

Esponjas marinas y de agua dulce del Perú

Guía de identificación

Philippe Willenz
Eduardo Hajdu



Volume 23 (2023)

Un vistazo a las esponjas del Perú

<i>Acarnus</i> aff. <i>peruanus</i>	194
<i>Amphimedon</i> sp.	154
<i>Antho</i> (<i>Plocamia</i>) sp.	206
<i>Aplysilla</i> cf. <i>sulfurea</i>	114
<i>Aplysina</i> <i>chiriquiensis</i>	106
<i>Aplysina</i> cf. <i>chiriquiensis</i>	108
<i>Aplysina</i> <i>gerardogreeni</i>	110
<i>Aplysinopsis</i> sp.	118
<i>Arturia</i> <i>spirallata</i>	70
<i>Balliviaspongia</i> <i>wirrmanni</i>	158
<i>Celtodoryx</i> sp.	196
<i>Chalinula</i> <i>chelysa</i>	126
<i>Chalinula</i> <i>ramiculosa</i>	128
<i>Ciocalypta</i> <i>magnastyla</i>	264
<i>Clathria</i> (<i>Microciona</i>) <i>aculeofila</i>	208
<i>Clathria</i> (<i>Microciona</i>) aff. <i>microjoanna</i>	210
<i>Clathrina</i> <i>antofagastensis</i>	72
<i>Clathrina</i> <i>aphrodita</i>	74
<i>Clathrina</i> <i>aurea</i>	76
<i>Clathrina</i> <i>nuroensis</i>	78
<i>Clathrina</i> <i>peruana</i>	80
<i>Cliona</i> aff. <i>amplicavata</i>	234
<i>Cliona</i> <i>chilensis</i>	230
<i>Cliona</i> aff. <i>euryphylle</i>	232
<i>Cliona</i> sp.	236
<i>Dysidea</i> cf. <i>ligneana</i>	120
<i>Eurypon</i> <i>hookeri</i>	164
<i>Eurypon</i> <i>lacertus</i>	166
<i>Geodia</i> sp.	180
<i>Grantia</i> sp. 1	90
<i>Grantia</i> sp. 2	92
<i>Halichondria</i> (<i>Halichondria</i>) <i>cristata</i>	254
<i>Halichondria</i> (<i>Halichondria</i>) <i>prostrata</i>	256
<i>Haliclona</i> (<i>Gellius</i>) <i>concreta</i>	130
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoclona</i>) <i>arequipaensis</i>	132
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoclona</i>) <i>marcoriosi</i>	134
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoclona</i>) <i>multiosculata</i>	136
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoclona</i>) <i>paracas</i>	138
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoclona</i>) <i>pellucida</i>	140
<i>Haliclona</i> (<i>Reniera</i>) <i>parvuloxea</i>	142
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>baslaviae</i>	144
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>manglarensis</i>	146
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>zanabriai</i>	148

Un vistazo a las esponjas del Perú



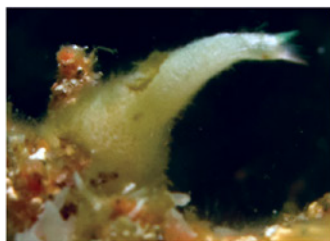
Arturia spirallata 70



Clathrina antofagastensis 72



Clathrina aphrodita 74



Grantia sp. 1 90



Grantia sp. 2 92



Leucandra losangelensis 94



Aplysina gerardogreeni 110



Aplysilla cf. *sulfurea* 114



Aplysinopsis sp. 118



Haliclona (Halichoelona) multiosculata 136



Haliclona (Halichoelona) paracas 138



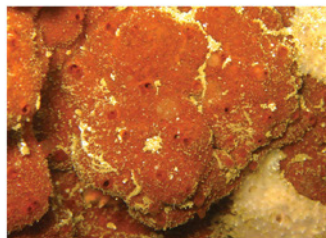
Haliclona (Halichoelona) pellucida 140



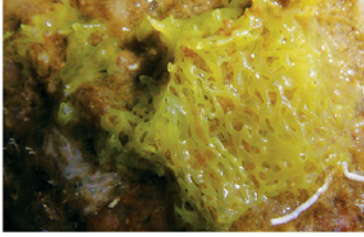
Amphimedon sp. 154



Balviaspongia wirrmanni 158



Eurypon hookeri 164



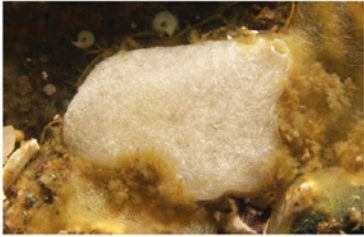
Clathrina aurea 76



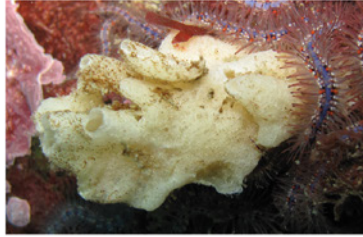
Clathrina nuroensis 78



Clathrina peruana 80



Leucandra sp. 1 96



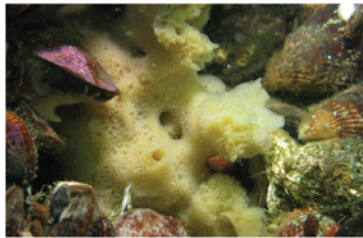
Leucandra sp. 2 98



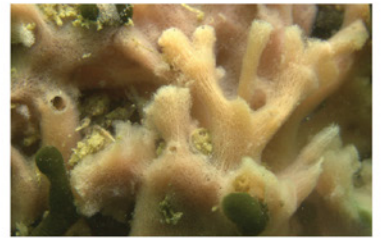
Leucilla mancoraensis 100



Dysidea cf. *lignea* 120



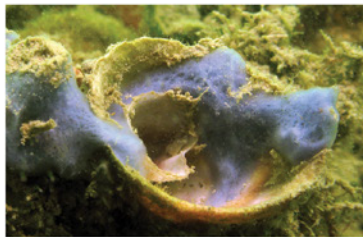
Chalinula chelysa 126



Chalinula ramiculosa 128



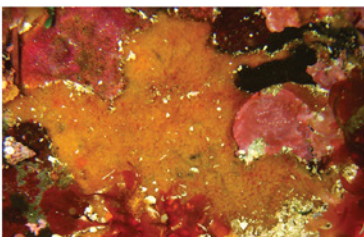
Haliclona (*Reniera*) *parvuloxea* 142



Haliclona (*Rhizoniera*) *baslaviae* 144



Haliclona (*Rhizoniera*) *manglarensis* 146



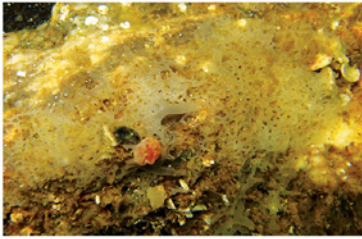
Eurypon lacertus 166



Plocamione matarani 168



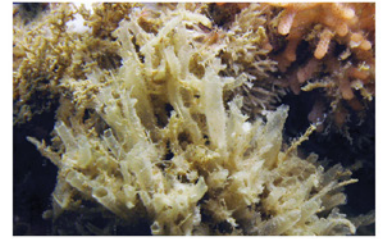
Stelletta sp. 1 172



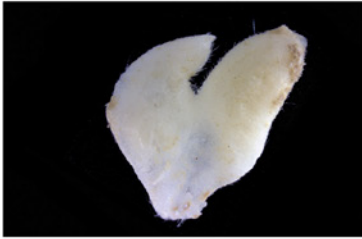
Neoernsta tetractina 82



Soleneiscus pedicellatus 84



Leucosolenia cf. variabilis 88



Paraleucilla tarazonai 102



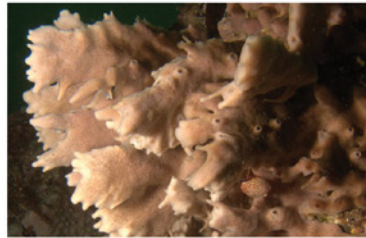
Aplysina chiriquiensis 106



Aplysina cf. chiriquiensis 108



Haliclona (Gellius) concreta 130



Haliclona (Halichoclona) arequipaensis 132



Haliclona (Halichoclona) marcoriosi 134



Haliclona (Rhizoniera) zanabriai 148



Niphates ruthecitae 150



Pachychalina lupusapia 152



Stelletta sp. 2 176



Neophrissospongia galapagoensis 178



Geodia sp. 180

AbcTaxa

Esponjas marinas y de agua dulce del Perú

Guía de identificación

Philippe Willenz
Eduardo Hajdu



Volume 23 (2023)

Abc Taxa

la Serie de Manuales
Dedicados al Desarrollo de
Capacidades en Taxonomía
y Gestión de Colecciones



Belgium
partner in development

Editores

Yves Samyn - Zoology (non African)

Curator of Recent Invertebrate Collections
Royal Belgian Institute of Natural Sciences
Rue Vautier 29, B-1000 Brussels, Belgium
yves.samyn@sciencesnaturelles.be



Didier VandenSpiegel - Zoology (African)

Head of Biological Collection and Data Management Unit
Royal Museum for Central Africa
Chaussée de Louvain 13, B-3080 Tervuren, Belgium
dvdspiegel@africamuseum.be



Jérôme Degreef - Botany

Scientific Director
Meise Botanic Garden
Nieuwelaan 38, B-1860 Meise, Belgium
jerome.degreef@botanicgardenmeise.be



Instrucciones a los autores: <http://www.abctaxa.be>

Fotografía de la cubierta : *Mycale (Carmia) cf. cecilia* (por Eduardo Hajdu)

Fotografía de la primera página: *Balliviaspongia wirrmanni* (por Philippe Willenz)

Ilustraciones : Philippe Willenz

Volumen publicado por el proyecto CEBioS de la RBINS

Revisión y maquetación : Philippe Willenz (RBINS)

Impreso por Peeters (Bélgica) en papel FSC

ISSN 1784-1283 (hard copy); ISSN 1784-1291 (on-line pdf)

ISBN 978-9-073242753 (hard copy); ISBN 978-9-073242760 (on-line pdf)

D/2023/0339/13 (hard copy); D/2023/0339/14 (on-line pdf); NUR 910

© CEBioS, Royal Belgian Institute of Natural Sciences, 2023

29 Vautier Street, 1000 Brussels – www.naturalsciences.be

Todos los derechos de traducción y reproducción están reservados para todos los países. La copia o reproducción de este libro por cualquier método, incluidos la fotografía, el microfilme, la cinta magnética, el disco u otros medios, constituye una infracción sancionada por la ley en aplicación de las disposiciones de la Ley de 11 de marzo de 1957 sobre los derechos de autor. Excepto para fines educativos no lucrativos, ninguna parte de esta publicación puede ser reproducida de ninguna manera sin el permiso por escrito del Servicio de Publicaciones del Real Instituto Belga de Ciencias Naturales.

Esponjas marinas y de agua dulce del Perú

Guía de identificación



Philippe Willenz

Royal Belgian Institute of Natural Sciences
Taxonomy and Phylogeny
Vautier Street 29, B-1000 Brussels
y
Université Libre de Bruxelles
Laboratoire de Biologie Marine
Avenue F.D. Roosevelt 50, B-1050 Brussels
Belgium

Eduardo Hajdu

Universidade Federal do Rio de Janeiro – Museu Nacional
TAXPO – Departamento de Invertebrados
Quinta da Boa Vista - 20940-040, Rio de Janeiro
Brasil

Revisión de la traducción al español por

Báslavi Marisbel Cóndor-Luján

Universidad Científica del Sur – Carrera de Biología Marina
Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas
y
Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Facultad de Ciencias Biológicas – Departamento de Zoología
Perú

Este libro está dedicado a nuestras fallecidas colegas Ruth Desqueyroux-Faúndez, quien apoyó este proyecto con entusiasmo desde sus primeras etapas, y a la profesora Gisèle Van de Vyver, quien introdujo con pasión en la biología de las esponjas al primer autor, que fue su alumno.

Prologo

El origen de este libro se remonta a hace casi veinte años. En aquel momento, el Pacífico suroriental tenía una de las faunas de esponjas menos estudiadas del mundo. Entre los años 2003 y 2009 se puso en marcha una serie de proyectos de cooperación bajo los auspicios de instituciones belgas, brasileñas, chilenas y suizas para adquirir nuevos conocimientos sobre las esponjas marinas chilenas y argentinas. Tras nuestra experiencia en ese inventario de biodiversidad, Perú se nos presentó como una continuación natural, gracias a la grata unión de recursos, un escaso inventario de diversidad de esponjas y un equipo motivado.

Antes de nuestras propias colectas y resultados publicados, la literatura había reportado sólo 13 especies de esponjas del mar peruano, principalmente colectadas por dragado a finales del siglo XIX y principios del XX. Lo poco que se sabía sobre la composición de las especies y la distribución geográfica de las esponjas marinas peruanas contrastaba notablemente con su reconocida importancia, tanto como cenosis clave en varias comunidades marinas en casi todas las latitudes, como por ser fuentes potenciales de ingresos económicos. El Phylum Porifera es uno de los grupos dominantes en los sustratos duros de los hábitats marinos, siendo abundantes en todos los mares, sobre rocas, conchas de moluscos, corales y sustratos artificiales en puertos, muelles, plataformas petroleras, etc. Las esponjas desempeñan diferentes funciones en estas comunidades bentónicas; con frecuencia sirven de sustrato utilizado como refugio por diferentes organismos, y contribuyen a la estabilidad de la biodiversidad bentónica. Las esponjas son conocidas por la eficacia de su dieta especializada en bacterias y partículas orgánicas de tamaño similar, por lo que se han relacionado con la salud del ecosistema en varias ocasiones. Las esponjas constituyen hoy en día la fuente natural más rica de nuevas estructuras químicas, la mayoría de las cuales presentan variadas actividades biológicas y se encuentran actualmente en fase de cribado farmacéutico para la obtención de nuevos fármacos contra varias enfermedades humanas.

Se establecieron contactos con la Universidad Peruana Cayetano Heredia (UPCH) para dirigir expediciones de campo a lo largo de toda la costa peruana. En 2007, se concedió el Proyecto ESPER (Esponjas del Perú) a RBINS, financiado por la Dirección General de Cooperación de Desarrollo (DGD) de Bélgica, en el marco del programa CEBioS (Belgian Global Taxonomy Initiative NFP). En este mismo año, el proyecto EsponjAS fue subvencionado por el CNPq (Brasil), facilitando así la participación de científicos y estudiantes brasileños en los estudios en el Perú. En total, 17 científicos y estudiantes de ambos países participaron sucesivamente en el trabajo de campo. Como era inviable realizar una exploración extensa de toda la costa peruana (más de 3000 km de longitud) en un corto período de tiempo, se financiaron tres expediciones sucesivas, de más de un mes de duración cada una, entre 2007 y 2009. En total, se visitaron 108 localidades y se realizaron 120 inmersiones que permitieron recolectar cerca de 900 especímenes de esponjas. Cada una de ellas fue dividida y distribuida a cada una de las cuatro instituciones colaboradoras (RBINS, MNRJ, UPCH y MHNG) para su depósito

y estudio. Analizarlas todas para preparar este volumen no era realista y hubo que realizar una selección. En primer lugar, se clasificaron los especímenes en función de su hábito y semejanza. Después de un estudio de la composición de sus espículas, se hizo necesaria una selección basada en su abundancia y en los ejemplares con las mejores fotos *in situ*. En consecuencia, este libro podría no ser una representación exhaustiva de la diversidad de esponjas que se encuentran en las aguas someras de la costa peruana. De las 86 especies descritas aquí, 31 eran nuevas para la ciencia. Se necesitó tiempo para publicarlas antes de que el libro entrara en prensa, para evitar el inevitable uso extensivo de identificaciones incompletas. No obstante, el lector tendrá claro que hay nuevas especies que esperan una descripción formal completa entre las presentadas aquí. Es probable que en el futuro aún se encuentren muchas especies nuevas a lo largo de la costa peruana. Esperamos que esta guía estimule el interés de los estudiantes de pregrado y posgrado, investigadores y profesores peruanos por explorar el absorbente mundo de las esponjas.

Philippe Willenz
Bruselas, Bélgica

Eduardo Hajdu,
Río de Janeiro, Brasil

Mayo de 2022

ABC TAXA ESPONJAS DEL PERÚ – ÍNDICE

Prologo	5
1. Historia del estudio taxonómico de las esponjas peruanas	13
2. Presentación general del Phylum Porifera	15
2.1. Organización interna de Demospongiae, Calcarea y Homoscleromorpha ...	18
2.2. Reproducción sexual	22
2.3. Reproducción asexual	24
2.4. Nutrición	24
3. Cómo recoger, conservar e identificar esponjas	41
3.1. Notas de campo y etiquetas	41
3.2. Recolección de esponjas	41
3.3. Conservación de esponjas	44
3.4. Almacenamiento de las muestras	45
3.5. Cómo identificar las esponjas	45
3.5.1. Preparación de las espículas	45
3.5.2. Preparación de las secciones del esqueleto	47
3.5.2.1. Secciones de parafina	47
3.5.2.2. Secciones de resina epoxi	47
3.5.2.3. Digestión con la papaína	50
3.5.3. Cómo se tomaron las imágenes de microscopía de este libro	50
4. Características geográficas de la costa	50
5. Sitios de investigación	51
6. Descripción de las especies	67
Phylum Porifera Grant, 1836	
Clase Calcarea Bowerbank, 1862	
Subclase Calcinea Bidder, 1898	
Orden Clathrinida Hartman, 1958	69
Familia Clathrinidae Minchin, 1900	
<i>Arturia spirallata</i> Azevedo, Cóndor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015	70
<i>Clathrina antofagastensis</i> Azevedo, Hajdu, Willenz & Klautau, 2009	72
<i>Clathrina aphrodita</i> Azevedo, Cóndor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015	74
<i>Clathrina aurea</i> Solé-Cava, Klautau, Boury-Esnault, Borojevic & Thorpe, 1991	76
<i>Clathrina nuroensis</i> Azevedo, Cóndor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015	78
<i>Clathrina peruana</i> Azevedo, Cóndor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015	80
<i>Neoernsta tetractina</i> (Klautau & Borojevic, 2001)	82
Familia Dendyidae de Laubenfels, 1936	
<i>Soloneiscus pedicellatus</i> Azevedo, Cóndor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015	84

Subclase Calcaronea Bidder, 1898	
Orden Leucosolenida Hartman, 1958	87
Familia Leucosoleniidae Minchin, 1900	
<i>Leucosolenia</i> cf. <i>variabilis</i> (Haeckel, 1870)	88
Familia Grantiidae Dendy, 1892	
<i>Grantia</i> sp. 1	90
<i>Grantia</i> sp. 2	92
<i>Leucandra losangelensis</i> (de Laubenfels, 1930)	94
<i>Leucandra</i> sp. 1	96
<i>Leucandra</i> sp. 2	98
Familia Amphoriscidae Dendy, 1893	
<i>Leucilla mancoraensis</i> Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019	100
<i>Paraleucilla tarazonai</i> Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019	102
Clase Demospongiae Sollas, 1885	
Subclase Verongimorpha Erpenbeck, Sutcliffe, De Cook, Dietzel, Maldonado, van Soest, Hooper & Wörheide, 2012	
Orden Verongiida Bergquist, 1978	105
Familia Aplysinidae Carter, 1875	
<i>Aplysina chiriquiensis</i> Díaz, van Soest, Rützler & Guzman, 2005	106
<i>Aplysina</i> cf. <i>chiriquiensis</i> Díaz, van Soest, Rützler & Guzman, 2005	108
<i>Aplysina gerardogreeni</i> Gómez & Bakus, 1992	110
Subclase Keratosa Grant, 1861	
Orden Dendroceratida Minchin, 1900	113
Familia Darwinellidae Merejkowsky, 1879	
<i>Aplysilla</i> cf. <i>sulfurea</i> Schulze, 1878	114
Orden Dictyoceratida Minchin, 1900	117
Familia Thorectidae Bergquist, 1978	
<i>Aplysinopsis</i> sp.	118
Familia Dysideidae Gray, 1867	
<i>Dysidea</i> cf. <i>ligneana</i> (Hyatt, 1877)	120
Subclase Heteroscleromorpha Cárdenas, Pérez & Boury-Esnault, 2012	
Orden Haplosclerida Topsent, 1928	123
Clave de identificación de las Haplosclerida	124
Familia Chalinidae Gray, 1867	
<i>Chalinula chelysa</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	126
<i>Chalinula ramiculosa</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	128
<i>Haliclona</i> (<i>Gellius</i>) <i>concreta</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	130
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoelona</i>) <i>arequipaensis</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	132
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoelona</i>) <i>marcoriosi</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	134
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoelona</i>) <i>multiosculata</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	136
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoelona</i>) <i>paracas</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	138
<i>Haliclona</i> (<i>Halichoelona</i>) <i>pellucida</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	140
<i>Haliclona</i> (<i>Reniera</i>) <i>parvuloxea</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	142
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>baslaviae</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	144
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>manglarensis</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	146
<i>Haliclona</i> (<i>Rhizoniera</i>) <i>zanabriai</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	148

Familia Niphatidae van Soest, 1980	
<i>Niphates ruthecitae</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	150
<i>Pachychalina lupusapia</i> Bispo, Willenz & Hajdu, 2022	152
<i>Amphimedon</i> sp.	154
Orden Spongillida Manconi & Pronzato, 2002	157
<i>Incertae sedis</i> Manconi & Pronzato, 2002	
<i>Balliviaspongia wirrmanni</i> Boury-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992 ...	158
Orden Axinellida Lévi, 1953	163
Familia Raspailiidae Nardo, 1833	
Subfamilia Raspailiinae Nardo, 1833	
<i>Eurypon hookeri</i> Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020	164
<i>Eurypon lacertus</i> Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020	166
Subfamilia Plocamioninae Hooper, 2002	
<i>Plocamione matarani</i> Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020	168
Orden Tetractinellida Marshall, 1876	171
Suborden Astrophorina Sollas, 1887	
Familia Ancorinidae Schmidt, 1870	
<i>Stelletta</i> sp. 1	172
<i>Stelletta</i> sp. 2	176
Familia Corallistidae Sollas, 1888	
<i>Neophrissospongia galapagoensis</i> Schuster, Cárdenas, Pisera, Pomponi, Kelly, Wörheide & Erpenbeck, 2018	178
Familia Geodiidae Gray, 1867	
Subfamilia Geodiinae Gray, 1867	
<i>Geodia</i> sp.	180
Suborden Spirophorina Bergquist & Hogg, 1969	
Familia Scleritodermidae Sollas, 1888	
<i>Scleritoderma</i> sp.	184
Orden Merliida Vacelet, 1979	187
Familia Hamacanthidae Gray, 1872	
<i>Hamacantha (Zygherpe) desmacelloides</i> Hajdu, Hooker & Willenz, 2015	188
<i>Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma</i> (de Laubenfels, 1932)	190
Orden Poecilosclerida Topsent, 1928	193
Familia Acarnidae Dendy, 1922	
<i>Acarnus</i> aff. <i>peruanus</i> van Soest, Hooper & Hiemstra, 1991	194
Familia Coelosphaeridae Dendy, 1922	
<i>Celtodoryx</i> sp.	196
<i>Lissodendoryx (Lissodendoryx)</i> cf. <i>carolinensis</i> Wilson, 1911	198
Familia Hymedesmiidae Topsent, 1928	
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) humboldti</i> Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022	200
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) peruana</i> Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022	202
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) santarositae</i> Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022	204
Familia Microcionidae Carter, 1875	
<i>Antho (Plocamia)</i> sp.	206
<i>Clathria (Microcionia) aculeoifila</i> Aguirre, Hooker, Willenz & Hajdu, 2011	208
<i>Clathria (Microcionia)</i> aff. <i>microjoanna</i> (de Laubenfels, 1930)	210

