta fueron epifitas (6 especies de Ceramiaceae, 6 Corallinaceae, 1 Cystocliniaceae, 1 Galaxauraceae, 1 Gracilariaceae, 1 Hapalidiaceae, 1 Lomentariaceae, 1 Peyssonneliaceae y 8 Rhodomelaceae).

En cuanto al golfo de México, Quiroz-González *et al.* (2017, 2018) realizaron dos estudios en la costa de Tabasco; en el primero encontraron 17 nuevos registros de Ulvophyceae e incluyeron datos sobre el sustrato en el que fueron recolectadas estas macroalgas, se indicó que la mayoría se recolectaron sobre sustrato arenoso y artificial. En el segundo estudio (2018) realizaron un análisis sobre la diversidad de algas Rhodophyta en Tabasco, y

reportaron en total 52 especies, de las cuales 12 fueron nuevos registros; se evidenció que la mayoría se encontraba en sustratos rocosos.

García-López *et al.* (2017) realizaron muestreos en 12 localidades del estado de Veracruz y una revisión bibliográfica para conocer la riqueza de Chlorophyta. Presentaron 19 nuevos registros y una lista actualizada de Chlorophyta para el litoral de Veracruz, también hicieron mención del sustrato del que fueron recolectadas las algas; la mayor cantidad de especies fue encontrada en sustratos rocosos, y la menor cantidad en sustratos arenosos.

En el PNSAV Mateo-Cid *et al.* (1996) realizaron una recolecta en el arrecife Verde y reportaron cinco especies de Cyanophyceae, 37 Rhodophyta, seis Phaeophyceae, ocho Bacillariophyceae y 24 Chlorophyta; se observó que la mayoría de las Rhodophyta se encontraron en sustrato rocoso, mientras que Phaeophyceae y Chlorophyta sobre sustrato arenoso y rocoso.

Orduña-Medrano (2004) presentó un artículo sobre la distribución y abundancia de las algas marinas en el arrecife Sacrificios; publicó una lista con 60 especies, 21 Chlorophyta, 20 Rhodophyta, 14 Phaeophyceae, cuatro Cyanophyta y una Bacillariophyceae, haciendo mención del tipo de sustrato en que se recolectaron las macroalgas, y describió que Rhodophyta y Phaeophyceae tuvieron afinidad por pastos marinos, mientras que Chlorophyta por sustrato arenoso y rocoso. González-González (2009) determinó la dinámica de las comunidades de macrofitas en el arrecife Sacrificios, describió un total de 19 especies, un pasto marino y 18 macroalgas, dentro de estas, nueve especies de Rhodophyta, cuatro de Phaeophyceae y cinco de Chlorophyta; en este estudio se distinguió que Rhodophyta prefirió sustratos rocosos, Phaeophyceae arenosos y Chlorophyta arenosos y rocosos.

De acuerdo con los antecedentes, se puede observar que Rhodophyta y Phaeophyceae tienen afinidad principalmente por sustratos rocosos (Mateo-Cid & Mendoza-González, 1991; Mateo-Cid *et al.*, 1996; Orduña-Medrano, 2004; González-González, 2009; Quiroz-González *et al.*, 2018); y Chlorophyta por sustratos arenosos y rocosos (Mateo-Cid & Mendoza-González, 1991; Mateo-Cid *et al.*, 1996; Orduña-Medrano, 2004; Garduño-Solórzano *et al.*, 2005; González-González, 2009; García-López *et al.*, 2017; Quiroz-

González *et al.*, 2017; Patiño-Espinosa *et al.*, 2022). Además, se hace evidente la falta de estudios ficológicos que se dediquen al nivel sublitoral y que indiquen la afinidad de las macroalgas por el sustrato, no solo en el PNSAV, sino también en todo el golfo de México.

2. Hipótesis

Si Phaeophyceae y Rhodophyta tienen una mayor afinidad por sustratos duros, mientras que Chlorophyta tiene afinidad por sustratos arenosos y duros, entonces en el sublitoral de los arrecifes coralinos Verde y Anegada de Adentro deberán predominar las especies de Rhodophyta y Phaeophyceae debido a que esta zona está mayormente compuesta por sustrato duro.

3. Objetivos

Objetivo general

Definir la riqueza de especies de macroalgas bentónicas de más de 1 cm de altura y su afinidad por el sustrato en el nivel sublitoral superior a profundidades de 5 a 30 m, en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro en dos temporadas del año.

Objetivos específicos

1. Determinar la riqueza de especies de macroalgas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro.
2. Definir la afinidad por el sustrato de cada especie de macroalga.
3. Establecer si hay diferencia en la riqueza de especies entre los arrecifes de acuerdo con la temporada del año.

5. Material y métodos

5.1. Zona de estudio

Los arrecifes Verde y Anegada de Adentro se encuentran en el PNSAV, ubicado en el sureste del golfo de México, frente a las costas del estado de Veracruz. El agua del golfo de México es subtropical sub-superficial y tiene una salinidad de 36.5 y una temperatura promedio de

22.5 °C; estas características son resultado de un proceso de mezcla inducido por colisiones de remolinos, generados en la corriente del Lazo contra la pendiente continental occidental (Vidal *et al.*, 1994; Monreal-Gómez *et al.*, 2004).

El clima del estado de Veracruz es tipo AW"Z (w)(i), caliente sub-húmedo con lluvias en verano (García, 1988). En la plataforma continental de Veracruz se presenta un flujo de agua que se dirige hacia el sur durante septiembre a marzo (otoño-invierno) y hacia el norte de mayo a agosto (primavera-verano) (Zavala-Hidalgo *et al.*, 2003). La dirección de las corrientes de agua durante otoño-invierno son resultado de los vientos de "norte", que se caracterizan por vientos intensos y fríos cuya dirección predominante es del norte-noreste (López-Méndez, 2009), y la dirección del flujo de agua de primavera-verano son consecuencia del viento de este (Caballero-Rosas, 1990).

El PNSAV (Fig. 1) fue decretado Parque Nacional el 24 de agosto de 1992 (DOF, 24/08/1992). Este parque se localiza entre las coordenadas geográficas 19°02'24.00"N y 19°16'00.00"N y 96°00'27.00"O y 95°58'08.52"O, frente a las costas de los municipios de Veracruz, Boca del Río y Alvarado. Esta zona está conformada por un polígono de 65,516 ha (SEGOB, 2012). De acuerdo con Emery (1963) y Vargas-Hernández *et al.* (1993), el PNSAV está formado mayoritariamente por restos bioclásticos calcáreos predominantemente coralinos, fragmentos remanentes de su formación de origen volcánico pertenecientes al Pleistoceno reciente y fragmentos de macroalgas verdes y rojas.

En el PNSAV se reconocen formalmente 23 formaciones arrecifales (DOF 29/11/2012); sin embargo, se ha descrito que está constituido por 50 arrecifes, conocidos como: Ahogado, Cabezo, Ahogado Chico, Ahogado de Andrea, Ahogado de Guilligan, Ahogado de Rizo, Ahogado del Caracol, Ahogado del Jurel, Ahogado del Pez León, Ahogado Grande, Ahogado Medio, Ahogado Punta Gorda, Ahogado Terranova, Amarillo, Anegada de Afuera, Anegadilla, Anegada de Adentro, Bajo Enmedio, Bajo Paduca, Blanca, Cabezo, Chopa, Enmedio, Galleguilla, Giotte, Hornos, Ingeniero, Sacrificios, Verde, Juan Ángel, La Blanquilla, La Gallega, La Palma, Las Holandesas 1, Las Holandesas 2, Las Holandesas 3, Los Verdes, Mersey, Montenegro, Pájaros, Periférico, Polo, Punta Brava, Punta Coyol, Punta Gorda, Rincón, Rizo, Santiaguillo, Sargazo, Tía Juana y Topatillo (Liaño-Carrera *et al.*, 2019). Estas estructuras se encuentran divididas en dos grupos por la desembocadura del río

Jamapa; el grupo norte frente al puerto de Veracruz y el grupo sur frente a la población de Antón Lizardo (Jones *et al.*, 2008; Salas-Pérez *et al.*, 2008).

Los arrecifes Verde ($19^{\circ}11'50''\text{N}$ y $96^{\circ}04'06''\text{O}$) y Anegada de Adentro ($19^{\circ}13.5'\text{N}$, $96^{\circ}03.3'\text{O}$) (Fig. 1) presentan laderas bien desarrolladas en la porción posterior, conformadas por sustrato de coral vivo y muerto (Lara *et al.*, 1992), al contrario de la zona lagunar, donde los sustratos predominantes son arena de origen biológico, pastos marinos y algas (Tello, 2000).

El arrecife Verde cuenta con un edificio arrecifal de 145.11 ha y está formado por arena de origen coralino. Se considera un arrecife de plataforma maduro debido a que formó una laguna arrecifal consolidada emergida, y por contar con la presencia de cayos, estos se encuentran en la porción suroeste del arrecife debido a los vientos dominantes del norte; también es descrito como un arrecife dinámico debido a que cambia de forma y tamaño con eventos meteorológicos extremos y con el transcurso del tiempo (CONANP, 2017).

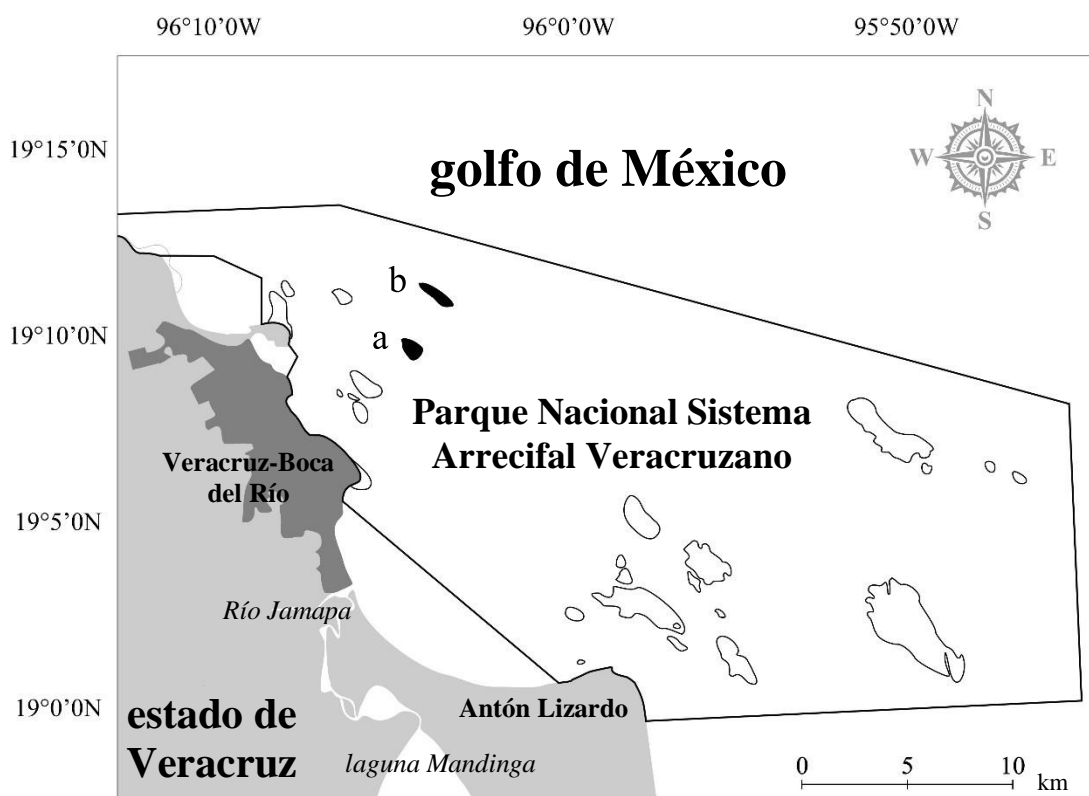


Fig. 1. Zonas de estudio en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano: (a) arrecife Verde, (b) arrecife Anegada de Adentro.

El arrecife Anegada de Adentro cuenta con un edificio arrecifal de 167.18 ha, y, al igual que el arrecife Verde, está formado por coral vivo, muerto y arena de origen biológico (CONANP, 2017). La cobertura coralina de este arrecife muestra su porcentaje máximo a 10 m (7.39 %), disminuye a 25 m (2 %) y registra el valor mínimo a 1 m (0.2 %); registra condiciones de luz de un ecosistema coralino mesofótico después de los 10 m de profundidad; el agua cuenta con una temperatura promedio de 27.14 °C, a 10 m de profundidad de 26.51 °C y a 25 m 25.7 °C (Medel-Alvarado, 2019).

El PNSAV está influido directamente por la descarga de río Jamapa e indirectamente por las descargas del río la Antigua al norte y el río Papaloapan al sur; estos ríos aportan sedimentos, agroquímicos, residuos industriales y urbanos que producen perturbaciones en los ecosistemas (CONANP, 2017). A pesar del aporte de sedimentos, los arrecifes del PNSAV han logrado desarrollarse (Tunnell *et al.*, 2007).

El aporte y resuspensión de sedimentos en el PNSAV son determinantes en los procesos ecológicos de los arrecifes. Los eventos con los valores más altos de tasa sedimentaria corresponden a la temporada de “nortes” (CONANP, 2017), que causan una mezcla entre las capas superior e inferior de la masa de agua costera, ocasionando variabilidad en las condiciones oceanográficas del área con efectos que duran varios días (Salas-Pérez & Arenas-Fuentes, 2011). Uno de esos efectos es la reducción de la cantidad de luz solar que llega al lecho marino, de la que depende la supervivencia de organismos que realizan fotosíntesis, tales como las algas marinas y los pastos marinos, provocando enfermedades o la muerte de los mismos, que son alimento de otros organismos (CONANP, 2017).

De acuerdo con Medel-Alvarado (2019), los arrecifes del PNSAV cuentan con las características de un arrecife mesofótico en el periodo de frentes fríos (durante la temporada de “nortes”). La autora realizó un estudio en los arrecifes Anegada de Adentro y Santiaguillo, y describió que en Anegada de Adentro recibió en promedio 982,135.4 lux por día en el estrato de profundidad de 1 m, a 10 m recibió 15% de la cantidad de luz recibida a 1 m, mientras que a 25 m la cantidad recibida fue < 2% de la cantidad que llegó a 1 m; para el

arrecife Santiaguillo indicó que en promedio a 1 m de profundidad llega 1,224,988.8 lux, a 10 m se recibe el 40.04 % de luz que llega a 1 m, y a 25 m sólo registró 10.85 % de la cantidad que se encontró a 1 m de profundidad. Además, describió que a 25 m en ambos arrecifes los peces herbívoros aumentaron, mientras que la cobertura coralina presentó los valores más bajos. Su descripción fue de importancia, pues estos factores (herbivoría y luz) pueden influir directamente en las comunidades de macroalgas del sublitoral.

5.2. Recolecta y análisis de muestras

Se procuró realizar dos recolectas por mes, de marzo a septiembre del 2019. El muestreo se realizó por medio de buceo autónomo (SCUBA), en profundidades de 5 a 30 m, utilizando un método de recolecta selectivo, el cual consiste en que, a criterio del recolector, se eligen las macroalgas que se tomarán (de esta manera se obtuvieron 29 muestras); este método permite abarcar un mayor número de especies, lo cual es vital para describir un área inexplorada. Solo se recolectaron las macroalgas que tuvieron una altura mayor a 1 cm, que no fueran epífitas y que estuvieran sobre sustratos duros (roca, fragmentos de conchas y coral muerto), arenosos y esponjas, unos de los macroinvertebrados más abundantes en el sublitoral (Tabla 1). Con la ayuda de un cuchillo y una espátula se extrajeron los ejemplares del sustrato. Los datos del sustrato fueron registrados en tablas de buceo y mediante la toma de fotografías con una cámara digital Sony Cyber-shot de 4.1-megapíxeles. Las muestras se colocaron en frascos transparentes de plástico de 500 ml en una solución de formol al 4% en agua de mar (Lot & Chiang, 1986) y fueron trasladadas al Laboratorio de Botánica Marina y Planctología del Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías (ICIMAP).

Para llevar a cabo la determinación, se utilizó un microscopio estereoscópico de bajo aumento Motic SMZ-168 y un microscopio compuesto Motic BA300, así como diversas obras especializadas (Taylor, 1960; Littler & Littler, 2000; Dawes & Mathieson, 2008), y diferentes artículos científicos sobre especies particulares. En este estudio se siguió el sistema de clasificación algas de Wynne (2011).

Con el fin de tener material de respaldo, se elaboraron preparaciones semipermanentes de los cortes realizados de diferentes estructuras de las algas, utilizando como medio de montaje grenetina glicerinada (en 100 ml de agua: 15 g de grenetina, 0.05 g de fenol y 30 ml de

glicerina). Se tomaron fotografías de cada una de las especies determinadas con una cámara Sony Cyber-shot de 4.1 megapíxeles adaptada a un microscopio compuesto Olympus BX51, y con la ayuda de este mismo microscopio se elaboraron dibujos a mano alzada de cada especie, utilizando una cámara lúcida, con el fin de registrar su morfología con detalle.

Se elaboró una matriz general en el programa MS Excel 2013 con los datos de sustrato, profundidad y arrecife en el que fueron recolectadas las macroalgas. De esta matriz se tomaron los datos para elaborar una curva de acumulación de especies usando el programa PAST 4.05 (Hammer, 2021); dicha curva sirvió para analizar la representatividad de las especies encontradas. Se comprobó la representatividad de la cantidad de especies obtenidas usando los índices Chao 2, Bootstrap y Jackknife de segundo orden (los cuales son estimadores no paramétricos que no asumen una distribución normal) y se calculó el promedio de todos los índices. Se decidió usar estos índices debido a que son estimadores que se basan en la incidencia y no toman en cuenta la abundancia (Escalante-Espinosa, 2003; González-Oreja *et al.*, 2010).

$$\text{Chao 2: } S_{\text{est}} = S_{\text{obs}} + (L^2/2M)$$

Dónde: S_{est} es el número de especies que se desea conocer, S_{obs} es el número de especies observado, L es el número de especies únicas y M es el número de especies repetidas (Moreno, 2001).

$$\text{Bootstrap: } S + \sum (1-p_j)^n$$




Dónde: S es el número de especies y p_j la proporción de de unidades de muestreo que contienen a cada especie (Moreno, 2001).

$$\text{Jack 2: } S + \frac{L(2m-3)}{m} - \frac{M(m-2)^2}{m(m-1)}$$

Dónde: L es el número de especies que ocurren solo en una muestra y m es el número de muestras (Moreno, 2001).

La afinidad por el sustrato a nivel de filo y clase se calculó de acuerdo con el número de incidencias que tuvieron en los sustratos; por especie, solo se consideró a las que aparecieron de ≥ 5 veces. Se calculó el porcentaje de apariciones sobre cada tipo de sustrato, y el de mayor porcentaje se consideró como el de afinidad para la especie. Sin embargo, existieron casos donde se encontraron con la misma cantidad de incidencias en dos sustratos, y para estos casos se consideró que se tuvo afinidad por ambos.

Tabla 1. Tipos de sustratos que se consideraron al recolectar a las macroalgas

Tipo de sustrato	Descripción	Imagen
Rocoso	Roca consolidada, coral muerto, fragmentos de coral y conchas de ≥ 2 mm.	
Arenoso	Sustrato fino conformado por fragmentos de coral muerto, conchas, algas marinas (≤ 2 mm) y arena.	
Eponjas	Animales invertebrados, acuáticos, sésiles que se alimentan por filtración.	

Fotografías tomadas por Yury Okolodkov

Además de la riqueza de especies, se estimó la distintividad taxonómica promedio (Δ^+), la cual es una medida de la amplitud taxonómica de una muestra o un sitio (Clarke & Warwick, 1998). Para esto se construyó una matriz con cinco categorías taxonómicas: filo, orden, familia, género y especie. Los niveles taxonómicos fueron establecidos siguiendo los criterios de Clarke y Gorley (2006), en el que las especies dentro del mismo género tienen

un peso de w_1 , especies dentro de la misma familia, pero en diferente género tienen un peso de w_2 , especies dentro del mismo orden, pero en diferente familia tienen un peso de w_3 y así sucesivamente los valores fueron aumentando con la distancia entre las categorías taxonómicas. Los datos se llevaron al programa PAST (Hammer, 2021) para obtener la estimación.

6. Resultados

6.1. Representatividad del muestreo

Los resultados que se obtuvieron del promedio de los índices de Chao 2, Bootstrap y Jackknife de representatividad de las especies indicaron, que el arrecife Anegada de Adentro estuvo mejor representado (81%) que el arrecife Verde (60.9%). El porcentaje de representatividad total para las especies de los dos arrecifes fue de 70.6%, por lo que se puede considerar que el muestreo tiene un buen nivel de confiabilidad (Tabla 2).

Tabla 2. Representatividad de las muestras tomadas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro; se muestran los valores de riqueza (S) y porcentaje de representatividad (%R) con distintos índices (Ch2=Chao 2, Boot = Bootstrap, J2 =Jackknife 2)

Arrecifes	S obs	S Ch2	S J2	S Boot	%R Ch2	%R J2	%R Boot	%R promedio
Ambos arrecifes	33	47.5	56.1	39.5	69.5	58.9	83.6	70.6
Verde	16	28.8	33.3	20.3	55.6	48.1	78.9	60.9
Anegada de Adentro	28	33.0	41.9	30.6	84.7	66.9	91.5	81.0

6.2. Diversidad taxonómica

En el sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro en profundidades de 5 a 30 m se identificaron 33 especies de 28 géneros de macroalgas, incluyendo dos variedades de una especie y un taxón identificado a nivel de género, mayores de 1 cm, Rhodophyta estuvo representada por 24 especies, Chlorophyta por seis especies y Phaeophyceae por tres especies. El 72.7% del total de especies encontradas corresponde a Rhodophyta, el 18.2% a Chlorophyta y el 9.1% a Phaeophyceae (Tabla 3).

Tabla 3. Riqueza de especies de macroalgas para los arrecifes Verde y Anegada de Adentro en profundidades de 5 a 30 m

	Especies encontradas en ambos arrecifes	Porcentaje (solo contando las especies)	Especies encontradas en el arrecife Verde	Porcentaje (solo considerando a las especies)	Anegada de Adentro	Porcentaje (solo contando las especies)
Rhodophyta	23	72.7%	9	56.3%	20	74.1%
Phaeophyceae	3	9.1%	2	12.5%	3	11.1%
Chlorophyta	6	18.2%	5	31.3%	4	14.8%
Total de especies:	32		16		27	

En el arrecife Verde se encontraron 16 especies: nueve Rhodophyta (56.3%), dos Phaeophyceae (12.5%) y cinco Chlorophyta (31.3%). En Anegada de Adentro se recolectaron 28 especies: 21 especies de Rhodophyta (74.1%), tres especies de Phaeophyceae (11.1%), y cuatro especies de Chlorophyta (14.8%) (Tabla 3).

En general, las familias con mayor número de especies fueron Rhodomelaceae (4), seguida de Delesseriaceae (3), Lithophyllaceae (3), Dictyotaceae (3) y Caulerpaceae (2); para el arrecife Verde las familias con mayor número de especies fueron Lomentariaceae (2) y Dictyotaceae (2); y para Anegada de Adentro Delesseriaceae (3), Lithophyllaceae (3), Rhodomelaceae (3), Dictyotaceae (3) y Caulerpaceae (2) (Tabla 4).

Tabla 4. Listado de especies de macroalgas del sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro encontradas en marzo-septiembre de 2019; afinidad por el sustrato y temporada en la que se encontraron: X, presencia; R, rocoso; A, arenoso; R-A, rocoso y arenoso; N, número de ejemplares; "Lluvias", temporada de lluvias; "Nortes", temporada de "nortes"

Taxa	Anegada de Adentro	Verde	N	Afinidad por el sustrato	"Lluvias"	"Nortes"
Rhodophyta						
<i>Agardhiella subulata</i> (C. Agardh) Kraft & Wynne 1979	X		3	A	X	
<i>Amphiroa brasiliiana</i> Decaisne 1842	X		8	R-A	X	X
<i>Amphiroa fragilissima</i> (Linnaeus) Lamouroux 1816	X	X	4	E	X	X
<i>Amphiroa tribulus</i> (Ellis & Solander) Lamouroux 1816	X		5	R	X	
<i>Asteromenia peltata</i> (Taylor) Huisman & Millar 1996	X		2	R	X	
<i>Botryocladia spinulifera</i> Taylor & Abbott 1973		X	1	E		X

Carradoriella denudata
(Dillwyn) Savoie & Saunders 2019

X

2

A

X

Ceratodictyon planicaule
(Taylor) Wynne 2011

X

X

12

R-A

X

X

Corynomorpha clavata
(Harvey) J. Agardh 1872

X

1

R

X

Crouania attenuata (C. Agardh)
J. Agardh 1842

X

10

A

X

Dasya rigidula (Kützting)
Ardissone 1878

X

X

4

E-A

X

X

Galaxaura rugosa (Ellis &
Solander) Lamouroux 1816

X

X

3

R

X

X

Gelidiella acerosa (Forsskål)
Feldmann & Hamel 1934

X

1

R

X

Halymenia floresii (Clemente)
C. Agardh 1817

X

1

R

X

Hypnea valentiae (Turner)
Montagne 1841

X

4

R-A

X

X

<i>Hypnea musciformis</i> (Wulfen) Lamouroux 1813	X		1	R	X	
<i>Hypoglossum hypoglossoides</i> (Stackhouse) Collins & Hervey 1917	X		1	A	X	
<i>Jania rubens</i> (Linnaeus) Lamouroux 1816	X	X	3	R	X	X
<i>Laurencia filiformis</i> (C. Agardh) Montagne 1845		X	2	R	X	X
<i>Neosiphonia sertularioides</i> (Grateloup) Nam & Kang 2012	X		2	E		X
<i>Nitophyllum wilkinsoniae</i> Collins & Hervey 1917	X		1	A	X	
<i>Polysiphonia</i> sp.	X		3	A	X	
<i>Spyridia filamentosa</i> (Wulfen) Harvey 1833	X		3	A	X	
<i>Wrangelia argus</i> (Montagne) Montagne 1856	X	X	10	R-A	X	X
Phaeophyceae <i>Dictyota menstrualis</i> (Hoyt) Schnetter, Hörning & Weber 1987	X	X	15	A	X	

<i>Dictyota bartayresiana</i> Lamouroux 1809	X	X	6	R-A	X
<i>Canistrocarpus cervicornis</i> (Kützting) De Paula & De Clerck 2006	X		1	A	X
Chlorophyta					
<i>Caulerpa ashmeadii</i> Harvey 1858	X	X	5	A	X
<i>Caulerpa racemosa</i> (Forsskål) J. Agardh 1873 var. <i>racemosa</i>	X		1	A	X
<i>Caulerpa racemosa</i> var. <i>macrophysa</i> (Kützting) Taylor 1928	X		1	A	X
<i>Cladophora vagabunda</i> (Linnaeus) Hoek 1963		X	1	R	X
<i>Halimeda opuntia</i> (Linnaeus) Lamouroux 1816	X	X	3	R	X
<i>Udotea caribaea</i> D.S. Littler & M.M. Littler 1990	X	X	6	A	X

Valonia ventricosa J. Agardh
1887

X 16 R X X

6.3. Riqueza de especies por temporada

El mayor número de especies (28 especies y un género) fue encontrado durante la temporada de lluvias (mayo a septiembre): 21 especies y un género de Rhodophyta, tres especies de Phaeophyceae y cuatro especies de Chlorophyta. Durante la temporada de “nortes” (octubre a abril) se encontraron 15 especies y una variedad de macroalgas, 12 Rhodophyta, y tres especies y una variedad de Chlorophyta, no se encontró ninguna especie de Phaeophyceae. Rhodophyta tuvo la mayor cantidad de especies tanto en las temporadas de “nortes” como en la de lluvias (Tabla 5).

El arrecife Verde se encontraron 13 especies durante la temporada de lluvias: siete especies de Rhodophyta, dos de Phaeophyceae y cuatro de Chlorophyta. Mientras que en la temporada de “nortes” se recolectaron 11 especies: nueve especies de Rhodophyta y dos de Chlorophyta (Tabla 5).

Tabla 5. Número de especies de macroalgas encontradas por temporadas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro

	Taxa en temporada de lluvias			Taxa en temporada de nortes		
	Verde y Anegada de Adentro	Verde	Anegada de Adentro	Verde y Anegada de Adentro	Verde	Anegada de Adentro
Rhodophyta	21	7	19	12	9	9
Phaeophyceae	3	2	3	---	---	---
Chlorophyta	4	4	3	3	2	1
Total:	28	13	25	15	11	10

En el arrecife Anegada de Adentro, durante la temporada de lluvias se encontraron 25 especies y un género: 19 especies y un género de Rhodophyta, tres especies de Phaeophyceae y tres especies de Chlorophyta. En la temporada de “nortes” se hallaron 10 especies y una variedad: 9 especies de Rhodophyta, y una especie y una variedad de Chlorophyta (Tabla 5).

6.4. Afinidad por el sustrato

De manera general, las macroalgas del sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro presentaron afinidad por sustrato arenoso (47.5%), y menor afinidad por sustrato rocoso (42.5%) y esponjas (10%). Las macroalgas del arrecife Verde presentaron afinidad por sustrato rocoso (50%) y menor afinidad por sustrato arenoso (35%) y esponjas (15%). Mientras que las macroalgas del arrecife Anegada de Adentro presentaron afinidad por sustrato arenoso (54.3%) y menor por sustrato rocoso (37.1%) y esponjas (8.6%).

En general, el filo Rhodophyta presentó afinidad por sustrato rocoso con 50%, los sustratos con menor porcentaje de especies fueron arenoso (25%) y esponjas (25%). La clase Phaeophyceae exhibió afinidad por sustrato arenoso con el 66.7% de sus especies sobre este, seguido del sustrato rocoso con 33.3%. El filo Chlorophyta mostró afinidad por sustrato arenoso con 57.1% de especies, seguido del sustrato rocoso con 42.9% (Tabla 6).

En el arrecife Verde el filo Rhodophyta presentó mayor cantidad de especies en sustrato rocoso (50%), y menor en arenoso (25%) y esponjas (25%). La clase Phaeophyceae presentó 66.7% de especies en sustrato arenoso y 33.3% en sustrato rocoso. Mientras que Chlorophyta tuvo mayor porcentaje de especies en sustrato rocoso (60%) y menor en arenoso (40%) (Tabla 6).

En el arrecife Anegada de Adentro las macroalgas del filo Rhodophyta presentaron afinidad por sustrato arenoso (46.2%), seguido por rocoso (42.3%) y esponjas (11.5%). La clase Phaeophyceae tuvo mayor cantidad de especies sobre sustrato arenoso (66.7%) y menor en sustrato rocoso (33.3%). Chlorophyta presentó mayor cantidad de especies sobre sustrato arenoso (80%) y menor sobre rocoso (20%) (Tabla 6).

Los resultados del análisis de preferencia por el sustrato indicaron que: *Amphiroa brasiliana* Decaisne, *Ceratodictyon planicaule*, *Wrangelia argus* y *Dictyota bartayresiana* tienen preferencia por sustratos rocosos y arenosos en la misma proporción, *Amphiroa tribulus* y *Valonia ventricosa* por sustrato rocoso y *Crouania attenuata*, *Dictyota menstrualis*, *Caulerpa ashmeadii* y *Udotea caribaea* por sustrato arenoso (Tabla 4).

Tabla 6. Afinidad por el sustrato (en %) de las macroalgas encontradas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro

Sustrato	Verde y Anegada de Adentro			Verde			Anegada de Adentro			Total
	Rhodophyta	Phaeophyceae	Chlorophyta	Rhodophyta	Phaeophyceae	Chlorophyta	Rhodophyta	Phaeophyceae	Chlorophyta	
Rocoso	50	33.3	42.9	50	33.3	60	42.3	33.3	20	42.5
Arenoso	25	66.7	57.1	25	66.7	40	46.2	66.7	80	47.5
Esponjas	25	---	---	25	---	---	11.5	---	---	10

6.5. Nuevos registros

Se establecieron cuatro nuevos registros de las especies de macroalgas para el estado de Veracruz (*Asteromenia peltata*, *Botryocladia spinulifera*, *Nitophyllum wilkinsoniae* y *Corynomorpha clavata*), dos para el PNSAV (*Amphiroa brasiliana* y *Ceratodictyon planicaule*), dos para el arrecife Verde y 26 para el arrecife Anegada de Adentro. Para el arrecife Verde los nuevos registros fueron: *Botryocladia spinulifera* y *Ceratodictyon planicaule*. Para Anegada de Adentro fueron: *Agardhiella subulata*, *Amphiroa brasiliana*, *Amphiroa fragilissima*, *Amphiroa tribulus*, *Asteromenia peltata*, *Carradoriella denudata*, *Ceratodictyon planicaule*, *Corynomorpha clavata*, *Crouania attenuata*, *Dasya rigidula*, *Galaxaura rugosa*, *Halymenia floresii*, *Hypnea valentiae*, *Hypnea musciformis*, *Hypoglossum hypoglossoides*, *Jania rubens*, *Neosiphonia sertularioides*, *Nitophyllum wilkinsoniae*, *Polysiphonia* sp., *Spyridia filamentosa*, *Wrangelia argus*, *Dictyota menstrualis*, *Dictyota bartayresiana*, *Canistrocarpus cervicornis*, *Caulerpa ashmeadii* y *Udotea caribaea*.