Familia Mycalidae Lundbeck, 1905	
<i>Mycale (Carmia) cf. cecilia</i> de Laubenfels, 1936 (del mar)	212
<i>Mycale (Carmia) cf. cecilia</i> de Laubenfels, 1936 (del manglar)	215
<i>Mycale (Carmia) cf. magnirhaphidifera</i> van Soest, 1984	216
<i>Mycale (Carmia)</i> sp.	218
Familia Myxillidae Dendy, 1922	
<i>Myxilla (Ectyomyxilla) cf. chilensis</i> Thiele, 1905	220
<i>Myxilla (Myxilla) mexicensis</i> Dickinson, 1945	222
<i>Plocamiancora</i> sp.	224
Familia Tedaniidae Ridley & Dendy, 1886	
<i>Tedania (Tedania) ecuadoriensis</i> Jaramillo & Hajdu, 2021	226
Introducción a Clionidae peruanas y clave de identificación	228
Orden Clionida Morrow & Cárdenas, 2015	229
Familia Clionidae d'Orbigny, 1851	
<i>Cliona chilensis</i> Thiele, 1905	230
<i>Cliona</i> aff. <i>euryphylle</i> Topsent, 1888	232
<i>Cliona</i> aff. <i>amplicavata</i> Rützler, 1974	234
<i>Cliona</i> sp.	236
<i>Pione</i> sp.	238
Orden Tethyida Morrow & Cárdenas, 2015	241
Familia Tethyidae Gray, 1848	
<i>Tethya cf. socius</i> Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfotipo blanco)	242
<i>Tethya cf. socius</i> Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfotipo amarillo)	244
Familia Timeidae Topsent, 1928	
<i>Timea</i> sp.	246
Orden Trachycladida Morrow & Cárdenas, 2015	249
Familia Trachycladidae Hallmann, 1917	
<i>Trachycladus</i> aff. <i>minax</i> (Topsent, 1888)	250
Orden Suberitida Chombard & Boury-Esnault, 1999	253
Familia Halichondriidae Gray, 1867	
<i>Halichondria (Halichondria) cristata</i> Sarà, 1978	254
<i>Halichondria (Halichondria) prostrata</i> Thiele, 1905	256
<i>Hymeniacion perlevis</i> Montagu, 1814 (morfotipo amarillo)	258
<i>Hymeniacion perlevis</i> Montagu, 1814 (morfotipo naranja)	261
<i>Johannesia reticulosa</i> (Thiele, 1905)	262
<i>Ciocalypta magnastyla</i> Arroyo, Hajdu, Willenz & Cónдор-Luján, 2020	264
Familia Suberitidae Schmidt, 1870	
<i>Protosuberites epiphytoides</i> (Thiele, 1905)	266
<i>Protosuberites</i> sp.	270
<i>Plicatellopsis expansa</i> (Thiele, 1905)	272
<i>Suberites inti</i> Cónдор-Luján, Arteaga, Polo, Arroyo, Hajdu & Willenz, 2023	274
<i>Suberites</i> aff. <i>latus</i> Lambe, 1893	276
<i>Terpios</i> cf. <i>granulosus</i> Bergquist, 1967	280
7. Glosario	283
8. Referencias	310

9. Agradecimientos	323
10. Asistencia al trabajo de campo	326
10.1. Pescadores y guardianes ESPER 2007	326
10.2. Pescadores y guardianes ESPER 2008	327
10.3. Pescadores y guardianes ESPER 2009	328
10.4. Participantes en el Proyecto ESPER y en el Proyecto EsponjAS ...	329
11. Colaboradores	330
12. Sobre los autores	332
13. Apéndices	334
13.1. Observaciones taxonómicas adicionales	334
13.2. Lista de acrónimos	338
13.3. Lista de especies registradas con los códigos MNRJ/RBINS	338
13.4. Créditos fotográficos	342
14. Índice taxonómico	343

1. Breve reseña histórica del estudio taxonómico de las esponjas peruanas

El estudio taxonómico de las esponjas peruanas se inició hace 145 años con el único registro de *Dysidea lignea* (como *Spongelia l.*) en Zorritos, en la región de Tumbes, junto a una brevísima descripción en la que se destacaba la superficie lisa de la esponja, su esqueleto densamente enmallado y sus fibras llenas de residuos minerales diversos (Hyatt 1877). Hubo que esperar casi cuatro décadas para que se hicieran los siguientes registros, que fueron los más notables. Por lo general, un inventario comienza donde es más fácil, como en bahías poco profundas y costas rocosas, y sólo posteriormente se desplaza a zonas de más difícil acceso, entre las que se encuentran las notorias aguas profundas. Pero ocurrió precisamente lo contrario, y en 1915 se registraron nueve esponjas hexactinélidas de aguas peruanas en la batimetría de 4062-5203 m, recogidas por las expediciones "Albatros" entre 1899 y 1905 (von Lendenfeld 1915). Durante muchas décadas, Perú tuvo un patrón de biodiversidad de esponjas único, con el 90% de las especies pertenecientes a Hexactinellida, y procedentes de la zona abisal. En la década de 1990, se registraron tres demosponjas más, dos de ellas de aguas profundas (200-735 m; Desqueyroux-Faúndez & van Soest 1996), reforzando así el sesgo batimétrico del inventario. La tercera especie, fue también la primera insular, procedente de las Islas Lobos de Afuera (van Soest 1991). Hasta aquí llegó el inventario previo a los proyectos ESPER y EsponjAS. La diversidad conocida totalizaba 13 especies.

La primera especie descrita a partir de materiales recolectados entre 2007 y 2009 por los proyectos ESPER y EsponjAS apareció en el 2011 (Aguirre *et al.* 2011). Se trata de una especie única del norte del Perú, que presenta dos cromotipos contrastantes (amarillo y rojo), y que habita sustratos tanto rocosos como biológicos (ver *Clathria aculeofila* más abajo). Esta fue la primera descripción de una esponja peruana (demosponja) por dos autores peruanos, la primera en incluir imágenes de una esponja peruana viva, y la primera en describir una asociación ecológica con una esponja peruana. En el 2015, se hicieron otros dos registros de las mismas colectas, esponjas con la más común de todas las morfologías, la forma costrosa (Hajdu *et al.* 2015). Estos incluyen una nueva especie, y otra previamente reportada en varias localidades del Pacífico NE, tanto tropicales como templadas. En el mismo año, se hicieron los primeros registros de toda una Clase, la de Calcarea, incluyendo ocho especies, seis de las cuales eran nuevas para la ciencia (Azevedo *et al.* 2015). Esta publicación fue también la primera en aplicar un enfoque integrador al estudio de la taxonomía de las esponjas peruanas, utilizando marcadores moleculares para impulsar la identificación y clasificación de estas esponjas, la primera en confirmar la ocurrencia en el Perú de esponjas que antes solo se conocían en otro océano, el Atlántico, y contó con dos autores peruanos, entre los que se encuentra la tercera autora peruana que participa en un estudio taxonómico de esponjas peruanas. En el 2019, estos dos últimos autores peruanos describieron otras dos nuevas Calcarea (Cóndor-Luján *et al.* 2019), las primeras pertenecientes a la Subclase Calcaronea. Una cuarta autora peruana participó en la descripción de otra nueva demosponja del Perú en 2020 (Arroyo *et al.* 2020), esta vez un nuevo registro de género para

todo el Pacífico Oriental (*Ciocalypta*). Otras tres nuevas especies de demosponjas costrosas aparecieron en el mismo año (Recinos *et al.* 2020), esta vez con un nuevo registro de género para el Pacífico suroriental (*Plocamione*). Al año siguiente, se publicó un estudio monográfico sobre una sola especie de *Calcarea*, donde se evaluó la variabilidad morfológica, el patrón filogeográfico y la estructura genética poblacional de *Clathrina aurea* a lo largo de su rango geográfico. Este estudio, liderado por la tercera autora peruana (Córdor-Luján *et al.* 2021), confirmó una vez más la identidad de los registros peruanos de esta especie. Los análisis genéticos realizados indicaron aislamiento, flujo genético restringido y diversidad genética reducida en las poblaciones peruanas de la especie, sugiriendo que una posible dispersión no natural podría explicar los resultados observados. El tema parece no estar del todo resuelto. La mayor publicación sobre las esponjas peruanas salió en el 2022 (Bispo *et al.* 2022) e incluyó 14 nuevas especies pertenecientes al orden de las demosponjas Haplosclerida. Este fue el mayor estudio dedicado a este orden a nivel mundial desde hace muchas décadas, y un brillante símbolo de lo rudimentario que es aún el inventario de esponjas peruanas. El mismo año, una segunda publicación sobre las esponjas peruanas propuso otras tres nuevas especies costrosas de demosponjas pertenecientes a las Hymedesmiidae (Salani *et al.* 2022), una de las cuales también se reportó de Chile en la misma publicación. La última publicación que reporta ocho especies poco profundas de Suberitida, incluyendo una nueva especie, eleva su número en el Perú de dos a nueve (Córdor-Luján *et al.* 2023).

Finalmente, los proyectos ESPER y EsponjAS resultaron en la publicación de 31 nuevas especies, que se incluyen en este libro. En total, el libro comprende 86 especies, de las cuales 84 eran desconocidas en el Perú. Esto representa un aumento de casi siete veces con respecto a 1990. A pesar de que el montaje de las colecciones de ESPER y EsponjAS sólo llevó unos meses en total, el ritmo de publicación posterior de las descripciones de las especies pone de manifiesto el enorme desfase que se observa entre ambas etapas del inventario de la biodiversidad, requiriendo ambas un compromiso en forma de recursos. Mientras que la recolección puede ser realizada en principio por cualquier persona con un mínimo de conocimientos de snorkel o buceo y fotografía submarina, la descripción de una especie no es exactamente lo mismo. La formación de los especialistas peruanos tardó varios años antes de que finalmente participaran en la descripción de la biodiversidad de esponjas del Perú: Aguirre y Hooker en Aguirre *et al.* (2011), Córdor-Luján y Hooker en Azevedo *et al.* (2015), Córdor-Luján y Hooker en Córdor-Luján *et al.* (2019, 2021), y Arroyo y Córdor-Luján en Arroyo *et al.* (2020). A pesar de que las colecciones de ESPER y EsponjAS se dividieron entre las partes interesadas (Bélgica, Brasil, Perú y Suiza), tanto por la seguridad a largo plazo de los materiales, como con la esperanza de que esto pudiera acelerar su estudio posterior, todos los estudios taxonómicos reportados anteriormente desde 2011, con las nobles excepciones de Arroyo *et al.* (2021) y Córdor-Luján *et al.* (2023), se realizaron en Bélgica y Brasil.

2. Presentación general del Phylum Porifera

Las esponjas (o poríferos) son invertebrados sedentarios que se alimentan por filtración y que, por lo general, se limitan a los medios marinos, salvo un único suborden de demosponjas de agua dulce (Spongillina). Presentan el estadio más simple de organización metazoaria, con un número reducido de tipos celulares y no tienen tracto digestivo, ni boca, ni ano, ni sistemas circulatorio, nervioso o muscular, ni gónadas. La forma de las esponjas está muy diversificada, variando desde las finamente costrosas hasta las erectas, arborescentes, digitadas, foliáceas, globulares o tubulares con muchas variaciones intermedias. El tamaño de su cuerpo varía tanto como su forma, desde unos pocos milímetros hasta más de dos metros de ancho. La forma se sustenta en un esqueleto mineral y/u orgánico. Sin embargo, algunas Homoscleromorpha (*Oscarella* spp.), Verongiida (*Hexadella* spp.), Chondrillida (*Halisarca* spp.), etc. carecen de esqueleto duro (Fig. 1E–F).

La consistencia de las esponjas varía de compresible a elástica, frágil, resistente, firme, incompresible o dura, según la composición y densidad de su esqueleto. Este se compone de fibrillas de colágeno, fibras de espongina y elementos inorgánicos de carbonato cálcico o silicio representados por espículas separadas, conectadas o fusionadas, y/o un esqueleto mineral masivo, o incluso simplemente por granos de sedimento atrapados. Las esponjas de una misma especie pueden ser polimórficas, y su tamaño y forma suelen depender de su entorno y de las condiciones hidrodinámicas predominantes. Su color también puede variar, dependiendo del grado de exposición a la luz o a factores desconocidos, como en el caso de *Balliviaspongia wirrmanni*, *Clathria aculeofila*, *Hymeniacidon perlevis*, *Tethya* cf. *socius* (descritas más adelante). En la actualidad, se estima que existen al menos 15.000 especies de esponjas en todo el mundo, de las cuales solo se describen aproximadamente 10.000 en la literatura. Este número aumenta constantemente gracias al estudio taxonómico de los materiales recolectados en exploraciones de buceo, snorkel o incluso durante marea baja en regiones poco conocidas, o que han sido obtenidos mediante cruceros oceanográficos, generalmente de profundidades mucho mayores, y depositados en colecciones de todo el mundo.

Su mayor diversidad se da en aguas tropicales y subtropicales relativamente poco profundas, pero se conocen especies de hasta 8800 m de profundidad. Frente a Perú, se describieron esponjas de más de 5000 m de profundidad (*Holascus edwardsi* von Lendenfeld, 1915), hace más de un siglo. Los poríferos se alimentan principalmente de las fracciones orgánicas más pequeñas, como la materia orgánica disuelta (MOD) y el picoplancton (plancton < 2 µm), y pueden ser muy eficientes en la realización de esta tarea (ingiriendo más del 99% de las bacterias presentes en el agua inhalada, y una ingesta de MOD hasta 30 veces mayor que la cantidad ingerida por las bacterias (de Goeij *et al.* 2013). Ya se ha calculado que las esponjas presentes en un arrecife de coral tienen la capacidad de filtrar toda la columna de agua sobre el arrecife en pocos días (Reiswig 1971; McMurray *et al.* 2014). Asimismo, la descripción del "bucle de esponjas" realizada por de Goeij *et al.* (2013) estableció de forma inequívoca el papel de las esponjas en el

acoplamiento bentopelágico al transformar la MOD en MOP (materia orgánica particulada), indispensable para el equilibrio energético en entornos oligotróficos, como muchos arrecifes de coral. Las esponjas también pueden participar en la producción primaria a través de sus cianobacterias simbióticas o algas unicelulares (Wilkinson 1987; Rützler 1990); y también se ha descrito el hábito carnívoro para el grupo (Vacelet & Boury-Esnault 1995; Lopes *et al.* 2011), con varias especies supuestamente carnívoras ya conocidas de las aguas profundas de Sudamérica. Las esponjas, principalmente las de la familia Clionidae, son las principales responsables de bioerosionar los sustratos calcáreos, siendo por tanto, elementos clave en la dinámica de los arrecifes de coral. No sólo debilitan los arrecifes a través de la bioerosión, sino que fortalecen el arrecife al cementar los restos coralígenos durante el crecimiento de las esponjas. El Perú alberga varias especies de esponjas excavadoras (*Cliona* spp. y *Pione* sp.) El uso de poríferos como biomonitores de la calidad ambiental ya ha sido propuesto por algunos autores (Muricy 1989; Wulff 2001), basándose en la capacidad de estos animales para concentrar diversos contaminantes.

Más que cualquier otro invertebrado marino, las esponjas producen metabolitos secundarios para defenderse químicamente de la depredación y las incrustaciones (fouling). Muchos de estos compuestos naturales tienen potentes aplicaciones biológicas beneficiosas (antimicrobianas, antitumorales, antivirales o antiinflamatorias). Fármacos como el AZT, el Discodermolide y el Halaven, por ejemplo, se remontan a moléculas extraídas de poríferos. El AZT es un potente antiviral derivado del Ara-A, utilizado en el tratamiento del SIDA (940.000 muertes en el mundo en el 2017) y del herpes, y del Ara-C, utilizado en el tratamiento de algunas formas de leucemia (más de 300.000 muertes en el mundo en el 2020). Las moléculas de Ara son análogos sintéticos de nucleósidos extraídos de la esponja caribeña *Tectitethya crypta* (Bergmann & Feeney 1950). La discodermólida, un potente inhibidor del crecimiento de las células tumorales en varias líneas celulares de cáncer resistentes a múltiples fármacos (MDR), se aisló por primera vez en 1990 de la esponja marina caribeña *Discodermia dissoluta* (Gunasekera *et al.* 1990). *Halaven*, el nombre comercial del mesilato de eribulina, un análogo sintético de la halicondrina B (Hirata & Uemura 1986), procedente de la esponja *Halichondria okadai*, se utiliza en el tratamiento del cáncer de mama metastásico (aproximadamente 700.000 muertes en todo el mundo en el 2020) y del liposarcoma. Por estos motivos, en las últimas décadas ha aumentado el interés de la industria farmacéutica por recolectar y examinar esponjas y su microbiota asociada para descubrir nuevos compuestos bioactivos y desarrollar la biotecnología de las esponjas.

El Phylum Porifera se subdivide en cuatro clases: Calcarea, Demospongiae, Homoscleromorpha y Hexactinellida. Recientes filogenias moleculares que utilizan genomas completos restablecieron la monofilia del Phylum. Hasta ahora, Perú tiene representantes de todas las clases, excepto Homoscleromorpha.

Clase Calcarea

Las esponjas Calcarea (o Calcispongiae) representan alrededor del 8,5% del Phylum Porifera. Los miembros de esta clase tienen un esqueleto compuesto por espículas de calcita (CaCO_3), que en su mayoría tienen tres rayos, raramente asociados a un esqueleto basal de calcita o aragonita (Fig. 1A). Ocurren desde la zona intermareal hasta unos 4000 m de profundidad. Las especies de Calcarea pueden ser asimétricas o presentar una simetría cilíndrica o radial. Es la única clase que posee todos los tipos de sistemas acuíferos: asconoide, siconoide, silebide, leuconoide o solenoide. Aquí se describen nueve géneros del Perú, incluyendo ocho especies recientemente reportadas para el Perú a partir de nuestras colectas de 2007-2009.

Clase Demospongiae

Las Demospongiae comprenden, con mucho, la mayor parte de las especies vivas en la actualidad. Representan el 83% de la fauna mundial de esponjas e incluyen todas las relativamente pocas especies de agua dulce. Una de ellas, presente en los lagos del Altiplano (Junín, Titicaca), se describe en este libro (Figs 68–70). Casi todas las Demospongiae poseen un esqueleto mineral compuesto por espículas de sílice opalina (SiO_2) unidas por fibrillas de colágeno y a menudo combinadas con fibras de espongina. Sin embargo, algunos géneros carecen completamente de espículas y sólo poseen fibras de espongina, como las esponjas de baño comerciales, por ejemplo. Unas pocas demosponjas vivas, que aparecen sobre todo en hábitats crípticos de los arrecifes de coral, segregan un esqueleto basal masivo calcítico o aragonítico combinado con espículas silíceas libres (Fig. 1B–D). Previamente agrupadas en una clase separada, antes llamada "esclerosponjas", ahora se reconocen como polifiléticas y se denominan "esponjas hipercalcificadas o coralinas" (Vacelet *et al.* 2010). Están relacionadas con importantes constructores de arrecifes desde el Paleozoico temprano hasta el final de la era Mesozoica (500 a 100 Ma). Las Demospongiae viven desde la zona intermareal hasta unos 8800 m de profundidad [*Lycopodina occidentalis* (Lambe, 1893) en Koltun (1970, como *Asbestopluma occidentalis*)]. Todas tienen una organización leuconoide, excepto un grupo con reducción completa o parcial del sistema acuífero: la familia Cladorhizidae, que comprende varias especies carnívoras que se alimentan de presas mesoplantónicas.

Clase Homoscleromorpha

Hasta hace poco, Homoscleromorpha se consideraba una subclase de Demospongiae. Sin embargo, estudios moleculares y morfológicos demostraron que, en realidad, es el taxón hermano de Calcarea, y que no pertenece a Demospongiae (Gazave *et al.* 2012). En consecuencia, se asignó a una cuarta clase de Porifera viviente. Este grupo relativamente pequeño (alrededor del 1,3% de todas las esponjas) comprende sólo nueve géneros divididos en dos grupos, uno con espículas silíceas y otro sin espículas (Fig. 1E–F). A diferencia de otras esponjas, las Homoscleromorpha se consideran evolutivamente, como Porifera

más avanzados al presentar, entre otras cosas, una membrana basal que recubre los coanocitos y los basopinacocitos, un paso necesario para la formación de tejidos verdaderos. Todavía no se ha encontrado ningún representante de esta clase en la costa peruana.

Clase Hexactinellida

También denominadas "esponjas de cristal" por el esqueleto intacto con espículas fusionadas que dejan cuando mueren (Fig. 1G), las Hexactinellida se diferencian de otras esponjas debido a que sus células corporales están conectadas con puentes citoplasmáticos, formando una masa continua de citoplasma con muchos núcleos, llamada sincitio trabecular. Las Hexactinellida representan alrededor del 7% de Porifera y poseen un esqueleto de espículas silíceas de seis rayos (hexactinas). La mayoría presenta una simetría radial. Esta clase se encuentra sobre todo en profundidades que van de 450 a 900 m, en todos los océanos del mundo, y pueden ser un componente dominante del bentos antártico y de los fiordos del Pacífico nororiental. Como se menciona más adelante, se conocen nueve hexactinellidas de aguas profundas peruanas desde hace más de un siglo. La presencia de hexactinellidas en aguas poco profundas es rara en todo el mundo. En la Antártida sólo dos especies se encuentran a una profundidad de 33 m (Barthel & Tendal 1994). En Georgia del Sur se encontró una especie a 10 m (Goodwin *et al.* 2012). En el Mediterráneo, una especie se encuentra a 18 m en una cueva con afloramiento de aguas profundas (Boury-Esnault *et al.* 2014).

Clase Archaeocyatha

Las Archaeocyatha son esponjas extintas con un esqueleto de carbonato cálcico poroso y aespiculado, que muestran una estrecha afinidad con Demospongiae (Debrenne & Vacelet 1984). Se diversificaron en cientos de especies desde el Cámbrico inferior (542-513 Ma) hasta el superior (500-490 Ma). A pesar de su pequeño tamaño, su abundancia contribuyó a las primeras bioconstrucciones de metazoos en aguas cálidas tropicales y subtropicales. El declive de estos constructores de arrecifes, hoy sólo conocidos como fósiles, coincidió con una rápida diversificación de las demosponjas.

2.1. Organización interna de Demospongiae, Calcarea y Homoscleromorpha

Las Demospongiae, Calcarea y Homoscleromorpha están constituidas por sólo dos capas celulares epiteliales. Externamente, el pinacodermo, formado por células planas (pinacocitos), que recubre el cuerpo y las paredes de los canales acuíferos. Internamente, el coanodermo, formado por células flageladas (coanocitos). Entre ambas capas hay una matriz (mesohilo) que contiene varios tipos de células muy móviles, simbioses microbianas y elementos del esqueleto. Porifera presenta varias organizaciones corporales en función del sistema acuífero y la posición de sus cámaras coanocitarias. Tradicionalmente, se reconocen cuatro sistemas: asconoide, siconoide, leuconoide y sileibide. Más recientemente, se ha reconocido

otro, el sistema acuífero solenoide (Cavalcanti & Klautau 2011). Sin embargo, sólo *Calcarea* presenta todos ellos.