6.6. Distintividad taxonómica

El arrecife Verde, con 16 especies, obtuvo el mayor valor para el índice de distintividad taxonómica (6.293), mientras que Anegada de Adentro que contó con 27 especies, un género y una variedad mostró un índice con un valor menor (5.794).

De manera conjunta para ambos arrecifes, en la temporada de lluvias se obtuvo el mayor índice de distintividad taxonómica (IDT) (6.057) que, en la temporada de “nortes” (5.767). A nivel de arrecife, el mayor valor se obtuvo en la temporada de lluvias para el arrecife Verde (IDT 6.308 vs 6.057 en temporada de “nortes”); al igual que en el arrecife Anegada de Adentro (IDT 5.869 vs. 5.422 en la temporada de “nortes”).

7. Discusión

7.1. Riqueza de especies

La distribución geográfica de las macroalgas a gran escala está determinada principalmente por la temperatura del agua (Bula-Meyer, 1977; Mendoza, 1999), prefiriendo Rhodophyta y Chlorophyta los climas tropicales, mientras que Phaeophyceae tiene predilección por climas templados (Rojo-Cruz, 2006). Los resultados de este estudio presentaron este patrón: los arrecifes estudiados se encuentran en una zona tropical, y se observó que Rhodophyta obtuvo el mayor porcentaje (72.7%), seguido de Chlorophyta (18.2%) y Phaeophyceae (9.1%). Es de importancia señalar que, generalmente, en el sublitoral Rhodophyta siempre tendrá mayor número de ejemplares por ser el grupo de macroalgas con mayor cantidad de especies.

De acuerdo con los resultados taxonómicos de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro, se apreció que las familias que tuvieron el mayor número de especies (Rhodomelaceae, Dictyotaceae y Caulerpaceae) también predominaron en investigaciones previas realizadas en el PNSAV y el Atlántico mexicano en general (Huerta-Muzquiz, 1960; Mateo-Cid *et al.*, 1996, 2006, 2013; Ortigón-Aznar *et al.*, 2001; Orduña-Medrano, 2004; Sánchez-Molina *et al.*, 2007; González-González, 2009; Robinson *et al.*, 2012; Galicia-García *et al.*, 2013; Galicia-García, 2017; Quiroz-González *et al.*, 2018; García-García *et al.*, 2020).

Rhodomelaceae, Dictyotaceae y Caulerpaceae son las familias con mayor número de especies en el Atlántico mexicano. Rhodomelaceae cuenta con 96 especies registradas (García-García *et al.*, 2020), de Dictyotaceae se conocen 11-12 especies (Littler & Littler, 2000; Mateo-Cid *et al.*, 2012) y Caulerpaceae con 16 especies (Apartado, 1998). Estas familias también son algunas de las mejor representadas en su filo/clase. Particularmente, Rhodomelaceae es la familia más grande dentro de Rhodophyta, con 125 géneros y aproximadamente 600-625 especies (Sentíes *et al.*, 1990). Dictyotaceae es la segunda familia con mayor número de especies dentro de Phaeophyceae, con 25 géneros y 319 especies, y Caulerpaceae es de las familias que más especies tiene dentro de Chlorophyta, con un género y 104 especies (Guiry & Guiry, 2022).

El hecho de que Rhodomelaceae, Dictyotaceae y Caulerpáceae cuenten con gran cantidad de especies se debe a aspectos biogeográficos y evolutivos. Rhodomelaceae ha sido descrita como la familia más evolucionada dentro del orden Ceramiales (Scagel, 1953; Kim *et al.*, 2000), y con un alto grado de variación en sus características morfológicas (Taylor, 1960; Sentís *et al.*, 1990; Littler & Littler, 2000; Dawes & Mathieson, 2008), que le permiten establecerse en diferentes hábitats, al igual que Dictyotaceae con una alta plasticidad fenotípica y morfológica (Tronholm *et al.*, 2010; Tronholm *et al.*, 2013; Lozano-Orozco, 2016), y Caulerpáceae (Carruthers *et al.*, 1993; Silva *et al.*, 1996).

Si bien, de acuerdo con Galicia-García y Morales-García (2007), la familia Corallinaceae es la que cuenta con mayor número de especies en el PNSAV, recientemente, se describió una nueva familia Lithophyllaceae, y el género *Amphiroa*, que se encontraba en la familia Corallinaceae, se pasó a esta nueva familia, el cual fue uno de los géneros que más especies tuvo en el presente estudio. La naturaleza de la zona de recolecta, mayormente compuesta por restos coralinos, probablemente, favoreció a la proliferación de las Lithophyllaceae, las cuales suelen encontrarse sobre sustratos duros (Littler & Littler, 2000).

7.2. Riqueza de especies por temporadas

En los arrecifes Verde y Anegada de Adentro se encontró la mayor riqueza de macroalgas durante la temporada de lluvias, lo cual contrasta con los resultados de Ortégón-Aznar y Aguilar-Perera (2014), García-López *et al.* (2017) y Quirós-González *et al.* (2018), quienes realizaron estudios ficológicos en el golfo de México y describieron la diversidad de especies por temporadas.

Probablemente, el hecho de que la cantidad de especies de macroalgas sea mayor en temporada de lluvias se deba a que la descarga del río Jamapa incrementa la entrada de nutrientes. Los principales que necesitan las macroalgas son fósforo (absorbido principalmente como PO_4) y nitrógeno (absorbido en forma de NO_3 y NH_4). En el PNSAV Horta-Puga (2017) reportó 0.58 mg/l de NO_3 durante la temporada de lluvias, mientras que en nortes su concentración fue 0.39 mg/l. De igual manera, encontró que el nivel de PO_4 es mayor durante la temporada de lluvias (0.07 mg/l), en comparación con la temporada de “nortes” (0.05 mg/l). Este patrón es similar al encontrado por Okolodkov *et al.* (2015),

quienes reportan los valores más altos de NO_3 (1.40 mg/l), NO_2 (0.014 mg/l) y NH_4 (0.029 mg/l) en septiembre (cabe señalar que este mes es cuando se registra mayor precipitación durante el año), mientras que la mayor concentración de PO_4 fue registrada a principios de octubre (1.38 mg/l).

De los elementos que necesitan las macroalgas para crecer óptimamente, el fósforo es irremplazable; este es absorbido principalmente como PO_4 , y su absorción se incrementa a medida que aumenta el pH (Edding *et al.*, 2006). A través de varias reacciones químicas el fósforo se incorpora a compuestos orgánicos, como ácidos nucleicos (ADN y ARN), fosfoproteínas, fosfolípidos, enzimas y compuestos fosfatados ricos en energía, como la adenosina trifosfato (ATP) y adenosina difosfato (ADP) (Edding *et al.*, 2006; Pérez-Urria 2009). El ATP y ADP se utilizan como fuente de energía en la fosforilación y la fotosíntesis.

Los procesos primarios que determinan el crecimiento vegetal son los que involucran el intercambio de gases y la fotosíntesis (Taiz & Zeiger, 2006; Corrales-González *et al.*, 2015). El nitrógeno es de importancia para las macroalgas al formar parte de la molécula de clorofila-*a* (en los cuatro anillos pirrólicos) y por involucrarse en la formación y transporte de azúcares, lípidos, celulosa, almidón, auxinas, citoquininas, vitaminas y alcaloides; por lo tanto, es necesario para generar masa vegetal y regular el rendimiento del talo (Peil & Galvez, 2012; Corrales-González *et al.*, 2015).

Carreón-Palau *et al.* (2019) indican que los fertilizantes son la principal fuente de nitrógeno para las macroalgas, y Bolaños-Alfaro *et al.* (2017) reportan que las principales rutas de ingreso de nitrógeno y fósforo a las masas de agua son las aguas residuales urbanas, industriales o municipales y las resultantes de actividades agronómicas. En el caso del estado de Veracruz, los principales vectores de ingreso de nitrógeno y fósforo son los siguientes:

1. Industrias azucareras: en Veracruz existen 18 industrias azucareras en zonas aledañas al municipio de Veracruz, estas generan aguas residuales ricas en óxido nítrico (NO) y PO_4^{3-} con un caudal de 14.6 m³/seg. (Houbron, 2010; Pérez-Sánchez, 2017). Se desconoce el porcentaje que se descarga en cuerpos de agua y cuánto llega a la desembocadura del río Jamapa.

2. Agricultura: el estado de Veracruz dedica a la agricultura 488,719.64 ha a las cuales se les aplican fertilizantes como: amoníaco anhidro, nitrato de amonio, nitrato de calcio, nitrato de potasio, urea, fosfatomonopotásico, sulfato de magnesio, sulfato de potasio, superfosfato simple, superfosfato triple, sulfato de amonio, entre otros (INEGI, 2018); de acuerdo con García *et al.* (1994), a cada hectárea se le aplica en promedio de 44-77 kg. De este solo se utiliza entre el 25% y 85% (dependiendo del cultivo), y el restante llega a cuerpos de agua por medio de percolación (OPS, OMS, 1980).
3. Ganadería: para el estado de Veracruz se reporta un total de 3,522,590 ha de uso ganadero con aproximadamente 59,199 cabezas de ovinos (INEGI, 2018). Un ovino excreta alrededor de 43 kg de nitrógeno y 63 kg de fósforo, y solo el 10% de estas excretas se aprovecha en cultivos (García *et al.*, 1994), lo demás termina en cuerpos de agua.
4. Aguas urbanas: la cantidad de NO₃ en los desechos humanos se estima en unos 5 kg por persona al año (National Research Council, 1972). Para los municipios de Veracruz y Boca del Río se reporta un caudal de aguas urbanas (incluyendo pluviales y drenajes) de 59.16 m³/seg. con 2,425 toneladas de materia orgánica al año, de las cuales solo el 48% reciben tratado de aguas residuales antes de ingresar al mar, mientras que el 52% se arrojan en crudo (Houbron, 2010; ORFIS, 2014; H. Ayuntamiento Constitucional de Boca del Río, 2018). Esto se debe a que se encuentran en funcionamiento solo ocho plantas de tratamiento de aguas residuales (Costa de Oro, Norte de Veracruz, Carranza, Cabeza Olmeca, La Tampiquera, Floresta, Nuevo Veracruz y Laguna Real), y 22 están fuera de funcionamiento (Comisión del agua del estado de Veracruz, 2014; H. Ayuntamiento Constitucional de Boca del Río, 2017).

Estos factores pueden explicar los valores obtenidos por Okolodkov *et al.* (2015) y Horta-Puga (2017), y en consecuencia una mayor proliferación de macroalgas en la temporada de lluvias.

7.3. Nuevos registros

La familia Delesseriaceae no tenía especies registradas en los arrecifes Verde y Anegada de Adentro (Galicia-García & Morales-García, 2007). En este estudio se encontraron dos especies de esta familia (*Nitophyllum wilkinsoniae* y *Hypoglossum hypoglossoides*), y una

de estas es un nuevo registro para el estado de Veracruz: *Nitophyllum wilkinsoniae*; esta macroalga fue observada en julio en Anegada de Adentro a una profundidad de 20 m sobre sustrato arenoso. El hallazgo concuerda con lo reportado por Littler y Littler (2000) en términos de profundidad (20 m) y sustrato; los autores describieron que se suele encontrar sobre rocas y siendo epifitos.

Amphiroa brasiliana es un nuevo registro para el PNSAV. Anteriormente se ha registrado en Florida, en el mar Caribe (Littler & Littler 2000) y en el Atlántico mexicano en los estados de Veracruz (Luna-Ortega & De la Cruz-Francisco, 2017), Tamaulipas, Campeche y Quintana Roo (Ortega *et al.*, 2001). En Veracruz se recolectó en el arrecife Oro Verde cerca de la desembocadura del río Tuxpan. El alga fue encontrada creciendo sobre áreas muertas de corales escleractinios (Luna-Ortega & De la Cruz-Francisco, 2017), lo cual coincide con los resultados de este estudio: se recolectó sobre sustratos duros que, en su mayoría, son fragmentos de coral muerto.

Asteromenia peltata corresponde a un nuevo registro para el estado de Veracruz. La especie ha sido recolectada en Florida, el mar Caribe (Littler & Littler, 2000). En aguas mexicanas se ha encontrado en la parte oriental del golfo de México (Cheney & Dyer, 1974) y Quintana Roo (Mendoza-González & Mateo-Cid, 2007). El registro más reciente en aguas mexicanas corresponde a Mendoza-González y Mateo-Cid (2007). Estos autores recolectaron la macroalga en sustrato rocoso, pero dentro de oquedades en la zona intermareal expuesta. Este último dato no concuerda con la zona de hallazgo de nuestro ejemplar, pues se recolectó en sustrato duro a 15 m de profundidad; sin embargo, Littler y Littler (2000) mencionan que puede habitar en sustratos duros hasta 45 m de profundidad.

Botryocladia spinulifera es un nuevo registro para el estado de Veracruz. Anteriormente se ha encontrado en Florida, en el mar Caribe (Littler & Littler, 2000), Campeche (Mateo-Cid *et al.*, 2013) y Quintana Roo (Mateo-Cid *et al.*, 2006; Mendoza-González *et al.*, 2007; Cetz-Navarro *et al.*, 2008). Esta macroalga fue recolectada sobre esponja a 6 m de profundidad; la profundidad concuerda, pero el sustrato no; anteriormente se ha descrito sobre sustratos rocosos (Littler & Littler, 2000).

Ceratodictyon planicaule es un nuevo registro para el PNSAV. Ha sido registrado en el Caribe (Littler & Littler, 2000), Tamaulipas (Ortega *et al.*, 2001), Veracruz (De la Garza-Flores, 2003), Campeche (Mendoza-González *et al.*, 2013), Quintana Roo (Mateo-Cid & Mendoza-González, 1991; Ortega *et al.*, 2001; Mendoza-González *et al.*, 2007). Se ha descrito como una macroalga poco común que crece sobre sustratos duros desde la zona intermareal hasta 1 m de profundidad; sin embargo, en este estudio se encontraron varios ejemplares de esta especie creciendo sobre sustratos duros y arenosos, hasta 25 m de profundidad. Es probable que se deba a la ubicación de la zona de recolecta que se conforma principalmente por sustratos duros y fragmentos de conchas y coral muerto.

Corynomorpha clavata se registra por primera vez para el estado de Veracruz. Ésta especie se ha encontrado en Florida, mar Caribe (Littler & Littler, 2000), Campeche (Mateo-Cid *et al.*, 2013) y Quintana Roo (Ortega *et al.*, 2001). De acuerdo con la literatura publicada, se ha descrito que esta macroalga suele encontrarse sobre sustratos duros, hasta 25 m de profundidad, lo que coincide con el ejemplar recolectado que se encontró a 7 m de profundidad sobre sustrato duro.

7.4. Afinidad por el sustrato

Las algas que se observaron en el sublitoral en el presente estudio, de acuerdo con la clasificación de Connell (2005), eran mayormente “enanas” y en menor presencia “grandes macroalgas”. Esto coincide con la descripción de González-González *et al.* (2016), la cual señala que, en las zonas con mayor profundidad, principalmente compuestas por corales, es común observar algas filamentosas formando tapetes sobre el sustrato. Lo observado en este estudio coincide con el patrón descrito.

En este trabajo se observó que las macroalgas tuvieron mayor afinidad por sustrato arenoso (47.5%) seguido de sustrato rocoso (42.5%). Es de importancia mencionar que, el sustrato arenoso observado durante los muestreos estaba compuesto principalmente por fragmentos de coral muerto (en los fragmentos de mayor tamaño se observaron macroalgas) y conchas, se sabe que este tipo de sustrato, por su textura, favorece el asentamiento de las algas (Garduño-Solórzano *et al.*, 2005; González-Gándara *et al.*, 2007), debido a que es beneficioso tanto para aquellas que poseen rizoides, como para las que tienen discos de

fijación (Carmona-Jiménez *et al.*, 2004), especialmente cuando cuenta con fragmentos grandes. Además, Patiño-Espinosa *et al.* (2022) describieron que, conforme aumenta la profundidad, las macroalgas se observan establecidas mayormente en esqueletos de coral muerto, lo que coincide con lo observado en este estudio.

El arrecife Verde cuenta con una laguna central rodeada por una barrera coralina. Esta barrera cuenta con una abertura de casi 50 m y ocasiona una corriente de la zona oceánica hacia el interior del arrecife en dirección noreste-suroeste (Lot-Helgueras, 1971). Las macroalgas del arrecife Verde presentaron afinidad por sustrato rocoso. Es probable que se deba a la acción de la corriente, debido a que en la zona lagunar donde pasa, se ha observado escasez de pastos marinos (Lot-Helgueras, 1971) y también de macroalgas (de acuerdo con lo observado durante la toma de muestras para este estudio). Las macroalgas que poseen pies o discos de fijación están mejor adaptadas para resistir la corriente, que aquellas que poseen rizoides. Esto se debe a que los discos de fijación son estructuras unicelulares o pluricelulares (Carmona-Jiménez *et al.*, 2004), que presentan modificaciones relacionadas con la superficie utilizada como sustrato (Taylor, 1960; Littler & Littler, 2000).

El arrecife Anegada de Adentro presenta laderas bien desarrolladas en la porción posterior, conformadas por sustrato de coral vivo y muerto (Lara *et al.*, 1992) y arena de origen biológico (CONANP, 2017). Las macroalgas encontradas en este arrecife presentaron afinidad por sustrato arenoso (54.3%), pese a que la mayoría de los géneros encontrados presentan discos de fijación como estructura de sujeción al sustrato (*Amphiroa* Lamouroux, *Galaxaura* Lamouroux, *Gelidiella* Feldmann & Hamel, *Jania* Johansen & Silva, *Laurencia* Lamouroux, *Dictyota* Lamouroux, *Valonia* C. Agardh, entre otros), característica común de las macroalgas con afinidad por sustratos rocosos; esto se debe a las características de la arena que es . La arena que se encuentra en Anegada de Adentro está conformada por fragmentos coralinos y conchas que por su textura y tamaño han favorecido el establecimiento de macroalgas con discos de fijación y también a aquellas con rizoides (*Udotea* Lamouroux, *Caulerpa* Lamouroux y *Halimeda* Lamouroux). Es de importancia señalar que, Anegada de Adentro a diferencia del arrecife Verde, no cuenta con un canal que ocasione una corriente de la zona oceánica hacia el interior del arrecife, por lo tanto, las macroalgas con rizoides no se ven afectadas y se pueden establecer sobre el sustrato.

Patiño-Espinosa *et al.* (2022) reportaron que la mayoría de especies de macroalgas Chlorophyta se encontraron en sustratos abióticos (arena, esqueletos de coral y rocas), además, describieron que conforme iba aumentando la profundidad, las macroalgas se observaron con más frecuencia sobre esqueletos de coral, y en menor proporción sobre sustratos bióticos. Este estudio se desarrolló en profundidades de 5-30 m y la mayoría de las macroalgas se encontraron en sustrato rocoso, arenoso y fragmentos de coral muerto, de forma similar a lo reportado por los autores.

En cuanto a la afinidad de las especies por el sustrato, Patiño-Espinosa *et al.* (2022) registraron que *Amphiroa tribulus* se recolectó exclusivamente sobre esqueletos de coral, y en este estudio presentó afinidad por sustrato rocoso (que está compuesto mayormente por coral muerto); esto probablemente se deba a que las rocas y el coral muerto cuentan con una superficie porosa e irregular que favorece el asentamiento de macroalgas (González-Gándara *et al.*, 2007). En contraste, los autores describieron que *Dictyota menstrualis* se encontró mayormente sobre otras algas (correspondientes a las familias Halimedaceae, Corallinaceae, Udoteaceae y Dictyotaceae), y en este estudio se observó con afinidad por sustrato arenoso es de importancia mencionar que *Dictyota menstrualis*, además de tener una estructura de fijación discoidal, presenta rizoides marginales en las zonas basales del talo (Littler & Littler, 2000) que le permiten adherirse al sustrato arenoso; cabe señalar que, los rizoides son característicos de las especies con predilección por sustratos arenosos (Carmona-Jiménez *et al.*, 2004).

8. Conclusiones

1. De acuerdo con los resultados se aprueba parcialmente la hipótesis, debido a que de Phaeophyceae no se obtuvo mayor número de especies que de Chlorophyta.
2. Existe mayor riqueza de especies de macroalgas durante la temporada de lluvias (mayo a septiembre).
3. Las características del sustrato influyen en la diversidad de macroalgas de las zonas de estudiadas.
4. Las macroalgas del arrecife Verde presentaron afinidad por sustrato rocoso, mientras que las del arrecife Anegada de Adentro presentaron afinidad por sustrato arenoso.
5. El filo Rhodophyta tiene preferencia por sustrato rocoso.
6. La clase Phaeophyceae tiene preferencia por sustrato arenoso.
7. El filo Chlorophyta tiene predilección por sustratos arenosos.

Bibliografía

- Abbott, I.A. 1996. Ethnobotany of seaweeds: clues to uses of seaweeds. *Hydrobiologia* 326: 15-20.
- Abellán, P., D.T. Bilton, A. Millán, D. Sánchez-Fernández & P.M. Ramsay. 2006. Can taxonomic distinctness assess anthropogenic impacts in inland waters? A case study from a Mediterranean river basin. *J. Freshw. Biol.* 51: 1744-1756.
- Amado-Filho, G.M., G. Maneveldt, R.C.C. Manso, B.V. Marins-Rosa¹, M.R. Pacheco & S.M.P.B. Guimarães. 2007. Estructura de los mantos de rodolitos de 4 a 55 metros de profundidad en la costa sur del estado de Espírito Santo, Brasil. *Cienc. Mar.* 33(4): 399-410.
- Apartado, F.P. 1998. Distribución geográfica del género *Caulerpa* Lamouroux (Caulerpaceae, Chlorophyta) en México. Informe Final de Servicio Social, UAM-Iztapalapa. México, D.F. 89 pp.
- Arenas-Fuentes, V. & J. Salas-Pérez. 2005. El Golfo de México, una aproximación a los determinantes de su biodiversidad. En: J.L. Hernández-Aguilera, J.A. Ruiz-Nuño, R.E. Toral-Almazán & V. Arenas-Fuentes (Eds.). Camarones, langostas y cangrejos de la costa este de México. CONABIO, ECONATURA A. C., México, D.F., México. Pp. 7-21.
- Bolaños-Alfaro, J., G. Cordero-Castro & G. Segura-Araya. 2017. Determinación de nitritos, nitratos, sulfatos y fosfatos en agua potable como indicadores de contaminación ocasionada por el hombre, en dos cantones de Alajuela (Costa Rica). *Tecnología en Marcha* 30(4): 15-27.
- Bula-Meyer, G. 1977. Algas marinas bénticas indicadoras de un área afectada por aguas de surgencia frente a la costa Caribe de Colombia. *An. Inst. Inv. Mar. Punta Betín* 9: 45-71.
- Caballero-Rosas, A. 1990. Modelación hidrodinámica numérica de la circulación por viento en la zona costera del Puerto de Veracruz y sus proximidades. Tesis de Maestría. Instituto de Ingeniería, Universidad Veracruzana, Veracruz, Ver., México. 70 pp.
- Carmona-Jiménez, J., M.A. Hernández-Muñoz & M. Ramírez-Vázquez. 2004. Algas. Glosario ilustrado. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, México D. F. México. 87 pp.
- Carreón-Palau, L., J.A. del Ángel-Rodríguez, C.C. Parrish, H. Pérez-España & S. Aguiñiga-García. 2019. Evaluación de las fuentes naturales y antropogénicas de nitrógeno y carbono en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. En: Granados-Barba, A., L. Ortiz-Lozano, C. González-Gándara & D. Salas-Monreal (Eds.). Estudios científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México. Universidad Autónoma de Campeche, Camp., México. Pp. 345-376.
- Carruthers, T.J.B., D.I. Walker & M. Huisman. 1993. Culture studies on two morphological types of *Caulerpa*

- (Chlorophyta) from Perth, Western Australia, with a description of a new species. *Bot. Mar.* 36: 589-596.
- Casco, S.L., N.I. Basterra & J.J. Neiff. 2008. Manual de biodiversidad de Chaco, Corrientes y Formosa. Chaco, Argentina. 345 pp.
- Cava, M.B., M.C. Coscarón & J.A. Corronca. 2015. Inventario y estimación de la riqueza específica de artrópodos en bosques del noreste de Argentina. *Rev. Colomb. Entomol.* 41(1): 139-146.
- Cavalier-Smith, T. 2002. Chloroplast evolution: Secondary symbiosis and multiple losses. *Cur. Biol.* 12: 62-64.
- Cavalier-Smith, T. 2003. Genomic reduction and evolution of novel genetic membranes and protein-targeting machinery in eukaryote-eukaryote chimaeras (meta-algae). *Biol. Sci.* 358: 33-109.
- Cetz-Navarro, N.P., J. Espinoza-Avalos, A. Senties-Granados & L.I. Quan-Young. 2007. Nuevos registros de macroalgas para el Atlántico mexicano y riqueza florística del Caribe mexicano. *Hidrobiológica* 18(1): 11-19.
- Cheney, D.F. & J.P. Dyer. 1974. Deepwater benthic algae of the Florida middle ground. *Mar. Biol.* 27: 185-190.
- Clarke, K.R. & R.M. Warwick. 1998. A taxonomic distinctness index and its statistical properties. *J. Appl. Ecol.* 35: 523-531.
- Clarke, K.R. & R.M. Warwick. 2001. A further biodiversity index applicable to species lists: variation in taxonomic distinctness. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 216: 265-278.
- Clarke, K.R., & Gorley, R.N. 2006. PRIMER v6: User manual/Tutorial. PRIMER-E Ltd. Plymouth Marine Laboratory, Plymouth, UK. 300 pp.
- Comisión Nacional de Áreas Protegidas (CONANP). 2017. Programa de manejo Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. Veracruz, México. 352 pp.
- National Research Council. 1972. Accumulation of nitrate. The National Academies Press, Washington, D.C., USA. 48 pp.
- Connell, S.D. 2005. Assembly and maintenance of subtidal habitat heterogeneity: synergistic effects of light penetration and sedimentation. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 289: 53-61.
- Corrales-González, M., F. Rada & R. Jaimez. 2015. Efecto del nitrógeno en los parámetros fotosintéticos. *Act. Agro.* 65(3): 255-260.
- Cruz-Ayala, M.A., M. Casas-Valdez & S. Ortega-García. 1994. Temporal and spatial variation of frondose benthic seaweeds in La Paz Bay, B. C. S., Mexico. *Bot. Mar.* 41: 191-198.
- Cubit, J.D. 1984. Herbivory and the seasonal abundance of algae on a high intertidal rocky shore. *Ecology* 65: 1904-1917.

- Dawes, C.J. 1986. Botánica marina. Editorial Limusa, México, D.F., México. 673 pp.
- Dawes, C.J. & A.C. Mathieson. 2008. The seaweed of Florida. University Press of Florida, Gainesville, FL, USA. viii+592 pp.
- Dawes, C.J. & J.F. Van Breedveld. 1969. Benthic marine algae. *Memoirs of the Hourglass Cruises* 1(2): 1-47.
- De Clerck, O., K.A. Bogaert & F. Leliaert. 2012. Diversity and evolution of algae: primary endosymbiosis. En: Piganeau, G. (Ed.). *Genomic insights into the biology of algae*. Pp. 55-86.
- De la Garza-Flores, C. 2003. Clave genérica de las algas rojas marinas macroscópicas y comunes de las costas de Veracruz, México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., México. 79 pp.
- Delgado, J.M., J.A. Palacio & N.J. Aguirre. 2008. Variación vertical y estacional de la comunidad de macroalgas en los costados noroccidental y nororiental del golfo de Urabá, Caribe Colombiano. *Gestión y Ambiente* 11(3): 27-42.
- Dreckmann, K.M., A. Senties & M.L. Núñez. 2013. Biología de algas. Manual de prácticas de laboratorio. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, México, D.F., México. 77 pp.
- Edding, M., F. Tala & J. Vásquez. 2006. Fotosíntesis, productividad y algas marinas. *La Serena* 11: 1-40.
- Ellison, M.A. & E.J. Farnwort. 1996. Anthropogenic disturbance of Caribbean mangrove ecosystems: past impacts, present trends, and future predictions. *Biotropica* 28(4a): 549-565.
- El-Sayed, S.Z., W.M. Sackett, L.M. Jeffrey, A.D. Fredericks, R.P. Saunders, P.S. Conger, G.A. Fryxell, K.A. Steidinger & S.A. Earle. 1972. Chemistry, primary productivity, and benthic algae of the Gulf of Mexico. Serial atlas of the marine environment. American Geographical Society, New York, NY, USA. 29 pp.
- Emery, K.O. 1963. Coral reefs off Veracruz, México. *Geofis. Int.* 3: 11-17
- Escalante-Espinosa, T. 2003. ¿Cuántas especies hay? Los estimadores no paramétricos de Chao. *Cienc. Cult. Element.* 52: 53-56.
- Estévez, J.M. 2003. Aspectos biológicos y químicos del alga roja *Gymnogongrus torulosus* (Hooker et Harvey) Schmitz (Phylloporaceae, Rhodophyta). Tesis de doctorado. Universidad de Buenos Aires, Buenos Aires, Argentina. 247 pp.
- Fredericq, S., T.O. Cho, S.A. Earle, C.F. Gurgel, D.M. Kraysky, 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: its origins, waters, and biota. I. Biodiversity. Texas A&M Press, College Station, TX, USA. Pp. 187-259.

Fritsch, F.E. 1945. The structure and reproduction of the algae vol. I. Cambridge Univ. Press, Cambridge, England, UK. 939 pp.

Galicia-García, C. & A. Morales-García. 2007. Investigaciones sobre macroalgas realizadas en el Sistema Arrecifal Veracruzano. En: Granados-Barba, A., L. Abarca-Arenas & J.M. Vargas-Hernández (Eds.). Investigaciones científicas en el Sistema Arrecifal Veracruzano. Universidad Autónoma de Campeche, Campeche, Camp., México. Pp. 141-160.

Galicia-García, C. 2017. Epifitismo y parasitismo entre algas rojas del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano, suroeste del golfo de México. Tesis de Maestría. Universidad Veracruzana, Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías, Boca del Río, Ver., México. 87 pp.

Galicia-García, C., N.M. Robinson & Y. Okolodkov. 2013. New records of red algae (Rhodophyta) for Cabezo reef, National Park Sistema Arrecifal Veracruzano, Gulf of Mexico. *Act. Bot. Mex.* 102: 39-76.

García, R.M., M.M. García & P.R. Cañas. 1994. Nitratos, nitritos y compuestos de N-nitroso. Organización Mundial de la Salud. *Serie Vigilancia* 13(3): 19-27.

García-García, A.M., E. Cabrera-Becerril, M.L. Núñez-Resendiz, K.M. Dreckmann & A. Senties. 2020. Actualización taxonómica de las algas rojas (Rhodophyta) marinas bentónicas del Atlántico mexicano. *Act. Bot. Mex.* 127: e1677.

García-García, A.M., E. Cabrera-Becerril, M. L. Núñez-Resendiz, K. M. Dreckmann & A. Senties. 2021. Actualización taxonómica de las algas pardas (Phaeophyceae, Ochrophyta) marinas bentónicas del Atlántico mexicano. *Act. Bot. Mex.* 128: e1968.

García-López, D., L.E. Mateo-Cid & A.C. Mendoza-González. 2017. Nuevos registros y lista actualizada de las algas verdes (Chlorophyta) del litoral de Veracruz, México. *Gayana Bot.* 70(1): 41-56.

Garduño-Solórzano, G., J.L. Godínez-Ortega & 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. *Bol. Soc. Bot.* 76: 61-78.

González-Gándara, C., M. Cruz-Arellano, C. Domínguez-Barradas, A. Serrano-Solís & A.J. Basáñez-Muñoz. 2007. Macroalgas asociadas a cuatro hábitats del Arrecife de Tuxpan, Veracruz, México. *UDO Agrícola* 7(1): 252-257.

González-González, J.A. 2009. Dinámica de las comunidades de macrófitas en el arrecife de Sacrificios, Veracruz, México. Tesis de maestro en ciencias. Universidad Veracruzana, Centro de Ecología y Pesquerías, Boca del Río, Ver., México. 93 pp.

González-González, M., V. De La Cruz-Francisco, I. Morales-Quijano & R.E. Orduña-Medrano. 2016. Diversidad y cobertura de la comunidad bentónica del arrecife Enmedio, Sistema Arrecifal Lobos-Tuxpan, México. *Rev. Mar. Cost.* 8(2): 47-65.

González-Oreja, J. A., A.A. De la Fuente Díaz-Ordaz, L. Hernández-Santín, D. Buzo-Franco & C. Bonache-Regidor. 2010. Evaluación de estimadores no paramétricos de la riqueza de especies. Un ejemplo con aves en áreas verdes de la ciudad de Puebla, México. *Anim. Biodivers. Conserv.* 33(1): 31-45.

Graham, L.E. & L.W. Wilcox. 2000. *Algae*. Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ, USA. 640 pp.

Grime, J.P. 1979. *Plant strategies and vegetation processes*. Wiley, New York, USA. 222 pp.

Guiry, M.D. & G.M. Guiry. 2022. *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org> (consultado el 23 de mayo de 2022).

Gutiérrez de Velasco, G. & C.D. Winant, 1996. Seasonal patterns of wind stress and wind stress curl over the Gulf of Mexico. *J. Geophys. Res.* 101: 18127-18140.

H. Ayuntamiento constitucional de Boca del Río, Fracción LIII. Contrato de licitación pública internacional N° MBR 2017 COAG 001.

Halfpeter, G. & E. Ezcurra. 1994. ¿Qué es la biodiversidad? *Butll. Inst. Cat. Hist. Nat.* 62: 5-14.

Hammer, Ø. 2021. *PAleontological STatistics (PAST) Version 4.05*. Natural History Museum, University of Oslo, Oslo, Norway.

Hernández-Carmona, G., & M.M. Casas-Valdez. 1985. Precipitación del ácido algínico y su conversión a alginato de sodio en muestras de *Macrocystis pyrifera*. *Invest. Mar.* 2(1): 18-28.

Hilbert, D.J. & R.E. Norris. 1984. Cytology and ultrastructure of *Chloraraelmion reptanx* (Chlorarachniphyta divisio nova, Chlorarachniphyceae, classis nova). *J. Phycol.* 20: 310-330.

Horta-Puga, G. 2017. Informe final del Proyecto GM005 Sistema Arrecifal Veracruzano: condición actual y programa permanente de monitoreo: Segunda etapa. Universidad Nacional Autónoma de México, Tlalnepantla, Estado de México, México. 429 pp.

Houbron, E. 2010. Calidad del agua. Patrimonio natural del estado de Veracruz. Secretaria de Educación de Veracruz, Veracruz, Ver., México. 155 pp.

Huerta-Muzquiz, L. 1960. Lista preliminar de las algas marinas del litoral del estado de Veracruz. *Bol. Soc. Bot. Mex.* 25: 39-45.

INEGI. 2018. Anuario estadístico y geográfico de Veracruz de Ignacio de la Llave. Gobierno del estado de Veracruz de Ignacio de la Llave. 962 pp.

Jansson A.M. & A.S. Mathieson. 1971. The ecology of young *Idotea* in the Baltic. In: Crisp D.J. (Ed). Proceedings of the Fourth European Marine Biology Symposium. Cambridge University Press, Cambridge, UK. Pp. 71-88.

Jones, J., K. Withers & J.W. Tunnell. 2008. Comparison of benthic communities on six coral reefs in the Veracruz Reef System (Mexico). In: Proceedings of the 11th International Coral Reef Symposium, Florida, USA, July 7-11, 2008. Pp. 757-760.

Karsten, U., J.A. West, G.C. Zuccarello, R. Engbrodt, A. Yokoyama, Y. Hara & J. Brodie. 2003. Low molecular weight carbohydrates of the Bangiophycidae (Rhodophyta) 1. *J. Phycol.* 39(3); 584-589.

Kerswell, A.P. 2006. Global biodiversity patterns of benthic marine algae. *Ecology* 87(10): 2479-2488.

Kim, M.S., C.A. Maggs, L. McIvor & M.D. Guiry. 2000. Reappraisal of the type species of *Polysiphonia* (Rhodomelaceae, Rhodophyta). *Eur. J. Phycol.* 35: 83-92.

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 Bot. Mex.* 126: e1525.

Lara, M., C. Padilla, C. García & J.J. Espejel. 1992. Coral reefs of Veracruz Mexico, 1: Zonation and community. In: Proceedings of the Seventh International Coral Reef Symposium. Mangilao, Guam, June 22-27, 1992. Pp. 535-544.

Larkum, A.W.D., R.J. Orth & C.M. Duarte. 2006. Seagrasses: biology, ecology and conservation. Springer, Dordrecht, The Netherlands. 691 pp.

Liaño-Carrera, F., T. Camarena-Luhrs, A. Gómez-Barrero, F.J. Martos-Fernández, J.I. Ramírez-Macias & D. Salas-Monreal. 2019. New coral reef structures in a tropical coral reef system. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 47(2): 270-281

Littler, D.S. & M.M. Littler. 2000. Caribbean reef plants, and identification guide to the reef plants of the Caribbean, Bahamas, Florida and Gulf of Mexico. OffShore Graphics, Inc., Washington, D.C., USA. 545 pp.

Littler, D.S. & M.S. Littler. 1984. Relationships between macroalgal functional form groups and substrata stability in a subtropical rocky-intertidal system. *J. Exp. Mar. Ecol.* 74:(1): 13-34.

Littler, D.S., M.M. Littler & B.L. Brooks. 2000. Checklist of marine algae and seagrasses from the ponds of the pelican cays, Belize. *Atoll Res. Bull.* 474: 151-206.

Littler, D.S., M.M. Littler & D. Hanisak. 2008. Submersed plants of the Indian River lagoon: A floristic inventory and field guide. Offshore Graphics Inc., Deerfield Beach, FL, USA. 286 pp.

Littler, M.M. 1980. Morphological form and photosynthetic performances of marine macroalgae: tests of a functional/form hypothesis. *Bot. Mar.* 22:161-165.

Littler, M.M. & K.E. Arnold. 1982. Primary productivity of marine macroalgal functional form groups from southwestern North America. *J. Phycol.* 18(3): 307-311.

Littler, M.M. 1980. Morphological form and photosynthetic performances of marine macroalgae: tests of a functional/form hypothesis. *Bot. Mar.* 22:161-165.

López-Méndez, J.V. 2009. Análisis del evento meteorológico del 2007 relacionado con la inundación de Tabasco. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México, Centro de Ciencias de la Atmósfera, México, D.F., México. 82 pp.

Lot, A. & F. Chiang (Comp.). 1986. Manual de herbario. Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos. Consejo Nacional de la Flora de México, AC., México, D.F., México, 142 pp.

Lot-Helgueras, A. 1971. Estudios sobre fanerógamas marinas en las cercanías de Veracruz. Veracruz. An. Inst. Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. *Ser. Bot.* 1: 1-48.

Lozano-Orozco J.G., A. Senties, F. Flores-Pedroche & J. Díaz-Larrea. 2016. *Dictyota chalchicueyecanensis* sp. nov. (Dictyotales, Phaeophyceae) en el golfo de México: evidencias moleculares y morfológicas. *Hidrobiológica* 26(2): 225-231.

Luna-Ortega, I. & V. de la Cruz-Francisco. 2017. Ensamblajes de macroalgas sobre superficies muertas de corales escleractinios (Anthozoa: Scleractinia) en el arrecife Oro Verde, Veracruz, México. *CICIMAR-Oceánides* 32(1): 11-23.

Mansilla, A. & K. Alveal. 2004. Generalidades sobre las macroalgas. En: Werlinger, C., K. Alveal, & H. Romo (Eds.). *Biología marina y oceanografía: conceptos y procesos*. Concepción: Gobierno de Chile, Consejo Nacional del Libro y la Lectura, Santiago, Chile. Pp. 351-355.

- Marcano, J. 2008. Niveles tróficos. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España. 21 pp.
- Mateo-Cid, L.E. & A. Mendoza-González. 1991. Algas marinas bénticas de la costa del estado de Colima, México. *Act. Bot. Mex.* 13: 9-30.
- Mateo-Cid, L. E. Y A.C. Mendoza-González. 1991b. Algas marinas benticas de la Isla Cozumel, Quintana Roo, México. *Act. Bot. Mex.* 16: 57-87.
- Mateo-Cid, L.E., A.C. Mendoza-González & C. Galicia-García. 1996. Algas marinas de isla Verde, Veracruz, México. *Act. Bot. Mex.* 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 Mexico. *Caribb. J. Sci.* 42(1): 39-52.
- Mateo-Cid, L.E., A.C. Mendoza-González, A.G. Ávila-Ortiz & S. Díaz Martínez. 2013. Algas marinas bentónicas del litoral de Campeche, México. *Act. Bot. Mex.* 104: 53-92.
- Mateo-Cid, L.E., A.C. Mendoza-González, A.G. Ávila-Ortiz, S. Díaz-Martínez & K. Hernández-Cruz. 2012. Algas marinas y estuarinas de la costa de Campeche y Yucatán. 201-203. In: Sánchez, A.J., X. Chiappa-Carrara & B. Pérez (Eds.). Recursos acuáticos costeros del Sureste: tendencias actuales en investigación y estado del arte. CONCYTEY, UNACAR, UJAT, ECOSUR, Sisal, Yucatán, México.
- Medel-Alvarado, T. 2019. Estructura de la comunidad de corales y peces en profundidades someras y mesofóticas en el suroeste del golfo de México. Tesis de Maestría. Universidad Veracruzana, Instituto de Ciencias Marinas y Pesquerías, Boca del Río, Ver., México. 73 pp.
- Mendoza, M.L. 1999. Las macroalgas marinas bentónicas de la Argentina. *Cienc. Hoy* 9(50): 91-98.
- Mendoza-González, A.C. & L.E. Mateo-Cid. 2007. Cinco nuevos registros de algas rojas (Rhodophyta) para el Caribe mexicano. *Polibotánica* 23: 101-119.
- Mendoza-González, A.C., L.E. Mateo-Cid & R.B. Searles. 2007. Yucatán seaweeds from the offshore waters of Isla Mujeres, Quintana Roo, México. *Bot. Mar.* 50: 280-287.
- Mendoza-González, A.C., L.E. Mateo-Cid & P.H. López-Garrido. 2013. Algas marinas bentónicas asociadas a pecios y otras estructuras submareales de Campeche, México. *Acta Bot. Venez.* 3(2): 119-140.
- Monrand P. & M. Merceron. 2005. Macroalgal population and sustainability. *J. Coast. Res.* 21(5): 1009-1020.

Monreal-Gómez A., D.A. Salas de León & H. Velasco-Mendoza. 2004. La hidrodinámica del golfo de México. En: M. Caso, I. Pisanty & E. Ezcurra (Eds.). Diagnóstico ambiental del golfo de México. INE-SEMARNAT, México, D.F., México. Pp. 47-69.

Moore, P.G. 1977. Organization in simple communities observations on the natural history of *Hyale nilssoni* (Amphipoda) in high litoral seaweeds. In: Keegan, B.F., P. O'Geidish & P.J. Boaden (Eds.). Biology of benthic organisms. Pergamon Press, Oxford, UK. Pp. 443-451.

Moreira. D. & D. Phillippe. 2001. Sure facts and open questions about the origin of plastids. *J. Phycol.* 37: 951-959.

Moreira-González, A., A.M. Suárez & R. Cabrera. 2004. Adiciones a las algas marinas de Cuba. *Invest. Mar.* 25: 159-161.

Moreno, C.E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T-Manuales y Tesis SEA vol. 1, Zaragoza, España. 84 pp.

Murray, S., & M. Horn. 1989. Seasonal dynamics of macrophyte populations from an eastern North Pacific rocky-intertidal habitat. *Bot. Mar.* 32: 457-473.

Nahle-Nasif. 2008. Ambientes Marinos. Biology Cabinet Organization. New Braunfels, TX. http://www.biocab.org/Ambientes_Marinos.html (consultado el 12 de enero de 2019).

Ochoa-Martínez, C.A., A. Utrera-Zárate & J.R. Pérez-Elorriaga. 2005. Precipitaciones intensas en el estado de Veracruz durante el año 2005. Inundaciones 2005 en el estado de Veracruz. Pp. 67-79.

Okolodkov, Y.B., J.A. Aké-Castillo, G. Campos-Bautista, R. Lara-Martínez & L.F. Jiménez-García. 2015. Dinámica anual del género *Pseudo-nitzschia* (Bacillariophyceae) en el Sistema Arrecifal Veracruzano. En: A. Granados-Barba, L. Ortiz-Lozano, D. Salas-Monreal & C. González-Gándara (Eds.). Aportes al conocimiento del Sistema Arrecifal Veracruzano: hacia el corredor arrecifal del suroeste del golfo de México. Universidad Autónoma de Campeche, Campeche, Camp., México. Pp. 249- 266.

Orduña-Medrano, R.E. 2004. Distribución y abundancia de la ficoflora en la llanura arrecifal Isla Sacrificios, Veracruz, México (verano 2002 e invierno 2003). Tesis Profesional. Facultad de Biología, Universidad Veracruzana. Xalapa, Ver., México. 124 pp.

ORFIS. 2014. Comisión del agua del estado de Veracruz; Informe de resultado de la fiscalización superior. Cuenta pública (fase de comprobación). 54 pp.

Ortega, M.M., J.L. Godínez & G. Garduño-Solórzano. 2001. Catálogo de algas bénticas de las costas mexicanas del Golfo de México y Mar Caribe. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Discos compactos. México D. F., México. 594 pp.

Ortegón-Aznar, I. & A. Aguilar-Perera. 2014. Distribución de las macroalgas en áreas naturales protegidas de la costa norte de la península de Yucatán, México. *Rev. Invest. Mar.* 34(2): 1-12.

Ortegón-Aznar, I., J. González-González & A. Senties-Granados. 2001. Estudio ficoflorístico de la laguna de Río Lagartos, Yucatán, México. *Hidrobiologica* 11(2): 97-104.

Patiño-Espinosa, S.G., G. Acosta-González & P. Luis-Ardisson. 2022. Diversidad de macroalgas bentónicas y su relación con el sustrato en el Parque Nacional Arrecifes de Xcalak, Quintana Roo. *Rev. Mex. Biodivers.* 93: e933953.

Peil, R. & J. Galvez. 2012. Reparto de materia seca como factor determinante de la producción de las hortalizas de fruto cultivadas en invernadero. *Agrociencia* 11(1): 5-11.

Peña-Salamanca, E.J., M.L. Palacios-Peñaranda & N. Ospina-Álvarez. 2005. Algas como indicadoras de contaminación. Tesis Profesional. Universidad del Valle, Ciudad Universitaria, Meléndez, Cali, Colombia. 164 pp.

Pérez-Sánchez, A. L. 2017. Agroindustria de la caña de azúcar en Veracruz: Análisis del deterioro productivo. *Cienc. Econ. Agron.* 3: 27-32.

Pérez-Urria, E. 2006. Fotosíntesis: aspectos básicos. *Reduca (Biología)* 2(3): 1-47.

Price, A.R.G., L.P.A. Vincent, A.J. Venkatachalam, J.J. Bolton & P.W. Basson. 2006. Concordance between different measures of biodiversity in Indian Ocean macroalgae. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 319: 85-91.

Quiroz-González, N., D. León-Álvarez & M.G. Rivas-Acuña. 2017. Nuevos registros de algas verdes marinas (Ulvophyceae) para Tabasco, México. *Act. Bot. Mex.* 118: 121-138.

Quiroz-González, N., D. León-Álvarez & M.G. Rivas-Acuña. 2018. Biodiversidad de algas rojas marinas (Rhodophyta) en Tabasco, México. *Act. Bot. Mex.* 123: 103-120.

Robinson, N., C. Galicia-García & Y. Okolodkov. 2012. New records of green (Chlorophyta) and brown algae (Phaeophyceae) for Cabezo reef, National Park Sistema Arrecifal Veracruzano, Gulf of Mexico. *Act. Bot. Mex.* 101: 11-48.

Rodríguez-Montesinos Y.E. & G. Hernández-Carmona. 1991. Variación estacional y geográfica de la composición química de *Macrocystis pyrifera* en la costa occidental de Baja California. *Cienc. Mar.* 17(3): 91-107.

- Rojo-Cruz, M. 2006. Remoción de algas presentes en aguas naturales mediante el proceso de flotación. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México, Posgrado en Ingeniería, México, D.F., México. 89 pp.
- Round, F.E. 1971. The taxonomy of the Chlorophyta. II. Br. *Phycol. J.* 6(2): 235-264.
- Salas-Pérez, J.J., D. Salas-Monreal, V.E. Arenas-Fuentes, D.A. Salas-de León & M.L. Riverón-Enzástiga. 2008. Tidal characteristics in a coral reef system from the western Gulf of Mexico. *Cienc. Mar.* 34: 467-478.
- Salas-Pérez, J.J., D. Salas-Monreal, V.E. Arenas-Fuentes, D.A. Salas-de León & M.L. Riverón-Enzástiga. 2008. Tidal characteristics in a coral reef system from the western gulf of Mexico. *Cienc. Mar.* 34: 467-478.
- 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. 2003. Marine algae of La Palma (Canary Islands): new records and insular checklist. *Vieraea* 31: 83-119.
- Scagel, R.F. 1953. A morphological study of some dorsiventral Rhodomelaceae. *Univ. Calif. Publ. Bot.* 27: 1-108.
- Searles, R. B. 1980. The strategy of the red algal life history. *Am. Nat.* 115: 20-113.
- Secretaría de Gobernación. 1992. Diario Oficial de la Federación (DOF) 24/08/1992: DECRETO por el que se declara área natural protegida con el carácter de Parque Marino Nacional, la zona conocida como Sistema Arrecifal Veracruzano, ubicada frente a las Costas de los municipios de Veracruz, Boca del Río y Alvarado del estado de Veracruz Llave, con superficie de 52,238-91-50 hectáreas.
- Secretaría de Gobernación. 2012. Diario Oficial de la Federación (DOF) 29/11/2012: DECRETO que modifica al diverso por el que se declara Área Natural Protegida, con el carácter de Parque Marino Nacional, la zona conocida como Sistema Arrecifal Veracruzano, ubicada frente a las costas de los municipios de Veracruz, Boca del Río y Alvarado del Estado de Veracruz Llave, con una superficie de 52,238 hectáreas, publicado los días 24 y 25 de agosto de 1992.
- Secretaría de Protección Civil de Veracruz. 2017. Temporada de lluvias y ciclones tropicales en el estado de Veracruz, Veracruz, México. 93 pp.
- Sentíes, A., F. Flores-Pedroche & K.M. Dreckmann. 1990. La familia Rhodomelaceae (Cerámiales, Rhodophyta) en la costa del estado de Michoacán, México. *Bol. Soc. Bot. Mex.* 50: 89-120.
- Silva, P.C., P.W. Basson & R.L. 1996. Catalogue of the benthic marine algae of the Indian Ocean. University of California Publications in Botany, vol. 79, University of California Press, CA, USA. 1280 pp.

Steele, D.H. & V.J. Steele. 1975. The biology of *Gammarus* (Crustaceae, Amphipoda) in the northwestern Atlantic. XI. Comparison and discussion. *Can. J. Zool.* 53: 1116-1126.

Steneck, R.S. & M.N. Dethier. 1994. A functional group approach to the structure of algal-dominated communities. *Oikos* 69: 476-498.

Suárez, A.M. 1989. Ecología del macrofitobentos de la plataforma de Cuba. *Invest. Mar.* 10(3): 187-206.

Suárez, A.M., B. Martínez-Daranas & Y. Alfonso. 2015. Macroalgas marinas de Cuba. Editorial UH, La Habana, Cuba. 264 pp.

Taiz, L. & E. Zeiger. 2006. Plant physiology. 4th ed. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Sunderland, MA USA. 764 pp.

Taylor, W.R. 1960. Marine algae of the eastern tropical and subtropical coasts of the Americas. University of Michigan, Ann Arbor, MI, USA. 870 pp.

Tello, J.L. 2000. Distribución de biotopos en la zona de la planicie arrecifal de isla Verde, Veracruz, México. Tesis Profesional. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Tlalnepantla, México, D.F., México. 61 pp.

Tronholm, A., J. Alfonso-Carrillo, M. Sansón, F. Leliaert, C. Fernández-García & O. De Clerck. 2013. Taxonomy of the *Dictyota ciliolata-crenulata* complex (Dictyotales, Phaeophyceae). *Phycologia* 52: 171-181.

Tronholm, A., M. Sanson, J. Alfonso-Carrillo, H. Verbruggen & O. De Clerck. 2010. Niche partitioning and the coexistence of two cryptic *Dictyota* (Dictyotales, Phaeophyceae) species from the Canary Islands. *J. Phycol.* 46: 1075-1087.

Tunnell, J.W., E. Chávez & K. Withers. 2007. Coral reefs of the Southern Gulf of Mexico. Texas A&M University Press, College Station. USA. 361 pp.

Van den Hoek, C.D.G. & H.M. Jahns. 1995. Algae. An introduction to phycology. Cambridge University Press, Cambridge, UK. 623 pp.

Vargas-Hernández, J.M., A. Hernández-Gutiérrez & L.F. Carrera-Parra. 1993. Sistema arrecifal veracruzano. En: Biodiversidad marina y costera de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, D.F., México. Pp. 559-575.

Vidal, V.M.V., F.V. Vidal, A.F. Hernández, E. Meza & L. Zambrano. 1994. Winter water mass distributions in the western Gulf of Mexico affected by a colliding anticyclonic ring. *J. Oceanogr. Res.* 50: 559-588.

Vilchis-Alfaro, M.I. 2015. Biogeografía de las grandes macroalgas en el golfo de México y Caribe mexicano. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, México, D.F., México. 118 pp.

Wanders, J.B.W. 1976. The role of benthic marine algae in the shallow reef of Curaçao (Netherlands Antilles), I. Primary productivity in the coral reef. *Aquat. Bot.* 2: 235-270.

Warwick, R.M. & K.R. Clarke. 1995. New 'biodiversity' measures reveal a decrease in taxonomic distinctness with increasing stress. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 129: 301-305.

Wigham, G.D. 1975. The biology and ecology of *Rissoa parva* (da Costa) (Gastropoda: Prosobranchia). *J. Mar. Biolog. Assoc. UK.* 55: 45-67.

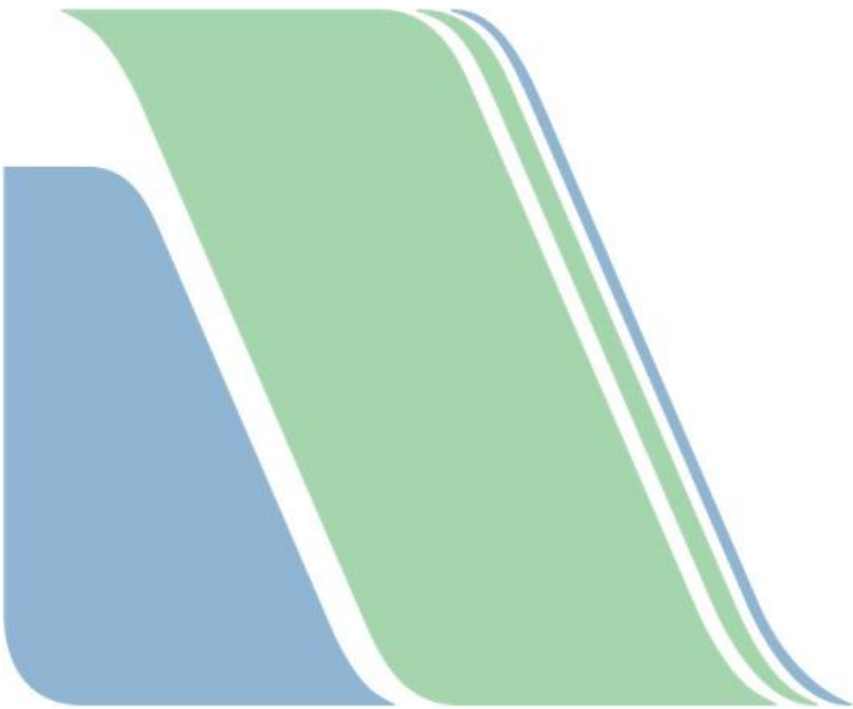
Wynne, M.J. 2011. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical western Atlantic: third revisión. *Nova Hedwigia Beiheft* 140: 1-166.

Yabur-Pacheco, R. 2005. Producción y propiedades de alginato de *Sargassum sinicola* (Setchell y Gardner) y su aplicación en inmovilización celular. Tesis de Doctorado. Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, La Paz, B.C.S., México. 93 pp.

Zavala-Hidalgo, J., S.L. Morey & J.J. O'Brien. 2003. Seasonal circulation on the western shelf of the Gulf of Mexico using a high-resolution numerical model. *J. Geophys. Res.* 108(19): 1-19.

“Lis de Veracruz: Arte, Ciencia, Luz”

www.uv.mx



Anexo. Descripciones de las macroalgas del sublitoral de los arrecifes Verde y Anegada de Adentro

Phylum Rhodophyta

Clase Florideophyceae

Orden Ceramiales

Familia Callithamniaceae

Género *Spyridia* Harvey 1833

Spyridia filamentosa (Wulfen) Harvey 1833 (Fig. 2a-e)

Basiónimo: *Fucus filamentosus* Wulfen 1803

Sinónimos homotípicos: *Hutchinsia filamentosa* (Wulfen) C. Agardh 1824, *Polysiphonia filamentosa* (Wulfen) Sprengel 1827, *Ceramium filamentosum* (Wulfen) C. Agardh 1828

Sinónimos heterotípicos: *Spyridia spinella* Sonder 1845, *Spyridia villosiuscula* Kützinger 1847, *Spyridia vilosissima* Zanardini 1851, *Spyridia confervoides* Zanardini 1851, *Spyridia filamentosa* var. *arbuscula* Sonder 1855, *Spyridia breviarticulata* J. Agardh 1876, *Spyridia biannulata* J. Agardh 1876

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, muy delicado, color rosa, de tres cm de alto, segmentado. Ramificación alternada (Fig. 2b). Eje principal conformado por segmentos de 90-120 μm de largo, integrado por células cortas de 30-95 μm de largo (Fig. 2b). Ramas de 70-110 μm de diámetro y de 3-4 mm de largo. Ramillas generadas de la fila de células cortas entre segmentos, de 35-60 μm de diámetro y 58-100 μm de largo, con una célula apical puntiaguda (Fig. 2a-b, d). La célula apical del eje principal es redondeada, de 7-10 μm de diámetro (Fig. 2a). Una capa de células en todo el talo, de 12-36 μm de diámetro (Fig. 2c). Estructura de fijación discoidal. Estructuras reproductivas no observadas.

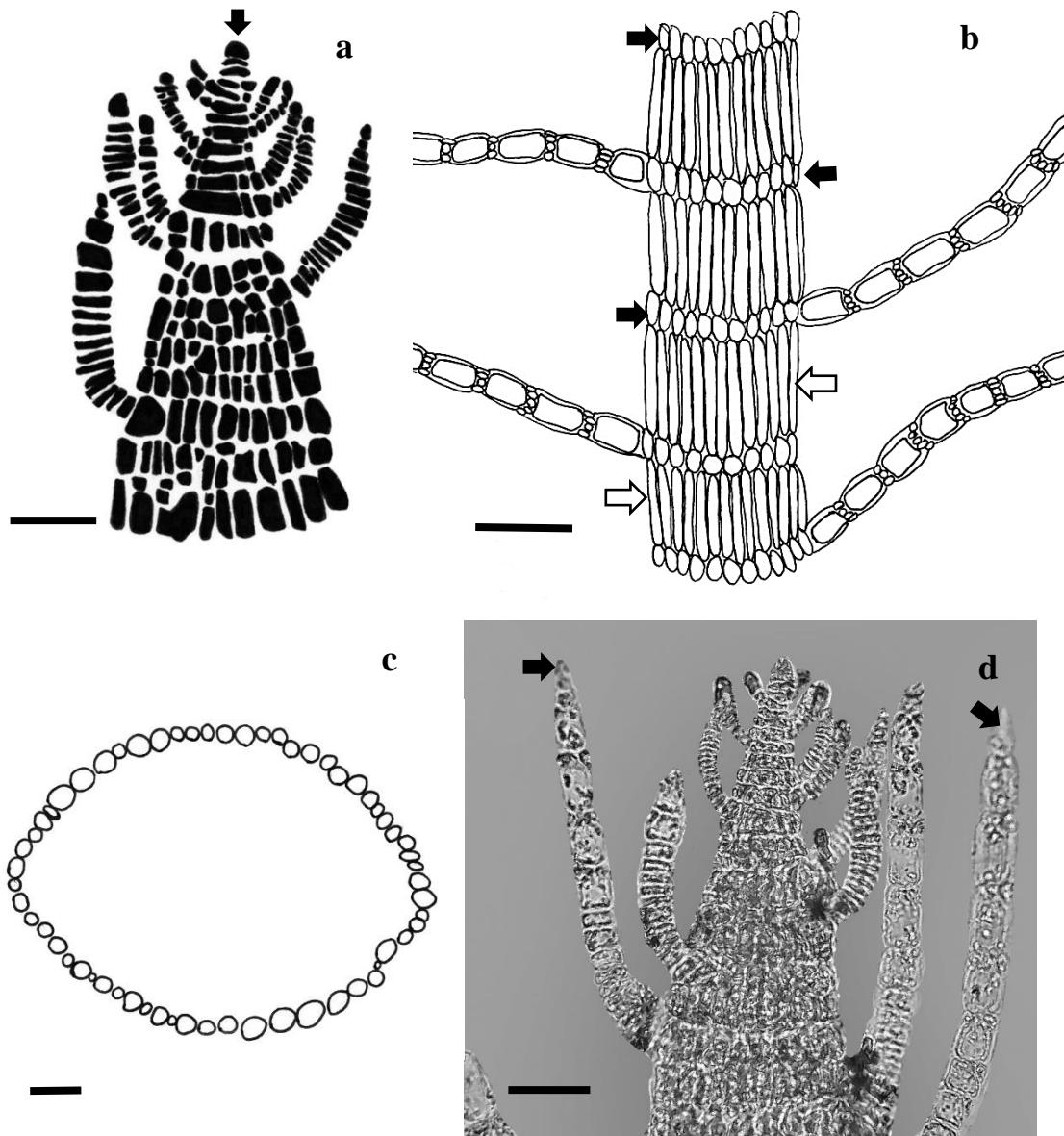


Fig. 2. *Spyridia filamentosa*: a) detalle del ápice (célula apical del eje principal señalada con una flecha negra); b) detalle de una rama con ramillas (células cortas señaladas con flechas negras, células largas señaladas con flechas blancas); c) zona transversal del eje principal; d) células apicales de las ramillas señaladas con flechas negras. Escala: 31 μm (a), 100 μm (b), 31 μm (c), 32 μm (d).

Género *Crouania* Agardh 1842

Crouania attenuata (C. Agardh) J. Agardh 1842 (Fig. 3a-d)

Basiónimo: *Mesogloia attenuata* C. Agardh 1824

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, muy delicado, color rosa claro, de 0.5-2.5 cm de alto. Ramificación irregular a alternada. Eje principal formado por células axiales de 50-100 μm de diámetro y 70-300 μm de largo (Fig. 3c). Ramas de 1-2 cm de largo,

conformadas por células axiales de 10-30 μm de diámetro y 25-55 μm de largo. Ramillas rodeando la parte superior de cada célula axial (Fig. 3a, b), ramificadas irregularmente (Fig. 3d). Células basales de las ramillas de 14-18 μm de diámetro, con ramificaciones perpendiculares, algunas curvadas hacia arriba (Fig. 3b), con células de 9-10 μm de diámetro y 22-30 μm de largo (Fig. 3b, d), haciéndose más pequeñas hacia los ápices, con células apicales redondeadas de 7-8 μm de diámetro (Fig. 3d). Estructura de fijación tipo disco. Estructuras reproductivas no observadas.