2.1.1. Sistema acuífero

El adulto es un organismo filtrador con una pared corporal perforada por una multitud de poros inhalantes (ostia) que se abren al sistema acuífero (Fig. 2). Una red de canales conduce a las células flageladas, los coanocitos, agrupados en cámaras. Los coanocitos cumplen dos funciones: por un lado, el batir de sus flagelos da lugar a un flujo de agua, y por otro lado, filtran y digieren partículas del tamaño de las bacterias por fagocitosis. El agua filtrada sale por los canales exhalantes que se abren al exterior a través de uno o varios tubos grandes visibles a simple vista, los ósculos (Fig. 2). El flujo de agua aporta alimento y oxígeno y también elimina los residuos metabólicos (exo-metaboloma). En parte, este último puede actuar como un escudo contra la fijación de las larvas de los competidores de espacio.

2.1.2. Ultraestructura de los tejidos vivos

Hoy en día, los detalles de las células de las esponjas se observan en microscopía electrónica de transmisión (MET) o en microscopía electrónica de barrido (MEB), no sólo para comprender mejor la fisiología de este grupo, sino también como herramienta taxonómica en algunos casos. Las siguientes definiciones se basan esencialmente en estas técnicas, que requieren métodos especiales de fijación que no se desarrollan en detalle en este libro.

El epitelio del pinacodermo

El pinacodermo, compuesto por pinacocitos, se subdivide en tres estructuras. El exopinacodermo es la cubierta externa de la esponja, el endopinacodermo forma las paredes de los canales acuíferos y el basopinacodermo es la lámina escamosa que une la esponja con el sustrato. Por tanto, se distinguen tres tipos principales de pinacocitos.

Los exopinacocitos (Fig. 3) son, dependiendo de la especie, células poligonales planas que cubren la superficie exterior del animal o tienen forma de "T", vistas en sección transversal, con su cuerpo celular proyectándose en la profundidad de la capa media colágena. En *Homoscleromorpha*, los exopinacocitos son flagelados. El exopinacodermo lleva aberturas microscópicas (ostia) a través de las cuales el agua entra en el sistema acuífero. Los ostia son intercelulares, como en la mayoría de las *Demospongiae* y *Homoscleromorpha*, o forman parte de un tipo de célula diferente (porocitos), como en las esponjas de agua dulce y *Calcarea*. El tamaño de los ostia es ajustable, dependiendo de la actividad de la esponja. En las esponjas de agua dulce, los exopinacocitos son capaces de engullir y digerir las partículas de alimento por fagocitosis (Fig. 4).

Los endopinacocitos (Fig. 5) revisten las superficies internas como los canales y las lagunas, con una subcategoría distinta para las células situadas en el flujo de agua antes (prosopinacocitos) o después (apopinacocitos) de las cámaras coanocitarias.

En Homoscleromorpha, todos los endopinocitos son flagelados. Mientras que en Demospongiae, sólo los endopinacocitos que recubren la cara interna del óscula pueden ser flagelados.

Los basopinacocitos (Fig. 5) forman la base de la esponja, fijando el animal al sustrato o en algunas especies (esponjas hipercalcificadas) segregando un esqueleto calcáreo masivo.

El epitelio del coanodermo

Los coanocitos (Figs 6 & 7), dispuestos en forma de epitelio en empalizada, forman el coanodermo y presentan formas diversas, desde cilíndricas hasta aplanadas con intermedios cúbicos según la especie o el estado fisiológico de la esponja. El flagelo, situado en el ápice de la célula, está rodeado por un collar de microvelosidades, que son extensiones en forma de dedos que surgen de la membrana celular. Un manguito periflagelar adicional situado en la base del flagelo es una característica taxonómica de ciertos géneros como *Willardia* y *Halisarca*. En algunas esponjas de agua dulce, el flagelo presenta estructuras de glucocálix en forma de ala que actúan como remos que se apoyan en el agua.

Las células centrales (Fig. 7F) se encuentran en el lado distal de las cámaras coanocitarias de algunas especies y están atravesadas por canales por los que pasan los flagelos de varios coanocitos. Probablemente participan en la regulación de la cantidad de agua que fluye a través de la cámara coanocitaria.

Células del mesohilo (Figs 8 & 9)

El mesohilo unido por los pinacocitos y los coanocitos contiene una matriz formada por fibras de colágeno, un esqueleto orgánico constituido por fibras de esponja (ej.: Verongiida, Dendroceratida) y/o un esqueleto inorgánico formado por espículas minerales. Algunas especies carecen de esqueleto mineral. En el interior del mesohilo hay una variedad de células móviles, así como bacterias simbióticas en algunas especies.

Los arqueocitos son células muy móviles que se caracterizan por tener un gran núcleo nucleolado y pseudópodos, y presentan una fagocitosis activa y una intensa actividad digestiva. Los arqueocitos son totipotentes, capaces de transformarse en otros tipos de células para realizar diferentes tareas en algunas circunstancias. También son precursores de los gametos femeninos.

Los bacteriocitos presentan grandes vacuolas que contienen células procariotas simbióticas. En algunas especies los bacteriocitos migran al interior de las larvas para asegurar la transmisión vertical de los simbioses a la siguiente generación.

En el mesohilo también se encuentran diferentes **células constructoras**.

Los espongocitos sintetizan las fibras de espongina que forman el esqueleto fibroso, responsable de la flexibilidad, así como de la resistencia al corte y desmoronamiento de muchas demosponjas.

Los lofocitos secretan haces de colágeno dispuestos en fibras mientras se desplazan por el mesohilo, que son el principal constituyente de la matriz extracelular. Las esponjas que carecen de un esqueleto mineral, presentan abundante colágeno asegurando la cohesión del animal.

Los esclerocitos incorporan sílice o inducen la precipitación de calcio para formar espículas. En Demospongiae y Hexactinellida, las espículas son sintetizadas por células individuales, mientras que en Calcarea varios esclerocitos participan en la formación de espículas, normalmente uno por cada actina (rayo).

Las células con inclusiones representan, en muchas especies de esponjas, una categoría heterogénea de células secretoras con una variedad de inclusiones citoplasmáticas correspondientes a sustancias de reserva (glucógeno, lípidos), metabolitos secundarios (metabolitos tóxicos y antibacterianos) o pigmentos. Su estructura y contenido observados a través de microscopía electrónica de transmisión son especialmente útiles en la taxonomía de las esponjas que carecen de espículas o fibras de espongina, como algunas Homoscleromorpha. Las principales células con inclusiones son células esféricas de diferentes tipos: células granulares y microgranulares, células rabdíferas, glucocitos, células pigmentarias y células vacuolares. La función de cada una de ellas todavía no se conoce bien. Recientemente, se ha demostrado con elegancia un proceso de exudación de compuestos bioactivos defensivos en la columna de agua tras su liberación a través de los ósculos, denominado "esferulización" (Ternon *et al.* 2016). Todavía podrían encontrarse otras funciones con el desarrollo de enfoques basados en la metabolómica.

Simbioses presentes en el mesohilo (Fig. 10)

La mayoría de las esponjas, si no todas, tienen microorganismos asociados. Las especies de esponjas suelen clasificarse en LMA (Low Microbial Abundance) y HMA (High Microbial Abundance), lo que también se refleja de alguna manera en el patrón de diversidad de los microorganismos presentes. Además, el microbioma asociado a una determinada especie de esponja tiene un componente transitorio y otro central, el primero más fácilmente influenciado por el ambiente, y por tanto marcadamente variable dentro de la especie, y dentro de la misma localidad o individuo incluso, y el segundo, con una señal evolutiva más firme, más estable a través de vastas áreas geográficas. Entre estas asociaciones específicas, varios

grupos de microorganismos pueden producir compuestos bioactivos, incluidos los antimicrobianos, que son beneficiosos para el sistema de defensa química del huésped contra los depredadores. La búsqueda de microorganismos productores de estos metabolitos conduce regularmente al descubrimiento de sustancias con potencial biomédico o biotecnológico.

2.2. Reproducción sexual (Figs 11 & 12)

Las esponjas carecen de gónadas y presentan diferentes mecanismos para producir gametos, resultantes de la diferenciación de los coanocitos en espermatozoides y de los arqueocitos y/o coanocitos en oocitos, según los taxones.

Algunas especies son gonocóricas, con individuos que producen gametos masculinos o femeninos, mientras que otras especies son hermafroditas, produciéndose espermatozoides y oocitos en un mismo individuo, de forma simultánea, secuencial en forma de protoginia o protandria, o con alternancia de sexos. Los cambios secuenciales de sexo pueden producirse durante la misma estación reproductiva o durante años consecutivos.

Además, la reproducción sexual presenta otras características. La mayoría de las especies de esponjas son vivíparas: los gametos masculinos se liberan en la columna de agua y penetran en la esponja femenina a través de su sistema acuífero. La fecundación se produce en el mesohilo, donde el embrión se desarrolla hasta convertirse en una larva madura, que luego será liberada. Otras excepciones, consideradas como ovíparas, expulsan en realidad sobre todo cigotos o embriones tempranos. Los verdaderos ovíparos, con gametos masculinos y femeninos expulsados al mar donde se encuentran y forman el cigoto, son poco comunes.

Independientemente del modo de fecundación e incubación, la reproducción sexual de las esponjas siempre implica la formación de cigoto, embrión y larva.

Gametos masculinos. En Hexactinellida, Demospongiae y Homoscleromorpha, la espermatogénesis se desarrolla en el interior de quistes espermáticos (espermatozoides), estructuras esféricas rodeadas de células somáticas aplanadas. En la subclase Calcaronea, debido al escaso número de observaciones del proceso, la presencia de tales quistes aún no está clara. Los espermatozoides se originan generalmente a partir de coanocitos que pierden progresivamente su flagelo y su collar, se someten a meiosis y forman un nuevo flagelo. Por lo general, toda una cámara se transforma en un folículo espermático (o quiste espermático) con todos sus coanocitos convertidos en espermatozoides. Esto puede ocurrir o no de forma sincronizada dentro del coanosoma.

Gametos femeninos. Tanto en las esponjas ovíparas como en las vivíparas, los gametos femeninos se originan a partir de arqueocitos que se desarrollan de forma difusa o a veces en pequeños grupos dentro del mesohilo, sometiéndose a la meiosis. La transformación en grandes oocitos requiere siempre un periodo de

nutrición importante. Las reservas vitelinas destinadas a nutrir al futuro embrión se producen por autosíntesis o por las células nodrizas que rodean al oocito. Las bacterias simbióticas también pueden ser endocitadas y digeridas por los oocitos para ser transformadas en material lipídico.

Desarrollo embrionario. En la mayoría de las esponjas, el desarrollo es indirecto; el embrión se convertirá en una larva (excepto por un género: *Tetilla*, orden Spirophorida). Por lo general, el embrión se desarrolla dentro de una envoltura de células aplanadas que lo aísla del mesohilo. La nutrición del embrión está asegurada principalmente por la absorción de células nutritivas de origen materno, que también pueden transmitirle microorganismos simbióticos.

En la literatura se describen varios tipos de larvas, según su estructura. La mayoría son de forma esferoidal y oscilan entre 50 μm y 5 mm según la especie. Hemos observado larvas en varias especies descritas en este libro (por ejemplo, *Mycale* cf. *magnirhaphidifera*). En resumen, las larvas huecas están compuestas por un número reducido de células organizadas en un "epitelio" monostratificado que rodea una cavidad central que contiene células maternas o líquido nutritivo, mientras que en las larvas sólidas, el espacio interno alberga varios tipos de células, un cavidad mesohiliar, espículas y microorganismos. En las esponjas de agua dulce, la larva sólida contiene una gran cavidad secundaria anterior con función de control de la flotabilidad. Casi todas las larvas de esponja son externamente ciliadas y pueden nadar o incluso arrastrarse por el sustrato en algunas especies. A pesar de la serie de estudios embriológicos comparativos utilizados para comprender las relaciones filogenéticas dentro de Porifera, sigue siendo hipotético que los taxones que comparten el mismo tipo de desarrollo puedan considerarse monofiléticos.

Al ser las esponjas animales sésiles, la fase larvaria es una importante oportunidad para dispersarse. Las larvas salen a través del sistema acuífero parental y se liberan a través del ósculo o, si están cerca del pinacodermo, rompiendo la superficie de la esponja. Por lo general, las larvas que nadan libremente son lecitotróficas de vida relativamente corta, su fase de dispersión dura de unas horas a unos días, mientras que las raras larvas rastreras pueden sobrevivir hasta tres semanas. En la bibliografía se recogen algunas excepciones: las larvas de *Tedania ignis* pueden alimentarse de materiales orgánicos disueltos; las de *Halichondria* (*Halichondria*) *panicea* fagocitan bacterias y nanoflagelados a través de sus exopinacocitos. Las larvas planctónicas se vuelven demersales al final de su periodo de dispersión, su flotabilidad disminuye con la edad al aumentar su masa esquelética y al consumirse el vitelo flotante. Tras el asentamiento, la esponja forma un pinacodermo para aislar su medio interno del entorno, desarrolla cámaras coanocitarias, canales, poros y ósculos y construye su esqueleto. En pocos días se forma una esponja funcional, capaz de filtrar agua y obtener su propio alimento. Este primer individuo funcional se llama olynthus en Calcarea, y rhagon en Demospongiae. Cuando las larvas genéticamente idénticas se asientan una al lado de la otra, a medida que crecen y se tocan, se fusionan para constituir un único individuo.

2.3. Reproducción asexual (Figs 13 & 14)

Además de la reproducción sexual, todos los clados de Porifera presentan casos de reproducción asexual que se producen como estructuras encapsuladas latentes (gemulación) o como fragmentación o incluso gemación. Las demosponjas que presentan una multiplicación asexual en el ciclo vital suelen tener una permutación regular de la reproducción sexual y asexual dentro de los mismos individuos.

La gemulación aparece en la mayoría de las esponjas de agua dulce y en unas pocas especies marinas para resistir cambios extremos en las condiciones ambientales como la sequía o la congelación. Las gémulas también sirven como medio de dispersión de estas especies (Fig. 14). Consisten en una envoltura de colágeno generalmente reforzada por espículas específicas y contienen una masa de arqueocitos junto con tesocitos (células de reserva que contienen principalmente plaquetas vitelinas). Las gémulas son capaces de sobrevivir varios años y cuando vuelven las condiciones estacionales convenientes, los arqueocitos comienzan a salir por una abertura (micropilo) y reorganizan una nueva esponja.

La fragmentación se produce en las demosponjas con proyecciones o en las especies incrustantes, como resultado del crecimiento de su cuerpo. Ningún cambio en la composición celular del individuo parental precede a la desconexión del fragmento, que se libera libre en el agua.

La gemación puede producirse en casi todos los grupos de esponjas y consiste en una densa acumulación inicial de arqueocitos en la superficie de la esponja madre. No existe ningún sistema acuífero dentro de la yema hasta que se asienta de forma independiente en el sustrato y comienza a crecer. Un ejemplo clásico de gemación se observa en las esponjas pertenecientes a *Tethya*, un par de especies que se encuentran en las siguientes descripciones (Figs 109 & 110).

2.4. Nutrición (Fig. 15)

Las partículas alimenticias como las bacterias o las levaduras contenidas en el agua transportada a través del sistema acuífero son retenidas principalmente por los coanocitos. Las partículas se adhieren primero a la superficie de las células, fuera de la base del collar de microvellosidades, y son progresivamente fagocitadas. La digestión se inicia cuando los fagosomas que contienen alimentos se fusionan con los lisosomas que liberan enzimas digestivas (fosfatasa ácida) para formar fagolisosomas. Simultáneamente, los fagosomas se transfieren a los arqueocitos donde se desarrolla el mismo proceso de digestión. Posteriormente, los arqueocitos errantes transfieren el producto de su digestión para alimentar a otras células del mesohilo. Las incubaciones experimentales *in vitro* de perlas de látex o bacterias con una esponja de agua dulce han demostrado que los exopinacocitos también desempeñan un función importante en la fagocitosis de las partículas y en su digestión.

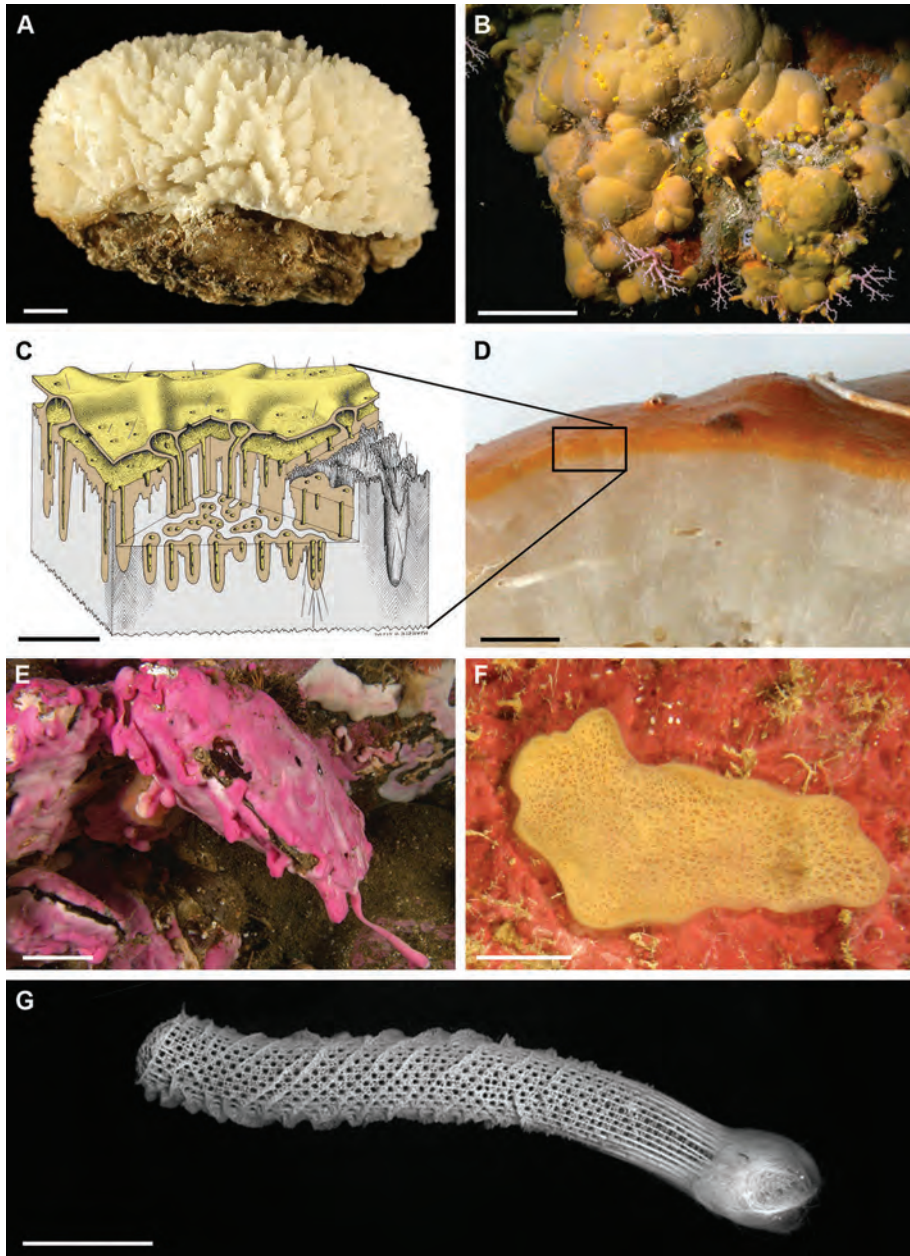


Fig. 1. Distintas estructuras de soporte. A, esqueleto calcítico masivo de una Calcareo hipercalcificada tras la eliminación de los tejidos superficiales (*Petrobiona massiliana*); B, demosponja hipercalcificada (*Cerato-porella nicholsoni*); C, organización esquemática de una demosponja hipercalcificada (*Stromatospongia norae*); D, esqueleto fracturado de B, con tejidos vivos superficiales sobre esqueleto aragonítico masivo; E, Chondrilla (*Halisarca magellanica*); F, Homoscleromorpha (*Plakina nathaliae*), ambos carentes de esqueleto mineral u orgánico; G, esqueleto de Hexactinellida (*Euplectella aspergillum*). Barras de escala: A & C, 1 mm; B & G, 5 cm; D, 5 mm; E, 2 cm; F, 1,5 cm.

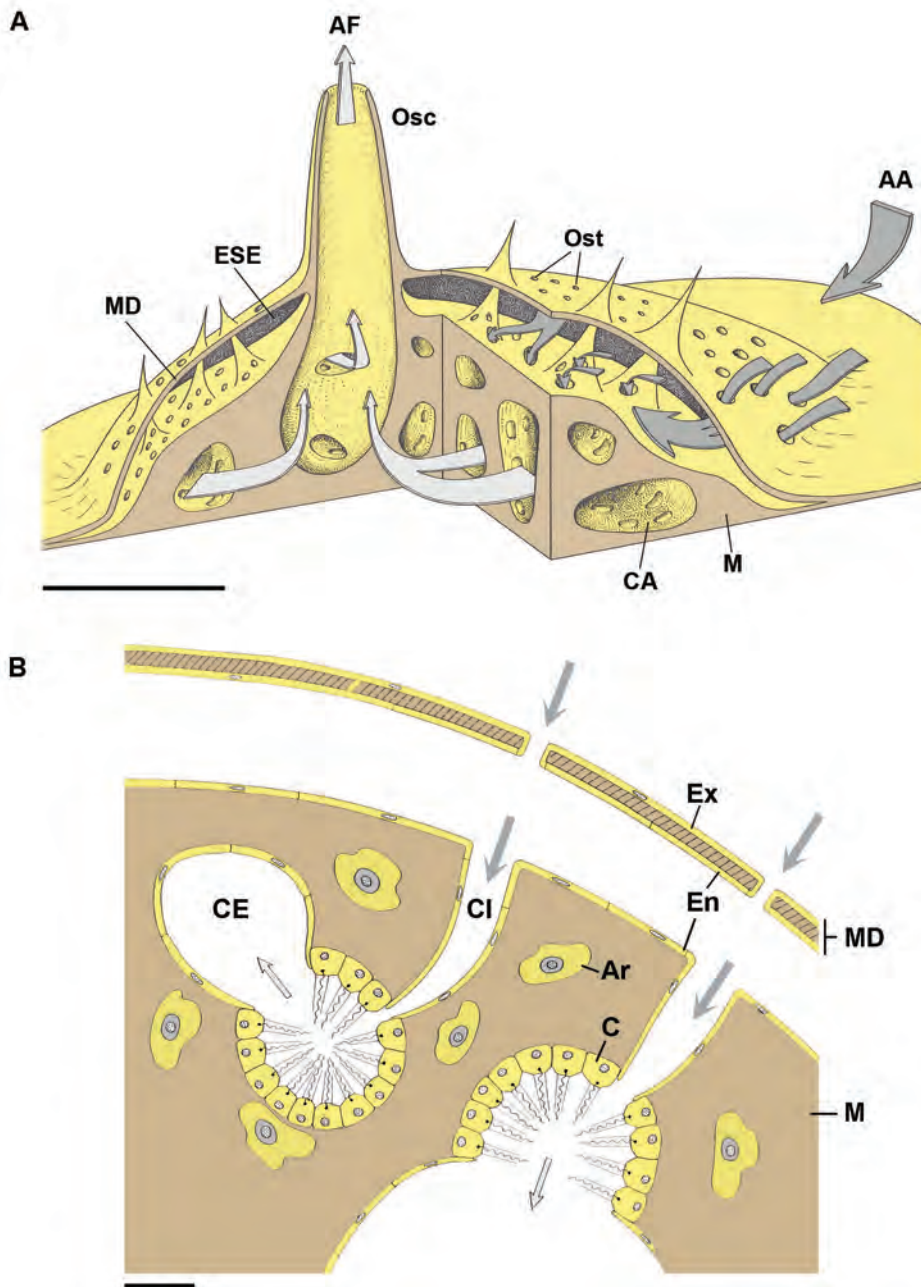


Fig. 2. Sistema acuifero, A, esquema tridimensional de una demosponja. B, esquema detallado a nivel celular del flujo de agua a través de los tejidos. Abreviaturas: AA, agua ambiental; AF, agua filtrada; Ar, arqueocito; C, coanocito; CA, canal acuifero; CE, canal exhalante; CI, canal inhalante; En, endopinacocitos; Ex, exopinacocitos; M, mesohilo; MD, membrana dérmica; Osc, ósculo; Ost, ostia; ESE, espacio sub ectodérmico. Barras de escala: A, 500 μm ; B, 10 μm .