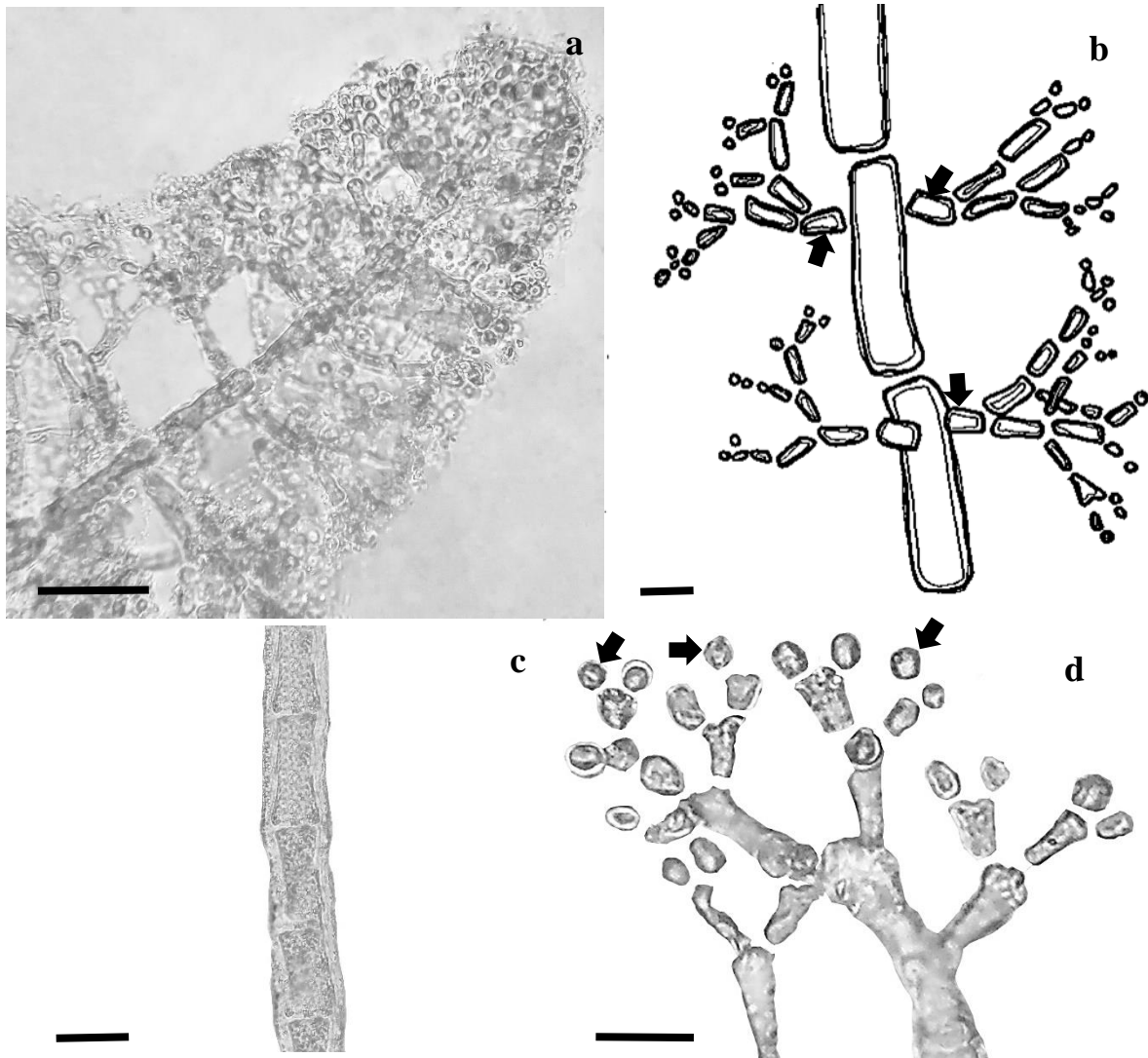


Fig. 3. *Crouania attenuata*: a) ápice del eje principal; b) eje principal, células basales de las ramas (flechas negras); c) eje principal; d) ramillas, células apicales (flechas negras). Escala: 55 μm (a), 32 μm (b), 48 μm (c), 33 μm (d).

Familia Delesseriaceae

Género *Dasya* C. Agardh 1824

Dasya rigidula (Kützing) Ardissonne 1878 (Fig. 4a-d)

Basionimo: *Eupogonium rigidulum* Kützing 1843

Sinónimos heterotípicos: *Eupogonium squarrosa* Kützing 1843, *Dasya squarrosa* (Kützing) Rabenhorst 1847

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, suave, de color rosa a olivo, de 1.5-3.5 cm de alto. Ramificación alternada. Eje principal corticado, de 200-500 μm de diámetro. Ramas corticadas, de 130-240 μm de diámetro. Ramillas dispuestas en espiral (Fig. 4c), no corticadas, con ramificación dicotómica y eventualmente irregular, de 5-50 μm de diámetro y 0.5-1 mm de largo, de una célula de grosor, una célula apical alargada de 5-10 μm de ancho y 10-20 μm de largo (Fig. 4a, b). Organización polisifónica: con una capa de células corticales de 9-18 μm de ancho y 14-28 μm de largo; 5 células pericentrales de 130-200 μm de ancho y 115-180 μm de largo; célula central de 50-70 μm de diámetro (Fig. 4d). Estructura de fijación de tipo disco. No se observaron estructuras reproductivas.

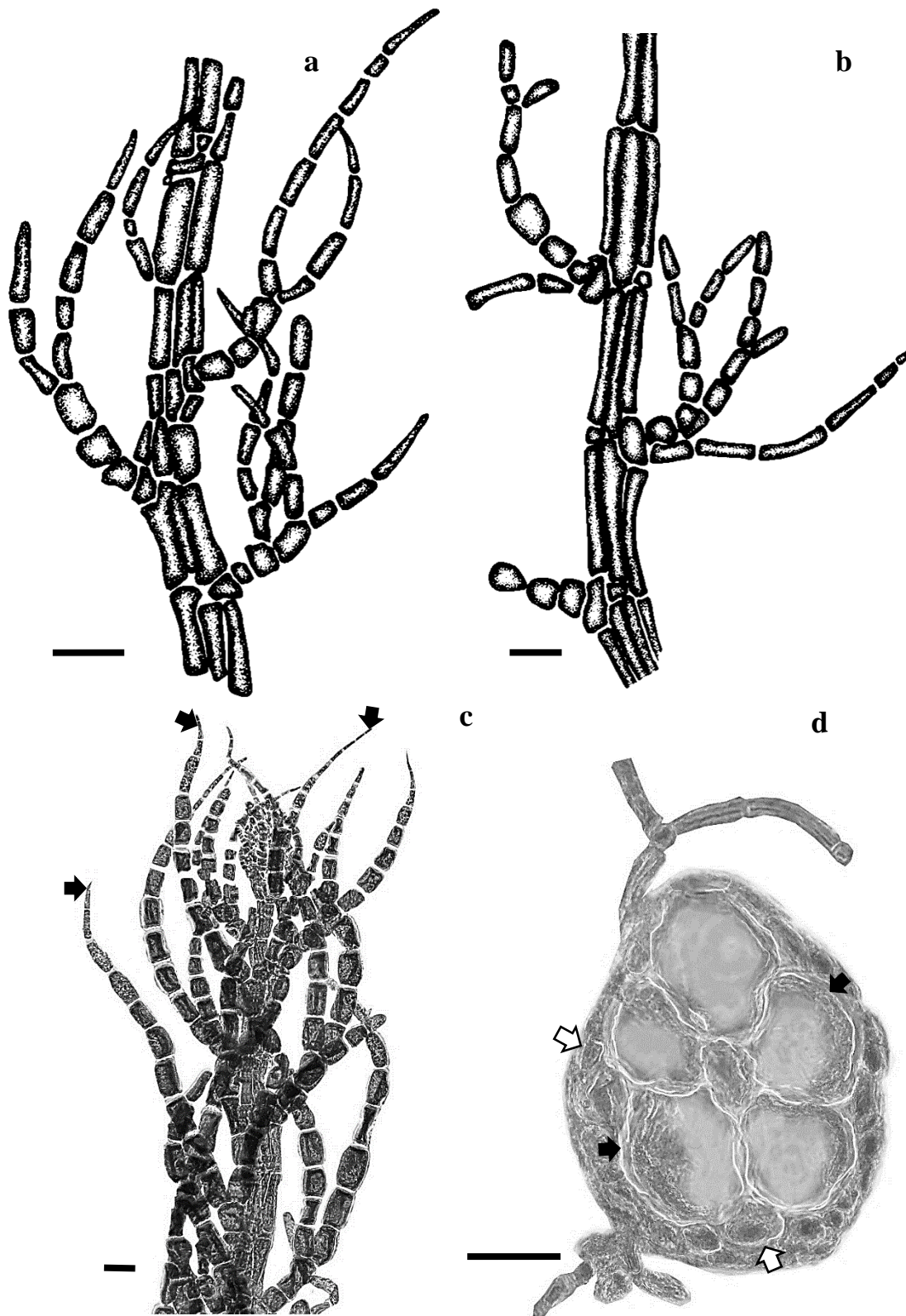


Fig. 4. *Dasya rigidula*: a, b) ramillas con ramificación dicotómica e irregular; c) ápice de las ramillas, con una célula apical (flechas negras); d) corte transversal del eje principal, se observan células pericentrales (flechas negras) y células corticales (flechas blancas). Escala: 80 μm (c), 100 μm (d), 150 μm (a, b).

Género *Hypoglossum* Kützing 1843

Hypoglossum hypoglossoides (Stackhouse) Collins & Hervey 1917 (Fig. 5a-d)

Basiónimo: *Fucus hypoglossoides* Stackhouse 1801

Talo de crecimiento postrado, muy delicado, color rosa claro, de 1-4 cm de largo. Ramificación irregular y dispersa. Ramas originadas de la nervadura central, liguladas, lanceoladas, de 1-4 mm de ancho, 0.5-1.2 cm de largo, y 390-440 μm de grosor; márgenes con rizoides multicelulares de 20-35 μm de diámetro (Fig. 5c). Nervadura central formada por células alargadas de 25-150 μm de largo y 15-65 μm de ancho, haciéndose más pequeñas hacia el ápice; en estas células son muy evidentes las sinapsis (Fig. 5b). Las células que flanquean la nervadura son rectangulares, de 10-25 μm de ancho por 15-50 μm de largo (Fig. 5d). Célula apical de 10-12 μm de largo y 10-15 μm de ancho (Fig. 5a). Estructura de fijación discoidal, y rizoides multicelulares presentes en los márgenes del talo (de 19-25 μm de diámetro) (Fig. 5c). No se observaron estructuras reproductivas.

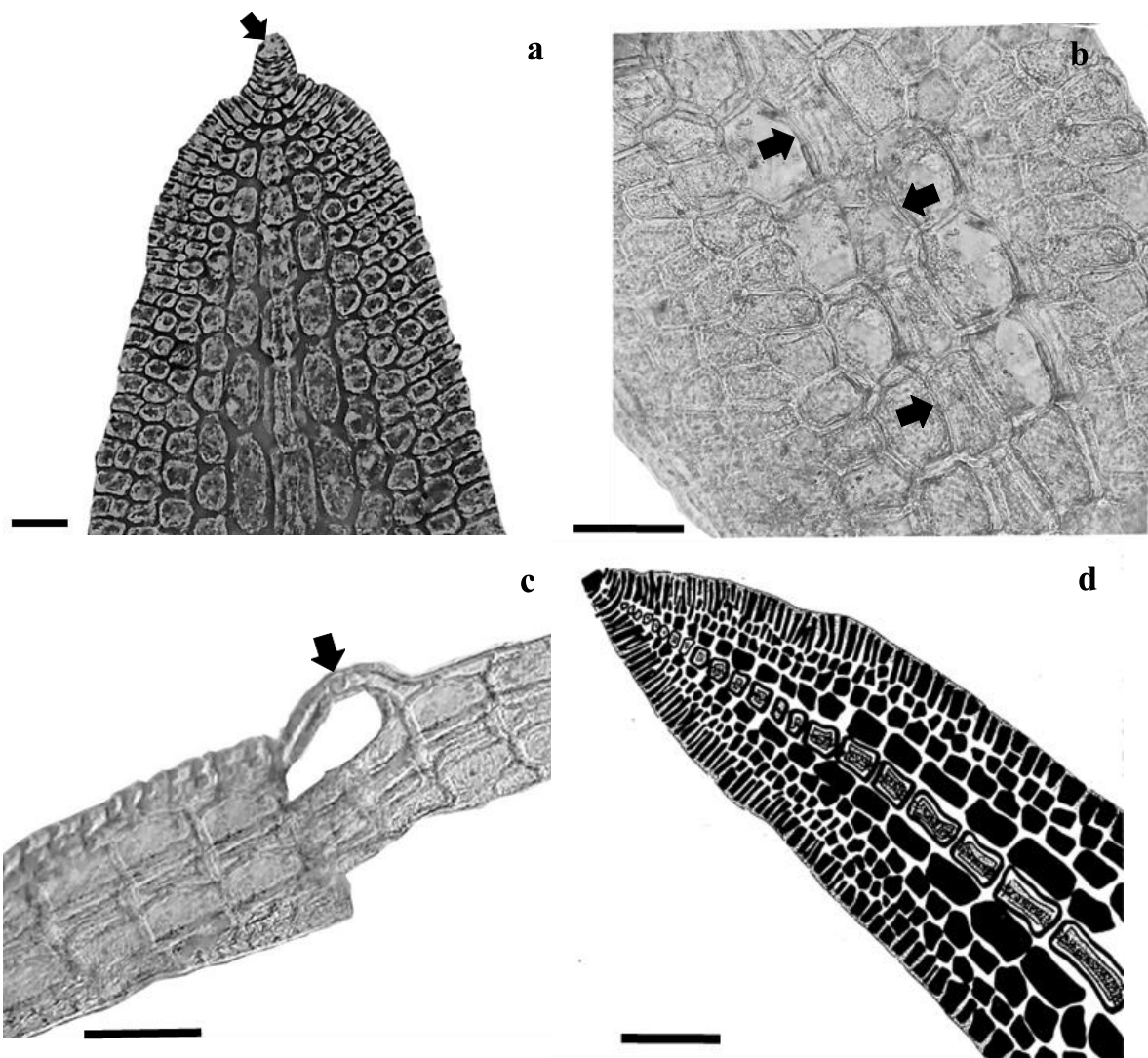


Fig. 5. *Hypoglossum hypoglossoides*: a) célula apical (flecha negra); b) detalle de la nervadura central, se observan las sinapsis (flechas negras); c) rizoide multicelular (flecha negra); d) porción apical del eje central. Escala: 25 μm (a), 60 μm (b, d), 100 μm (c).

Género *Nitophyllum* Greville 1830

Nitophyllum wilkinsoniae Collins & Hervey 1917 (Fig. 6a-c)

Talo de crecimiento erecto, laminar, muy delicado (Fig. 6a), de color rosa, 1.2 cm de alto y 2.5-5 mm de ancho (proximalmente de 45-50 μm de grosor y 30-35 μm distalmente), talo de una célula de grosor (Fig. 6b). Ramificación irregular, ramas con las puntas ovaladas y ondulantes (Fig. 6a). Célula apical de 4-6 μm de ancho y 7-8 μm de largo (Fig. 6c). Células de las ramas en vista superficial de 15-45 μm de ancho y 20-85 μm de largo, reduciendo su tamaño hacia los márgenes (Fig. 6b, d). Filamentos marginales ausentes. Fijación al sustrato por medio de rizoides. No se observaron estructuras reproductivas.

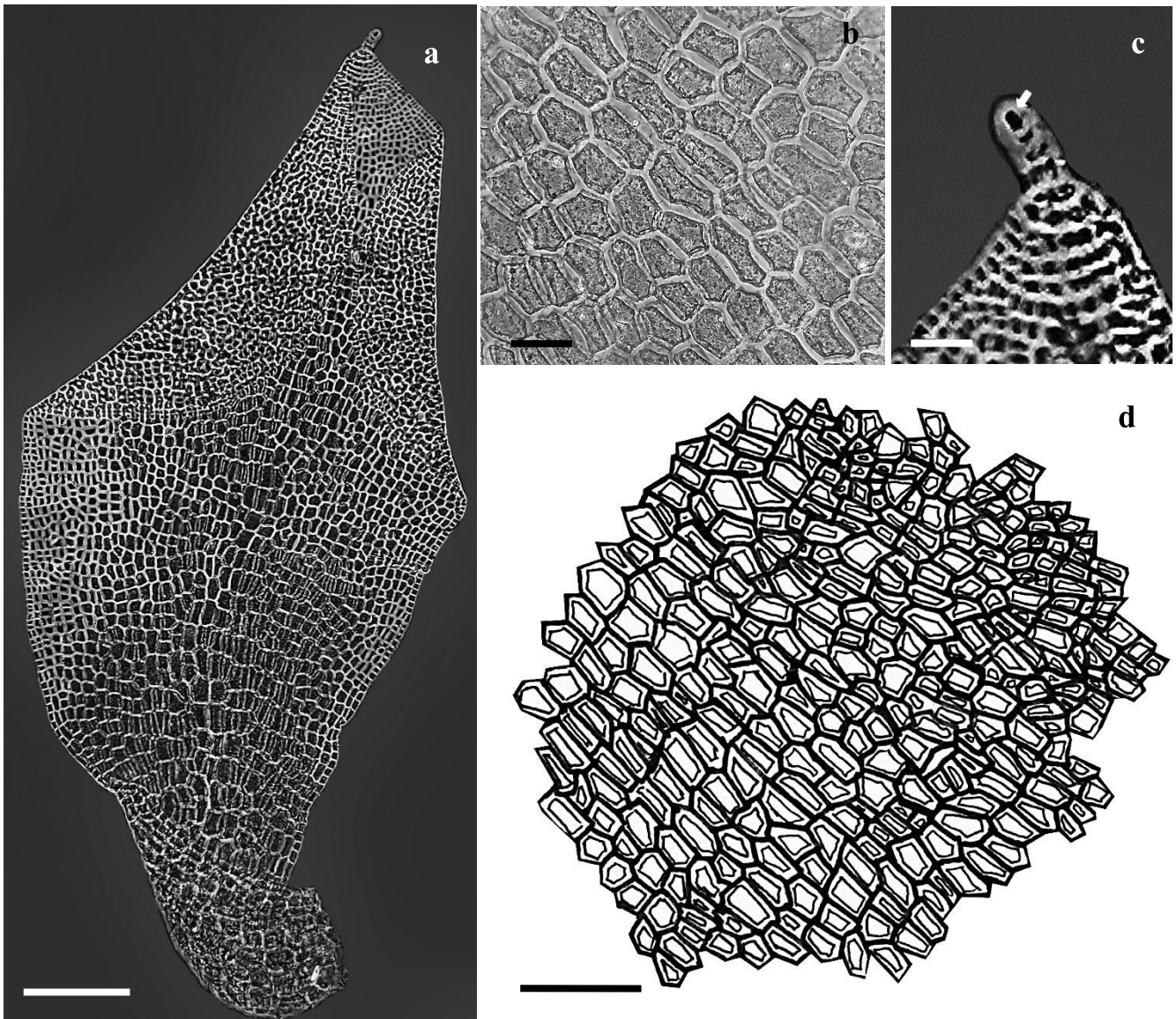


Fig. 6. *Nitophyllum wilkinsoniae*: a) vista general de una rama; b) vista superficial de las células; c) célula apical (flecha blanca); d) detalle de las células superficiales. Escala: 200 μm (a), 83 μm (b), 20 μm (c), 160 μm (d).

Familia Rhodomelaceae

Género *Carradoriella* Silva 1996

Carradoriella denudata (Dillwyn) Savoie & Saunders 2019 (Fig. 7a-f)

Sinónimos: *Conferva denudata* Dillwyn 1809, *Hutchinsia variegata* C. Agardh 1824, *Hutchinsia biasoletiana* C. Agardh 1827, *Polysiphonia denudata* (Dillwyn) Harvey 1833, *Polysiphonia variegata* (C. Agardh) Zanardini 1840, *Polysiphonia leptura* Kützing 1843, *Polysiphonia vidovichii* Kützing 1845

Talo de crecimiento semipostrado, filamentoso, delicado, color rosa claro o rojizo-violáceo, de 5-7 cm de largo; conformado por segmentos de 73-290 μm de largo y 100-140 μm de diámetro (Fig. 7a). Ramificación pseudodicotómica. Eje principal de 300-390 μm de diámetro (Fig. 7c). Ramas de 56-180 μm de diámetro (Fig. 7a, d, e), con pequeñas ramillas en los ápices, terminando en una célula apical de 6-10 μm de diámetro (Fig. 7a, b). Organización polisifónica, con cinco células pericentrales de 50-120 μm de ancho, con forma triangular semiredondeadas, y una célula central de 10-50 μm de diámetro (Fig. 7c, d, e). Rizoides de 53-80 μm de diámetro que, en conexión cerrada con la célula pericentral (Fig. 7f). No se observaron estructuras reproductivas.

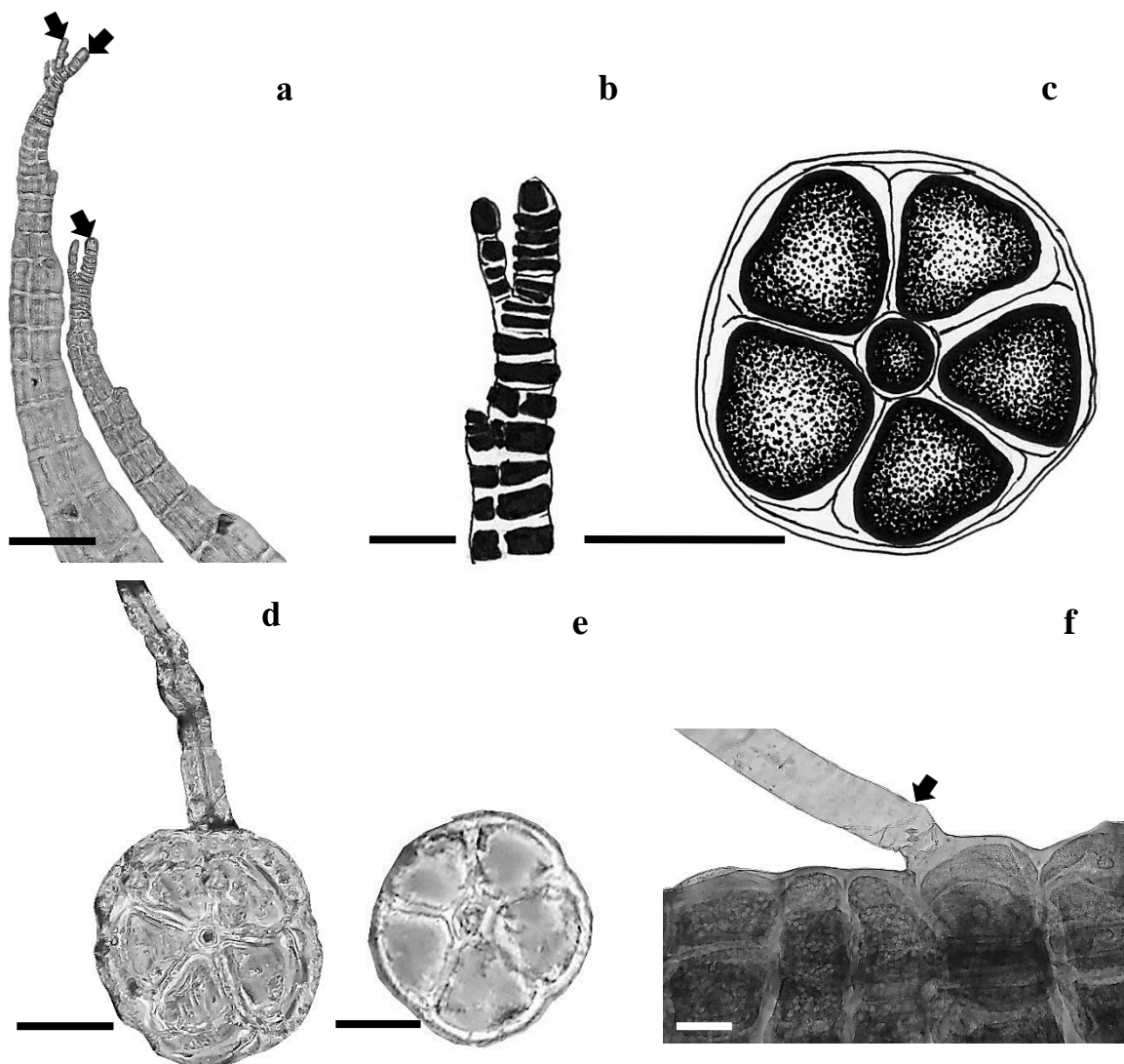


Fig. 7. *Carradoriella denudata*: a) ramas (células apicales señaladas con flechas negras); b) detalle de la célula apical; c) organización polisifónica del eje principal; d) corte transversal del eje principal (rizoide señalado con una flecha negra); e) corte transversal de una rama; f) detalle de la conexión cerrada del rizoide. Escala: 64 μm (a), 24 μm (b), 66 μm (c), 170 μm (d), 60 μm (e), 44 μm (f).

Género *Laurencia* Lamouroux 1813

Laurencia filiformis (C. Agardh) Montagne 1845 (Fig. 8a-f)

Basiónimo: *Chondria filiformis* C. Agardh 1822

Sinónimos homotípicos: *Gracilaria filiformis* (C. Agardh) Greville 1830, *Plocaria filiformis* (C. Agardh) Endlicher 1843

Sinónimos heterotípicos: *Laurencia affinis* Sonder 1845, *Laurencia forsteri* f. *delicatula* Sonder 1848, *Laurencia forsteri* f. *elata* Sonder 1848, *Laurencia forsteri* f. *fragilis* Sonder 1848, *Laurencia forsteri* f. *gracilis* Sonder 1848, *Laurencia forsteri* var. *elata* (Sonder) Harvey 1855, *Laurencia forsteri* f. *dilatata* Kützing 1865, *Laurencia forsteri* f. *setacea* Kützing 1865, *Laurencia forsteri* f. *fasciculata* J. Agardh 1876, *Laurencia forsteri* f. *subpinnata* J. Agardh 1876, *Laurencia forsteri* f. *pyramidata* J. Agardh 1876, *Laurencia forsteri* var. *delicatula* (Sonder) Wildeman 1897, *Coeloclonium claviferum* J. Agardh 1897, *Dolichoscelis clavifera* (J. Agardh) J. Agardh 1899, *Laurencia forsteri* f. *affinis* (Sonder) Yamada 1931, *Laurencia filiformis* f. *dendritica* Saito & Womersley 1974

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, de textura carnosa, cilíndrico, de color café claro, de 4.5 cm de alto (Fig. 8b). Ramificación irregular. Ramas de 1-1.5 mm de diámetro. Ramillas de 400-530 µm de diámetro y de 0.4-3 mm de largo, con ápices hundidos y con tricoblastos ramificados, esparcidas de forma irregular en todo el talo (eventualmente se observan en espiral), algunas ligeramente comprimidas en la base (Fig. 8a, b, f). Células medulares con organización polisifónica (Fig. 8d); células pericentrales no pigmentadas de 25-150 µm de diámetro; célula central de 35-40 µm de diámetro (Fig. 8d-e). Células corticales en vista superficial de 19-40 µm de ancho (Fig. 8c); en corte transversal de 20-50 µm de diámetro. Estructura de fijación discoidal. No se observaron estructuras reproductivas.

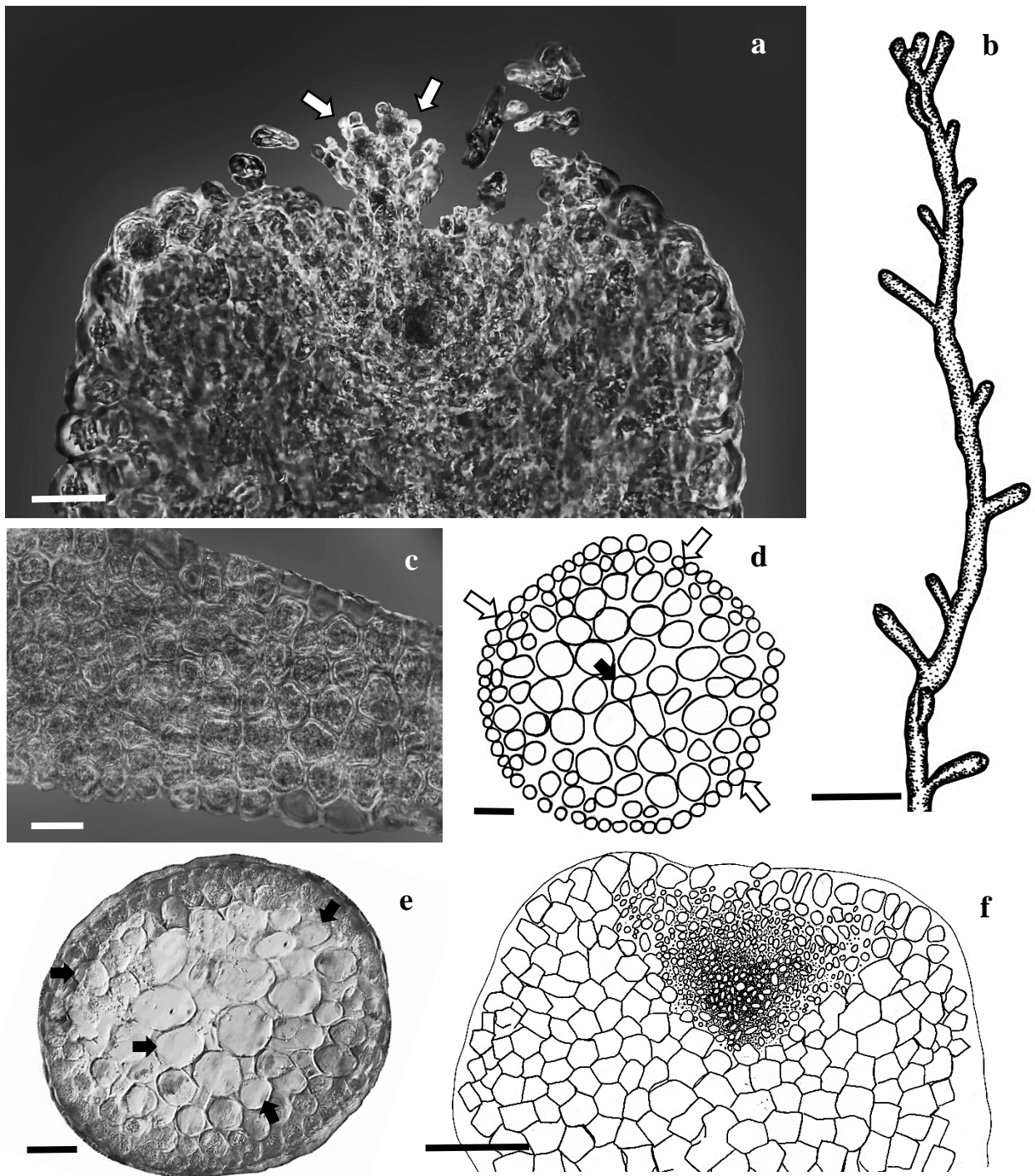


Fig. 8. *Laurencia filiformis*: a) ápice de una ramilla (trichoblastos señalados con flechas blancas); b) detalle de una rama; c) células corticales en vista superficial; d) corte transversal de una rama, célula central señalada con una flecha negra, células corticales señaladas con flechas blancas); e) corte transversal de una rama (células pericentrales señaladas con flechas negras); f) ápice de una ramilla. Escala: 40 μm (a), 5 mm (b), 50 μm (c), 100 μm (d), 120 μm (e), 95 μm (f).

Género *Melanothamnus* Bornet & Falkenberg 1901

Melanothamnus sphaerocarpus (Borgesen) Díaz & Maggs 2017 (Fig. 9a-f)

Basiónimo: *Polysiphonia sphaerocarpa* Borgesen 1918

Sinónimo homotípico: *Neosiphonia sphaerocarpa* (Borgesen) Kim & Lee 1999

Talo de crecimiento semipostrado, de textura delicada, color café a rosa, de tres cm de alto, segmentado (de 1.5-2 diámetros de largo): segmentos de los ejes primarios de 160-200 μm de largo, segmentos de las ramas de 120-160 μm de largo y los apicales de 8-50 μm de largo (Fig. 9b). Ramificación generalmente dicotómica. Eje postrado de 200-230 μm de diámetro (Fig. 9d). Ramas de 100-130 μm de diámetro. Ápices de ramas con abundantes tricoblastos, dicotómicos, de 5-7 μm de diámetro en la base y 1-1.67 μm de diámetro en las puntas (Fig. 9 b, f). Organización polisifónica, cuatro células pericentrales de 100-125 μm de diámetro, célula central de 30-34 μm de diámetro (Fig. 9e). Rizoides de 50-100 μm de diámetro, en comunicación cerrada con las células pericentrales (Fig. 9d). Tetraesporangios tetraédricos ubicados en las porciones terminales de las ramas, esféricos, con división tetraédrica, de 40-50 μm de diámetro (Fig. 9a-c).