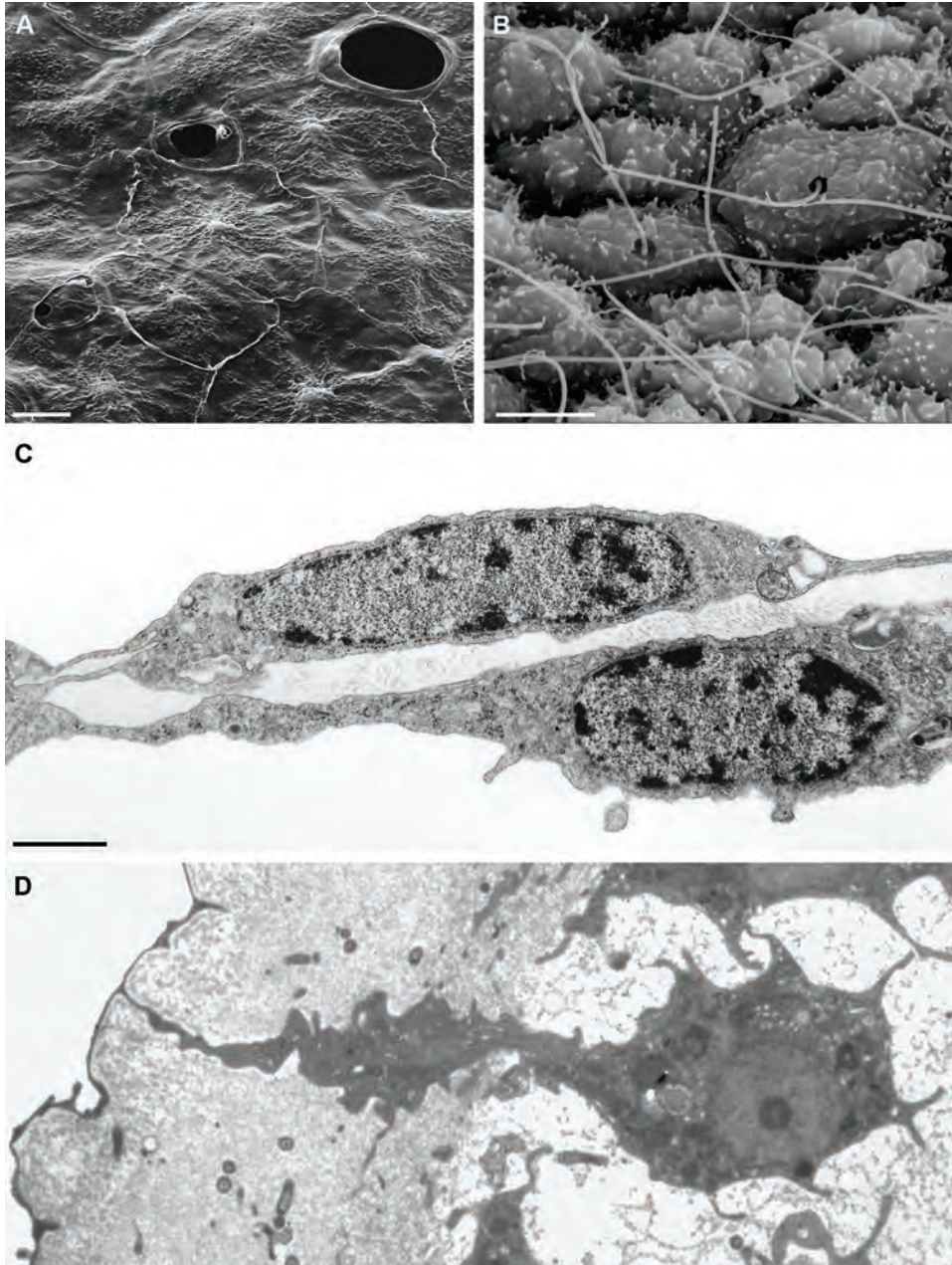


Fig. 3. Exopinacocitos. A, exopinacocitos poligonales de una Spongillida con protuberancia central nucleada vistos en MEB (*Ephydatia fluviatilis*). Entre los exopinacocitos se intercalan porocitos en diferentes fases de apertura de sus ostias; B, exopinacocitos flagelados de una Homoscleromorpha (*Oscarella* sp.); C, sección transversal de la membrana dérmica con fibras de colágeno del mesohilo entre exo- y endopinacocitos vista en MET a nivel de núcleo (*Ephydatia fluviatilis*); D, exopinacocito típico en forma de "T" de una Chondrillida (*Halisarca magellanica*). Barras de escala: A, 10 μm ; B, 5 μm ; C, 1 μm ; D, 5 μm .

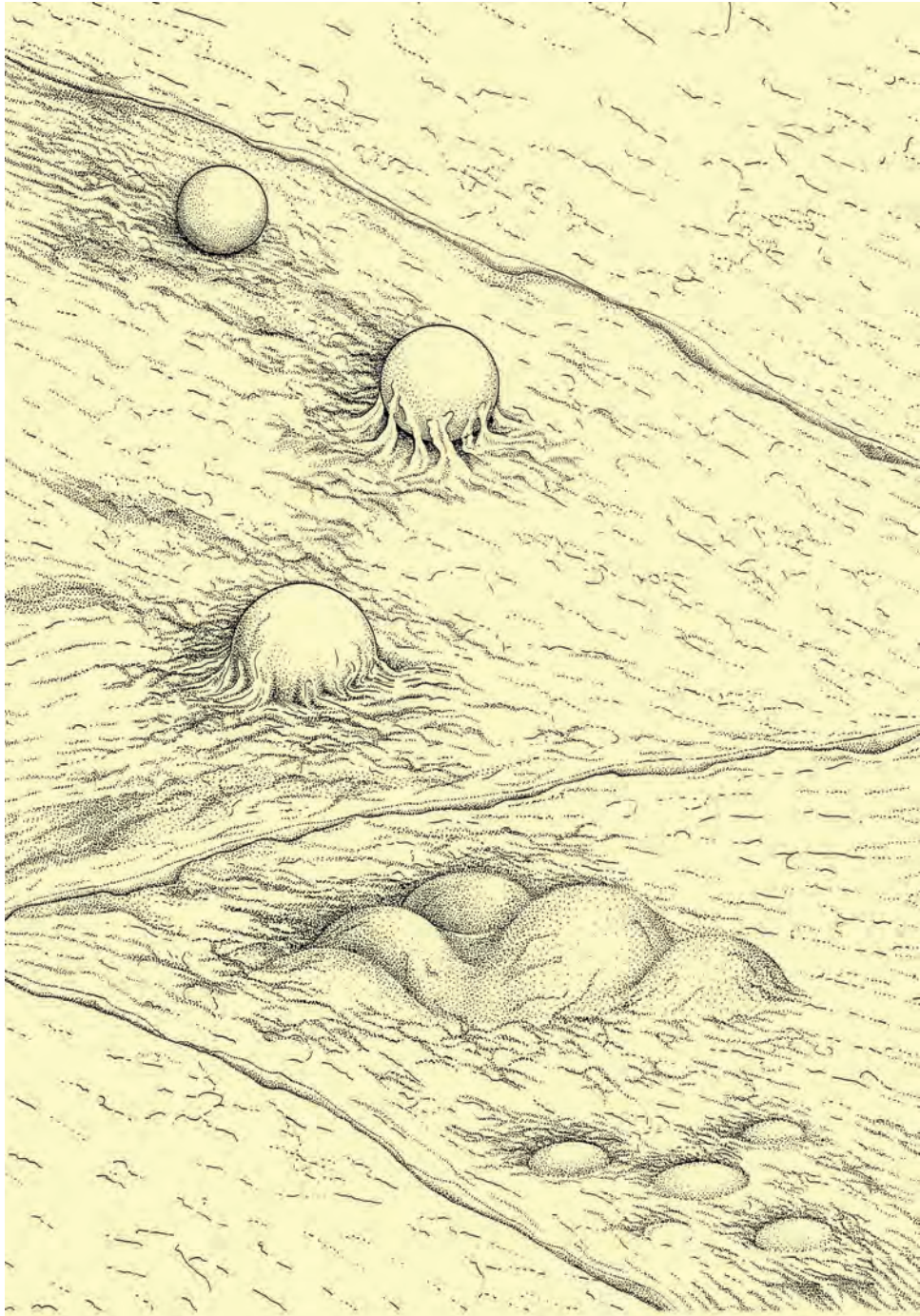


Fig. 4. Exopinacocitos. Representación compuesta a partir de imágenes MEB de los pasos dinámicos de la fagocitosis experimental de perlas de poliestireno por parte de los exopinacocitos de una Spongillida (*Ephydatia fluviatilis*).

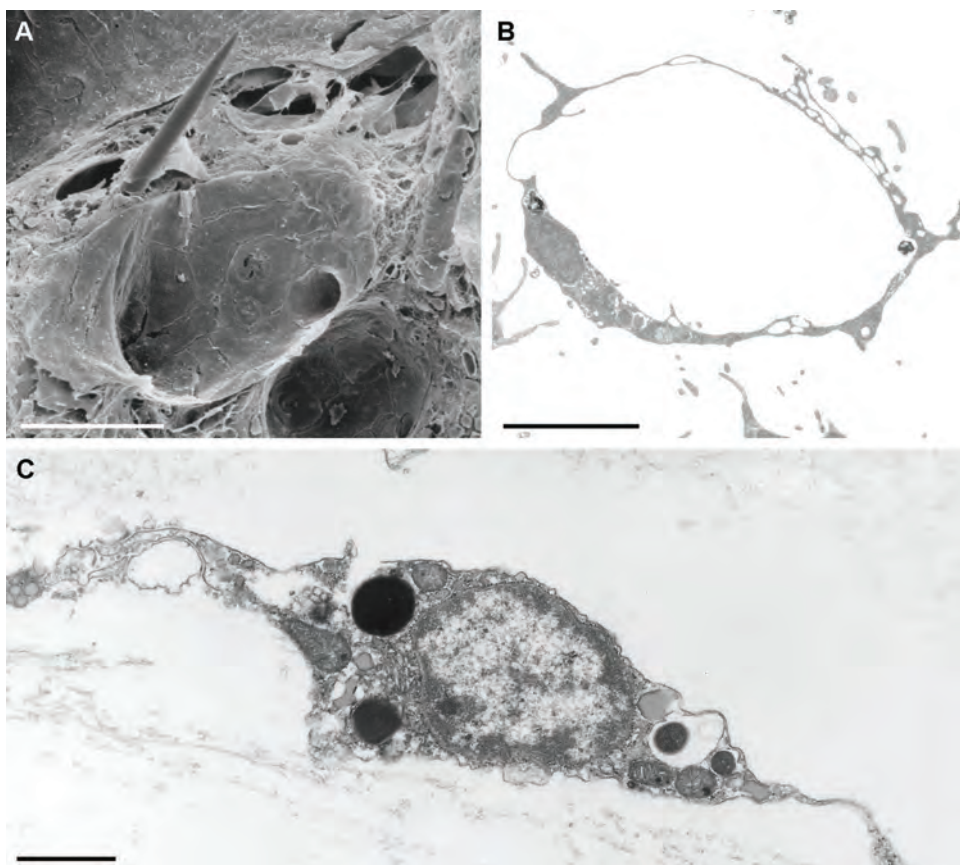


Fig. 5. Endopinacitos. A, vista interior de un canal acuífero revestido de endopinacocitos de una Agelasida hipercalcificada (*Hispidopetra miniana*); B, sección transversal de un canal acuífero de una Chondrillida (*Halisarca desqueyrouxae*); C, basopinacocito de una esponja hipercalcificada tras la disolución del esqueleto basal de una Agelasida hipercalcificada (*Ceratoporella nicholsoni*). Barras de escala: A, 50 μm ; B, 5 μm ; C, 1 μm .

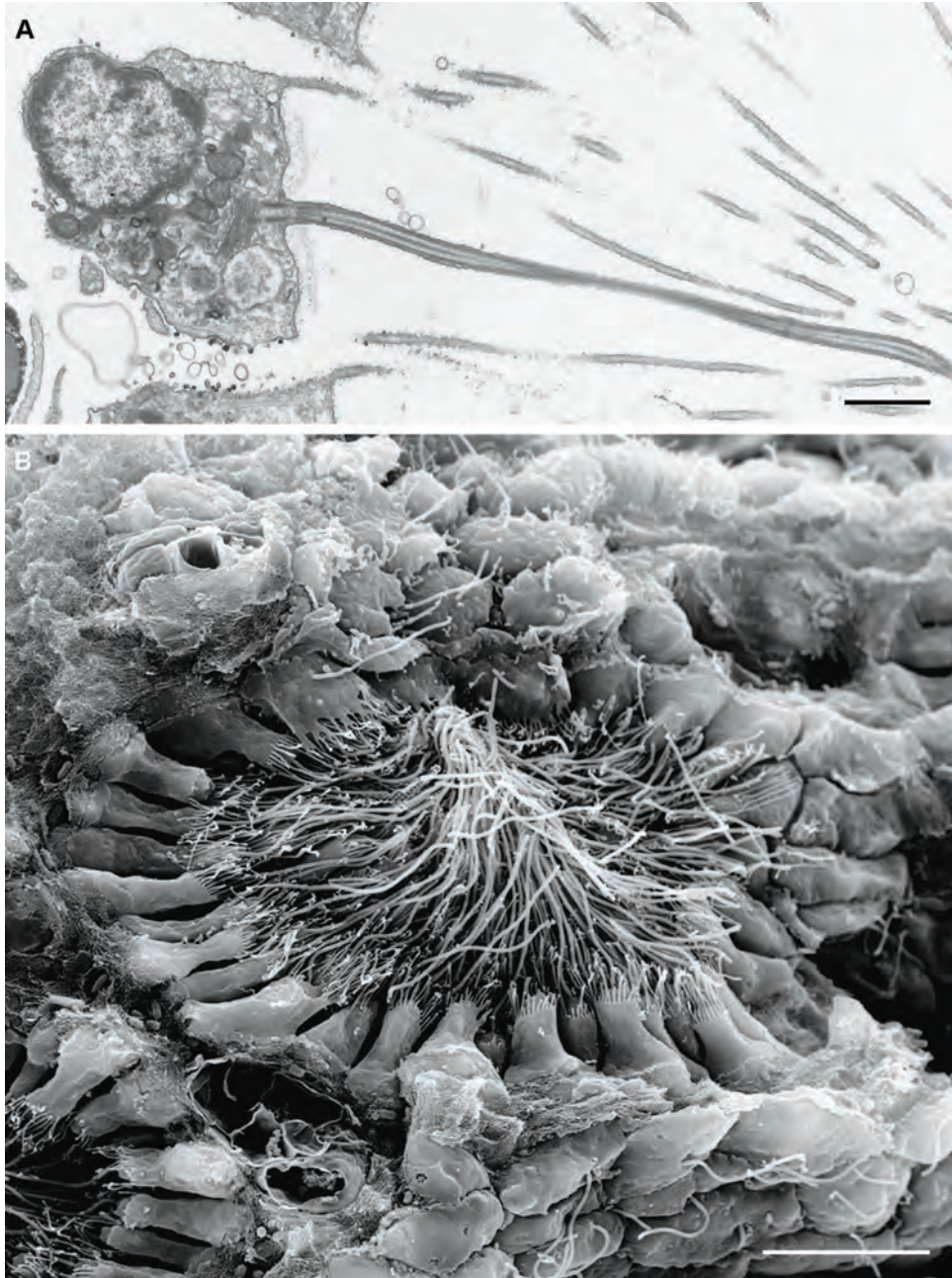


Fig. 6. Coanodermo. A, coanocito de una Haplosclerida hipercalcificada en corte sagital con núcleo basal y collar de microvellosidades especialmente largo (*Calcifibrospongia actinostromarioides*) (MET); B, cámara coanocitaria de una Homoscleromorpha con cuerpo celular extendido y microvellosidades muy cortas (*Oscarella ruthae*) (MEB). Obsérvense los endopinacocitos flagelados en la parte inferior derecha de la imagen. Barras de escala: A, 1 μm ; B, 10 μm .

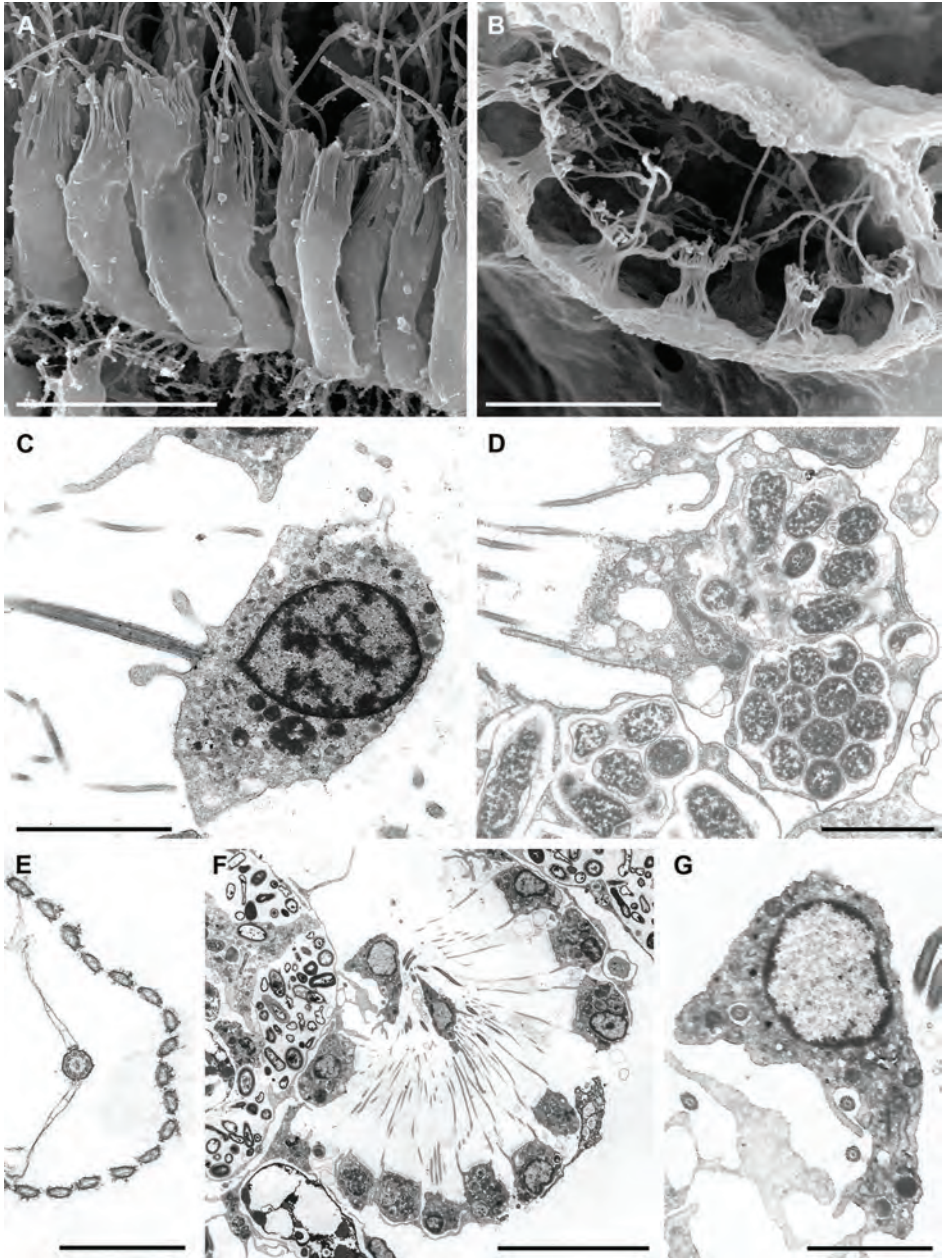


Fig. 7. Coanoderma. A, coanocitos cilíndricos de una Chondrillida (*Halisarca magellanica*); B, coanocitos aplanados con cuello acampanado de una Agelasida hipercalcificada (*Goreauiella auriculata*); C, coanocito con manguito periflagelar de una Clionaida hipercalcificado (*Willardia caicosensis*); D, coanocito de una Spongillida con bacterias engullidas en fagosomas (*Ephydatia fluviatilis*); E, sección transversal de un collar de coanocito con flagelo que presenta un glucocálix en forma de ala (*Ephydatia fluviatilis*); F célula central (*Willardia caicosensis*); G, detalle de F con flagelos cruzando la célula central. Barras de escala: A, B, F, 2 μ m; C, D, G, 2 μ m; E, 1 μ m.

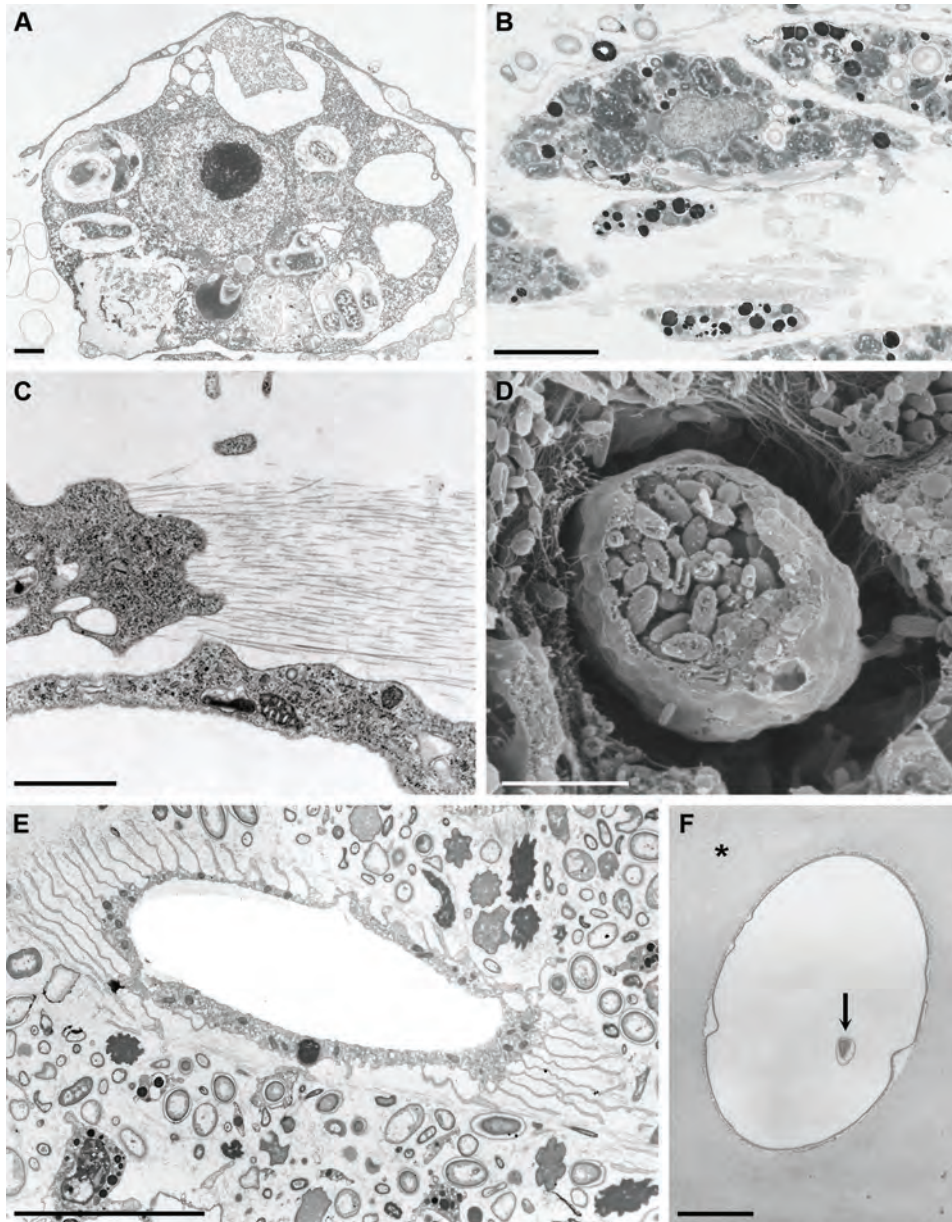


Fig. 8. Células mesohilares. A, arqueocito de una Spongillida con bacterias engullidas en fagosomas (*Ephydatia fluviatilis*); B, lofocito de una Agelasida hipercalcificada con numerosas inclusiones electrónicamente densas (*Ceratoporella nicholsoni*); C, detalle del extremo basal de un lofocito con su "cola de colágeno" siendo secretada (*Ephydatia fluviatilis*); D, bacteriocito fracturado de una Agelasida hipercalcificada (*Stromatospongia vermicola*); E, sección transversal de un esclerocito con abundantes filopodios extendiendo la superficie de la membrana celular, el gran espacio central estaba ocupado por la espícula antes de la disolución (*Ceratoporella nicholsoni*); F, esponjina (*) alrededor de una espícula seccionada transversalmente con su filamento axial (flecha) después de la disolución del silicio (*Ephydatia fluviatilis*). Barras de escala: A, C, 1 μ m; B, D, F, 5 μ m; E, 10 μ m.

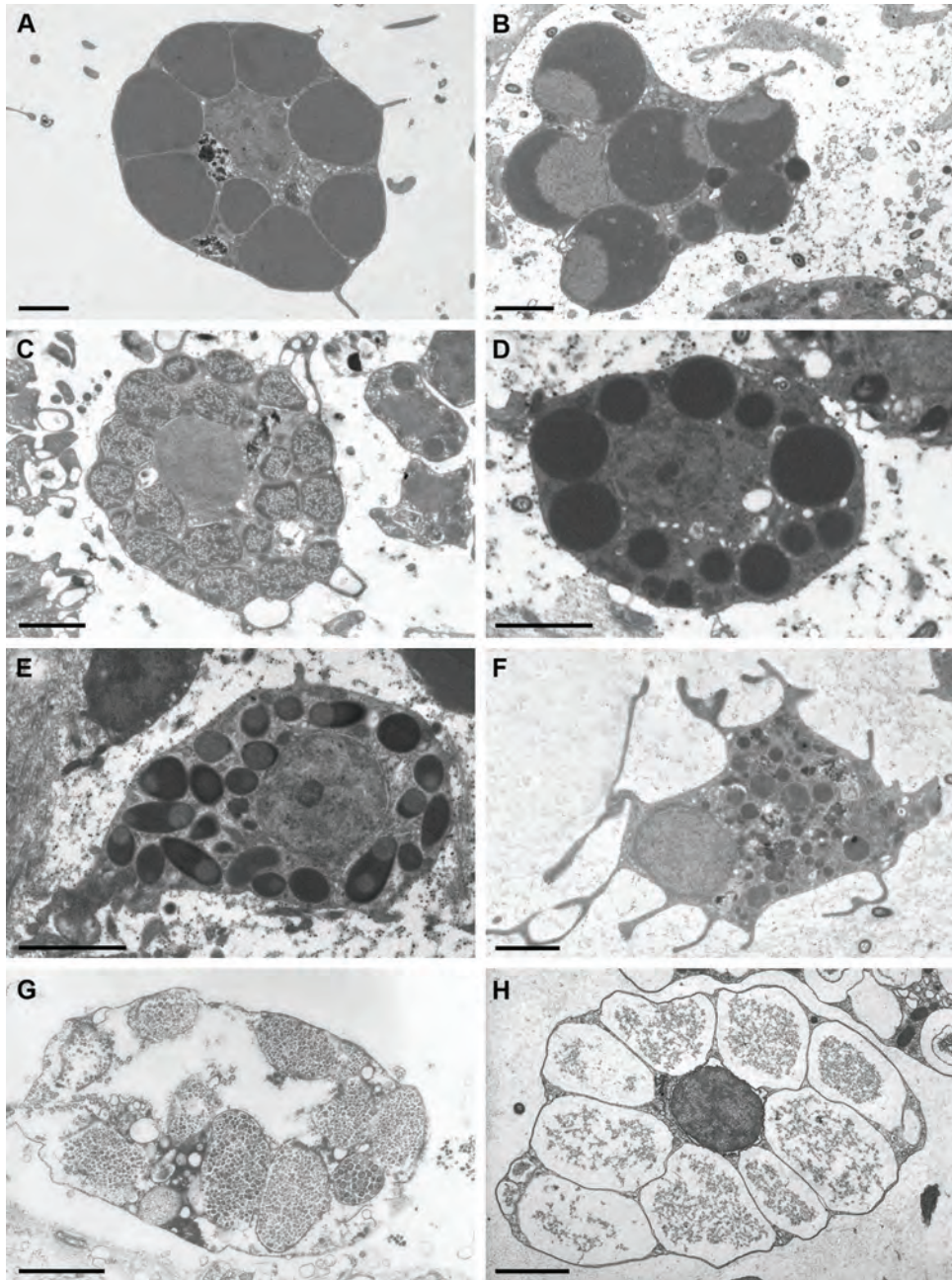


Fig. 9. Células mesohilares con inclusiones. A, célula esférica tipo I de una Chondrillida (*Halisarca desqueyrouxae*); B, célula esférica tipo II (*Halisarca magellanica*); C, célula esférica tipo III (*H. desqueyrouxae*); D, célula granular (*H. magellanica*); E, célula rabdífera (*H. magellanica*); F, célula microgranular (*H. magellanica*); G, glucocito de una Homoscleromorpha (*Plakina nathaliae*), H, célula vacuolar de una Poecilosclerida (*Hemimycale columella*). Todas las barras de escala son de 2 µm.

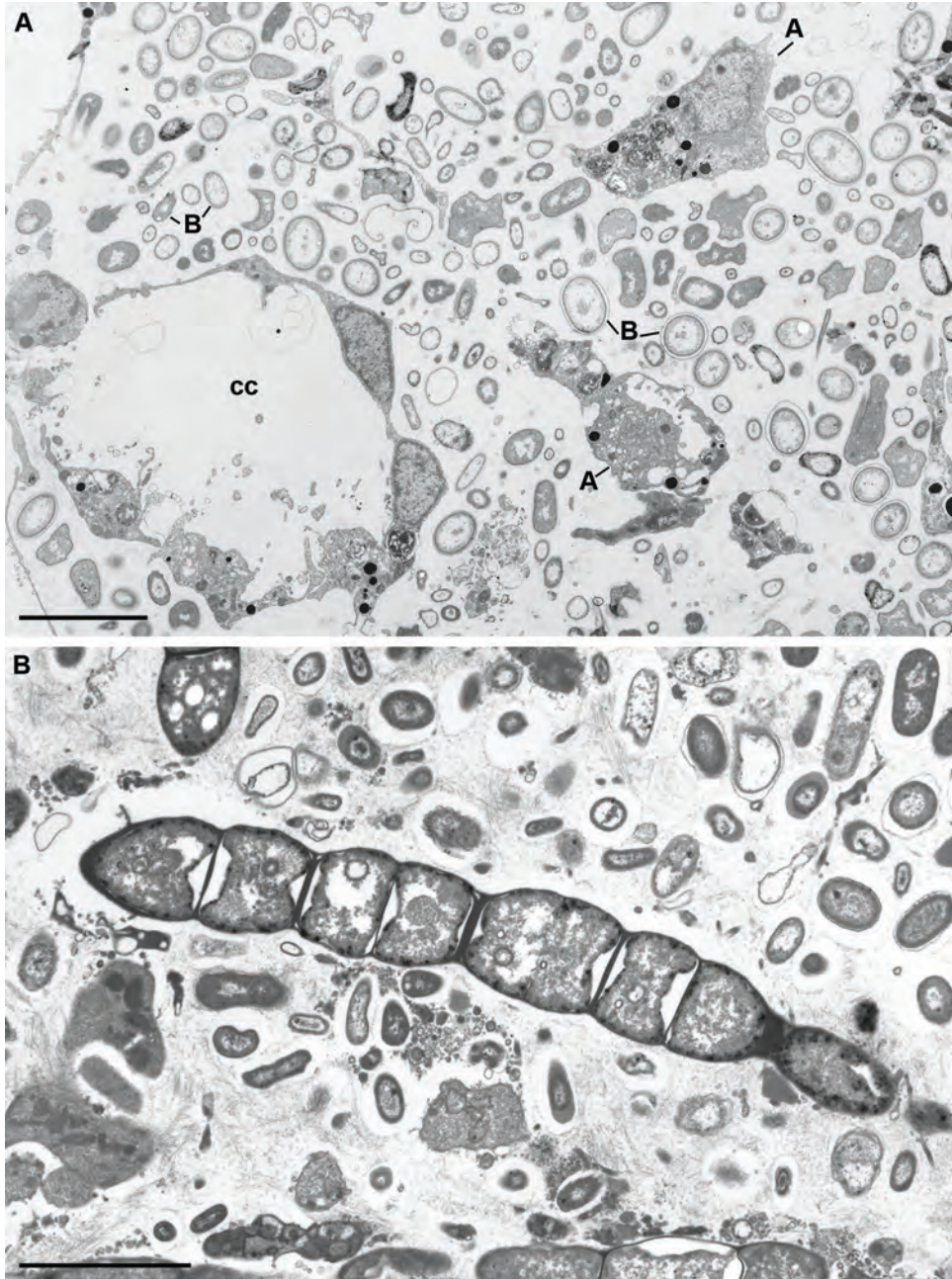


Fig. 10. Simbiontes en el mesohilo. A, sección MET en el mesohilo de una Agelasida hipercalcificada con abundantes bacterias simbióticas (*Ceratoporella nicholsoni*); B, eubacterias filamentosas (*Entotheonella* sp.) en el mesohilo de una Tetractinellida (*Discodermia dissoluta*). Abreviaturas: A, arqueocitos; B, bacterias; cc, cámara coanocitaria. Barras de escala 5 μ m.

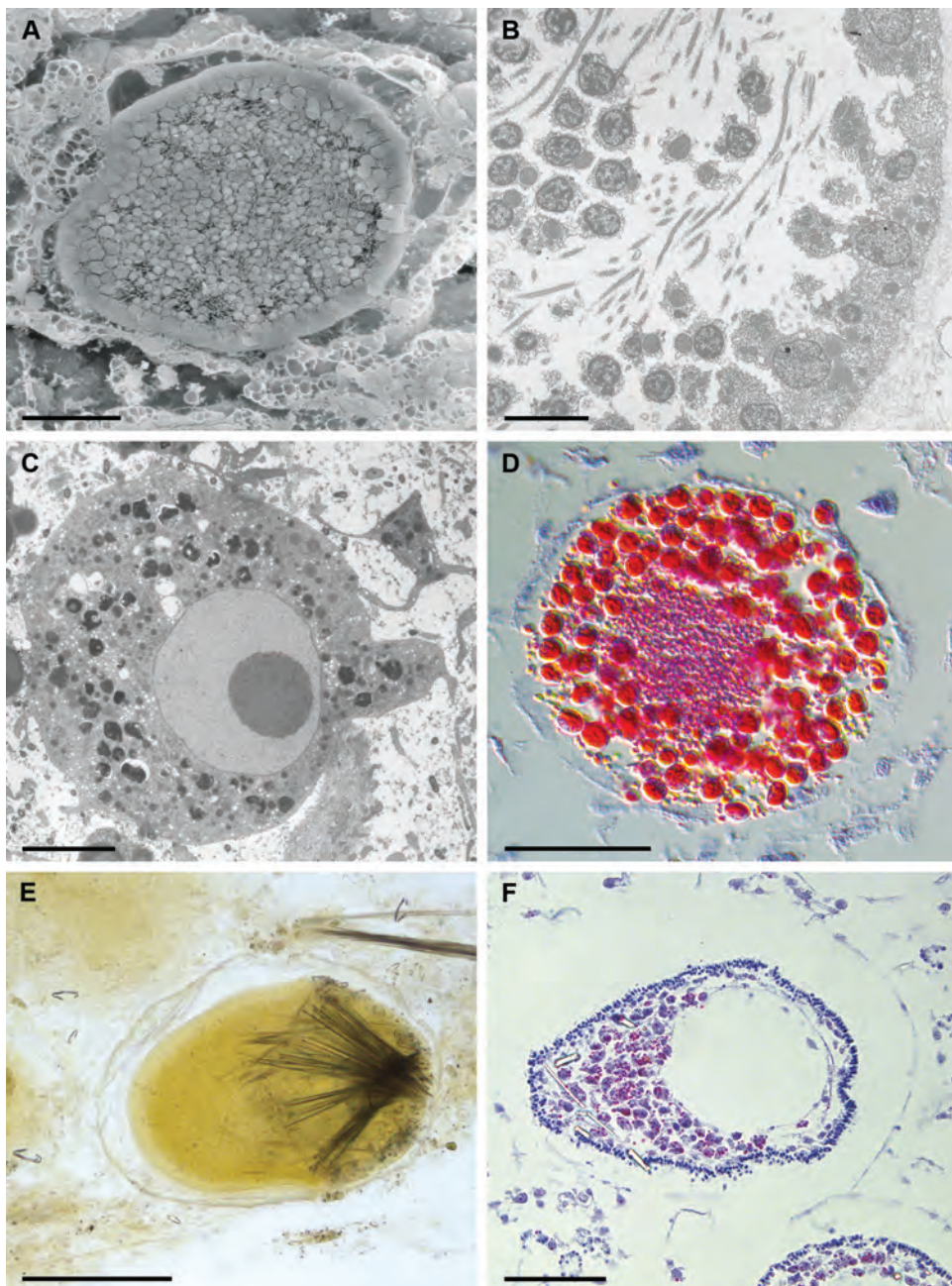


Fig. 11. Reproducción sexual (página siguiente).

Fig. 11. Reproducción sexual. A, sección transversal de un quiste espermático que contiene espermátidas casi maduras de una Homosclerophorida visto en MEB (*Plakina nathaliae*) con células foliculares compactadas alrededor del quiste; B, detalle de un quiste espermático con una gruesa capa de células foliculares rodeadas de colágeno en MET (*Plakina nathaliae*); C, oocito vitelogénico con un gran núcleo nucleolado de una Chondrillida visto en MET (*Halisarca magellanica*); D, microscopía óptica de un oocito de una Spongillida, con el vitelo teñido de rojo con tetracromo de Herlant, rodeado por trofocitos (*Ephydatia fluviatilis*); E, larva parenquímula madura dentro del mesohilo de un Poecilosclerida, rodeada por su foliculo celular, con los tilostilos agrupados en abanico y las anisoquelas en el polo posterior (*Mycale* cf. *magnirhaphidifera*); F, sección de una larva parenquímula madura de una Spongillida, con su gran cavidad interna secundaria, dentro de un canal acuífero (*Ephydatia fluviatilis*). Barras de escala: A, 20 μm ; B–C, 5 μm ; D, 50 μm ; E, 200 μm ; F, 50 μm .

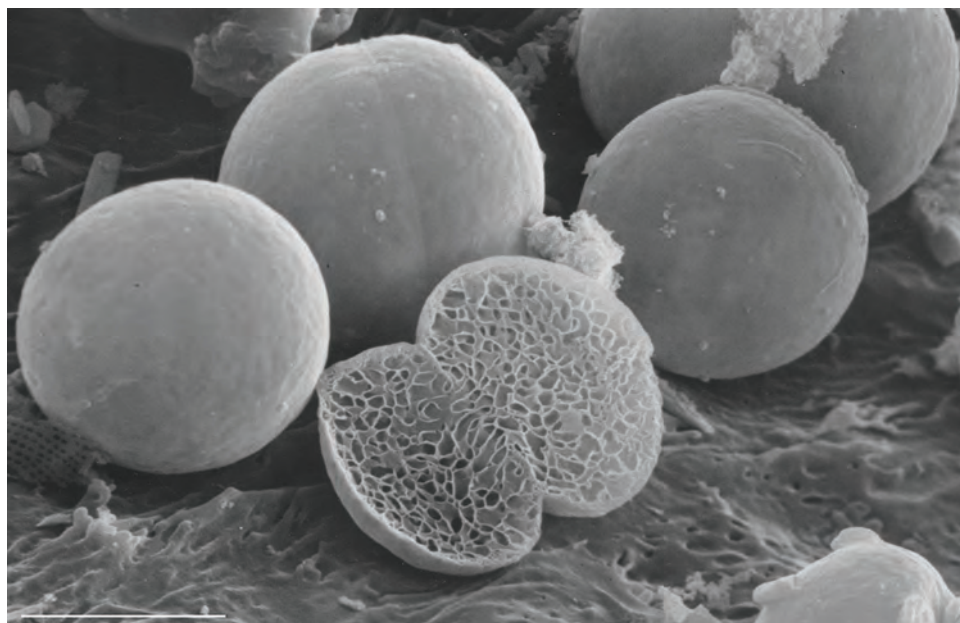


Fig. 12. Reproducción sexual ovípara. Vista poco frecuente de cigotos adheridos a la superficie de su esponja madre poco después de la liberación y la fecundación externa. Criofractura observada en el MEB de un blastómero de estadio 2 visto delante de un blastómero de estadio 4. Barra de escala: 10 μm .

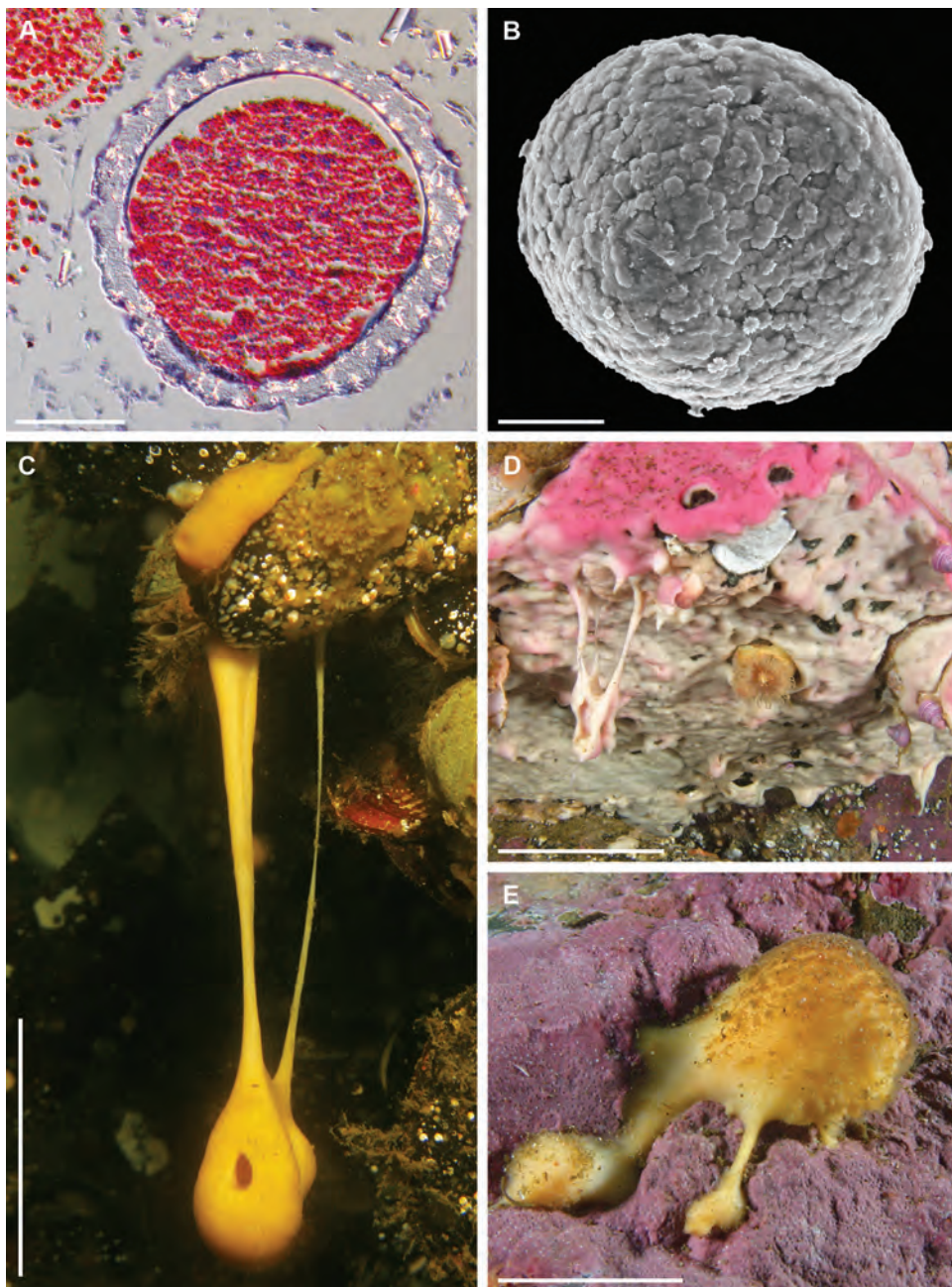


Fig. 13. Reproducción asexual. A, sección transversal de una gémula dentro del mesohilo de una Spongillida en microscopía óptica, teñida con tetracromo de Herlant (*Ephydatia fluviatilis*); B gémula aislada de la misma especie; C, fragmentación típica de una Chondrillida que carece de esqueleto duro (*Halisarca desqueyrouxae*); D, fragmentación de una Chondrillida a partir de su individuo parental que crece debajo de un saliente (*Halisarca magellanica*); E, reproducción asexual por gemación de una Tethyida (*Tethya papillosa*). Barras de escala: A–B, 100 µm; C–D, 5 cm; E, 1 cm.