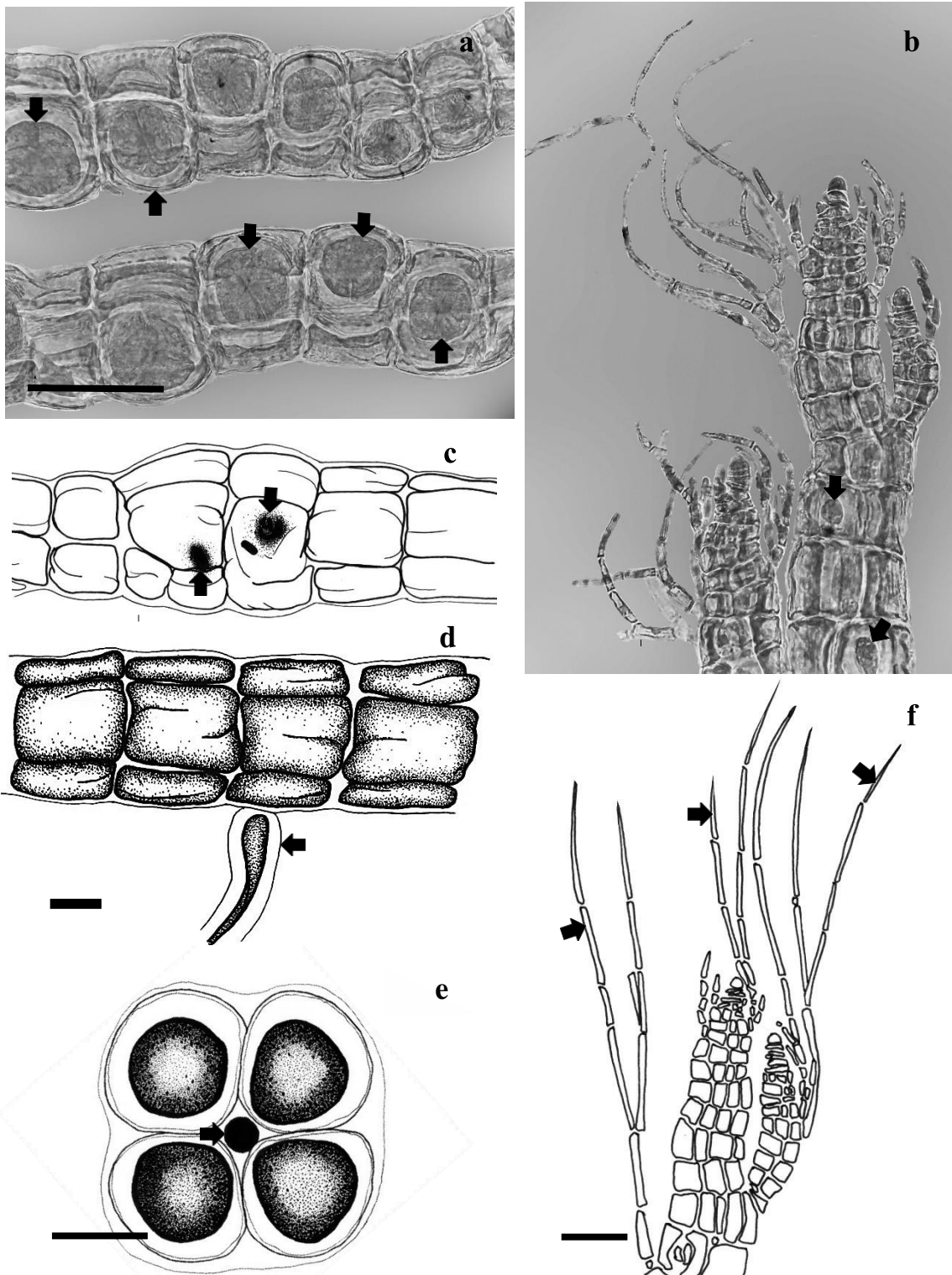


Fig. 9. *Melanothamnus sphaerocarpus*: a) tetrasporangios (flechas negras); b) tetrasporangios inmaduros (flechas negras); c) detalle de tetrasporangios inmaduros; d) detalle del eje postrado (rizoide señalado con una flecha negra); e) corte transversal de una rama (célula central señalada con una flecha negra); f) tricoblastos (flechas negras). Escala: 83 μm (a), 37 μm (b), 76 μm (c), 50 μm (d), 80 μm (e), 37 μm (f).

Género *Polysiphonia* Greville 1823

***Polysiphonia* sp.** (Fig. 10a-e)

Talo heterótrico, filamentoso, muy delicado, de color morado, de cuatro cm de alto, conformado por segmentos (basales de 100-150 μm de largo, y apicales de 10-30 μm de largo (Fig. 10a, e)). Ramificación irregular. Eje postrado de 120-380 μm de diámetro (Fig. 10d-e). Ramas de 35-190 μm de diámetro, con una célula apical de 19-20 μm de diámetro, tricoblastos ausentes (Fig. 10a). Organización polisifónica, seis células pericentrales en las zonas basales (de 100-110 μm de diámetro) y cinco en las zonas apicales (de 60-75 μm de diámetro) (Fig. 10b-c); célula central de 25-40 μm de diámetro. Rizoides de 15-20 μm de diámetro, presentes en el eje postrado, creciendo en conexión cerrada con las células medulares (Fig. 10d-e). Estructuras reproductivas no observadas.

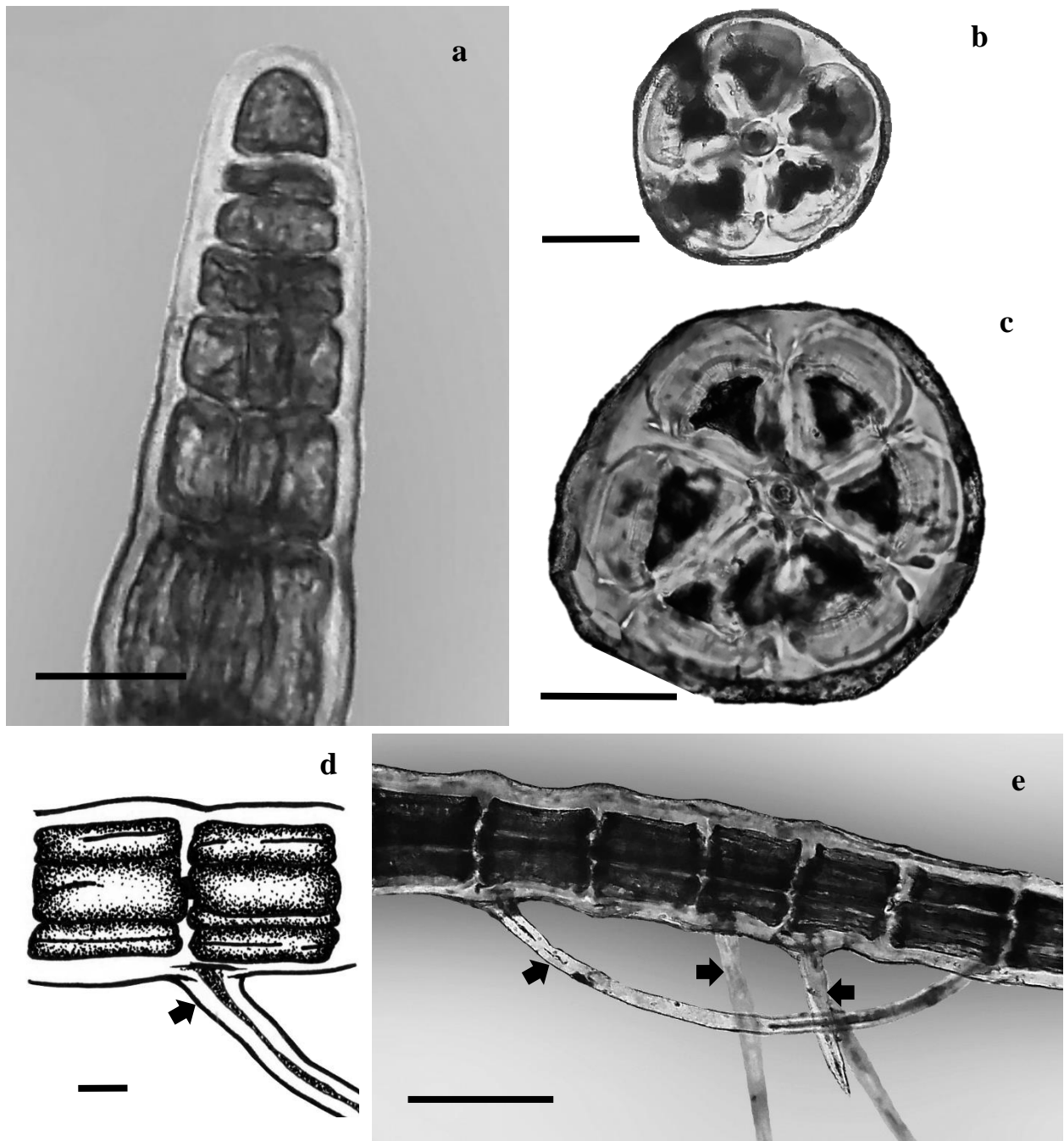


Fig. 10. *Polysiphonia* sp.: a) ápice; b) corte transversal apical; c) vista transversal de las zonas basales; d) detalle del rizoide (flecha negra); e) rizoides del eje postrado (flechas negras). Escala: 20 μm (a), 75 μm (b), 110 μm (c), 20 μm (d), 110 (e).

Familia Wrangeliaceae

Género *Wrangelia* C. Agardh 1828

Wrangelia argus (Montagne) Montagne 1856

Basiónimo: *Griffithsia argus* Montagne 1841

Sinónimo heterotópico: *Callithamnion beauii* P. Crouan & H. Crouan 1865

Talo de crecimiento erecto, de forma arbustiva, mucilaginoso, muy delicado, color rosa a morado claro, de 0.9-2 cm de alto. Ramificación alternada. Eje principal de 190-220 μm de diámetro. Ramas de 80-100 μm de diámetro, con ápices densamente ramificados (las ramillas de los ápices de las ramas generalmente no están ramificadas, y se presentan ligeramente curvadas) (Fig. 11a-b). Ramillas creciendo de las articulaciones, con ramificación generalmente dicotómica (eventualmente irregular), semienrolladas a la rama, de 10-25 μm de diámetro (Fig. 11c-d). Célula apical puntiaguda (Fig. 11b). Rizoides presentes en las zonas basales. Estructuras reproductivas no observadas.

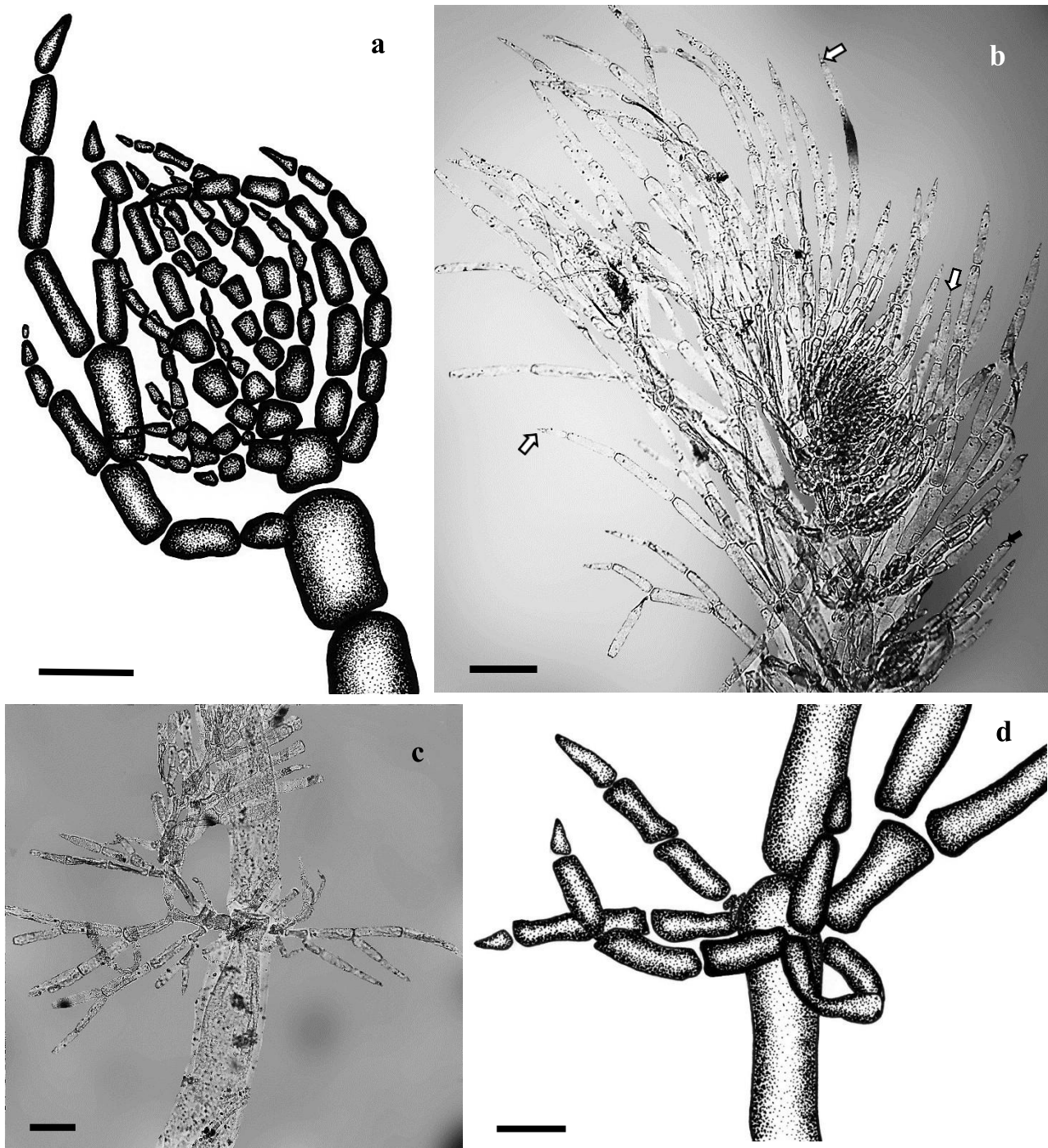


Fig. 11. *Wrangelia argus*: a) detalle del ápice de una rama; b) ápice de una rama (células apicales señaladas con flechas blancas); c) rama con ramillas; d) de talle de las ramillas. Escala: 54 μm (a), 130 μm (b), 80 μm (c), 33 μm (d).

Orden Corallinales

Familia Corallinaceae

Género *Jania* Lamouroux 1812

Jania rubens (Linnaeus) Lamouroux 1816 (Fig. 12a-d)

Basionimo: *Corallina rubens* Linnaeus 1758

Sinónimos heterotópicos: *Corallina cristata* Linnaeus 1758, *Corallina spermophoros* Linnaeus 1758, *Jania rubens* var. *spermophoros* (Linnaeus) Lamouroux 1816, *Jania spermophorus* Lamouroux 1843

Talo de crecimiento erecto, calcificado, delicado, color rosa claro, formando pequeños arbustos, de dos cm de alto. Talo conformado por segmentos de 0.8-1 mm de largo, genículas no cubiertas por células corticales (Fig. 12b, d). Ramificación dicotómica, en ángulos de 10°-30° (Fig. 12a). Ramas cilíndricas, de 0.5-1 mm de diámetro. Ápices redondeados, generalmente terminando en dos segmentos, ligeramente más gruesos que en las partes basales. Células corticales redondeadas de 7-6 µm de diámetro. Células subcorticales redondeadas, de 8-10 µm de diámetro. Células medulares de 80-160 µm de largo (Fig. 12c). Estructura de fijación al sustrato de tipo disco. No se observaron estructuras reproductivas.

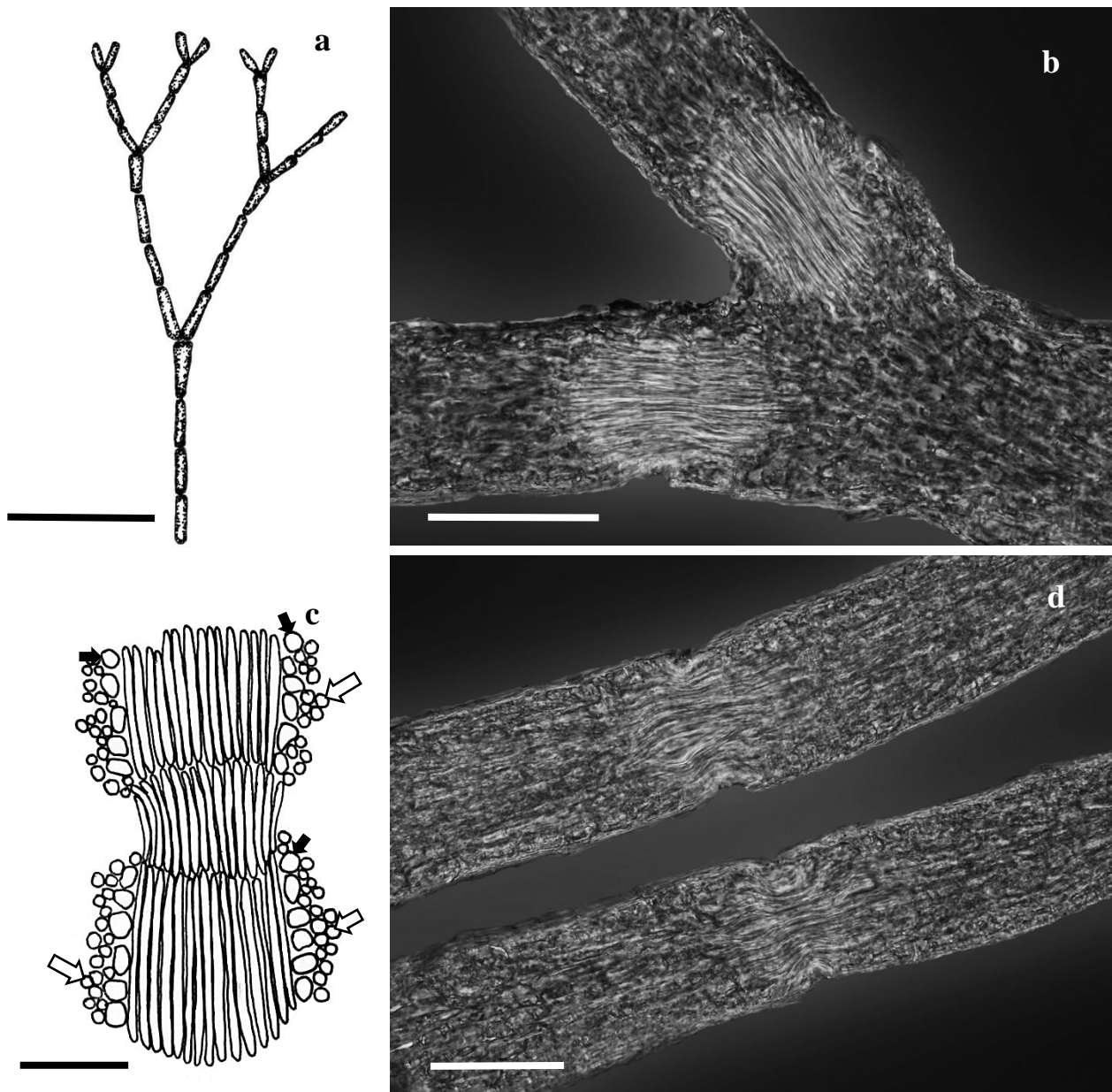


Fig. 12. *Jania rubens*: a) porción del talo; b, d) corte longitudinal donde se observan las genículas; c) corte longitudinal de la unión genícula e intergenicula (células superficiales señaladas con flechas blancas, células subsuperficiales señaladas con flechas negras). Escala: 5 mm (a), 160 μm (b, d), 80 μm (c).

Orden Corallinales

Familia Lithophyllaceae

Género *Amphiroa* Lamouroux 1812

Amphiroa brasiliiana Decaisne 1842 (Fig. 13a-d)

Talo de crecimiento erecto, calcificado, de apariencia arbustiva, de color rosa claro, de 0.5-2 cm de alto (Fig. 13e). Ramificación irregular a dicotómica (Fig. 13a). Ramas ligeramente aplanadas de 320-500 μm de ancho con ápices ovalados no calcificados (Fig. 13b), a menudo, las ramas están fusionadas con otras. Células corticales de 7-17 μm de diámetro (Fig. 13c). 1-5 hileras de células medulares (de 37-80 μm de largo) que se alternan con filas de células cortas de 10-22 μm de largo (Fig. 13d). Estructura de fijación discoidal. Estructuras reproductivas no observadas.

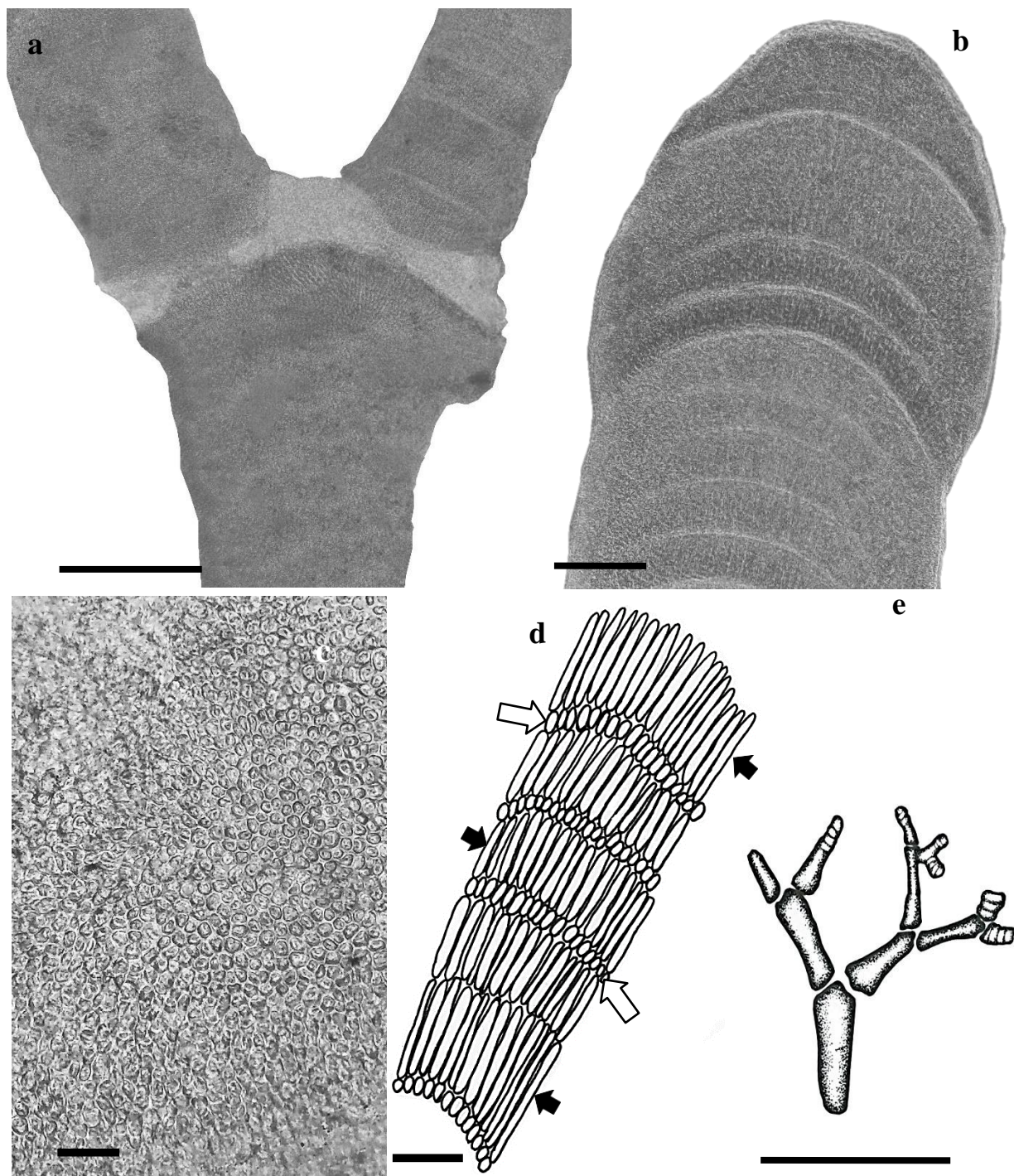


Fig. 13. *Amphiroa brasiliana*: a) ramificación dicotómica; b) ápice de una rama; c) células superficiales; d) células medulares largas (flechas negras), y cortas (flechas blancas); e) porción del talo. Escala: 295 μm (a), 125 μm (b), 24 μm (c), 32 μm (d), (e) 1 cm.

Amphiroa fragilissima (Linnaeus) Lamouroux 1816 (Fig. 14a-d)

Basiónimo: *Corallina fragilissima* Linnaeus 1758

Sinónimos: *Amphiroa cuspidata* (Ellis & Solander) 1816, *Amphiroa debilis* Kützing 1849, *Corallina rigens* Pallas 1766

Talo de crecimiento erecto, calcificado, delicado, de color rosa claro, creciendo en forma arbustiva, de 1-4 cm de alto, ramas cilíndricas, intergénulas de 190-230 μm de ancho y 2.5-4 mm de largo (Fig. 14d). Ramificación dicotómica (Fig. 14a). Eje principal de 240-300 μm de ancho. Ápices redondeados. Células corticales de 5-7 μm de diámetro (Fig. 14b). Células medulares compuestas en 6-8 hileras (de 50-80 μm de largo), alternadas con una fila de células cortas de 12-32 μm de largo (Fig. 14b, c). Estructura de fijación discoidal. Estructuras reproductivas no observadas.

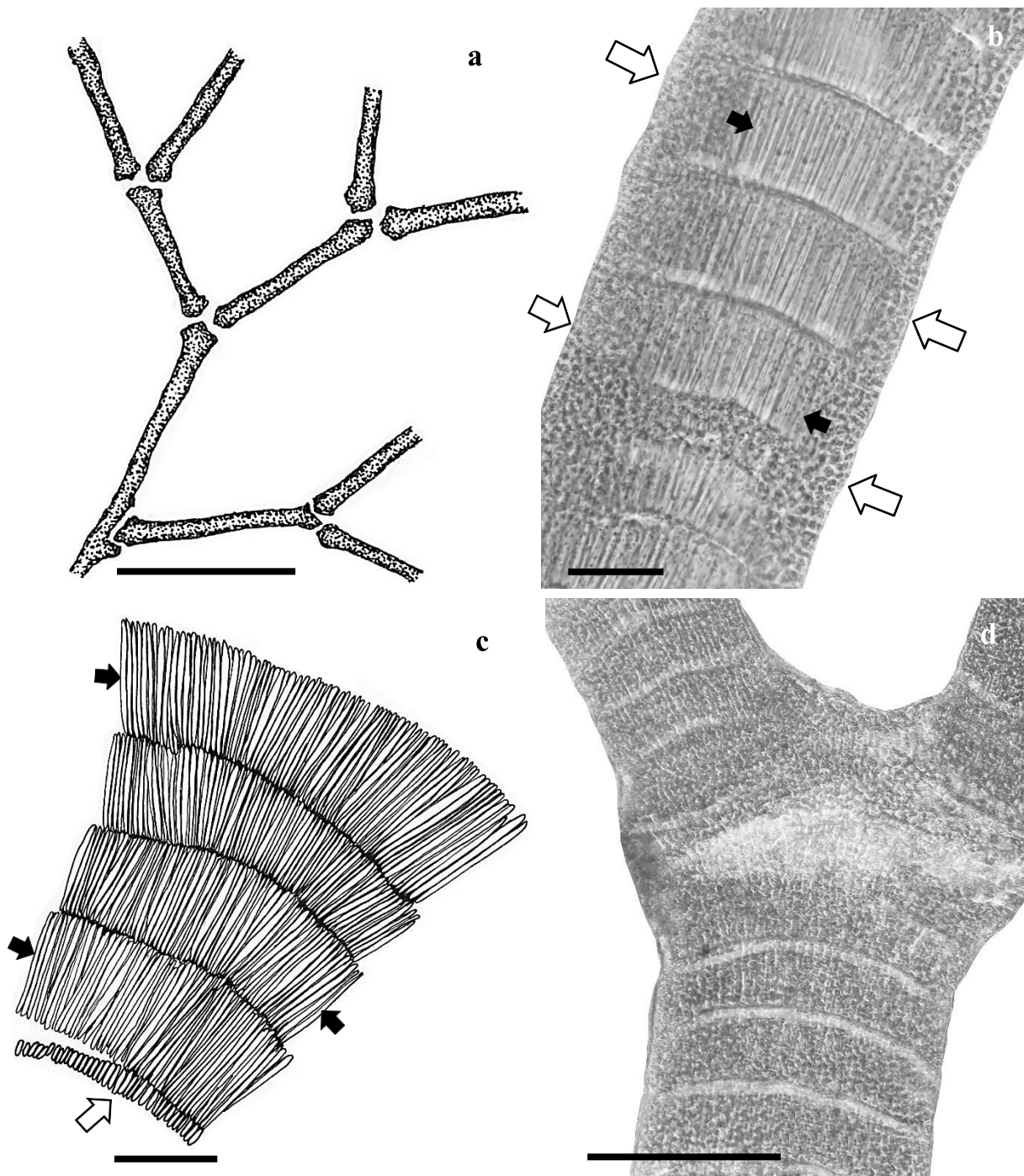


Fig. 14. *Amphiroa fragilissima*: a) porción del talo con ramificación dicotómica; b) hileras de células medulares (flechas negras) y corticales (flechas blancas); c) detalle de las células medulares largas (flechas negras) y cortas (flechas blancas); d) detalle de una genícula. Escala: 7 mm (a), 34 μm (b), 66 μm (c), 275 μm (d).

Amphiroa tribulus (Ellis & Solander) Lamouroux 1816 (Fig. 15a-d)

Basionimo: *Corallina tribulus* Ellis & Solander 1786

Talo de crecimiento erecto, calcificado, rígido, de color rosa a morado, de 2-5 cm de alto (Fig. 15a); ejes generalmente aplanados con una elevación en el centro (Fig. 15d). Ramificación irregular. Ramas de 1-4 mm de ancho, con bordes irregulares. Ápices de forma irregular, calcificados (Fig. 15a). Células corticales de 7-10 μm de diámetro (Fig. 15d). Células medulares (en la zona media y basal del talo) arregladas en 1-4 filas de células largas de 50-75 μm de largo, que se alternan con una fila de células cortas de 12-40 μm de largo (Fig. 15c); en las puntas de las ramas se alterna una hilera de células largas con una de células cortas (Fig. 15b). Estructura de fijación discoidal. Estructuras reproductivas no observadas.

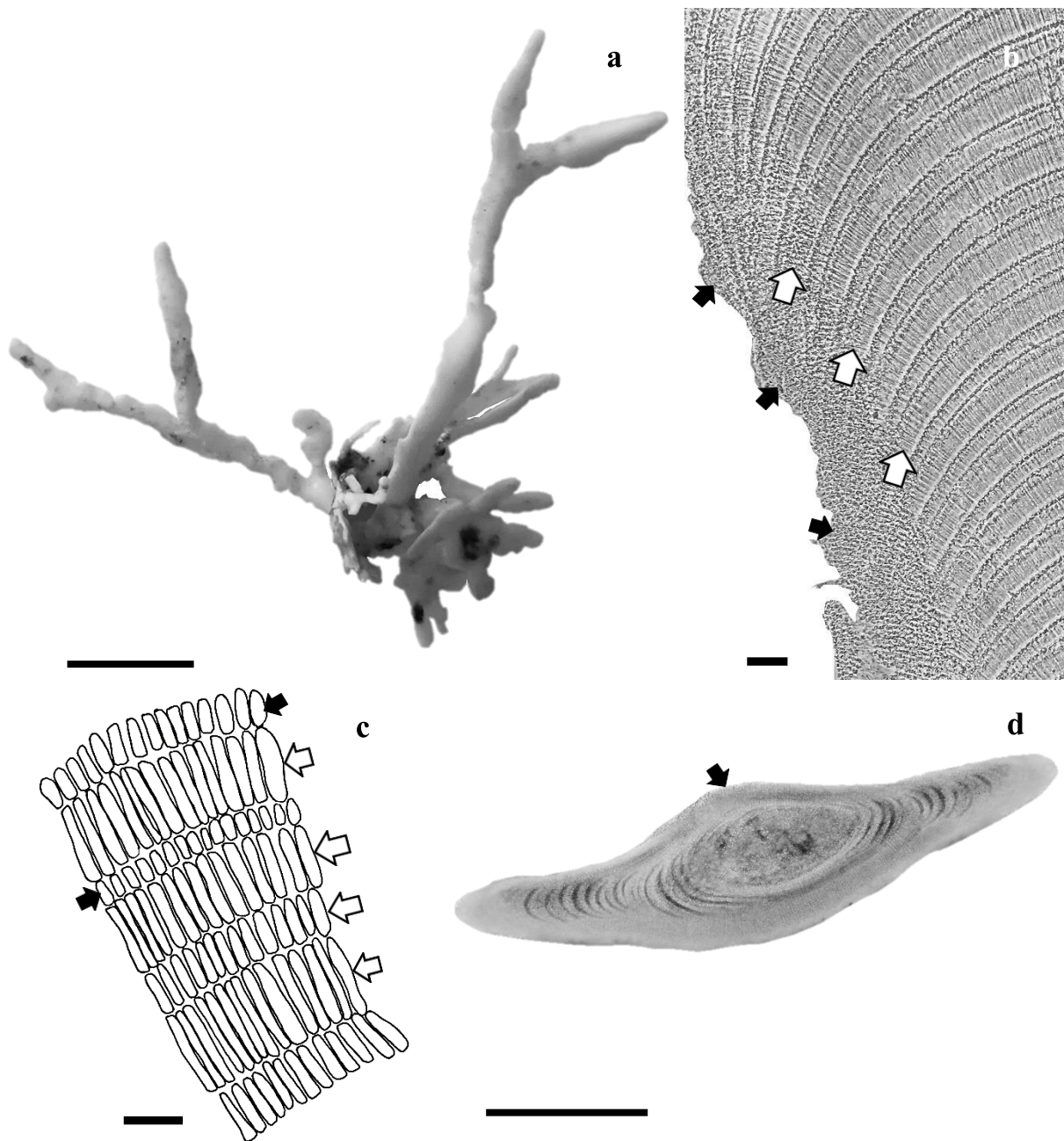


Fig. 15. *Amphiroa tribulus*: a) aspecto general del talo; b) corte longitudinal de una punta de una rama, hilera de células medulares largas (flechas blancas), y corticales (flechas negras); c) arreglo de las células medulares: largas (señaladas con flechas blancas) y cortas (señaladas con flechas negras); d) corte transversal de una rama mostrando la elevación de la zona media (flecha negra). Escala: 1 cm (a), 60 μm (b), 41 μm en (c), 730 μm (d).

Orden Gelidiales

Familia Gelidiellaceae

Género *Gelidiella* Feldmann & Hamel 1934

Gelidiella acerosa (Forsskal) Feldmann & Hamel 1934 (Fig. 16a-e)

Basiónimo: *Fucus acerosus* Forsskal 1775

Sinónimos homotípicos: *Fucus acerosus* Forsskal 1775, *Echinocaulon acerosum* (Forsskal) Borgesen 1932

Sinónimos heterotípicos: *Fucus rigidus* Vahl 1802, *Fucus spiniformis* Lamouroux 1805, *Fucus corneus* var. *spiniformis* (Lamouroux) Turner 1811, *Fucus corneus* var. *setaceus* Turner 1811, *Gelidium spiniforme* Lamouroux 1813, *Sphaerococcus spiniformis* (Lamouroux) J. Agardh 1817, *Sphaerococcus rigidus* J. Agardh 1822, *Gelidium rigidum* (C. Agardh) Greville 1830, *Echinocaulon spinellum* Kutzing 1843, *Echinocaulon rigidum* (Vahl) Kutzing 1843, *Gelidium corneum* var. *setaceum* (Turner) Montagne 1846, *Gelidium ramelliferum* Kutzing 1863, *Echinocaulon ramelliferum* (Kutzing) Kutzing 1868, *Gelidium pulchellum* var. *setaceum* (Turner) Batters 1902, *Gelidiopsis rigida* (C. Agardh) Bosse 1904, *Gelidiella acerosa* f. *minima* Rao 1971

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, de textura rígida y carnosa, de color café claro, de 2-4 cm de alto. Ramificación irregular a opuesta (Fig. 16e). Ramas de 1-3 mm de diámetro. Ramillas con ramificación opuesta a alternada (Fig. 16e), de un mm de diámetro y 3-5 mm de largo. Ápices aplanados y redondeados, con una célula apical ovalada (Fig. 16c). Células corticales ovaladas en vista lateral, de 2-10 µm de largo (Fig. 16a, d). Células medulares con forma redonda a elíptica, de 7-20 µm de diámetro, aumentando su tamaño hacia el centro del eje (Fig. 16b, d). Rizoides filamentosos, formando una almohadilla. No se observaron estructuras reproductivas.

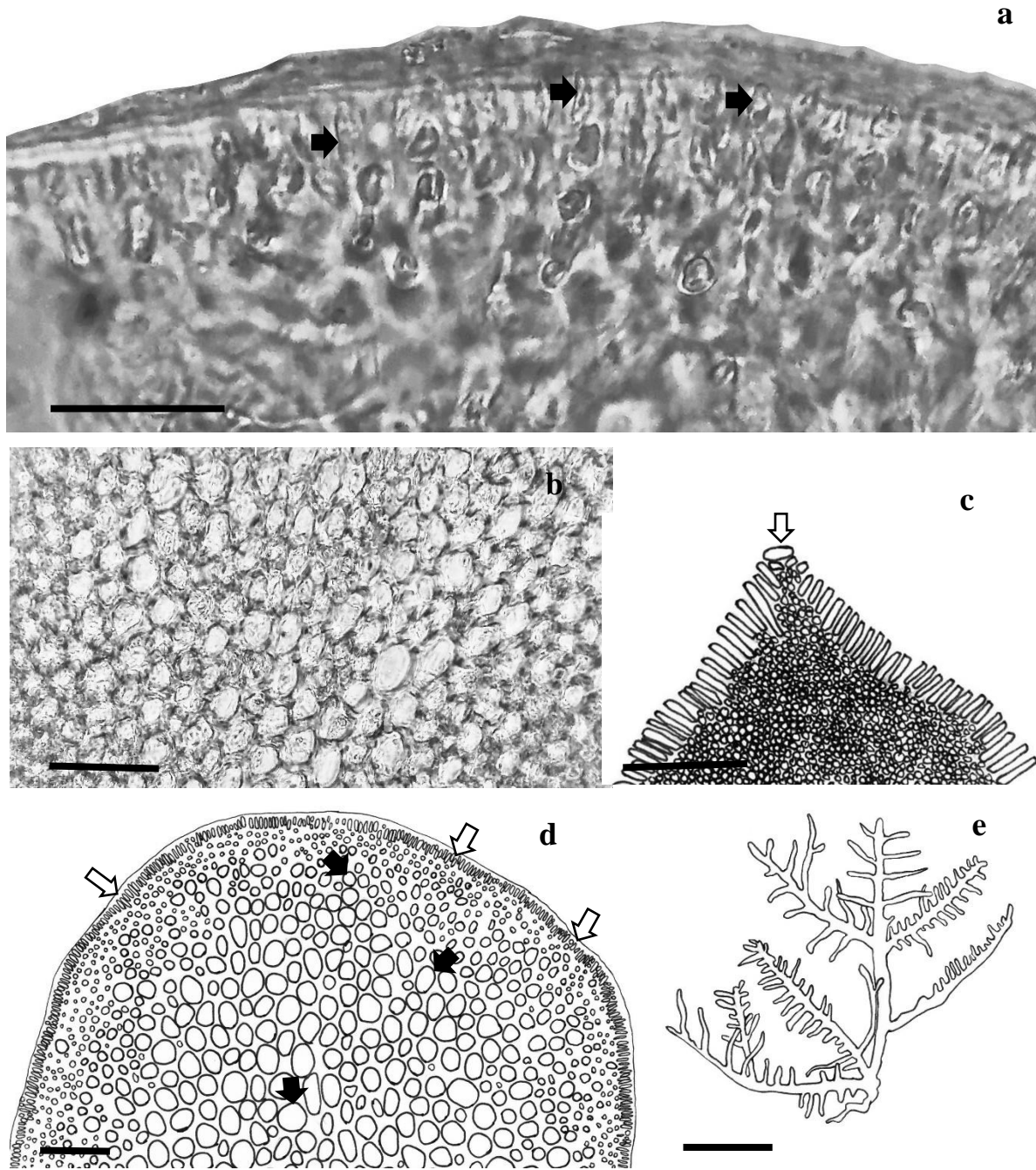


Fig. 16. *Gelidiella acerosa*: a) detalle de las células corticales (flechas negras); b) detalle de las células medulares; c) zona apical de una rama (señalada una flecha blanca); d) corte transversal del eje principal (células corticales señaladas con flechas blancas, células medulares señaladas con flechas negras); e) porción del talo. Escala: 20.7 μm (a), 50 μm (b), 23 μm (c), 50 μm (d), 1 cm (e).

Orden Gigartinales

Familia Cystocloniaceae

Género *Hypnea* Lamouroux 1813

Hypnea valentiae (Turner) Montagne 1841 (Fig. 17a-g)

Basiónimo: *Fucus valentiae* Turner 1809

Sinónimos homotípicos: *Sphaerococcus valentiae* (Turner) C. Agardh 1817, *Sphaerococcus musciformis* var. *valentiae* (Turner) C. Agardh 1822, *Hypnea musciformis* var. *valentiae* (Turner) Harvey 1834, *Hypnophycus valentiae* (Turner) Kuntze 1891

Sinónimos heterotípicos: *Hypnea adunca* J. Agardh 1885, *Hypnea californica* Kylin 1941

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, cubierto por ramas cortas espiniformes (de 280 µm a 1 mm de largo), de textura carnosa, de color rosa claro, de tres cm de alto (Fig. 17e, f). Ramificación irregular (Fig. 17e-g). Eje principal de 380-690 µm de diámetro. Ramas de 300-420 µm de diámetro. Ramillas de 140-240 µm de diámetro. Ápices puntiagudos, curvados, con una célula apical ovalada (de 2.44 µm de ancho). Células medulares con paredes gruesas, en arreglo polisifónico. Células corticales en 1-4 capas, con forma redondeada, de 7-13 µm de diámetro. Células pericentrales de forma irregular, de 40-170 µm de diámetro. Célula central circular, de 30-40 µm de diámetro (Fig. 17c-d). Estructura de fijación discoidal. Estiquidio tetraesporangial ubicado en la base de las ramillas, ovalado, de 240-260 µm de diámetro y 480-690 µm de largo. Tetraesporas con división zonada, de 15-25 µm de diámetro y 45-50 µm de largo (Fig. 17a-b).

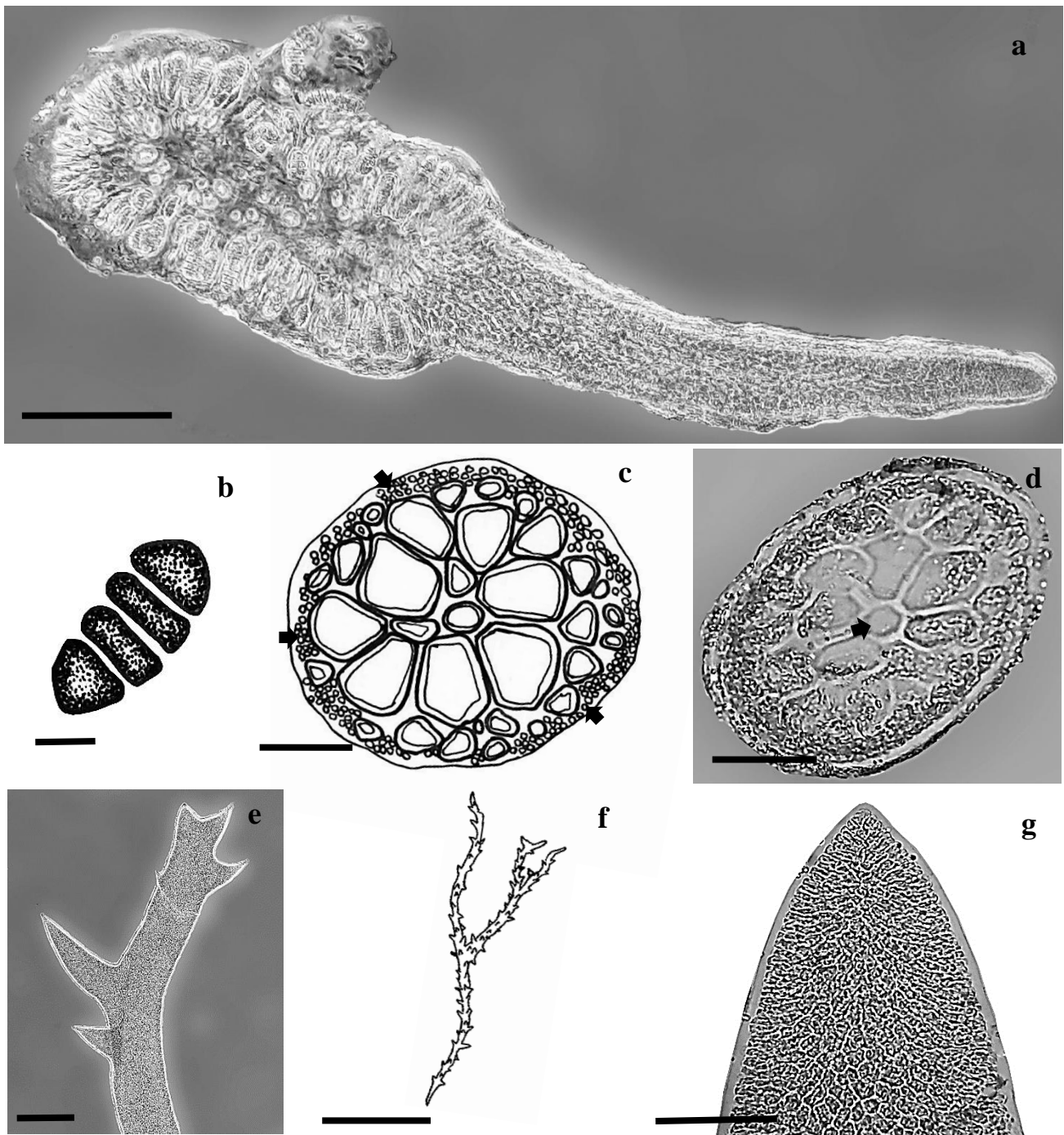


Fig. 17. *Hypnea valentiae*: a) estiquidio tetraesporangial; b) detalle de una tetraespora zonada; c) corte transversal de una rama (células medulares señaladas con flechas negras); d) zona transversal (célula central señalada con una flecha negra); e) detalle de una ramilla; f) detalle del aspecto del talo; g) ápice de una ramilla. Escala: 210 µm (a), 13 µm (b), 130 µm (c), 70 µm (d), 240 µm (e), 1 cm (f), 61 µm (g).

Género *Hypnea* Lamouroux 1813

Hypnea musciformis (Wulfen) Lamouroux 1813 (Fig. 18a-f)

Basiónimo: *Fucus musciformis* Wulfen 1791

Sinónimos homotípicos: *Ceramium musciforme* (Wulfen) Ruchinger 1818, *Sphaerococcus musciformis* (Wulfen) C. Agardh 1822, *Hypnophycus musciformis* (Wulfen) Kutzing 1843

Sinónimos heterotípicos: *Sphaerococcus divaricatus* C. Agardh 1827, *Hypnea rissoana* J. Agardh 1842, *Hypnea arborescens* P. Crouan & H. Crouan 1865

Talo de crecimiento erecto, con textura carnosa, color rosa, de 12 cm de alto (Fig. 18f). Ramificación irregular (Fig. 18f). Eje principal de un mm de diámetro. Ramas de 300-800 μm de diámetro y con la punta en forma de gancho. Ramillas presentes en todo el talo, de 0.8-6 mm de largo, con crecimiento por una célula apical (Fig. 18e). Organización polisifónica. 1-2 capas de células corticales, de 7-13 μm de diámetro (Fig. 18b). Células pericentrales con forma irregular, de pared gruesa (12-37 μm de grosor), de 63-300 μm de diámetro. Célula central de 30-70 μm de diámetro (Fig. 18a, c). Disco de sujeción, de 400 μm de diámetro, compuesto por células de forma irregular en el centro, y poligonales en las orillas (Fig. 18d). No se observaron estructuras reproductivas.

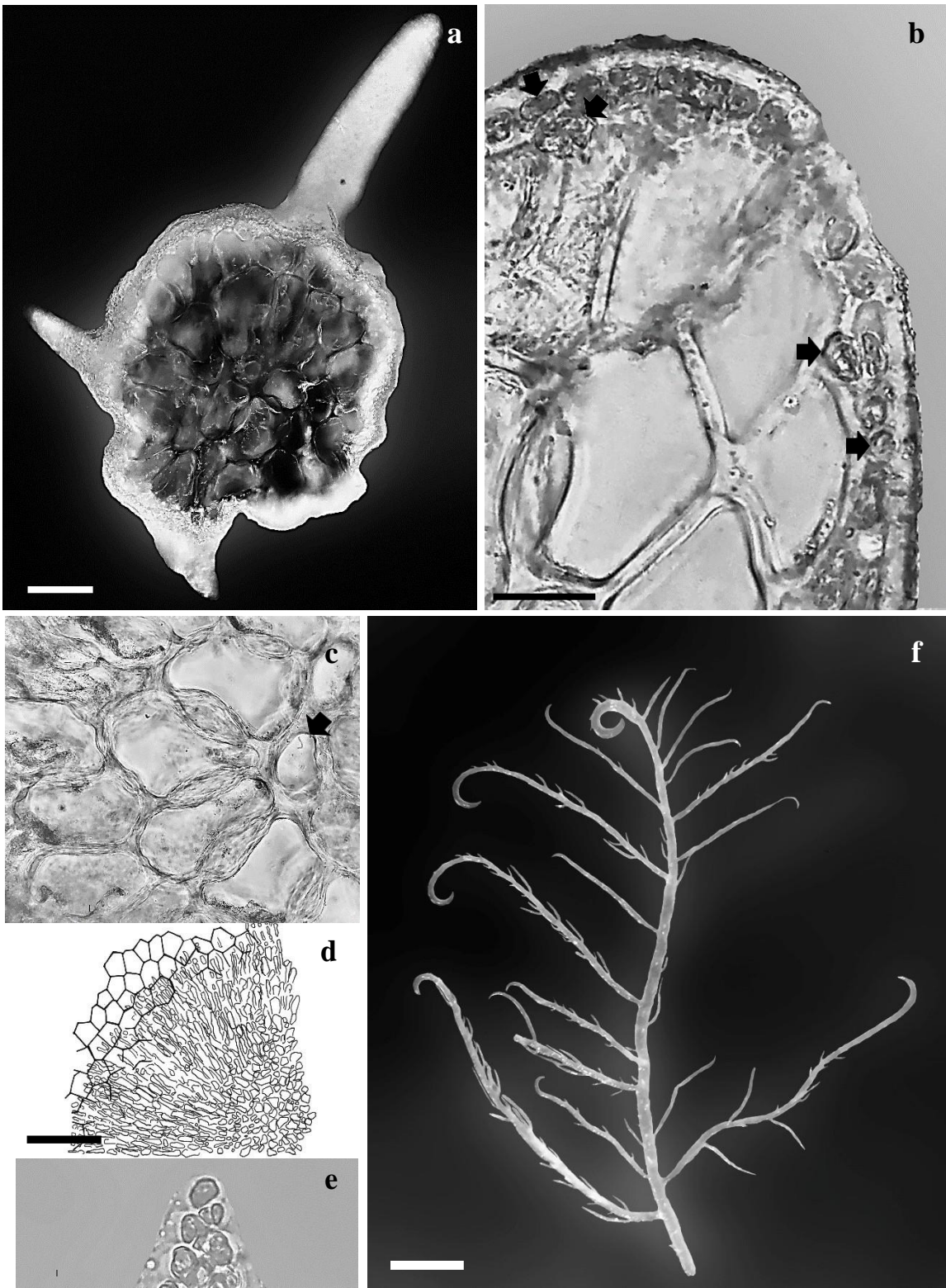


Fig. 18. *Hypnea musciformis*: a) corte transversal de una rama; b) detalle de las células corticales (flechas negras); c) detalle de las células medulares pericentrales (célula central señalada con una flecha negra); d) detalle del disco de sujeción; e) detalle de una célula apical; f) aspecto general del talo. Escala: 220 μm (a), 27 μm (b), 78 μm (c), 93 μm (d), 10 μm (e), 1.2 cm (f).

Orden Gigartinales

Familia Solieriaceae

Género *Agardhiella* Schmitz & Hauptfleisch 1897

Agardhiella subulata (C. Agardh) Kraft & Wynne 1979 (Fig. 19a-d)

Basionimo: *Sphaerococcus subulatus* C. Agardh 1822

Talo de crecimiento erecto, carnosos, mucilaginosos, color rosa claro, de tres cm de alto. Ramificación alternada, eventualmente unilateral (Fig. 19e). Eje principal comprimido en la base, cilíndrico en la porción media con 0.7-1.2 mm de diámetro. Extremos agudos. Una capa de células corticales redondeadas de 12-15 μm de diámetro (Fig. 19d), en vista superficial de forma irregular, de 10-15 μm de diámetro (Fig. 19c); 2-3 capas de células subcorticales de 75-95 μm de diámetro (Fig. 19a); filamentos medulares de 2-17 μm de diámetro (Fig. 19b). Estructura de fijación de tipo disco. Estructuras reproductivas no observadas.

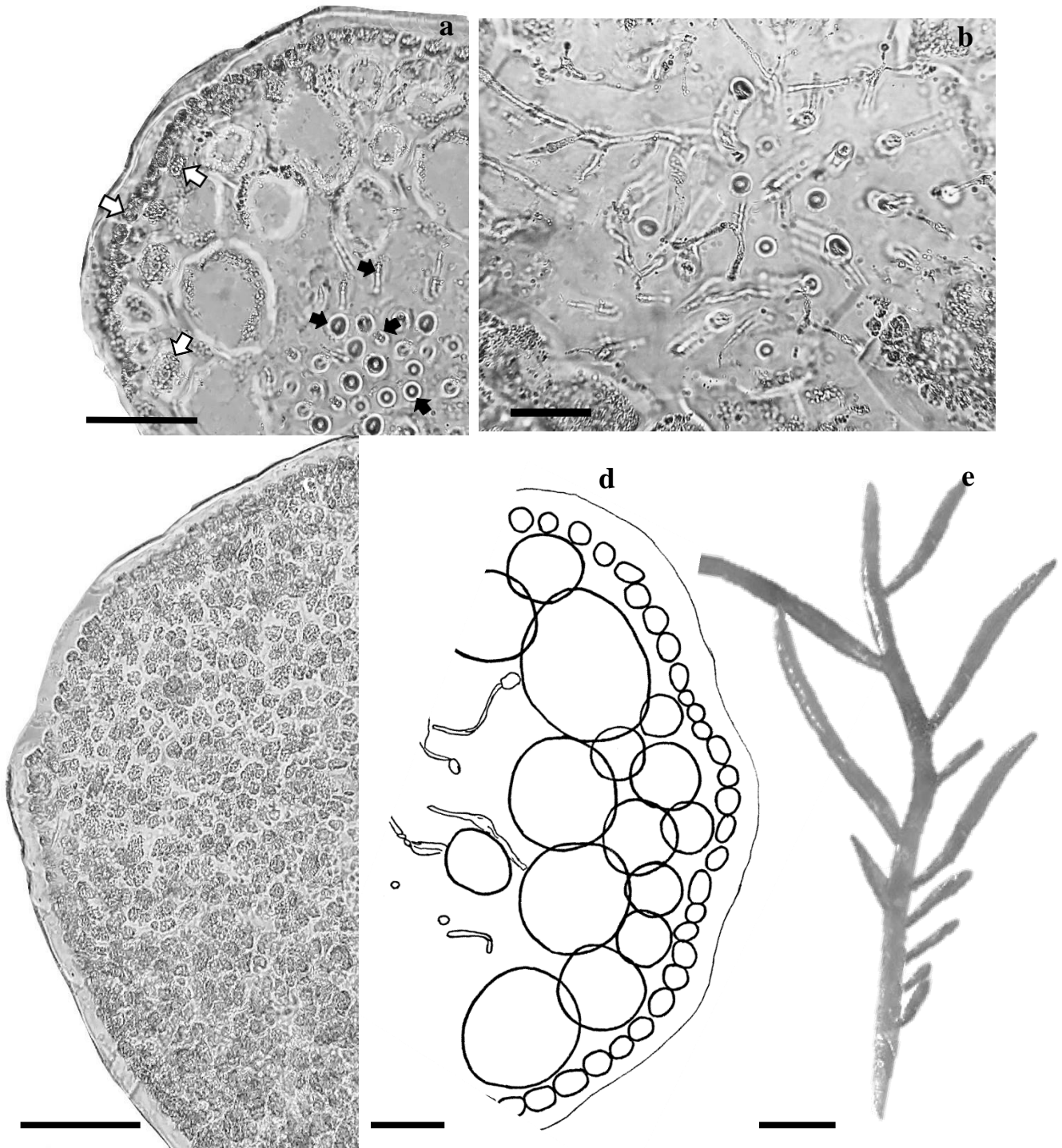


Fig. 19. *Agardhiella subulata*: a) corte transversal de una rama; se observan células corticales y subcorticales (flechas blancas), médula filamentosa (señaladas con flechas negras); b) filamentos medulares; c) células corticales en vista superficial; d) células corticales, subcorticales y filamentos medulares en corte transversal; e) talo. Escala: 73 μm (a), 49 μm (b), 104 μm (c), 37 μm (d), 5 mm (e).

Orden Halymeniales

Familia Halymeniaceae

Género *Halymenia* C. Agardh 1817

Halymenia floresii (Clemente) C. Agardh 1817 (Fig. 20a-e)

Basiónimo: *Fucus floresii* Clemente 1807

Sinónimos heterotópicos: *Halymenia ciliata* Chiaje 1829, *Halymenia ulvoidea* Zanardini 1865, *Halymenia floresii* var. *tripinnata* Kützinger 1866, *Halymenia floresii* var. *plumosa* Kützinger 1866, *Halymenia floresii* var. *dentata* Kützinger 1866, *Halymenia floresii* var. *macroptera* Kützinger 1866, *Halymenia floresii* var. *lacerata* Kützinger 1866, *Halymenia floresii* var. *pinnata* Codomier 1974, *Halymenia floresii* var. *ulvoidea* Codomier 1974

Talo de crecimiento erecto, aplanado (de 400 µm de grosor y hasta dos cm de ancho), delicado, con textura “gelatinosa”, color rosa claro, de 12 cm de alto (Fig. 20e). Ramificación irregular. Ramillas presentes en todos los márgenes de las ramas (Fig. 20e), de 1-2 mm de ancho y de 0.5-1 cm de largo. Ápices puntiagudos a redondeados. Células corticales en dos capas: superficiales con forma ovalada, de 4-8 µm de ancho; subsuperficiales: con forma ovalada, de 9-15 µm de ancho (Fig. 20a-c). Filamentos medulares dentro del gel mucilaginoso, cilíndricos, conformados por células de 9-15 µm de diámetro, y 55-66 µm de largo (Fig. 20d). Estructura de fijación de tipo disco. No se observaron estructuras reproductivas.

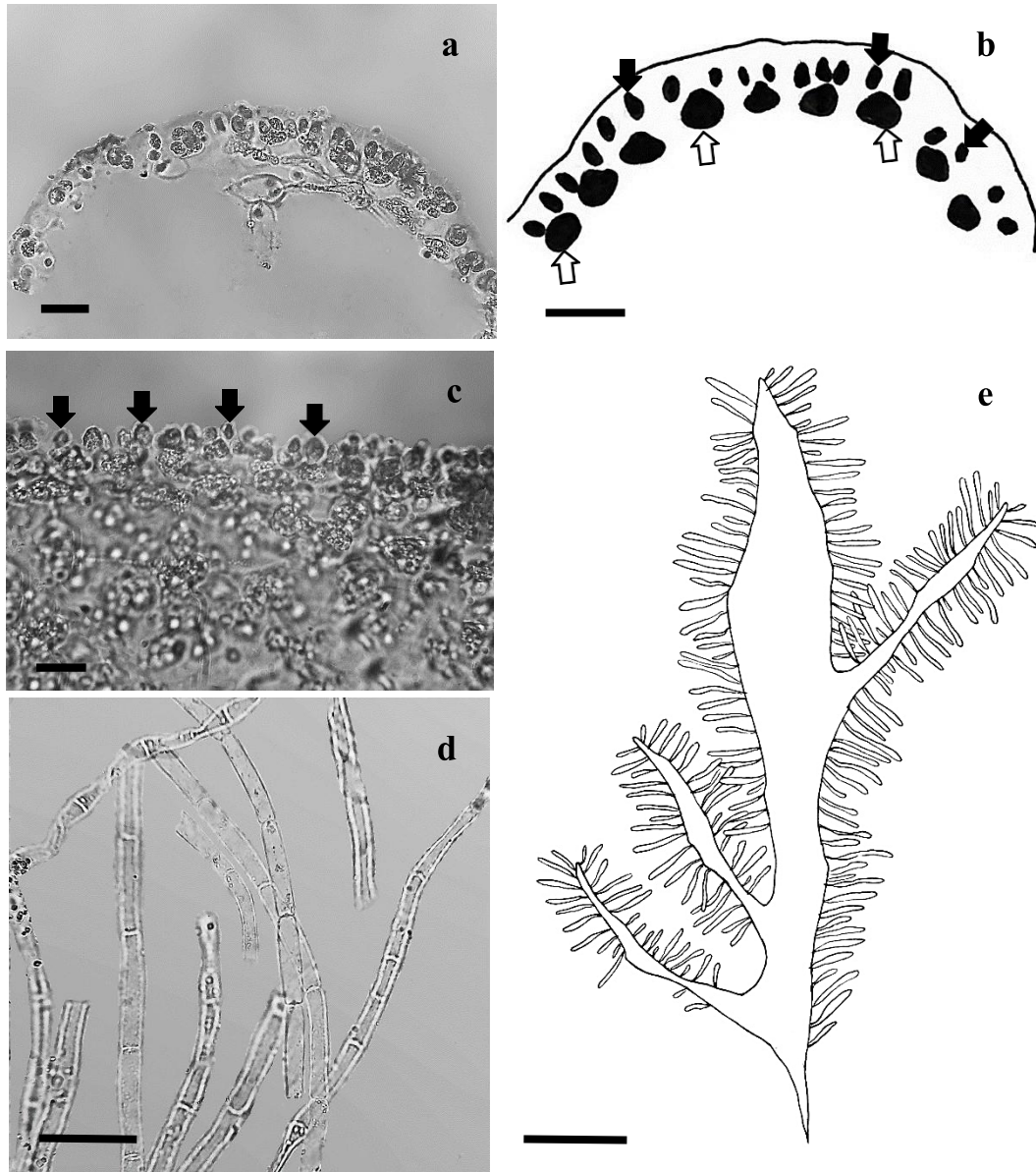


Fig. 20. *Halymenia floresii*: a) zona transversal del talo; b) detalle de las células subsuperficiales (flechas blancas), células superficiales (flechas negras); c) células superficiales (flechas negras); d) filamentos medulares; e) aspecto general del talo. Escala: 20 μ m (a), 20 μ m (b), 20 μ m (c), 66 μ m (d), 2 cm (e).

Género *Corynomorpha* J. Agardh 1872

Corynomorpha clavata (Harvey) Agardh 1872 (Fig. 21a-c)

Basiónimo: *Acrotylus clavatus* Harvey 1853

Talo de crecimiento erecto, aplanado, constreñido en la zona basal, de color verde claro, de 1-3 mm de ancho y 2.8 cm de alto (Fig. 21d). Sin ramificación. Ápice redondeado. Células superficiales de 2-4 μm de diámetro y 2-5 μm de largo (Fig. 21a). Corteza de 37-85 μm de grosor, compuesta por células agrupadas (Fig. 21b): inferiores de 7-17 μm de diámetro y superiores de 2-3 μm de diámetro (Fig. 21c). Filamentos medulares abundantes y laxos de 2-5 μm de diámetro (Fig. 21b, c). estructura de reproducción de tipo disco. No se observaron estructuras reproductivas.