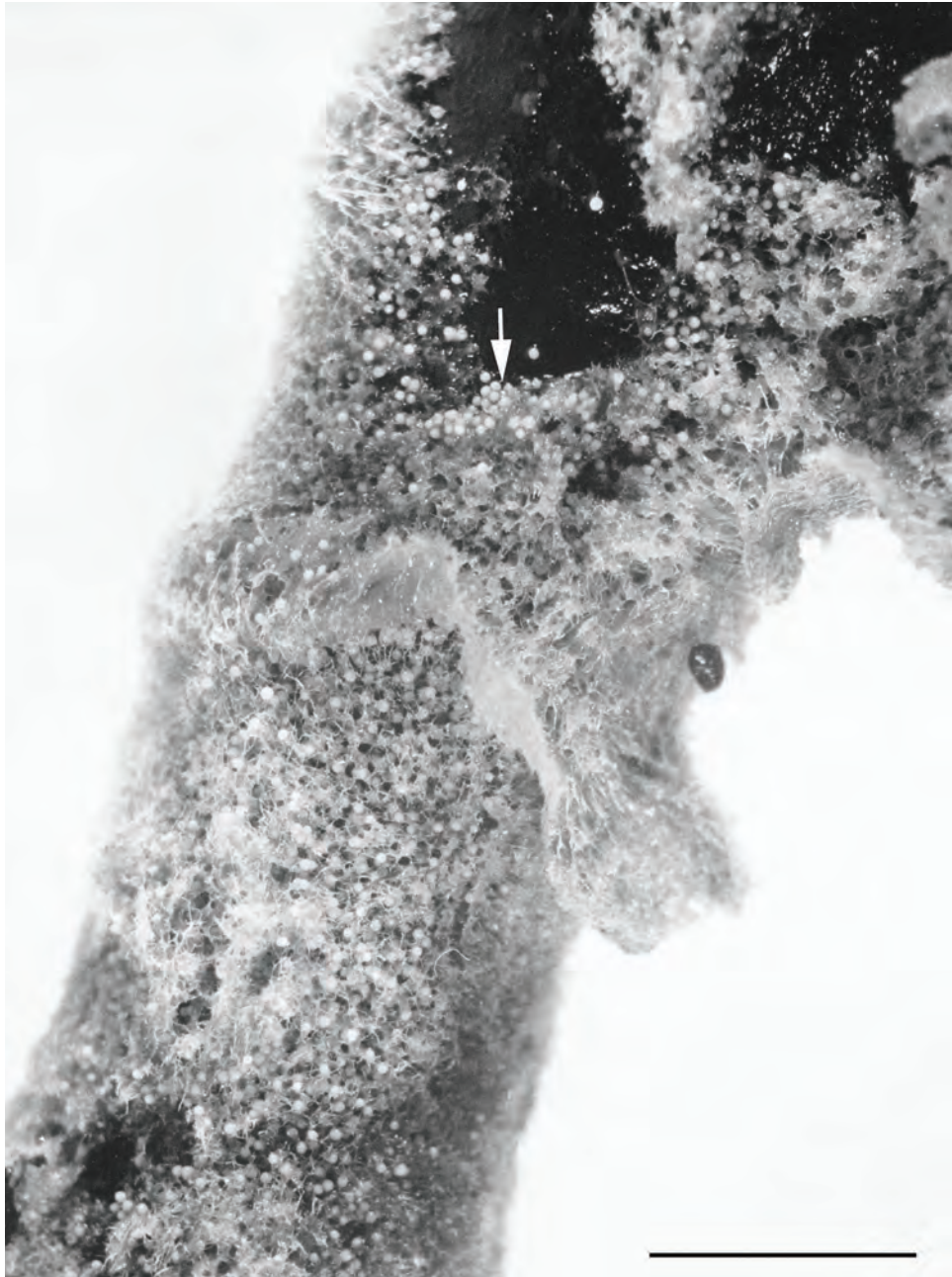


Fig. 14. Reproducción asexual. Acumulación de gémulas (flecha) en una esponja de agua dulce (*Ephydatia fluviatilis*) al final del verano. Barra de escala: 1 cm.

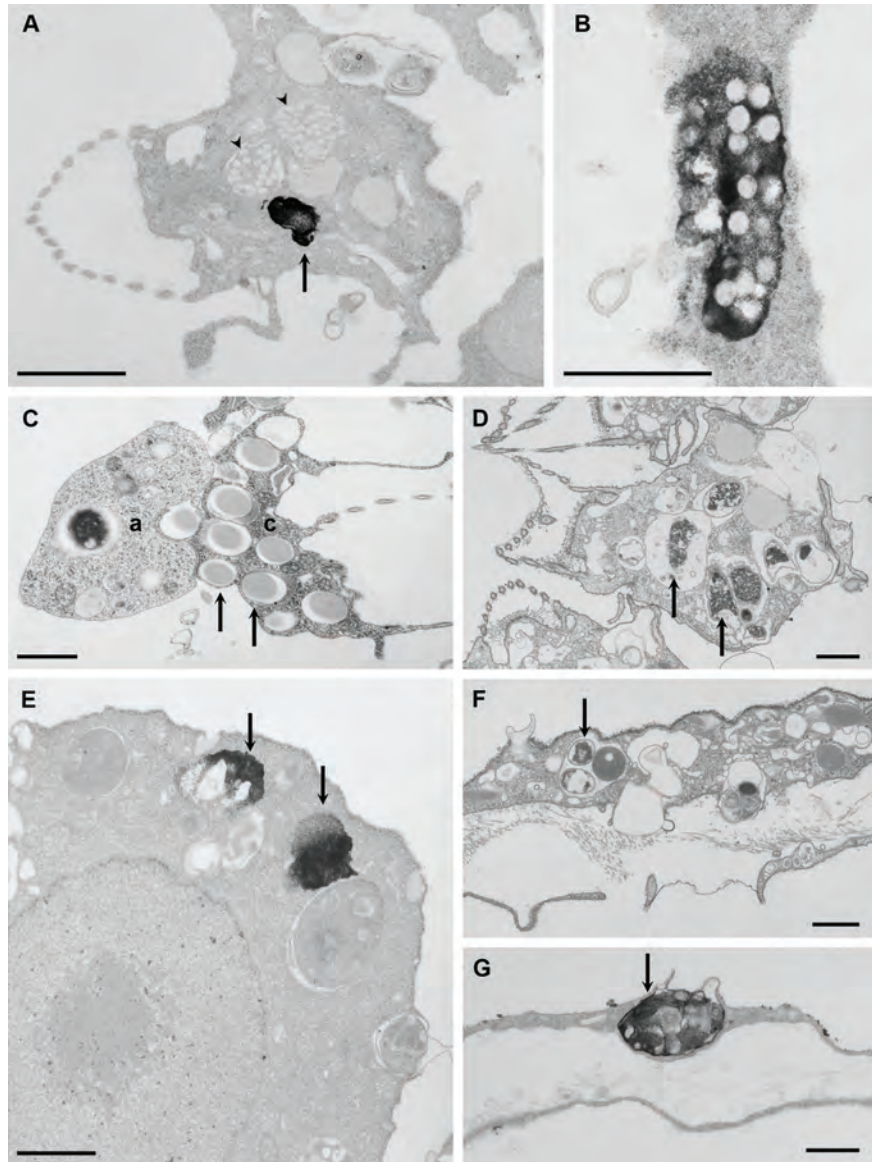


Fig. 15. Nutrición. Células de una esponja de agua dulce (*Ephydatia fluviatilis*) tras experimentos de alimentación *in vitro* (secciones MET). A, evidenciando la presencia de fosfatasa ácida en un lisosoma de un coanocito (flecha) cerca de un fagosoma que contiene perlas de látex calibradas (puntas de flecha); B, fagolisosoma en un coanocito en las mismas condiciones experimentales. El precipitado oscuro corresponde a la actividad enzimática que rodea las perlas de látex que simulan las partículas alimenticias; C, transferencia de partículas ingeridas (flechas) de un coanocito (c) a un arqueocito (a); D, fagosomas con bacterias en diferentes fases de digestión (flechas) en un coanocito; E, evidenciando la actividad enzimática (fosfatasa ácida) en los lisosomas de un arqueocito (flechas); F, exopinacocito con bacterias en un fagosoma (flecha); G, evidenciando la fosfatasa ácida en un exopinacocito (flecha). Barras de escala: todas de 1 μm , excepto B = 0,5 μm .



Fig. 16. Salida desde Chiclayo hacia las Islas Lobos de Afuera el 3 de octubre del 2007. Un viaje de ocho horas en una embarcación de pesca impulsada por un motor fuera de borda de 40 HP. Una semana después, el viaje de regreso se realizó de noche para aprovechar un mar más tranquilo y duró más de diez horas.

3. Cómo recoger, conservar e identificar esponjas (Fig. 16)

Aunque algunas de las especies descritas en este libro son intermareales y pueden recolectarse durante la marea baja, la mayoría de las esponjas sólo son accesibles mediante el buceo. El objetivo de este libro no es ser una guía de buceo, pero hay que tener en cuenta que las condiciones del mar y las corrientes a lo largo de la costa peruana suelen estar lejos de ser tranquilas. La infraestructura para buceo no es frecuente a lo largo de la costa peruana y cualquier viaje de campo que implique inmersiones sucesivas requiere llevar un compresor para recargar los tanques y un equipo de seguridad básico que incluya un kit de rescate de oxígeno.

Todas las inmersiones realizadas durante los proyectos conjuntos de ESPER y EsponjAS se llevaron a cabo desde pequeñas embarcaciones de pesca. Además, varios días se realizaron inmersiones en el lago Titicaca, donde se utilizaron veleros o botes de remos. Las precauciones de seguridad no permitían realizar inmersiones por debajo de los 35 m y había que respetar escrupulosamente las normas de buceo, ya que en el país no se disponía de ningún servicio de rescate especializado en buceo (es decir, DAN).

3.1. Notas de campo y etiquetas (Fig. 17)

Los datos detallados deben estar siempre vinculados a cualquier espécimen recolectado. Por lo tanto, las notas de campo deben registrarse después de cada inmersión. Un cuaderno de campo hecho a medida y preparado como una serie de formularios ayuda a la uniformidad y sirve también como libro de registro de inmersiones. Los siguientes datos son esenciales: Número de inmersión, nombres o iniciales del buzo, localidad, fecha, coordenadas geográficas, profundidad máxima, tiempo de entrada, tiempo de salida, tiempo total de fondo, condiciones del mar, temperatura, visibilidad, descripción del fondo, etc. Se debe registrar el número de etiqueta de cada espécimen con las características macroscópicas (hábito, características de la superficie, consistencia) y la identificación preliminar si es posible.

3.2. Recolección de esponjas (Fig. 18 A–B)

La fotografía submarina *in situ* es esencial para registrar la información sobre la forma, el hábitat y el color, que se pierde tras la conservación. Antes de recoger un espécimen, deben tomarse varias fotografías de la esponja entera sin alterar, con una barra de escala incluida en una de ellas, así como primeros planos que muestren las características de la superficie.

En el lugar de recolecta, registre cuidadosamente toda la información disponible, como el microhábitat y el sustrato. La profundidad y la temperatura del agua pueden registrarse rápidamente fotografiando el computador de buceo antes de pasar a la siguiente muestra. Las fotografías deben copiarse en un computador portátil y renombrarse al final del día con una numeración coherente, como se indica en el cuaderno de datos.

ESPER 2008 EXPEDITION

Dive number	01	Locality name	Punta Coles 1
Date	06.XI.2008	Loc. abbrev.	P. Coles 1
Weather conditions	Cloudy	GPS position	Lat: 17° 42' 00"
Sea conditions	Very calm + gentle swell		Long: 71° 22' 51.2"
Air temperature	19°C	Current	None
Water temperature	12°-13°C	Depth (max)	15.3 m
Time in	10:30	Divers	YH - MR - PhW
Time out	11:19	Lancheros: Fausto Ordano Alca	
Total bottom time	49 min	Carlos Alberto Magaña	

Dive description	Substrate	Inclination	Visibility	Major fauna
0 - 10 m				
10 - 20 m	Rocks			Laminaria
20 - 30m				

MNRJ numbers	Remarks	Preliminary ID	MNRJ	RBINSc	UPCH	MHNG
12066		Haplo	✓	✓	✓	✓
12068		Raspailia?	✓	✓	✓	✓
12069		Cliona	✓	✓	✓	✓
12078		Hymedesmia	✓	✓	✓	✓
12079		Nyxilla?	✓	✓	✓	✓
Nomenclature for picture numbers			EP2-YYYY-mm-DD-D#-Locality-Initials-Pict#-MNRJ#			

Fig. 17. Formulario de notas de campo. Un formulario impreso utilizado para cada inmersión es útil para registrar metódicamente la información esencial.



Fig. 18. Recolección, conservación y almacenamiento de las muestras. A, barra de escala simple, de 5 cm de longitud, hecha con bridas de cable se incluye en cada serie de fotografías de un espécimen; B, espécimen con etiqueta, envuelto en bolsa individual; C, fijación de la captura del día en etanol y toma de notas; D, vouchers en bolsas selladas, listos para ser enviados a cada una de las cuatro instituciones donde serán depositados; E, vouchers transferidos a viales de vidrio a prueba de fugas (RBINS); F, almacenamiento de los viales (RBINS).

Muchas esponjas son de crecimiento lento y viven hasta varias décadas. Algunas son raras y la recolección de especímenes no debe hacerse sin necesidad. Siempre hay que tener en cuenta el interés de la conservación. Sólo deben recolectarse unos pocos ejemplares por inmersión para evitar confusiones. Sólo debe recolectarse el espécimen completo si aporta información esencial sobre su forma y cuando no sea posible fotografiarlo *in situ*. A menudo, un ejemplar representativo que incluya tejido basal y superficial es suficiente para la identificación. Es probable que la parte que queda se cure y regenere. Las esponjas costrosas deben recolectarse con su sustrato (busque percebes, mejillones, almejas, etc. cuando sea posible, ya que los sustratos rocosos duros suelen ser imposibles de eliminar). Es necesario envolver cada espécimen individualmente en una bolsa de polietileno en el momento de su recolección para evitar la contaminación cruzada. Las bolsas con cierre de alambre deben prepararse previamente con una etiqueta impresa a prueba de agua con un número de serie sellada en su parte inferior para evitar su pérdida en el momento en que se utilice bajo el agua (recomendamos Whirl Pack® de Nasco 14 x 20 cm). Una foto final de la bolsa *in situ* con el voucher y su número de etiqueta en el interior ayuda a evitar confusiones al volver al laboratorio.

Además del equipo de buceo clásico, que no figura en esta lista, es necesario el siguiente material para recolectar especímenes de esponjas.

Equipo necesario para la recolección de especímenes de esponja:

Cuchillo, martillo y cincel.

Bolsas de plástico con números de etiqueta incorporados (Whirl Pack).

Red de recolección para guardar las bolsas durante las inmersiones.

Cámara compacta subacuática con flash externo.

Barra de escala de plástico.

Nevera con bolsas de hielo para mantener las muestras frescas antes de volver a la orilla.

Sistema de posicionamiento global (GPS).

3.3. Conservación de esponjas (Fig. 18 C–D)

La mayoría de las esponjas contienen microorganismos en su tejido y, una vez recolectadas, no se mantendrán frescas durante más de unas horas, por lo que deben fijarse en etanol al 92–96%. Los especímenes grandes pueden diluirse demasiado y el etanol debe cambiarse después de 1 o 2 días. A largo plazo, la conservación se realiza en etanol al 70–80%. La conservación en formol, que se utilizaba habitualmente en el pasado, no es satisfactoria. También debe evitarse la conservación en seco.

Los especímenes deben embalarse individualmente en bolsas de plástico termoselladas que contengan una etiqueta con el número de serie y guardarse en barriles de plástico herméticos para su transporte seguro. Todos los especímenes recogidos durante las expediciones de ESPER se dividieron, para ser compartidos entre cuatro instituciones (MNRJ, RBINS, MHNG y UPCH).

3.4. Almacenamiento de las muestras (Fig. 18 E–F)

Para el almacenamiento a largo plazo, los especímenes deben trasladarse con su etiqueta en frascos de recolección de vidrio herméticos. En RBINS, se utilizaron frascos de vidrio y viales pequeños de 3 tamaños diferentes y se clasificaron en cajas de almacenamiento de plástico.

Equipo necesario para la conservación y el embalaje de las muestras:

Etanol 95°.

Bolsas de plástico de diferentes tamaños.

Bandeja de disección.

Herramientas de disección (hojas de afeitar, tijeras, pinzas de diferente longitud).

Termosellador (opcional).

Barril de plástico hermético.

3.5. Cómo identificar las esponjas

El método clásico de identificación de las esponjas se basa en dos métodos complementarios: 1) la examinación de las espículas para determinar su forma, categorías y dimensiones. 2) la observación del armazón del esqueleto. Esto da lugar a dos preparaciones diferentes de láminas microscópicas. Ambas implican el uso de productos químicos altamente nocivos y sólo deben realizarse en condiciones de laboratorio.

3.5.1. Preparación de las espículas

En el caso de las Demospongiae, debe utilizarse un trozo pequeño (< 1 cm³) que incluya la superficie, el coanosoma y la base de la esponja – generalmente, cuanto más dura sea la esponja, más denso será su contenido de espículas y más pequeño será el fragmento necesario para la preparación de las mismas. En el caso de los especímenes muy gruesos, es mejor tomar la muestra en diferentes partes del espécimen, seleccionando las zonas que puedan tener un conjunto diferente de espículas (es decir, la base, la superficie, las paredes de las cavidades, la región oscular, etc.). El fragmento se coloca en un tubo de ensayo de vidrio termorresistente (por ejemplo, Pyrex). Con mucho cuidado, se añaden al

tubo 1–2 ml de ácido nítrico concentrado (ALTAMENTE PELIGROSO, que debe manipularse bajo campana extractora de gases). Como la reacción puede ser muy fuerte, se recomienda esperar un rato, para evitar el riesgo de desbordamiento, antes de calentar cuidadosamente el tubo sobre un mechero Bunsen con agitación constante, sujetando el tubo con pinzas de madera hasta que el tejido se disuelva completamente. Cuando ya no se observan vapores de color, se deja el tubo a un lado para que se enfríe. Una alternativa al ácido nítrico es el hipoclorito de sodio (lejía), que es menos tóxico, pero sigue siendo peligroso. A continuación, se añade cuidadosamente agua destilada y se mezcla. Las espículas se dejan reposar durante 2 horas o se centrifugan suavemente (a baja velocidad para evitar que se rompan). El sobrenadante se elimina con una pipeta. El enjuague se repite 4–5 veces hasta que se haya eliminado todo el ácido nítrico (se pueden utilizar tiras de prueba de pH para comprobarlo). Para eliminar el agua, las espículas se lavan 3 veces con etanol utilizando el mismo método descrito en el paso anterior. Por último, se reduce la cantidad de etanol mediante un pipeteo. Para la microscopía óptica, se extienden una o dos gotas de la suspensión de espículas en una lámina portaobjetos limpia. Las pipetas deben tener una abertura de 2–3 mm; de lo contrario, las espículas más grandes podrían no entrar, lo que podría comprometer la capacidad de identificar las especies correctamente.

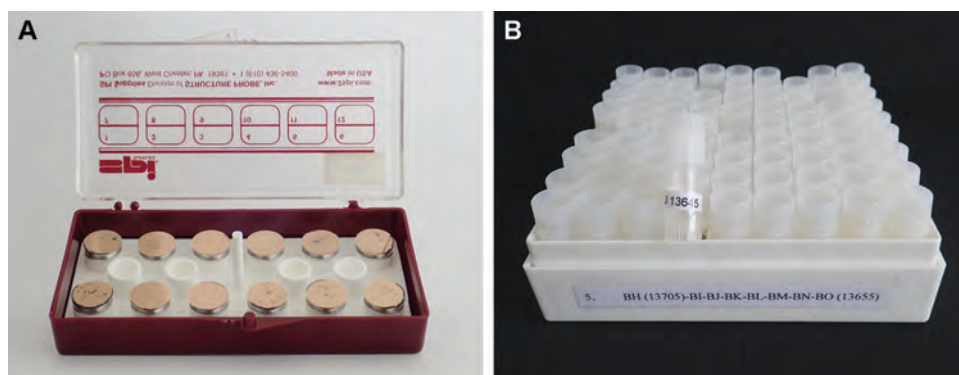


Fig. 19. Almacenamiento de las preparaciones de espículas. A, almacenamiento de espículas en MEB; B, espículas de reserva en etanol almacenadas en viales (RBINS).

Las láminas portaobjetos se secan en el horno, se comprueban con un microscopio de disección o con un microscopio de luz normal para ver la cantidad deseada de espículas y se montan con un medio de montaje permanente bajo una lámina cubreobjetos. Para la observación por MEB, se extiende una gota de la suspensión de espículas sobre un stub previamente cubierto con un cubreobjetos circular del mismo diámetro, pegado con soporte de plata para obtener un fondo limpio y contrastado de las imágenes. Después de la observación, los stubs se guardan en cajas de almacenamiento (SPI Supplies®) como referencia (Fig. 19 A). Esto puede ser útil cuando es necesaria una segunda examinación para detectar espículas diminutas o raras que podrían haberse pasado por alto en una primera revisión.

Las espículas restantes suspendidas en etanol se guardan en viales criogénicos de 2 ml con tapón de rosca (Nalgene®) para realizar preparaciones adicionales en láminas portaobjetos o stubs si parecen necesarias. Los viales se guardan en las estanterías correspondientes (Fig. 19 B). Para las Calcarea, como las espículas calcáreas se disolverían en el ácido nítrico, se requiere un tratamiento con lejía (hipoclorito de sodio) sin calentamiento ni centrifugación. Para los demás pasos, se puede seguir el mismo procedimiento que para las demosponjas.

3.5.2. Preparación de las secciones del esqueleto

Se pueden aplicar tres métodos diferentes para preparar láminas portaobjetos para observar secciones del esqueleto.

3.5.2.1. Secciones de parafina

En el caso de las Demospongiae, se prefieren las secciones a mano alzada cortadas con una cuchilla de afeitar fresca, en lugar de las secciones de micrótopo, para evitar romper demasiadas espículas. Las secciones deben ser lo suficientemente gruesas como para contener suficientes espículas, pero lo suficientemente finas como para permitir el montaje de un cubreobjetos plano en el portaobjetos. Esto es una cuestión de práctica. Los cortes deben tomarse perpendicularmente a la superficie para incluir espículas del ectosoma y también del coanosoma. Para algunos grupos, también es necesaria una sección tangencial a la superficie (por ejemplo, las esponjas haploscleridas). Las esponjas suelen tener diferentes categorías de espículas en la región basal. También hay que incluir esta región. Las secciones se deshidratan por inmersión en 2 baños de etanol absoluto en una pequeña placa de Petri (2 x 10 min). Las secciones se aclaran por inmersión en un disolvente no tóxico a base de terpeno. Histo-Clear® se utiliza ahora comúnmente como sustituto del xileno, que es altamente tóxico y debe manejarse bajo una campana extractora de gases. Un aspecto lechoso indica que la sección contiene agua y debe volver a introducirse en el etanol absoluto hasta su completa deshidratación. La(s) sección(es) se monta(n) en un portaobjetos con bálsamo de Canadá o Euparal, o cualquier otro medio de montaje para microscopía, y se asegura con un cubreobjetos.