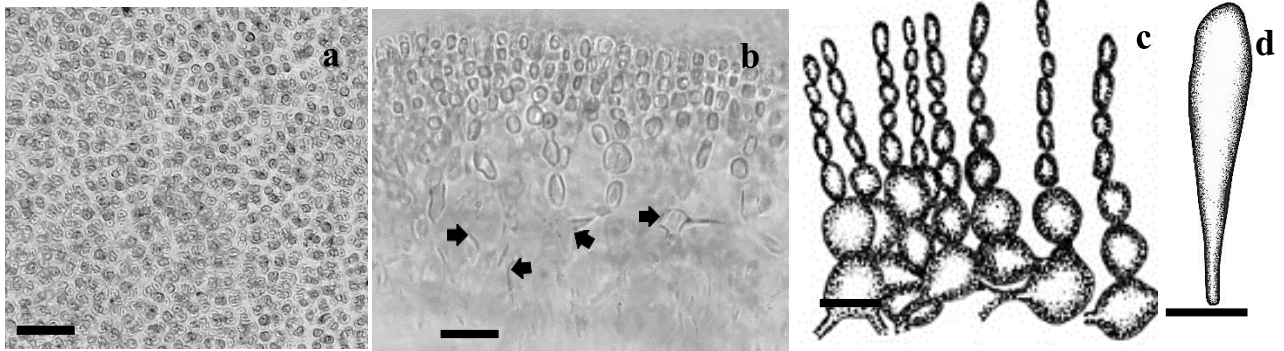


Fig. 21. *Corynomorpha clavata*: a) células corticales en vista superficial; b) corte transversal mostrando los filamentos medulares (flechas negras); c) detalle de las células corticales; d) aspecto general del talo. Escala: 24 μm (a), 20 μm (b), 17 μm (c), 1 cm (d).

Orden Nemaliales

Familia Galaxauraceae

Género *Galaxaura* Lamouroux 1812

Galaxaura rugosa (Ellis & Solander) Lamouroux 1816 (Fig. 22a-d)

Basionimo: *Corallina rugosa* Ellis & Solander 1786

Sinónimo: *Galaxaura comans* Kjellman 1900

Talo de crecimiento erecto, medianamente calcificado y de superficie con textura suave, de forma arbustiva, color marrón, de 2.5-3 cm de alto (Fig. 22b), cubierto por filamentos multicelulares (de 0.6-1 mm de largo y 14-20 μm de diámetro) que se originan en las células bulbosas de la corteza (Fig. 22a) (generalmente enredados entre sí). Ramificación irregular.

Ramas cilíndricas, de 1-1.5 mm de diámetro. Células de la corteza bulbosas, semiovaladas, de 30-60 μm de diámetro y 25-65 μm de largo, eventualmente pueden presentarse sin filamentos superficiales (Fig. 22c). Filamentos medulares de 9-20 μm de diámetro (Fig. 22d), enredados entre las células bulbosas de la corteza (a menudo cubriéndolas), extendiéndose hasta el área central. Estructura de fijación discoidal. No se observaron estructuras reproductivas.

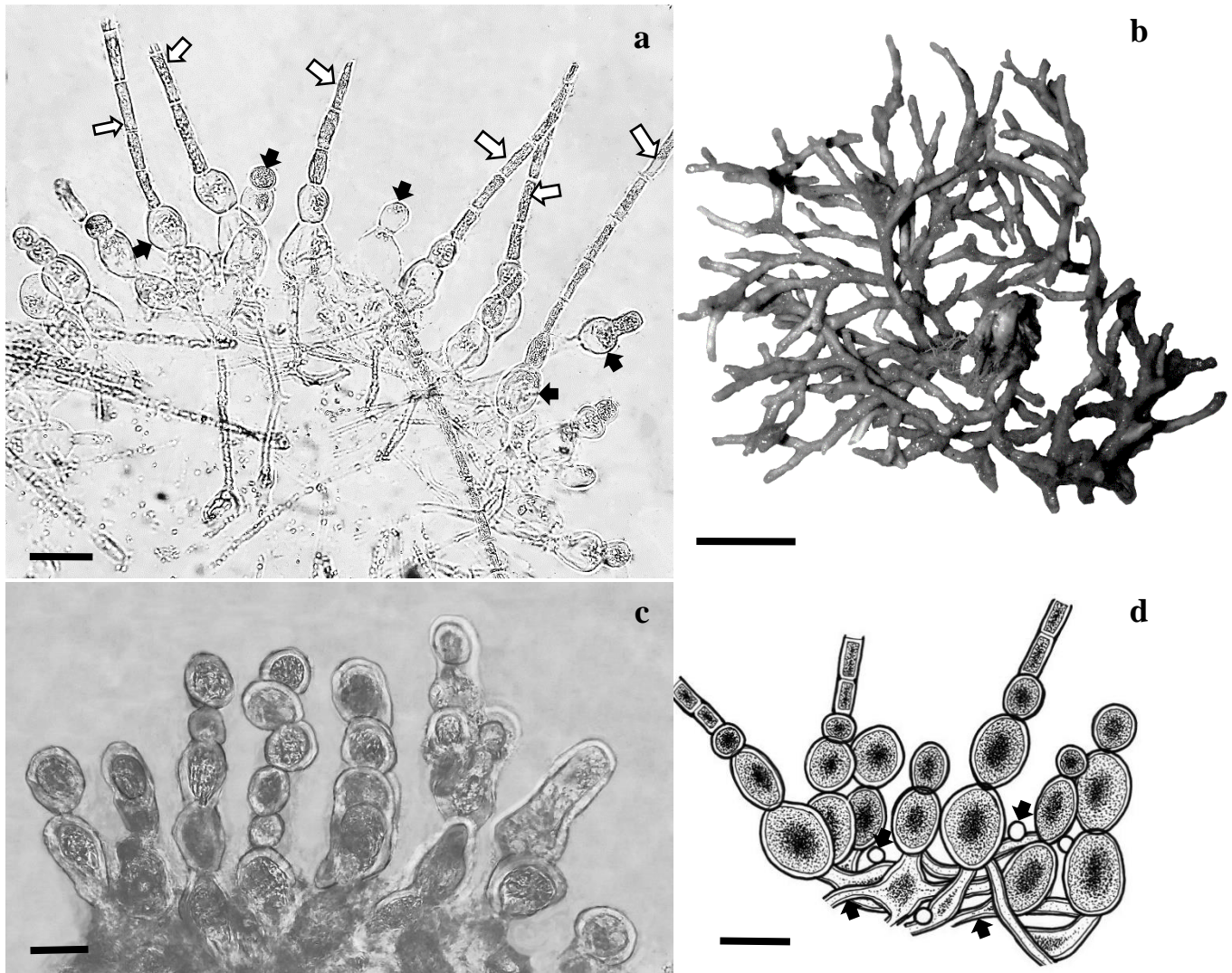


Fig. 22. *Galaxaura rugosa*: a) filamentos superficiales (flechas blancas) y células bulbosas de la corteza (flechas negras); b) aspecto general del talo; c) células bulbosas de la corteza sin filamentos superficiales; d) filamentos medulares (flechas negras). Escala: 70 μm (a), 1 cm (b), 24 μm (c), 49 μm (d).

Orden Rhodymeniales

Familia Hymenocladaceae

Género *Asteromenia* Huisman & Millar 1996

Asteromenia peltata (Taylor) Huisman & Millar 1996 (Fig. 23a-d)

Basionimo: *Faucheia peltata* Taylor 1942

Talo laminar de crecimiento postrado, con bordes ondulados y lisos, carnoso, mucilaginoso, de color rosa claro, de 1-2 cm de alto (Fig. 23e) y de 230-310 μm de grosor (Fig. 23c). Ramificación ausente. Células corticales de 4-12 μm de diámetro (Fig. 23a); de cada célula subcortical se originan dos corticales más pequeñas (Fig. 23d). Células subcorticales redondeadas, en 1-3 capas, de 20-40 μm de diámetro (Fig. 23b). Células medulares ovaladas (2-3 capas), de 100-120 μm de diámetro y 70-170 de largo (Fig. 23c). Estipe mucilaginoso de tipo almohadilla presente en distintos puntos de los márgenes. Estructuras reproductivas no observadas.

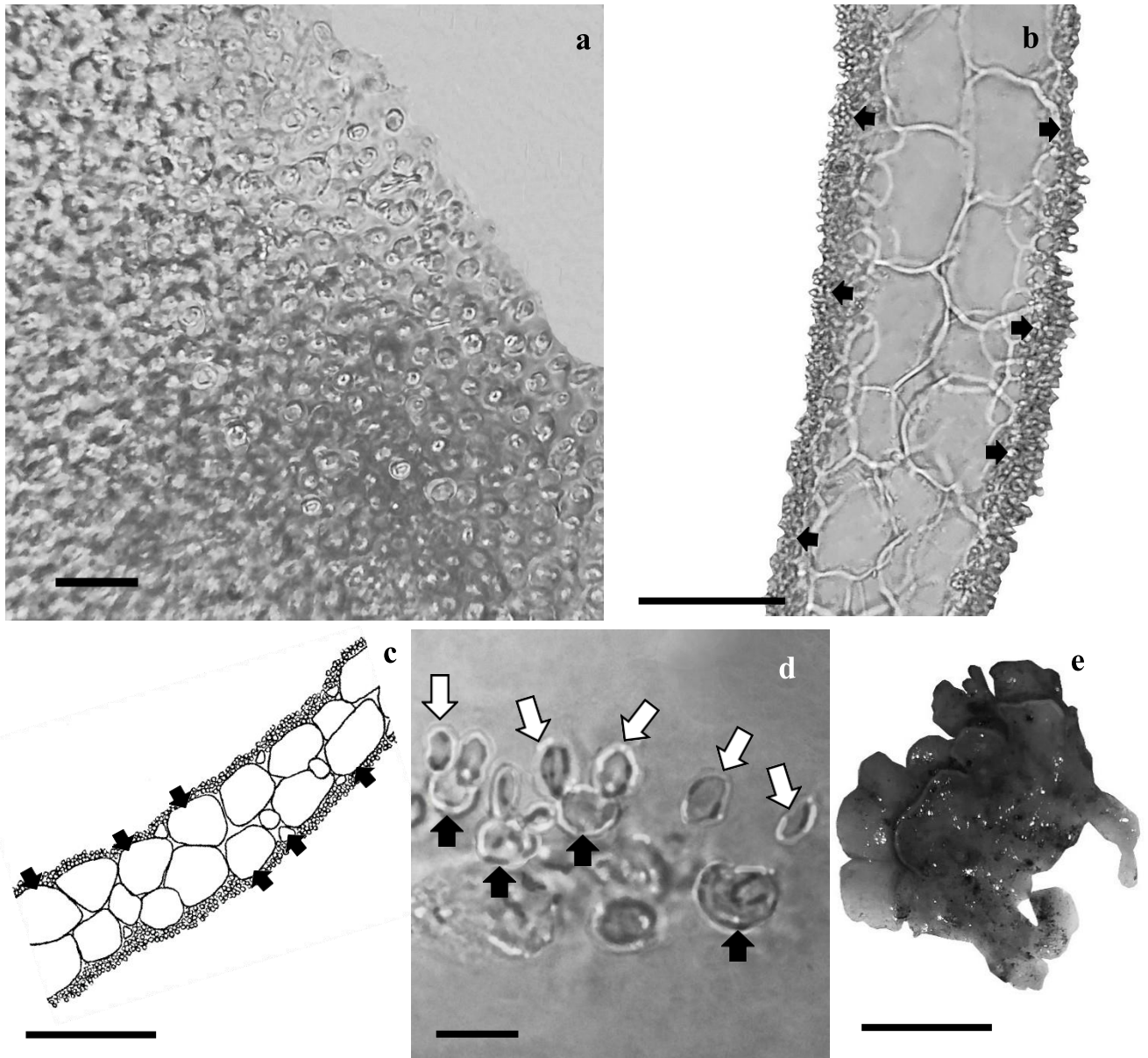


Fig. 23. *Asteromenia peltata*: a) células corticales en vista superficial; b) corte transversal de lámina, se observan células medulares y las células corticales (flechas negras); c) arreglo de las células medulares (flechas negras) y las células corticales; d) organización de las células corticales (flechas blancas) y subcorticales (flechas negras); e) aspecto de una porción del talo. Escala: 25 μm (a), 150 μm (b), 319 μm (c), 11 μm (d), 1 cm (e).

Familia Lomentariaceae

Género *Ceratodictyon* Zanardini 1878

Ceratodictyon planicaule (Taylor) Wynne 2011 (Fig. 24a-f)

Sinónimo: *Wurdemannia miniata* var. *planicaulis* Taylor 1943, *Gelidiopsis planicaulis* (Taylor) Taylor 1960

Talo de crecimiento erecto, con forma arbustiva, de textura carnosa, color morado, de 1-2 cm de alto, eje principal cilíndrico en la zona basal y aplanado distalmente. Ramificación irregular (Fig. 24f). Ramas cilíndricas proximalmente y aplanadas distalmente, de 200-900 μm de ancho, 100-160 μm de grosor, con el ápice redondeado (Fig. 24c, e). Células corticales en vista superficial de forma circular, de 4-10 μm de ancho y 4-13 μm de largo, en las orillas de forma ovalada (Fig. 24c, e). Zonas cilíndricas: células corticales redondeadas, de 4-9 μm de diámetro y 12-14 μm de largo; células medulares redondeadas, de 9-13 μm de diámetro (Fig. 24d). Zonas aplanadas: células corticales rectangulares, ovaladas o circulares, de 2-9 μm de ancho y 12-25 μm de largo; células medulares ovaladas (algunas redondeadas), de 7-12 de ancho y 4-22 μm de largo (Fig. 24a, b). Estolón cilíndrico de 300-340 μm de diámetro, con rizoides (aplanados, formando una almohadilla de sujeción). No se observaron estructuras reproductivas.

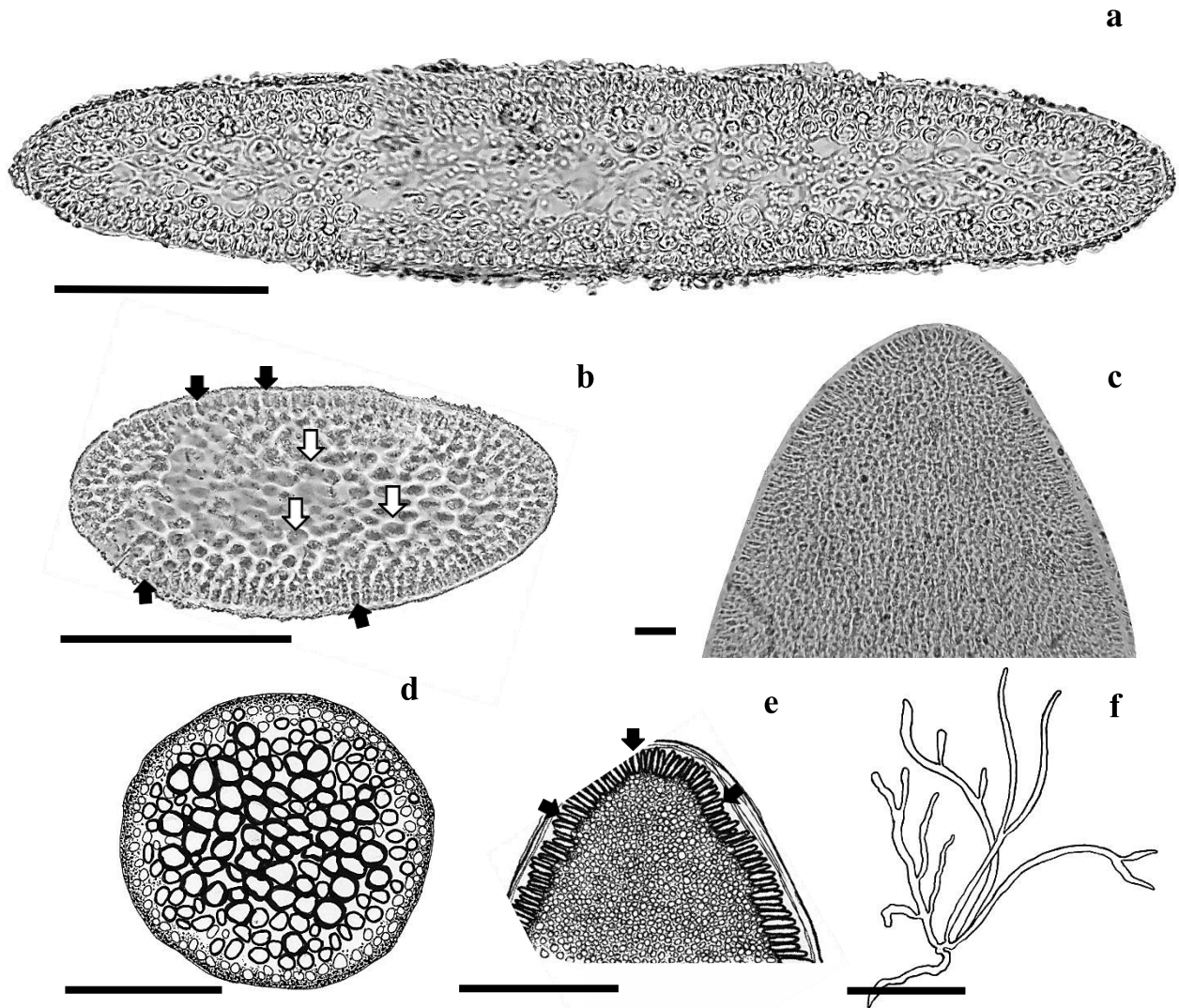


Fig. 24. *Ceratodictyon planicaule*: a) corte transversal de una rama; b) vista transversal de una rama ensanchada (células corticales señaladas con flechas negras, células medulares señaladas con flechas blancas); c) zona apical de una rama; d) corte transversal de una rama cilíndrica; e) ápice de una rama (células superficiales señaladas con flechas negras); f) talo. Escala: 100 μm (a), 134 μm (b), 160 μm (c), 113 μm (d), 117 μm (e), 5 mm (f).

Familia Rhodymeniaceae

Género *Botryocladia* (J. Agardh) Kylin 1931

Botryocladia spinulifera Taylor & Abbott 1973 (Fig. 25a-d)

Talo de crecimiento postrado, con forma esférica, de textura carnosa, de un cm de alto, ramas globosas de color magenta (con espinas superficiales de 7-15 μm de largo (Fig. 25a)), y el eje postrado es de color rosa claro. Ramas globosas (de 1.8-2 mm de diámetro y 1-2.5 mm de largo), dispuestas unilateral a irregularmente sobre un eje cilíndrico de 270 μm de diámetro (Fig. 25e), interior mucilaginoso. Las ramas globosas tienen 3-4 capas de células corticales, de 2-10 μm de ancho, y 1-2 capas de células medulares, de 10-30 μm de ancho y 10-40 μm de largo, con una célula granular de forma ovalada (Fig. 25d). Eje cilíndrico con 1-4 capas de células corticales de 3-5 μm de ancho (Fig. 25b); células medulares de 17-25 μm de ancho y de 24-38 μm de largo; las células se arreglan de pequeñas (hacia la corteza) a grandes (hacia la zona central). Rizoides presentes en el eje. No se observaron estructuras reproductivas.

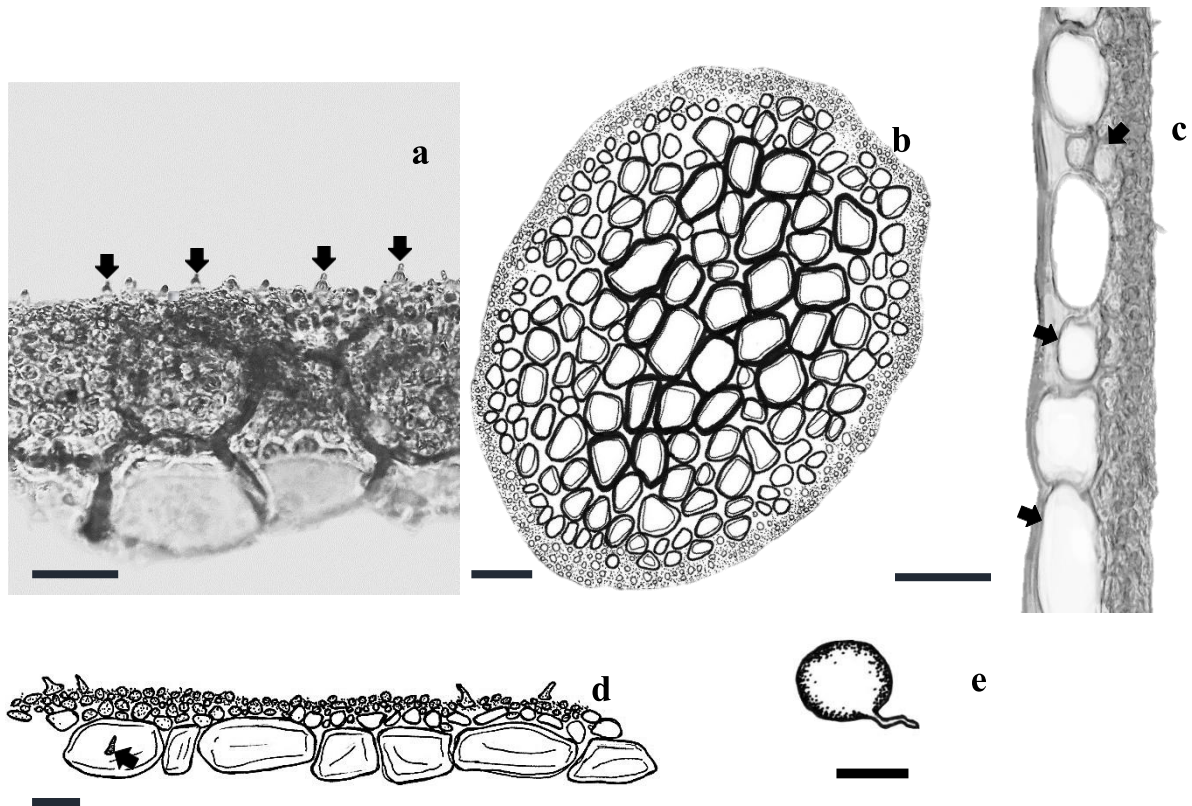


Fig. 25. *Botryocladia spinulifera*: a) espinas en la superficie de las ramas globosas (flechas negras); b) corte transversal del eje principal; c) corte transversal de una rama globosa, se aprecian las células subcorticales (flechas negras); d) corte transversal de una rama globosa, se indica la célula granular (flecha negra); e) aspecto general del talo. Escala: 31 μm (a), 36 μm (b), 41 μm (c), 21 μm (d), 2 mm (e).

Phylum Ochrophyta

Clase Phaeophyceae

Orden Dictyotales

Familia Dictyotaceae

Género *Canistrocarpus* De Paula & De Clerck 2006

Canistrocarpus cervicornis (Kützinger) De Paula & De Clerck 2006 (Fig. 26a-c)

Basionimo: *Dictyota cervicornis* Kützinger 1859

Sinónimos heterotípicos: *Dictyota bartayresiana* var. *divaricata* J. Agardh 1848, *Dictyota indica* Kützinger 1859, *Dictyota pardalis* Kützinger 1859, *Dictyota bartayresiana* f. *angustiloba* Lamouroux 1860, *Dictyota dichotoma* var. *curvula* P. Crouan & H. Crouan 1878, *Dictyota divaricata* (J. Agardh) J. Agardh 1882

Talo acintado, de crecimiento erecto, arbustivo, de textura suave, de color amarillo a olivo, de 11 cm de alto. Ramificación dicotómica, con ápices ligeramente agudos (Fig. 26b). Ramas de 2-4 mm de ancho y de 130-135 μm de grosor. Una capa de células corticales, con la superficie convexa, de 30-25 μm de ancho (Fig. 26a). Una capa de células medulares, de forma rectangular, de 80-90 μm de ancho y 100-120 de alto. Estructura de fijación discoidal. Soros espermatangiales, escasos, ubicados en las ramas terminales, de 70-110 μm (Fig. 26c).

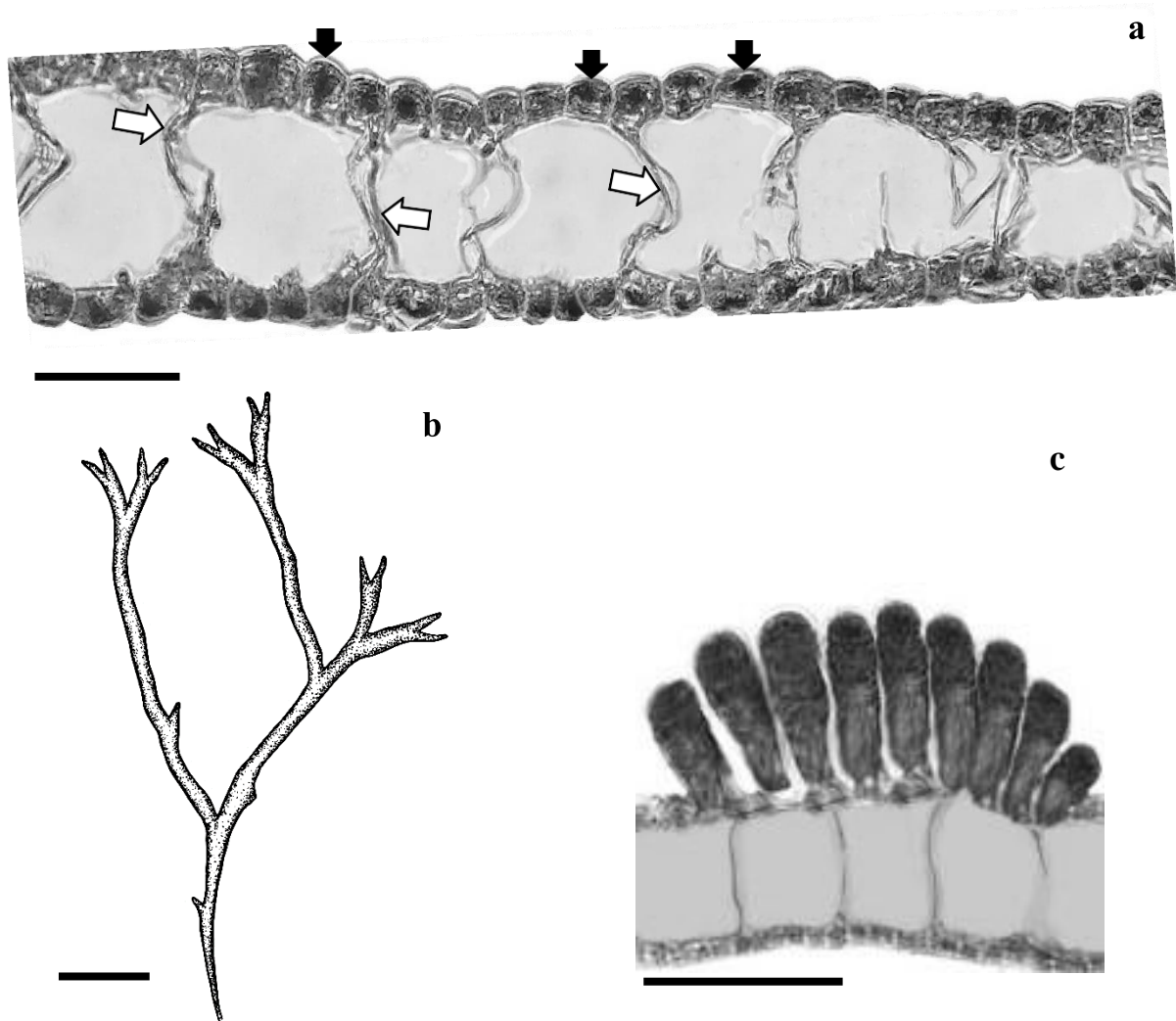


Fig. 26. *Canistrocarpus cervicornis*: a) corte transversal del talo, se muestran células medulares (flechas blancas) y células corticales (flechas negras); b) aspecto general del talo; c) soro espermatangial. Escala: 75 μm (a), 1 cm (b), 50 μm (c).

Género *Dictyota* Lamouroux 1809

Dictyota bartayresiana Lamouroux 1809 (Fig. 27a-d)

Sinónimos homotípicos: *Zonaria bartayresiana* (Lamouroux) C. Agardh 1817, *Ulva bartayresiana* (Lamouroux) Martius 1833

Sinónimos heterotípicos *Dictyota bartayresii* Lamouroux 1809, *Dictyota patens* J. Agardh 1882. *Dictyota neglecta* Hornig & Schnetter 1992

Talo acintado, de crecimiento semipostrado, textura suave, color olivo a café, de tres cm de alto (Fig. 27d). Ramificación dicotómica. Ramas de 3-5 mm de ancho, ensanchándose hacia los ápices, de 75-125 μm de grosor. Una capa de células corticales, rectangulares, de 20-45 μm de ancho y 30-40 μm de alto (Fig. 27c); en vista superficial de 12-30 μm de ancho y 24-70 μm de largo (Fig. 27a). Una capa de células medulares, de 85-95 μm de ancho y 35-110 μm de alto (Fig. 27b). Estructura de fijación discoidal. No se observaron estructuras reproductivas.

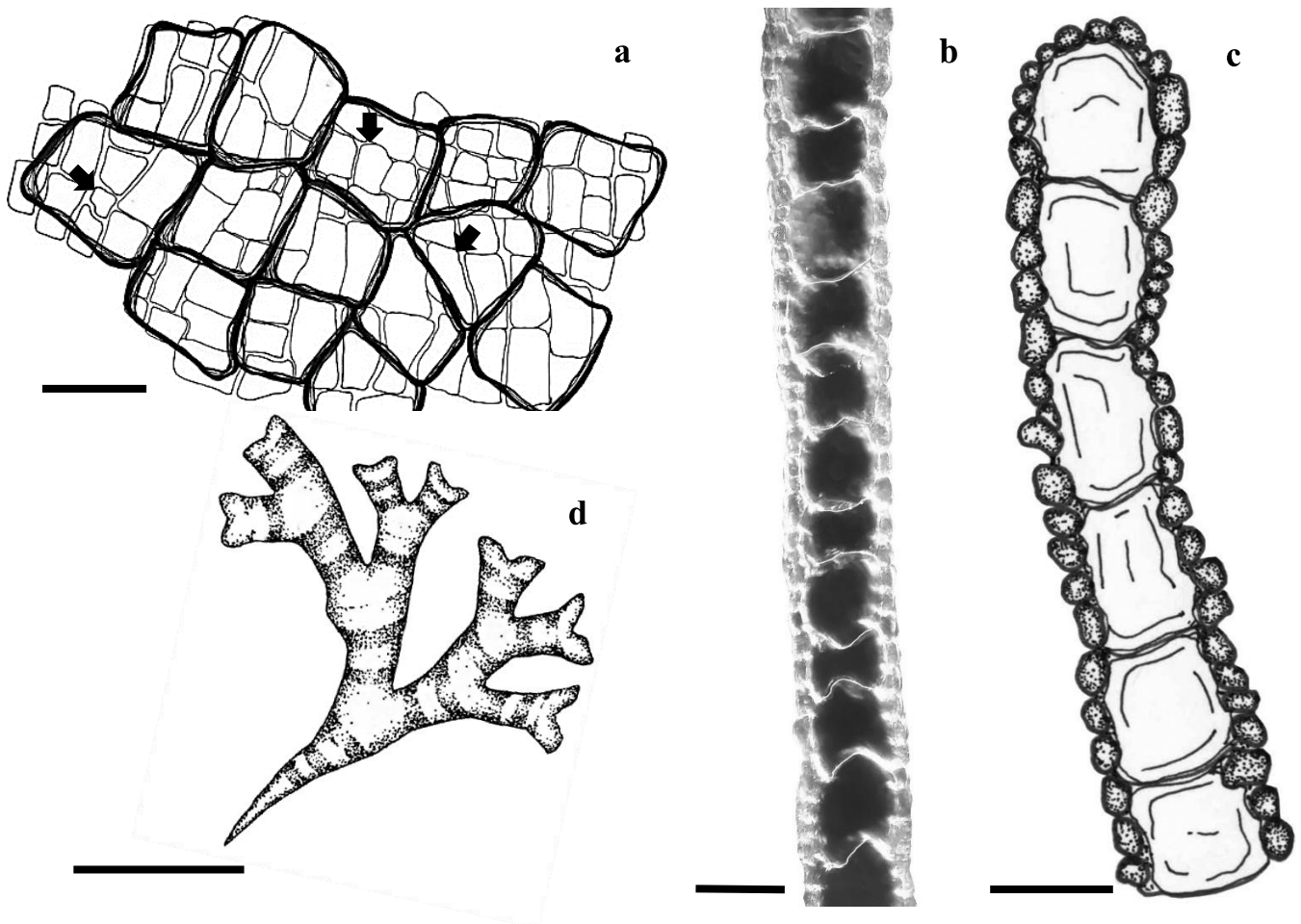


Fig. 27. *Dictyota bartayresiana*: a) células corticales en vista superficial (flechas negras); b, c) corte transversal de una rama; d) aspecto general del talo. Escala: 66 μm (a), 95 μm (b), 75 μm (c), 1 cm (d).