En el caso de las Calcarea, generalmente se tiñe un fragmento de la esponja con fucsina ácida alcohólica, luego se deshidrata, se incluye en parafina y se secciona a varios grosores.

3.5.2.2. Secciones de resina epoxi (Figs 20 & 21)

Un método más sofisticado para las Demospongiae consiste en preparar láminas delgadas como para las muestras geológicas. Este método se ha aplicado ampliamente en este libro. Se deshidrata un pequeño fragmento en etanol absoluto impregnado progresivamente con resina epóxica durante varias horas, se baña en moldes y se polimeriza en un horno a 60°C durante la noche. Se obtienen secciones de aproximadamente 1 mm de grosor con una sierra de diamante de baja

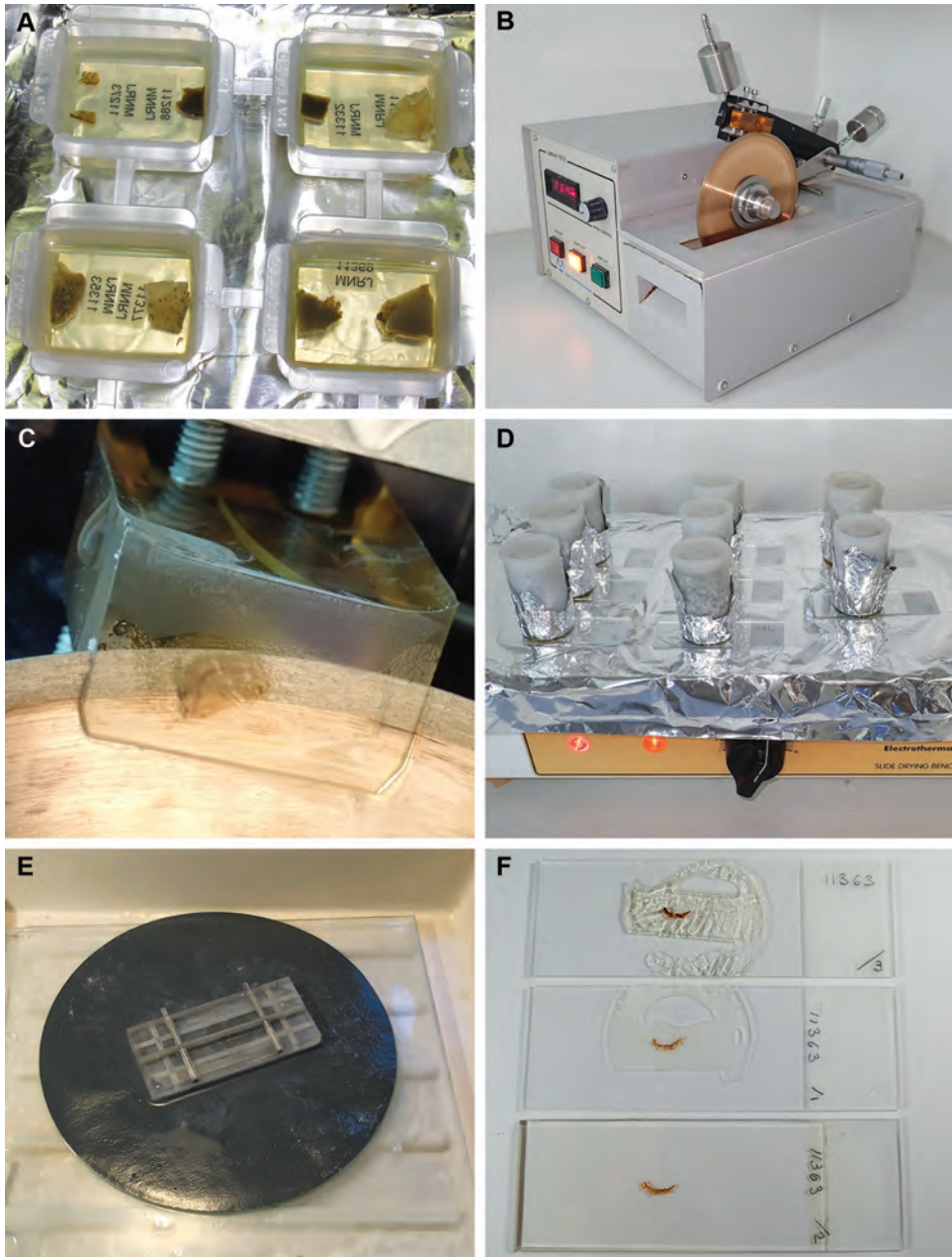


Fig. 20. Secciones de resina epóxica pulidas. A, fragmentos incluidos en resina epóxica todavía en sus moldes; B, sierra de diamante de baja velocidad en funcionamiento; C, detalle de un fragmento de esponja incluido siendo seccionado; D, secciones pegadas con resina epóxica en láminas portaobjetos de microscopio y polimerizadas durante la noche en una placa caliente. El papel de aluminio evita que el peso se adhiera a la sección; E, pulido manual sobre papel de lija de carburo de silicio lubricado con agua; F, tres láminas portaobjetos de un mismo fragmento en diferentes fases de preparación.

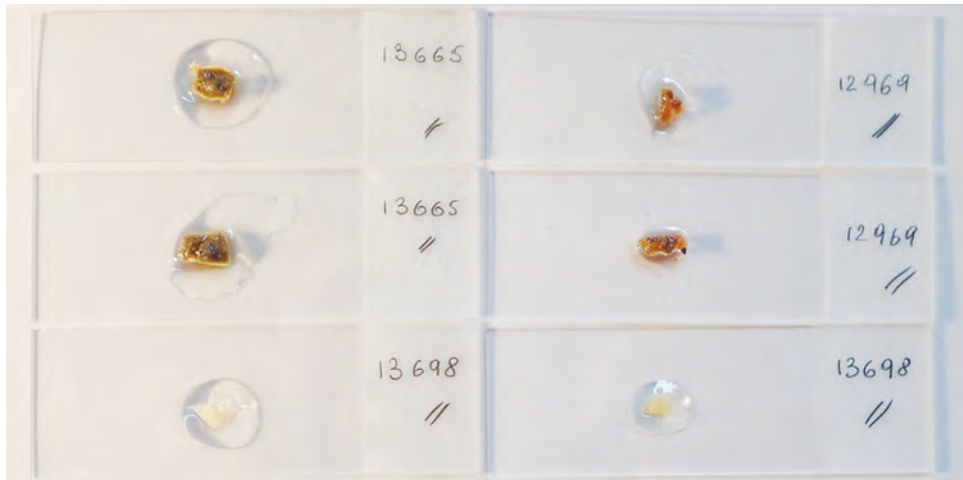


Fig. 21. Secciones tangenciales del ectosoma. Tras la inclusión completa de un fragmento delgado en resina epóxica, se coloca, boca abajo, en una lámina portaobjetos, se polimeriza y se rectifica al grosor deseado. Todas las láminas portaobjetos se preparan por duplicado o por triplicado.

velocidad, se pegan en una lámina portaobjetos con la misma resina y también se polimerizan a 60°C durante la noche. A continuación, las secciones se pulen a mano con papel de lija de carburo de silicio resistente al agua de diferente granulometría (360, 600 y 800), utilizando agua como lubricante. Los controles regulares bajo el microscopio permiten alcanzar el grosor más adecuado. Finalmente, las secciones se montan de forma permanente bajo una lámina cubreobjetos. Dado que se utiliza la misma resina epóxica para la inclusión, el pegado y el montaje, cada capa de la lámina portaobjetos tiene el mismo índice de refracción, lo que permite observar



Fig. 22. Preparación del esqueleto grueso. Arandelas de fibra planas (para plomería) utilizadas para evitar que el esqueleto de espongina se aplaste entre la lámina portaobjetos y la lámina cubreobjetos (*Aplysina chiriquensis*).

el esqueleto a prueba de rayaduras. Este método es especialmente adecuado para preservar la estructura basal del esqueleto de especímenes costosos que pueden permanecer adheridos a su sustrato. Cualquier sustrato duro es fácilmente seccionado por la sierra de diamante. En el caso de las especies que requieren secciones tangenciales del ectosoma, se impregna un fragmento delgado con resina y se coloca en una lámina portaobjetos de microscopio en dirección hacia abajo (Fig. 21). Tras la polimerización, el fragmento se pule a mano y se monta como se ha descrito anteriormente. Siempre es aconsejable preparar las secciones por triplicado para asegurar la observación de espesores posiblemente diferentes.

3.5.2.3. Digestión con papaína (Fig. 22)

En el caso de *Keratosia*, como su esqueleto carece de espículas, es necesario preparar una vista tridimensional de la organización de la esponjina. Una excelente técnica consiste en macerar los tejidos en una solución de papaína para eliminar los tejidos celulares (Para más detalles, ver Pinheiro & Hajdu 2001). Se puede evitar que las fibras de esponjina se aprieten de forma inadecuada cuando se intercalan entre las láminas portaobjetos y cubreobjetos, utilizando láminas portaobjetos con un único pozo de depresión cóncavo, o pegando una arandela de fibra plana (para plomería) en láminas portaobjetos normales para crear una preparación gruesa permanente.

3.5.3. Cómo se tomaron las imágenes de microscopía por este libro

La tinción no es esencial, pero algunos detalles histológicos y la esponjina se destacaron mediante la tinción *in toto* de los fragmentos en una solución saturada de fucsina ácida en etanol absoluto durante unos segundos antes de bañarlos y seccionarlos. Como las secciones de la arquitectura del esqueleto son inevitablemente gruesas, la profundidad de campo de todas las fotomicrografías de este libro se aumentó mediante el apilamiento de imágenes (cámara Leica DFC 450C montada en un microscopio Leica DM 5500B y Leica Application Suite LAS v. 4.8). Las fotografías MEB se tomaron con un microscopio FEI/Philips XL30 ESEM TMP.

4. Características geográficas de la costa

Frente al Océano Pacífico Sudeste, la costa del Perú se extiende a lo largo del Océano Pacífico en más de 3000 km entre las fronteras con Ecuador al norte (3°S) y con Chile al sur (18°S). Las condiciones áridas caracterizan la mayor parte de la zona costera, con desiertos que pueden carecer de cualquier precipitación durante años (Fig. 23A), atravesados por raros valles con vegetación fértil formados por ríos que se originan en las laderas occidentales de los Andes (Fig. 23B). La costa ofrece una variedad de biotopos a las comunidades bentónicas bajo la influencia de diferentes condiciones oceanográficas. Su parte norte (3° a 5°S) encaja en el límite más meridional de la provincia del Pacífico Este Tropical permanentemente influenciada por aguas cálidas tropicales. Sin embargo, no hay ningún arrecife de coral frente a Perú. Las porciones central y sur de

las aguas costeras de Perú, a su vez, corresponden a las ecorregiones más septentrionales de la provincia del Pacífico Sudeste Templado Cálido, con las ecorregiones del Perú Central y Humboldtiana. Estas dos últimas ecorregiones están bajo la influencia de una corriente oceánica fría y de baja salinidad que fluye hacia el norte desde el sur de Chile hasta el norte de Perú: la Corriente de Humboldt, también conocida como Corriente Peruana. Bautizada en honor al naturalista alemán Alexander von Humboldt en 1846, esta corriente lleva aguas con temperaturas que oscilan entre los 13° y los 18°C hasta alrededor de los 5°S, donde se cruza con las aguas tropicales procedentes del Pacífico Central, arrastradas por los vientos alisios. Además, los vientos alisios del sureste que soplan hacia el norte a lo largo de la costa, combinados con la fuerza de Coriolis, junto con las fuerzas de fricción en la columna de agua, generan una desviación hacia el oeste, perpendicular a la costa, denominada transporte de Ekman, que obliga a las aguas más profundas a subir. Este sistema de afloramiento costero superficial que trae agua fría, con poco oxígeno y rica en nutrientes, determina la enorme productividad de las aguas costeras peruanas, que alcanza casi el 20% de la producción pesquera industrial del mundo (Tarazona & Arntz 2001). Los vientos sostienen este proceso de afloramiento durante todo el año con una variabilidad ecosistémica interanual inducida por el ciclo de El Niño-Oscilación del Sur (ENSO). El ENSO en su fase cálida debilita la corriente de Humboldt, permitiendo así la incursión de aguas tropicales más al sur, por debajo de los 6°S. Esta compleja oceanografía costera es la principal impulsora de los patrones de diversidad y distribución de los organismos marinos a lo largo de la costa peruana, uno de los ecosistemas marinos más productivos del planeta. A pesar de ello, todavía está poco estudiado y ciertamente se encuentra entre los más pobres conocidos en el mundo en cuanto a biodiversidad de esponjas. Es muy probable que las graves perturbaciones acíclicas causadas por El Niño y La Niña dificulten el establecimiento de comunidades bentónicas verdaderamente diversas en la costa peruana.

5. Sitios de investigación

En esta guía se describen 86 especies de esponjas, entre las cuales 85 nunca habían sido reportadas para el Perú y 31 han sido publicadas como nuevas para la ciencia mientras avanzamos en este proyecto. Las esponjas se recolectaron principalmente con escafandra autónoma en lugares a los que se accedió con embarcaciones de pesca desde pequeños puertos artesanales (Fig. 23A), algunas también se recolectaron en zonas intermareales. Se accedió a una variedad de biotopos a lo largo de la costa, incluyendo manglares (Fig. 24), fondos arenosos (Fig. 25), orillas rocosas (Fig. 26), islas guaneras (Figs 27 & 28) y adicionalmente lagos de agua dulce (Fig. 29). Las principales localidades investigadas se indican en la Fig. 30 con sus coordenadas geográficas detalladas en la Tabla 1.



Fig. 23. Costa árida y valles fértiles poco frecuentes. A, puerto artesanal de Punta Coles (17°S – Región Moquega); B, desembocadura del Río Camaná (16°S – Región Arequipa).



Fig. 24. Entorno del manglar. A–B, Manglar de Tumbes (03°S – Región Tumbes).



Fig. 25. Playas arenosas. A, Bahía Sechura (05°S – Región Piura); B, Punta Coles (17°S – Región Moquega).



Fig. 26. Orillas rocosas. A, Bahía Sechura (05°S – Región Piura); B, Quilca (16°S – Región Arequipa).



Fig. 27. Islas. A, Isla Foca (05°S – Región Piura); B, Islas Macabi (07°S – Región La Libertad).



Fig. 28. Islas. Islas Guaña (08°S – Región La Libertad).



Fig. 29. Lagos de agua dulce. A, Lago Titicaca con la Isla Taquile al fondo; B, Recolección de *Balliviaspongia wirrmanni* en aguas poco profundas en Suasi, Lago Titicaca, (15°S – Región Puno).

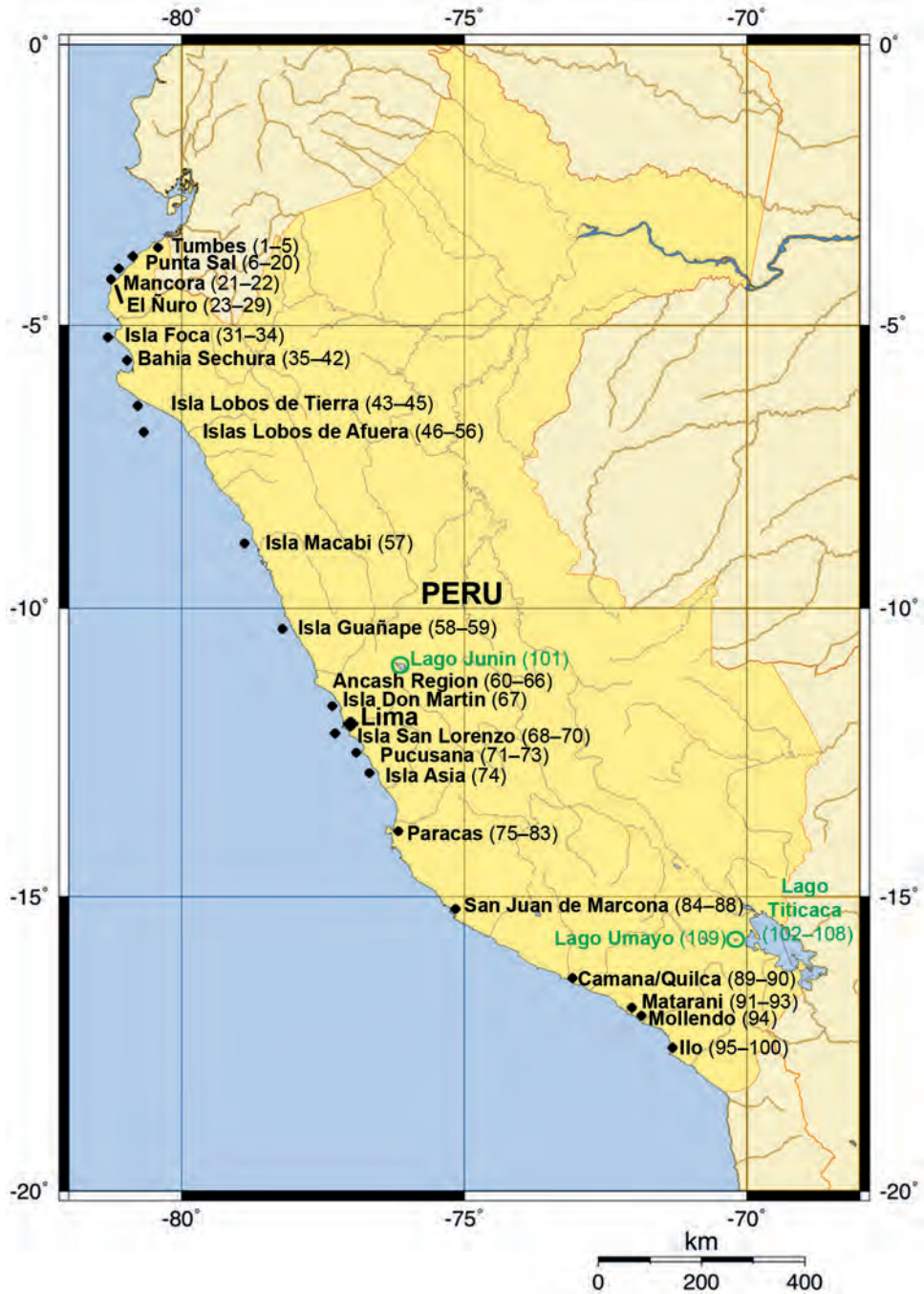


Fig. 30. Mapa del Perú con las principales localidades de recolección investigadas. Los números se refieren a los lugares de recolección de especies marinas, detallados con sus coordenadas geográficas en la Tabla 1. Los lugares de recolección de especies de agua dulce se indican en verde.

Tabla 1. Lista de 109 lugares de recolección con sus coordenadas geográficas.

N	Localidad	Posición geográfica
1	Manglares de Tumbes , Punta Capones, Región Tumbes	03°24'05.30" S–80°18'18.00" W
2	Manglares de Tumbes , Punta Norte Isla la Chalaquera, Región Tumbes	03°25'31.80" S–80°16'37.20" W
3	Manglares de Tumbes , Banco la Chalaquera, Región Tumbes	03°25'44.00" S–80°16'35.70" W
4	Manglares de Tumbes , Boca Canal Zarumilla, Región Tumbes	03°26'07.70" S–80°16'57.00" W
5	Manglares de Tumbes , Canal Zarumilla, Región Tumbes	03°26'25.00" S–80°17'21.30" W
6	Cancas , Rocas la Chavelera, Región Tumbes	03°55'14.10" S–80°54'29.90" W
7	Cancas , Región Tumbes	03°56'31.70" S–80°56'37.60" W
8	Punta Sal , Baja Guaraguau, Región Tumbes	03°56'32.00" S–80°56'46.30" W
9	Punta Sal , Muelle Cancas, Región Tumbes	03°56'38.10" S–80°56'25.60" W
10	In front of Punta Sal , sitio 1, Región Tumbes	03°56'42.54" S–80°56'44.70" W
11	In front of Punta Sal , sitio 2, Región Tumbes	03°56'42.80" S–80°56'46.80" W
12	Punta Sal , Baja de la Antena, Región Tumbes	03°57'00.30" S–80°57'42.90" W
13	Punta Sal , Club Punta Sal fondeadero, Región Tumbes	03°57'13.80" S–80°57'28.80" W
14	Punta Sal , La Antena, Región Tumbes	03°57'15.60" S–80°57'57.80" W
15	Punta Sal , Baja Luperio, Región Tumbes	03°57'30.96" S–80°58'18.54" W
16	Punta Sal , Baja de Diego, Región Tumbes	03°57'37.80" S–80°58'22.40" W
17	Punta Sal , Resort fondeadero, Región Tumbes	03°58'04,10" S–80°58'09.30" W
18	Punta Sal , Baja El Burro, Región Tumbes	03°58'34.10" S–80°59'06.00" W

N	Localidad	Posición geográfica
19	Punta Sal , Región Tumbes	03°58'52.90" S–80°59'20.60" W
20	Punta Sal , Resort, Región Tumbes	03°59'02.70" S–80°59'11.40" W
21	Mancora Playa , "El Point", Región Piura	04°06'21.00" S–81°03'21.00" W
22	Mancora Muelle , Región Piura	04°06'36.65" S–81°04'02.41" W
23	El Ñuro , sitio 1, El Ñuro Pier, Región Piura	04°13'00.00" S–81°12'50.00" W
24	El Ñuro , sitio 2, "Puerto Rico", Región Piura	04°13'12.90" S–81°11'54.90" W
25	El Ñuro , sitio 3, Región Piura	04°13'20.40" S–81°12'04.70" W
26	El Ñuro , sitio 4, al norte de Quebrada Verde, Región Piura	04°13'22.30" S–81°12'24.10" W
27	El Ñuro , sitio 5, Baja de Quebrada Verde, Región Piura	04°13'27.40" S–81°12'21.20" W
28	El Ñuro , sitio 6, al sur de Quebrada Verde, Región Piura	04°13'30.40" S–81°12'31.60" W
29	El Ñuro , sitio 7, al sur de Quebrada Verde, Región Piura	04°14'01.00" S–81°12'46.00" W
30	Isla Foca , sitio 1, Región Piura	05°11'43.70" S–81°12'57.80" W
31	Isla Foca , sitio 2, "Bajo Norte", Región Piura	05°12'02.80" S–81°12'31.30" W
32	Isla Foca , sitio 3, Región Piura	05°12'06.80" S–81°12'29.70" W
33	Isla Foca , sitio 4, "La Cabrillera", Región Piura	05°12'09.30" S–81°12'39.90" W
34	Isla Foca , sitio 5, "Islilla", Región Piura	05°12'17.43" S–81°12'24.31" W
35	Bahía de Sechura , sitio 1, "Mantacaballo–Chullachi", Parachique, Región Piura	05°33'27.10" S–80°57'15.00" W
36	Bahía de Sechura , sitio 2, "Mantacaballo–Chullachi", Parachique, Región Piura	05°34'22.10" S–80°56'08.80" W
37	Bahía de Sechura , sitio 3, "Mantacaballo–Peña Negra", Parachique, Región Piura	05°36'52.80" S–80°50'28.20" W