Dictyota menstrualis (Hoyt) Schnetter, Hornig & Weber 1987 (Fig. 28a-c)

Basiónimo: *Dictyota dichotoma* var. *menstrualis* Hoyt 1927

Talo acintado, de crecimiento erecto, arbustivo, de textura suave, color verde olivo, de 10-13 cm de alto. Ramificación dicotómica, en ángulos de 10°-17°. Ramas de 3-5 mm de ancho y 80-130 µm de grosor, con márgenes lisos; presenta ornamentación estriada horizontal en las ramas distales. Ápices redondeados (Fig. 28b). Una capa de células corticales, con forma convexa, de 20-30 µm de ancho (Fig. 28a). Una capa de células medulares, de forma rectangular, de 55-170 µm de ancho y 70-200 µm de alto; rizoides marginales, presentes en las zonas basales, multicelulares, de 22-30 µm de diámetro (Fig. 28c). Estructura de

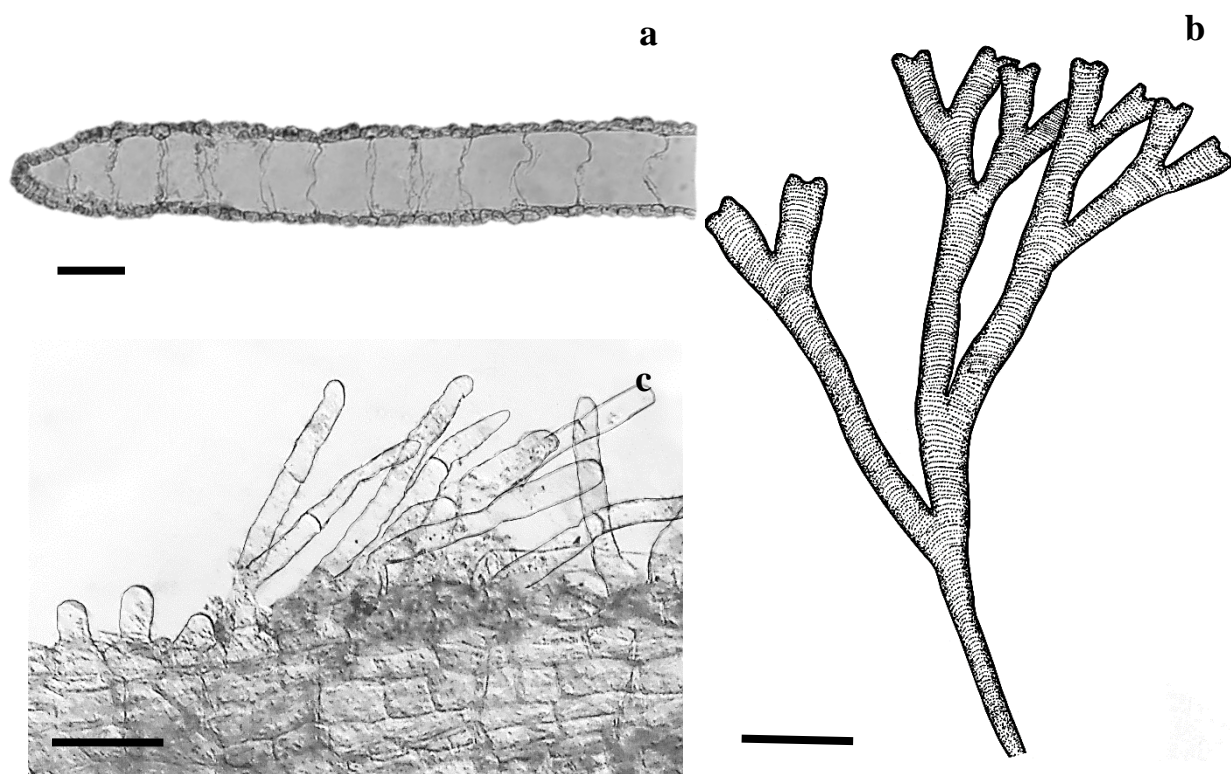


Fig. 28. *Dictyota menstrualis*: a) corte transversal de talo; b) aspecto general del talo; c) rizoides marginales. Escala: 170 µm (a), 90 µm (b), 1 cm (c).

Phylum Chlorophyta

Clase Ulvophyceae

Orden Bryopsidales

Familia Caulerpaceae

Género *Caulerpa* Lamouroux 1809

Caulerpa ashmeadii Harvey 1858 (Fig. 29a-c)

Talo de crecimiento estolonífero, de color olivo a verde, de ocho cm de alto. Raramente ramificado, ramas con forma de pluma (con ramillas opuestas, en dos filas) (Fig. 29a). Ramillas cilíndricas de 400-500 μm de diámetro, 5-6 mm de largo y de ápices redondeados ligeramente hinchados. Eje central de la rama ligeramente aplanado, de 700-800 μm de ancho. Estolón cilíndrico de 750-850 μm de diámetro, acanalado (con hendiduras longitudinales), de pared gruesa, de 15-17 μm de ancho (Fig. 29b), trabéculas de 2-10 μm de ancho (Fig. 29c). Rizoides numerosos, de ramificación irregular de 200 μm de diámetro. No se observaron estructuras reproductivas.

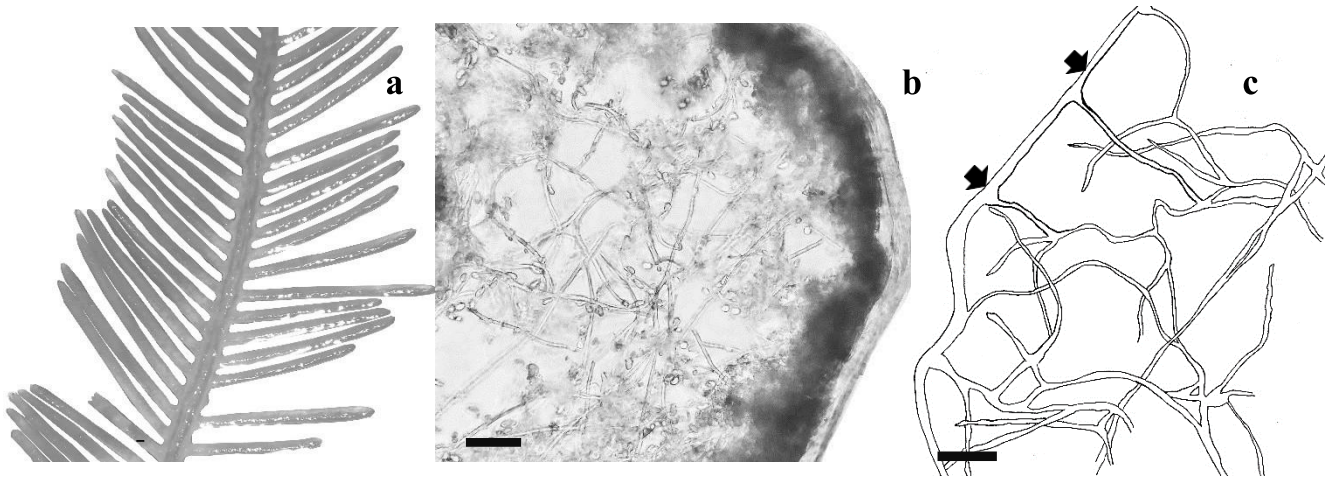


Fig. 29. *Caulerpa ashmeadii*: a) rama con ramillas opuestas en dos filas; b) corte transversal del estolón, mostrando trabéculas; c) dibujo de las trabéculas fijadas a la pared del estolón (flechas negras). Escala: 5 mm en (a), 39 μm (b), 32 μm (c).

Caulerpa racemosa (Forsskål) J. Agardh 1873 f. *racemosa* (Fig. 30a-c).

Talo de crecimiento estolonífero, de color verde olivo, de dos cm de alto (Fig. 30a). Ramificación opuesta y alterna, formando “racimos” de varias ramillas alargadas, expandidas hacia los extremos, con ápices aplanados, de 0.8-1 mm de diámetro y de 2-4 mm de largo. Eje central de las ramas erectas de 1-1.5 mm de diámetro, cilíndrico. Estolón cilíndrico, de 3.5 mm de diámetro, mucilaginoso, con una pared de 25 μm de grosor (Fig. 30c); trabéculas de 5-10 μm de diámetro (Fig. 30b), fijos a la pared (Fig. 31c). Rizoides de 0.9-1 mm de diámetro. No se observaron estructuras reproductivas.

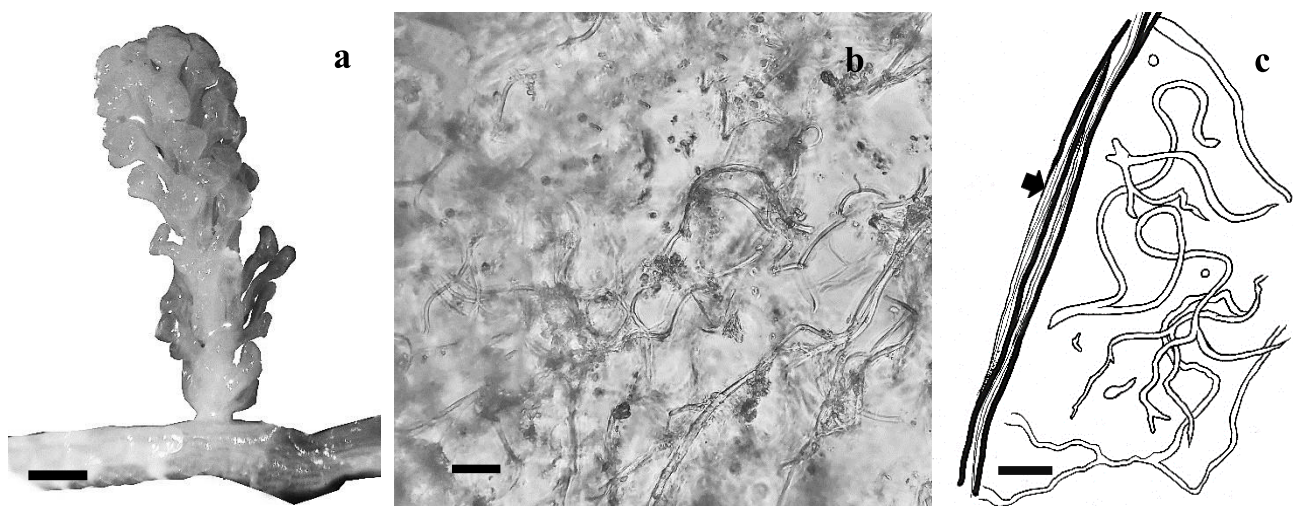


Fig. 30. *Caulerpa racemosa*: a) rama con ramillas en racimos; b) corte transversal del estolón, mostrando trabéculas; c) trabéculas (pared señalada con una flecha negra). Escala: 3 mm (a), 30 μm (b), 25 μm (c).

Caulerpa racemosa f. *microphysa* Bosse 1898 (Fig. 31a-c)

Sinónimo: *Caulerpa microphysa* (Bosse) Feldmann 1955

Talo de crecimiento estolonífero, de color verde olivo, de 1.2 cm de alto (Fig. 31a). Ramificación irregular. Ramas de un mm de diámetro, en ángulos de 48°-87°. Ramillas esféricas, de 1.5-5 mm de diámetro, regularmente en grupos (Fig. 31a). Estolón cilíndrico de 2.5 mm de diámetro, de pared gruesa (38 μm de ancho) (Fig. 31b), trabéculas de 2-10 μm de diámetro y fijas a la pared, (Fig. 31c). Rizoides de 300-500 μm de diámetro. No se observaron estructuras reproductivas.

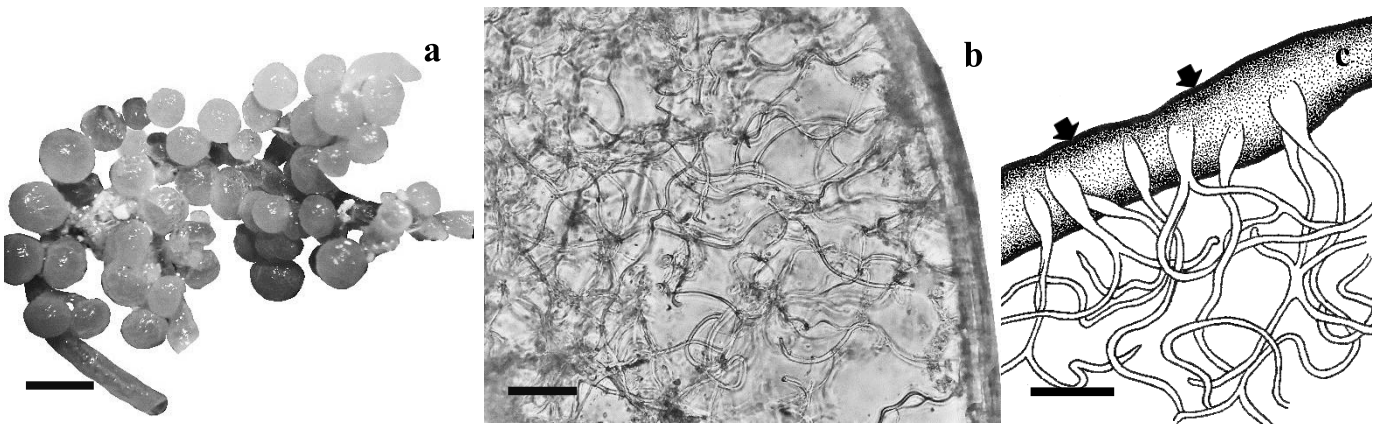


Fig. 31. *Caulerpa racemosa* f. *microphysa*: a) porción del talo; b) corte transversal del estolón; c) trabéculas fijas a la pared (flechas negras). Escala: 5 mm (a), 54 μm (b), 50 μm (c).

Familia Halimedaceae

Género *Halimeda* Lamouroux 1812

Halimeda opuntia (Linnaeus) Lamouroux 1816 (Fig. 32a-d)

Basiónimo: *Corallina opuntia* Linnaeus 1758

Sinónimos homotípicos: *Halimeda opuntia* f. *typica* (Linnaeus) J. Agardh 1887, *Halimeda opuntia* var. *typica* Taylor 1928

Sinónimos heterotípicos: *Halimeda opuntia* var. *triloba* (Decaisne) Barton, *Flabellaria multicaulis* Lamarck 1813, *Halimeda multicaulis* (Lamarck) Lamouroux 1816, *Fucus prolifer* Blanco 1837, *Halimeda triloba* Decaisne 1842, *Halimeda opuntia* f. *triloba* (Decaisne) J. Agardh 1887, *Halimeda cordata* J. Agardh 1887, *Halimeda opuntia* f. *cordata* (J. Agardh) Barton 1901

Talo de crecimiento erecto, fuertemente calcificado, de forma arbustiva, compuesto de segmentos, de color verde claro, de 10 cm de alto y seis cm de ancho (Fig. 32a). Ramificación irregular, sin un eje principal. Segmentos con forma ovalada, con 3 costillas (unidas en la base del segmento), algunos con bordes ondulantes, de 8-9 mm de ancho, 5-6 mm de largo y 0.5 mm de grosor (Fig. 32b). Utrículos con ramificación dicotómica, ápices aplanados, en vista superficial, regularmente, con forma hexagonal, de 14-19 μm de ancho y 20-45 μm de largo (Fig. 32c-e). Estructura de fijación discoidal. Estructuras reproductivas no observadas.

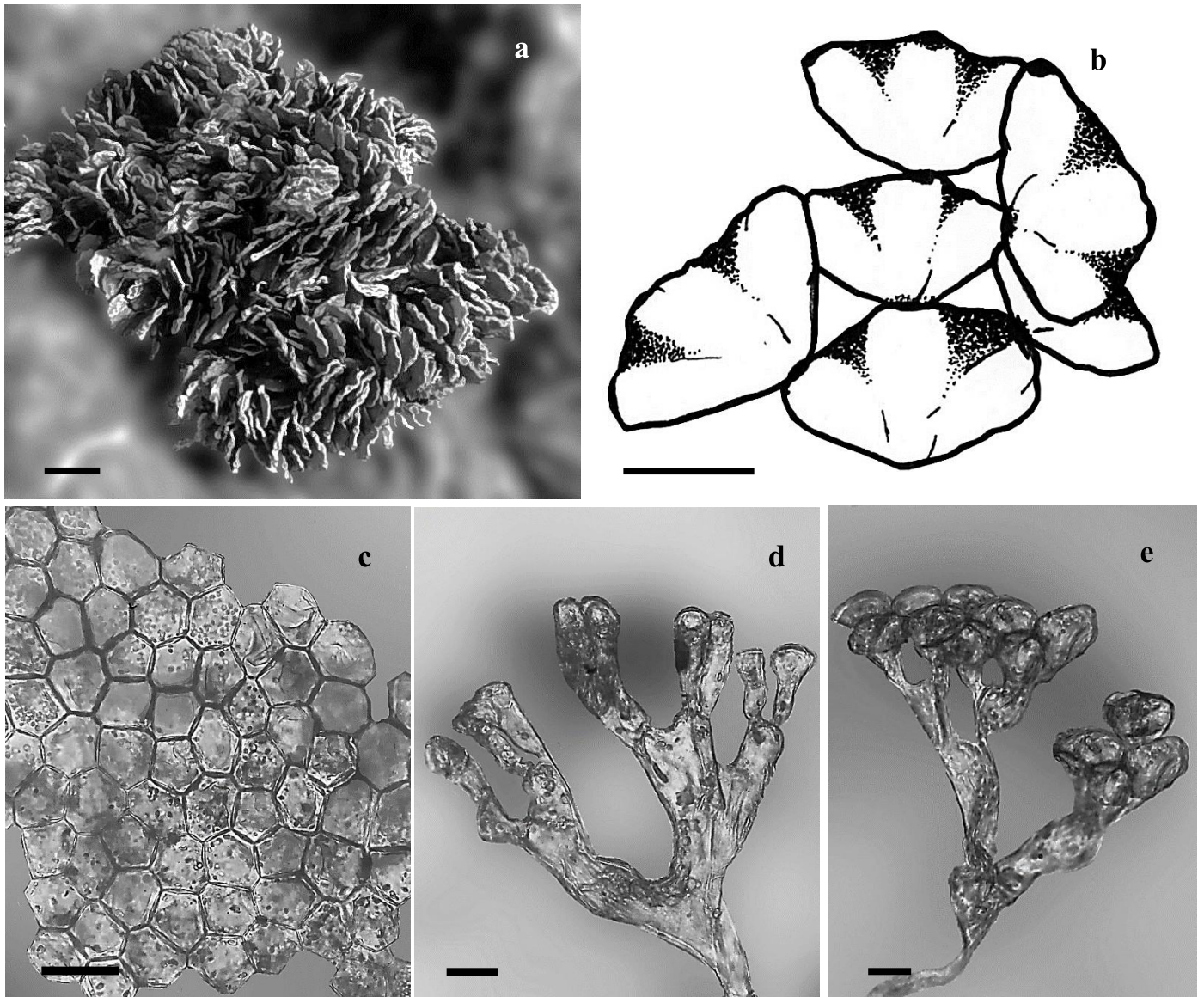


Fig. 32. *Halimeda opuntia*: a) vista superior del talo; b) detalle de los segmentos; c) utrículos en vista superficial; d-e) aspectos de los utrículos. Escala: 5 mm (a), 3 mm (b), 30 μm (c), 19 μm (d), 12 μm (e).

Género *Udotea* Lamouroux 1812

Udotea caribaea D.S. Littler & M.M. Littler 1990 (Fig. 33a-d)

Talo de crecimiento erecto, ligeramente calcificado, con forma de abanico (Fig. 33d), de color verde claro, con dos zonas diferenciadas: “hoja” y estipe. Sin ramificación. “Hoja” más ancha que larga, aplanada, de cuatro cm de ancho, 3.8 cm de largo y 400 μm de grosor. Estipe cilíndrico, de siete mm de largo y un mm de diámetro. Sifones de la “hoja” con ramificación dicotómica (constreñidos en las dicotomías), de 50-60 μm de diámetro, con ápices redondeados (Fig. 33c), sin apéndices laterales (Fig. 33a). Sifones del estipe de 80-90 μm de diámetro, con apéndices laterales abundantes (con forma abultada y aplanada en los ápices) (Fig. 33b). Masa rizoidal con forma ovalada, de 1.5 cm de largo y siete mm de ancho. Estructuras reproductoras no observadas.

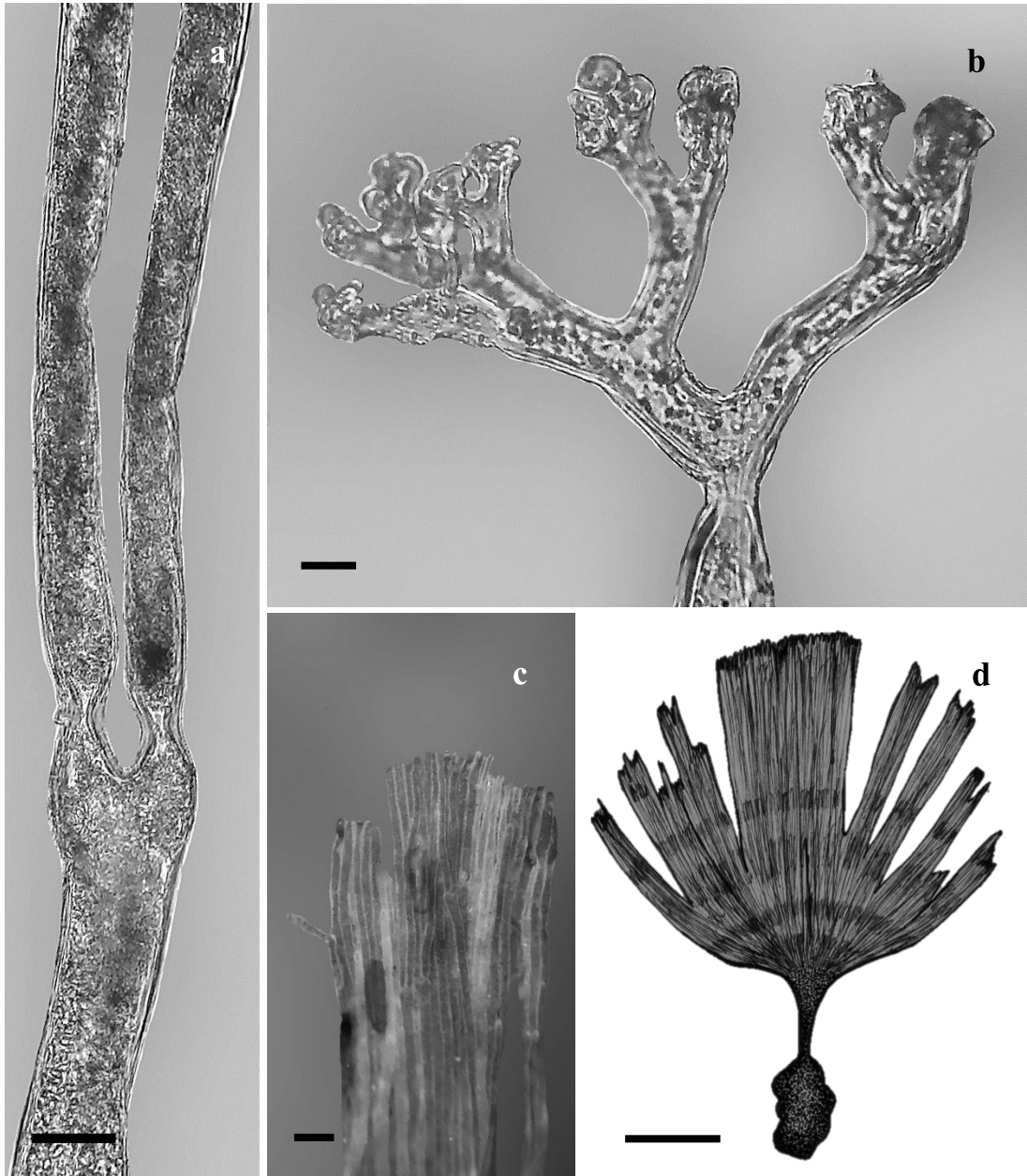


Fig. 33. *Udotea caribaea*: a) sifones de la “hoja”; b) apéndices laterales del estipe; c) ápices de los sifones de la “hoja”; d) aspecto general del talo. Escala: 40 μm (a), 17 μm (b), 267 μm (c), 1 cm (d).

Orden Cladophorales

Familia Cladophoraceae

Género *Cladophora* Kützing 1843

Cladophora vagabunda (Linnaeus) Hoek 1963 (Fig. 34a-d)

Basionimo: *Conferva vagabunda* Linnaeus 1753

Talo filamentosos, de crecimiento erecto, con forma arbustiva (Fig. 34c), de color verde oscuro, de 15 cm de alto. Ramificación regularmente unilateral, con algunas dicotomías (Fig. 34a, b). Ramillas y ramas ligeramente constreñidas en las uniones (Fig. 34d). Ramas erectas con ángulos de 60° a 90°, y de 25° a 40° en las ramas curvas (Fig. 34a). Ramillas terminales con 1-2 células, de 30-60 µm de ancho y de 180-330 µm de largo (Fig. 34c, d), generalmente curvados (Fig. 34a). Células del eje principal de 80-220 µm de ancho y 400-800 µm de largo. Presenta rizoides en la porción basal. No se observó en reproducción.

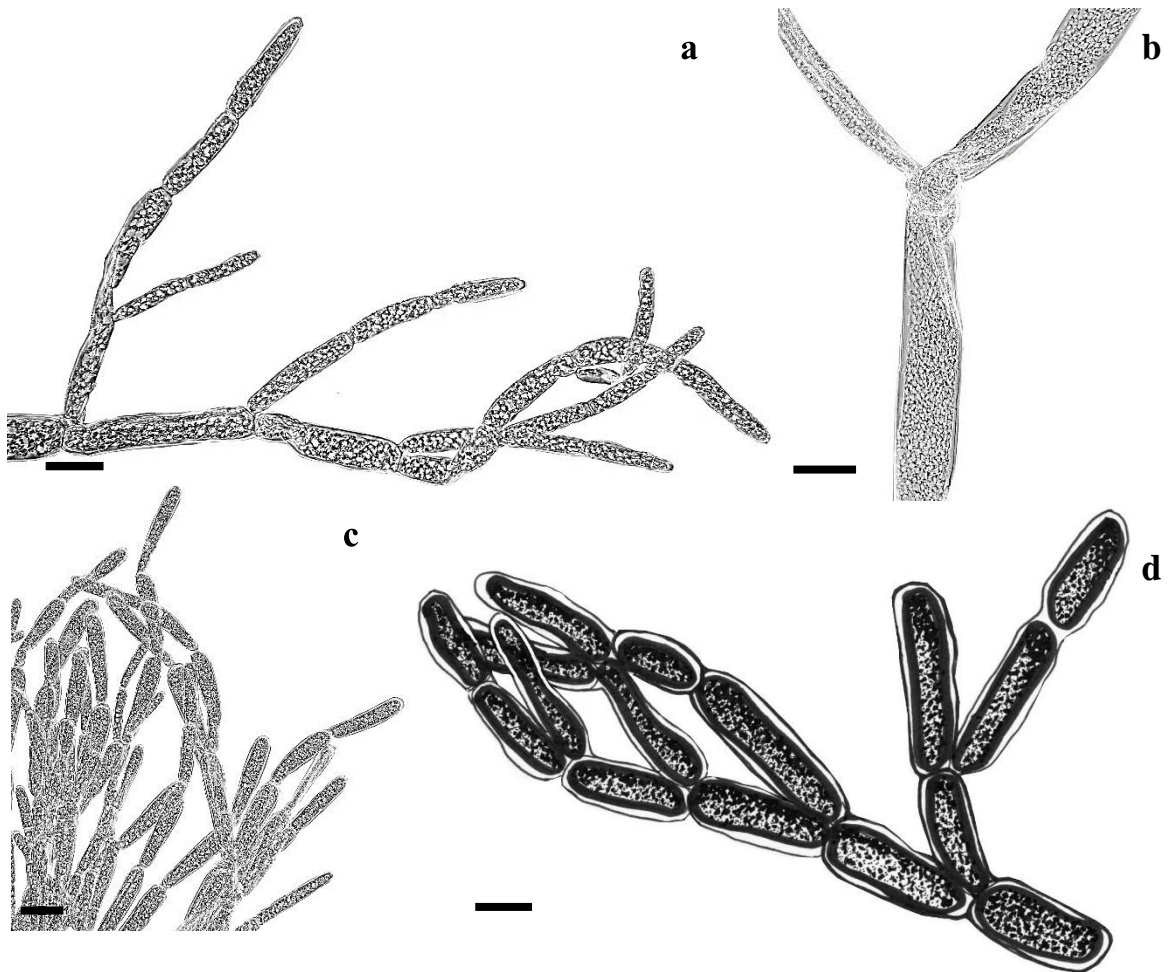


Fig. 34. *Cladophora vagabunda*: a) ápice con ramillas curvadas; b) detalle de una dicotomía; c, d) ramas terminales del talo. Escala: 100 μm (a), 220 μm (b), 120 μm (c), 100 μm (d).

Familia Valoniaceae

Género *Valonia* C. Agardh 1823

Valonia ventricosa J. Agardh 1887 (Fig. 35a-b)

Sinónimo homotípico: *Ventricaria ventricosa* (J. Agardh) Olsen & West 1988

Talo unicelular, esférico (a veces con forma irregular), lleno de líquido, de color verde oscuro, translucido, liso, brillante (refleja la luz), con textura firme, de 1-5 cm de diámetro (Fig. 35a-b), puede llegar a flotar al soltarse del sustrato. Rizoides de 0.5-1 mm de diámetro. Presenta propágulos cenocíticos esféricos, generalmente, en la zona basal del talo, pero también se pueden observar en los lados (Fig. 35b).

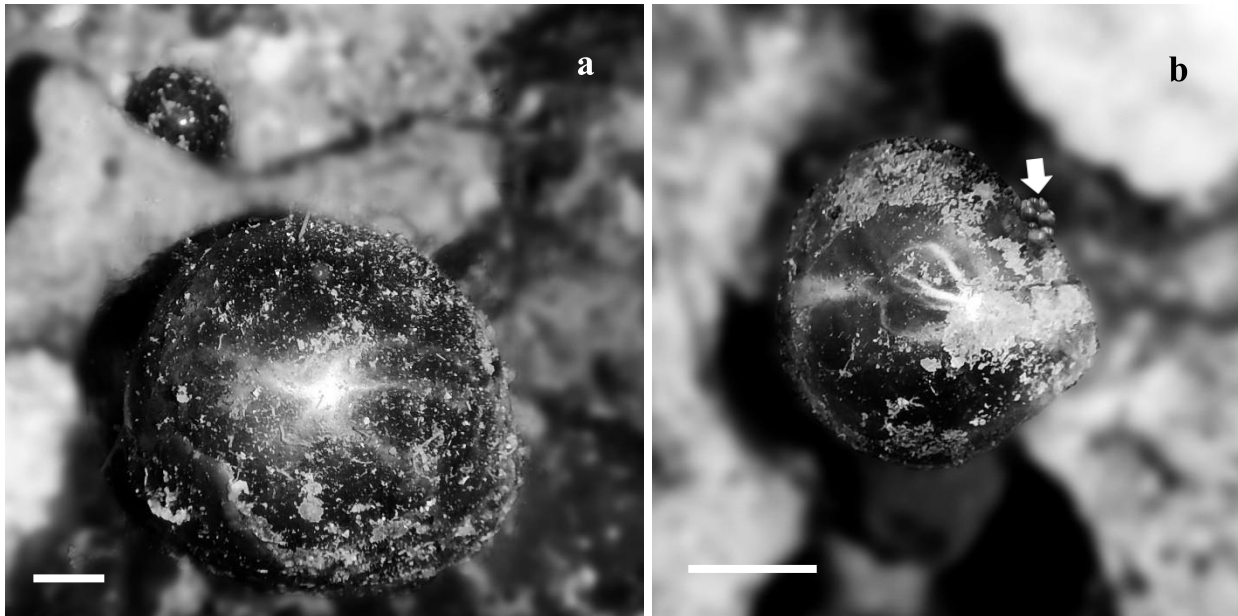


Fig. 35. *Valonia ventricosa*: a) vista superficial del talo; b) talo irregular (propágulos cenocíticos señalados con una flecha blanca). Escala: 1 cm (a-b).