N	Localidad	Posición geográfica
38	Bahía de Sechura , sitio 4, Parachique, Región Piura	05°44'24.10" S–80°57'05.60" W
39	Bahía de Sechura , sitio 5, "Puerto Rico", Parachique, Región Piura	05°46'49.50" S–81°04'07.70" W
40	Bahía de Sechura , sitio 6, "Puerto Rico", Parachique, Región Piura	05°46'49.70" S–81°04'04.70" W
41	Bahía de Sechura , sitio 7, Parachique, Región Piura	05°47'35.30" S–80°57'08.70" W
42	Bahía de Sechura , sitio 8, Parachique, Región Piura	05°50'27.30" S–80°57'08.70" W
43	Isla Lobos de Tierra , sitio 1, Región Piura	06°25'02.97" S–80°51'14.15" W
44	Isla Lobos de Tierra , sitio 2, Región Piura	06°24'22.27" S–80°31'44.20" W
45	Isla Lobos de Tierra , sitio 3, Región Piura	06°23'26.77" S–80°51'37.77" W
46	Islas Lobos de Afuera , San Cristobal, Región Lambayeque	06°54'52.50" S–80°42'55.90" W
47	Islas Lobos de Afuera , Islote Santo Domingo, Región Lambayeque	06°55'09.80" S–80°44'09.40" W
48	Islas Lobos de Afuera , El Moño, Región Lambayeque	06°55'11.20" S–80°42'47.10" W
49	Islas Lobos de Afuera , Bajo El Chile, Región Lambayeque	06°55'18.00" S–80°43'13.60" W
50	Islas Lobos de Afuera , Cristo Salva, Región Lambayeque	06°55'21.70" S–80°42'30.70" W
51	Islas Lobos de Afuera , Caleta San José, Región Lambayeque	06°55'48.50" S–80°43'16.20" W
52	Islas Lobos de Afuera , Bahía Independencia, Región Lambayeque	06°55'53.20" S–80°43'26.50" W
53	Islas Lobos de Afuera , Bahía Ladrón, Región Lambayeque	06°56'00.59" S–80°42'58.70" W
54	Islas Lobos de Afuera , Islote El Lagarto, Región Lambayeque	06°56'01.20" S–80°42'19.90" W

N	Localidad	Posición geográfica
55	Islas Lobos de Afuera , El Callejón, Región Lambayeque	06°56'02.30" S–80°43'08.00" W
56	Islas Lobos de Afuera , Callejón Lagartos, Región Lambayeque	06°56'12.90" S–80°42'18.40" W
57	Isla Macabí , Región La Libertad	07°48'31.70" S–79°29'50.60" W
58	Islas Guañape Norte , Trujillo, Región La Libertad	08°31'46.10" S–78°57'51.70" W
59	Islas Guañape Sur , Región La Libertad	08°33'34.50" S–78°57'50.30" W
60	Isla Blanca , Región Ancash	09°06'07.30" S–78°36'46.80" W
61	Islas Ferrol , Región Ancash	09°09'15.46" S–78°37'00.66" W
62	Bahía de Samanco , Caleta Colorada, Chimbote, Región Ancash	09°11'10.80" S–78°23'21.00" W
63	Bahía de Samanco , al norte de Caleta Colorada, Chimbote, Región Ancash	09°11'40.80" S–78°32'21.00" W
64	Bahía de Samanco , Punta Zamora, Chimbote, Región Ancash	09°12'58.10" S–78°33'09.90" W
65	Bahía Tortuga , Casma, Región Ancash	09°22'02.50" S–78°25'31.00" W
66	Bahía Tortuga , Casma, Región Ancash	09°22'37.62" S–78°26'20.22" W
67	Isla Don Martín , Provincia de Lima	11°01'10.70" S–77°40'13.50" W
68	Isla San Lorenzo , sitio 1, Provincia de Lima	12°03'52.19" S–77°14'20.06" W
69	Isla San Lorenzo , sitio 2, Provincia de Lima	12°04'01.44" S–77°13'44.95" W
70	Isla San Lorenzo , sitio 3, Provincia de Lima	12°04'04.76" S–77°15'10.43" W
71	Pucusana , Islote Chicla, Provincia de Lima	12°28'19.10" S–76°47'54.10" W
72	Pucusana , Grano de Oro, sitio 1, Provincia de Lima	12°29'19.30" S–76°47'53.50" W
73	Pucusana , Grano de Oro, sitio 2, Provincia de Lima	12°29'20.10" S–76°47'58.10" W
74	Isla Asia , Cañete, Provincia de Lima	12°46'57.00" S–76°37'12.00" W

N	Localidad	Posición geográfica
75	Isla San Gallan , sitio 1, Paracas, Región Ica	13°50'19.20" S–76°28'05.51" W
76	Isla San Gallan , sitio 2, Paracas, Región Ica	13°49'06.84" S–76°27'19.88" W
77	Paracas , Candelabro, Región Ica	13°49'38.71" S–76°18'07.41" W
78	Paracas , Lagunilla, Región Ica	13°53'44.68" S–76°18'55.23" W
79	Paracas , Roquedal, Laguna Grande, Región Ica	14°09'11.80" S–76°15'01.30" W
80	Paracas , Bocana, Laguna Grande, Región Ica	14°09'31.10" S–76°14'55.90" W
81	Paracas , Isla Vieja, Bahía Independencia, Región Ica	14°17'23.10" S–76°10'28.40" W
82	Paracas , Isla Santa Rosa, sitio 1, Región Ica	14°19'10.20" S–76°09'52.40" W
83	Paracas , Isla Santa Rosa, sitio 2, Región Ica	14°19'11.30" S–76°09'30.10" W
84	San Juan de Marcona , Caleta El Marmol, Región Ica	15°21'17.70" S–75°11'00.30" W
85	San Juan de Marcona , La Baja, Región Ica	15°22'11.70" S–75°12'19.10" W
86	San Juan de Marcona , Punta San Juan, Región Ica	15°22'03.23" S–75°11'18.41" W
87	San Juan de Marcona , Islote El Avion, Región Ica	15°23'26.02" S–75°10'45.02" W
88	San Juan de Marcona , Las Tres Hermanas, Región Ica	15°26'32.40" S–75°04'14.70" W
89	Quilca , Caleta al norte de Quilca, Región Ica	16°42'06.10" S–72°26'54.00" W
90	Quilca , Islote Farallon, Región Ica	16°44'22.30" S–72°25'11.50" W
91	Matarani , Caleta Ancupita, Región Arequipa	16°50'13.30" S–72°17'28.30" W
92	Matarani , Punta Hornillos, Región Arequipa	16°52'49.90" S–72°17'18.39" W
93	Matarani , Isla Blanca, Región Arequipa	17°00'31.50" S–72°07'19.90" W

N	Localidad	Posición geográfica
94	Mollendo , Playa Catarindo, Región Tacna	17°01'08.93" S–72°02'03.25" W
95	Ilo , Playa Hotel de Turistas, Región Moquegua	17°38'11.63" S–71°20'28.99" W
96	Ilo , Muelle ENAPU, Región Moquegua	17°38'43.40" S–71°29'04.60" W
97	Ilo , Mocho Tres Hermanos, Región Moquegua	17°39'13.40" S–71°21'33.10" W
98	Ilo , Puerto Ingles, Región Moquegua	17°39'50.03" S–71°21'30.00" W
99	Ilo , Punta Coles, sitio 1, Región Moquegua	17°42'00.00" S–71°22'51.02" W
100	Ilo , Punta Coles, sitio 2, Región Moquegua	17°42'18.74" S–71°22'40.64" W
101	Lago Junin (Lago Chinchaycocha) , Región Junin	11°02'56.02" S–76°08'18.08" W
102	Lago Titicaca , Isla Suasi, "La Ventana", Región Puno	15°27'00.68" S–69°28'08.68" W
103	Lago Titicaca , Isla Suasi, Takillani, Región Puno	15°27'19.57" S–69°28'55.66" W
104	Lago Titicaca , Isla Suasi, Muelle, Región Puno	15°27'09.75" S–69°28'39.19" W
105	Lago Titicaca , Sucuni, Región Puno	15°29'22.16" S–69°23'02.12" W
106	Lago Titicaca , Ccotos, Región Puno	15°38'41.76" S–69°46'45.43" W
107	Lago Titicaca , Isla Taquile, Muelle, Región Puno	15°45'04.10" S–69°91'12.20" W
108	Lago Titicaca , Isla Taquile, Región Puno	15°46'39.66" S–69°41'09.81" W
109	Lago Umayo , Sillustani, Región Puno	15°44'04.20" S–70°09'11.82" W

6. Descripción de las especies



Orden Clathrinida

Arthuria spirallata

***Arturia spirallata* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015**

REFERENCIAS: Klautau, Azevedo, Córdor-Luján *et al.*, 2013; Azevedo, Córdor-Luján, Willenz *et al.*, 2015; Azevedo, Padua, Moraes *et al.*, 2017; Córdor-Luján, Louzada, Hajdu *et al.*, 2018.

Descripción – Esponja gruesa costrosa o masiva, 3,0 x 1,5 x 0,8 cm. Las formas masivas suelen ser esféricas. Consistencia comprimible. Cormus (cuerpo) formado por tubos irregulares y frecuentemente anastomosados, de 0,5–1,0 mm. Tubos recolectores de agua presentes, algunos ejemplares con un solo ósculo. No se observan células granulares. Sistema acuífero asconoide. Color blanco opaco o beige claro translúcido en vida y beige en etanol.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial, compuesto por tres categorías de tamaño de triactinas y una categoría de tamaño de tetractinas. Las tetractinas son muy raras.

Espículas – Triactinas I. Grandes, regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cónicas o ligeramente cónicas, con puntas agudas, 99–146–190 x 16 μm . Se encuentran principalmente fuera de los tubos. **Triactinas II.** Intermedias, regulares, equiangulares y equirradiadas o sagitadas. Actinas ligeramente cónicas con puntas agudas. Tamaño muy variable, 88–125–170 x 12 μm . Es el tipo de espícula más frecuente. **Triactinas III.** Pequeñas, regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cónicas con puntas agudas. Tamaño muy variable, 29–60–94 x 8 μm . **Tetractinas.** Muy raras. Tamaño muy variable, 63–117–159 x 12 μm . Actinas apicales frecuentemente en espiral, también pueden ser rectas.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive en hábitats con moderada a alta cantidad de sedimento, entre 1–13 m de profundidad. Algunos individuos crecen sobre conchas de gasterópodos (*Crepidula* sp.) y otros debajo de rocas, cerca de arrecifes de poliquetos. Los ejemplares se encuentran compartiendo el sustrato con briozoos, lofóforos y poliquetos serpúlidos, así como con algunas otras esponjas calcáreas (*Soleneiscus pedicellatus* y *Leucosolenia* sp.). Algunos poliquetos pueden aparecer entre los tubos del cormus de algunos ejemplares.

Distribución – Costas norte y sur de Perú (05°–14°S).

Observaciones – El género *Arthuria*, recientemente propuesto (Klautau *et al.*, 2013) fue rápidamente reemplazado por *Arturia* (Azevedo *et al.*, 2017). Comprende hoy ocho especies válidas: *A. africana* de Sudáfrica, *A. alcatraziensis* de Brasil, *A. canariensis* del Golfo de México, Azores, Islas Canarias y Madeira, Mar Adriático y Plataforma del Atlántico Sur de Europa, *A. dubia* de Australia, *A. hirsuta* de Sudáfrica, *A. tenuipilosa* del Mar Rojo y Sri Lanka y *A. vansoesti* de Curaçao. *Arthuria spirallata*, la única del Pacífico Oriental Tropical, se diferencia de todas ellas por la presencia de tres categorías de triactinas y una de tetractinas, que son muy raras. También es característica la frecuente forma espiral de las actinas apicales.

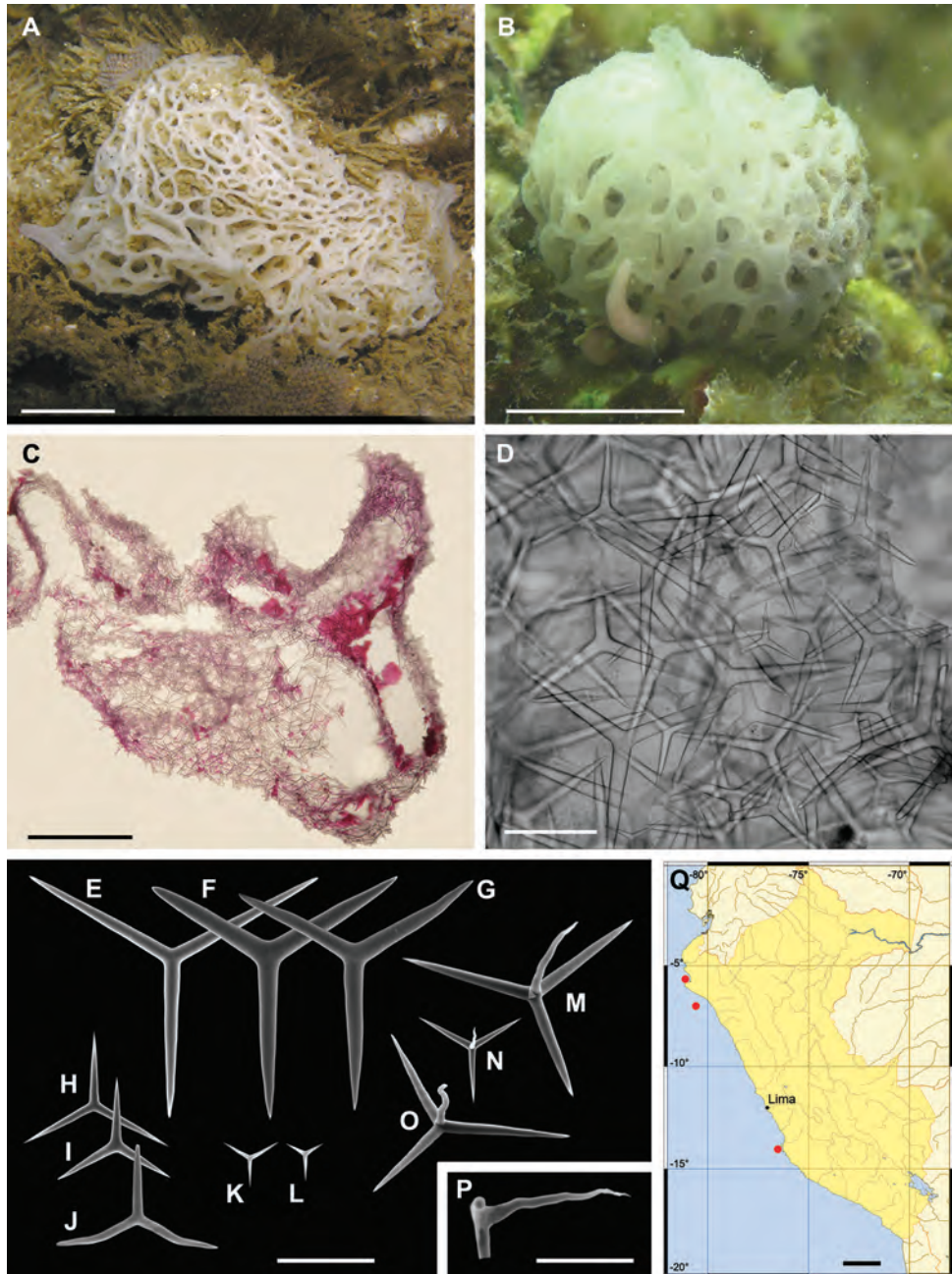


Fig. 31. *Arturia spirallata* Azevedo, Cándor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015. A, holotipo; B, paratipo; C, anastomosis del cormus en sección transversal; D, espículas en la pared de un tubo (sección tangencial); E–G, triactinas I; H–J, triactinas II; K–L, triactinas III; M–O, tetractinas; P, actina apical de la tetractina; Q, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 0,5 cm; C, 500 μ m; D, 100 μ m; E–O, 100 μ m; P, 50 μ m; Q, 200 km.

***Clathrina antofagastensis* Azevedo, Hajdu, Willenz & Klautau, 2009**

REFERENCIA: Azevedo, Hajdu, Willenz *et al.*, 2009.

Descripción – Esponja que varía de costrosa fina a gruesa o masiva, de 1,5 x 1,0 x 0,2 cm. La consistencia es comprimible. El cornus está formado por tubos irregulares y fuertemente anastomosados, de 0,3–0,5 mm. Presenta tubos recolectores de agua. No se observan células granulares. El sistema acuífero es asconoide. El color es blanco en vida y beige en etanol.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial y compuesto por dos categorías de tamaño de triactinas.

Espículas – Triactinas I. Grandes, regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cónicas, rectas o ligeramente onduladas con puntas romas, 60–78–100 x 8 µm. **Triactinas II.** Pequeñas, regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cónicas, rectas, con puntas romas o agudas, 33–40–50 x 6 µm.

Reproducción – Se observaron varios oocitos en el interior de los tubos de un ejemplar colectado en septiembre del 2007 y brotes asexuales en la superficie de otro ejemplar colectado en diciembre del 2008.

Ecología – Vive en hábitats con cantidad moderada a alta de sedimento, predominantemente debajo de rocas, protegida de la luz solar. La distribución batimétrica conocida se extiende desde el intermareal hasta los 10 m de profundidad.

Distribución – Desde Bahía Sechura (05°46'S – Región Piura); Norte de Caleta Colorada, Chimbote y Punta Zamora, Bahía Samanco (09°11'S y 09°12'S – Región Ancash); Isla San Lorenzo, Callao (12°04'S – Región Callao); Isla Chicla, Pucusana (12°28'S – Provincia de Lima); Lagunillas, Paracas (13°53'S – Región Ica); Isla Vieja e Isla Santa Rosa, Bahía Independencia, Paracas (14°17'S y 14°19'S – Región Ica) y Las Tres Hermanas, San Juan de Marcona (15°26'S – Región Ica). Originaria de la Península de Mejillones, Antofagasta, costa norte de Chile (23°S).

Observaciones – *Clathrina antofagastensis* fue originalmente descrita y considerada endémica de la costa norte de Chile (Azevedo *et al.* 2009). Fue registrada por primera vez en la costa peruana por Azevedo *et al.* (2015). *Clathrina antofagastensis* es la Calcarea con mayor extensión geográfica en el Perú.

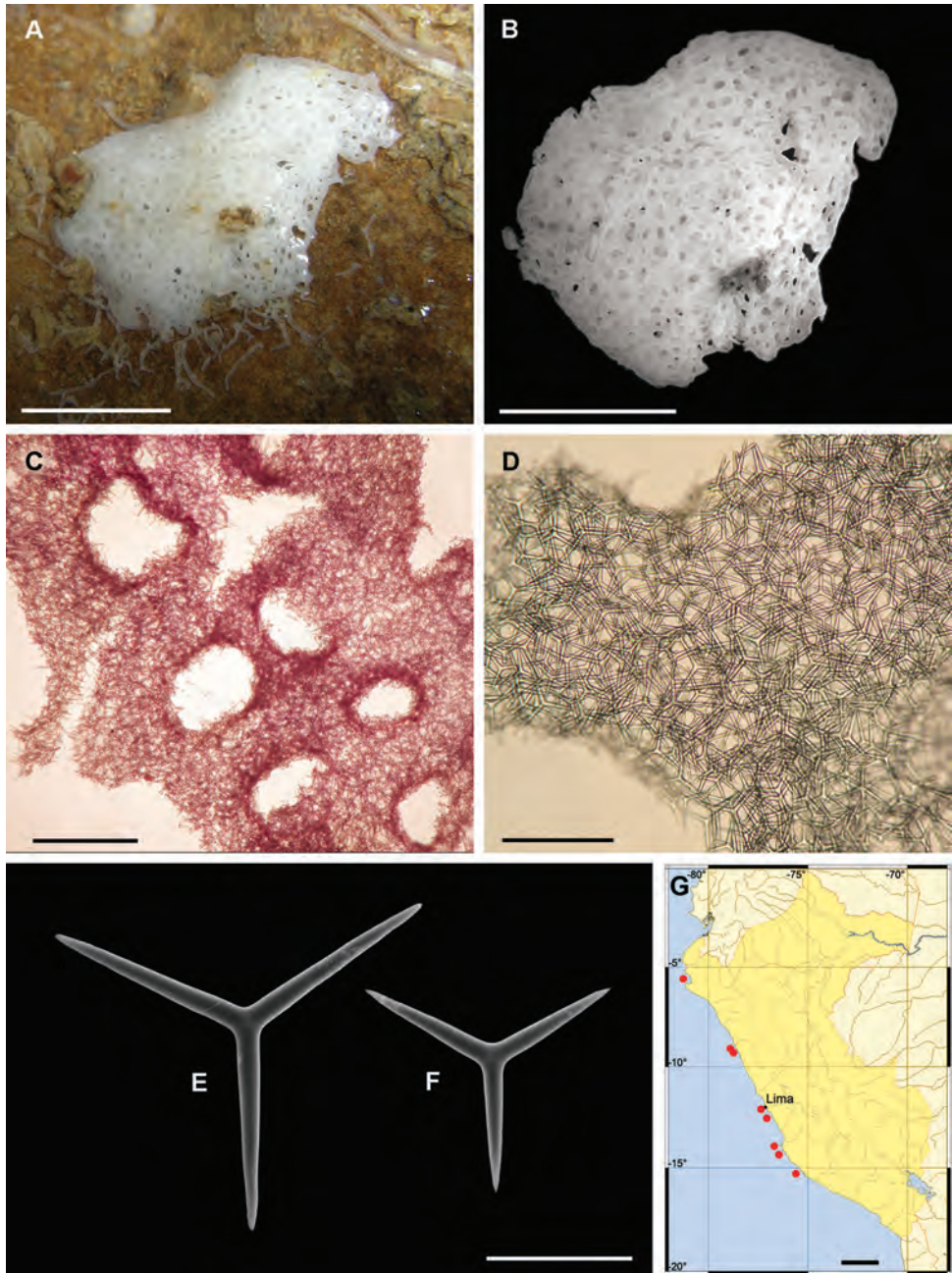


Fig. 32. *Clathrina antofagastensis* Azevedo, Hajdu, Willenz & Klautau, 2009. A, espécimen vivo; B, espécimen en etanol; C, anastomosis del cormus en sección transversal; D, espículas en la pared de un tubo en sección tangencial; E, triactina I; F, triactina II; G, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–F, 50 μ m; G, 200 km.

***Clathrina aphrodita* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015**

REFERENCIAS: Azevedo, Córdor-Luján, Willenz *et al.*, 2015; Klautau, Azevedo, Córdor-Luján *et al.*, 2013.

Descripción – Esponja masiva con forma subesférica, 2,5 x 2,0 x 1,0 cm. La consistencia es friable y compresiva. Cormus formado por tubos irregulares y con frecuencia fuertemente anastomosados, de 0,2–0,5 mm, aunque también se observaron tubos poco anastomosados en algunos ejemplares. Varios ósculos conspicuos presentes en la superficie. No se observan tubos recolectores de agua ni células granulares. Sistema acuífero asconoide. Color en vida beige translúcido o rosa claro en el espécimen de reproducción y en etanol, beige sucio o gris.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial y compuesto por triactinas regulares y subregulares.

Espículas – Triactinas. Regulares, equiangulares y equirradiadas o subregulares, equiangulares con dos o tres actinas de diferentes tamaños. Actinas cónicas o ligeramente cónicas y rectas con puntas romas, 60–91–100 x 10 µm.

Reproducción – Un espécimen, de color rosa, lleno de oocitos empaquetados individualmente dentro de folículos hexagonales fue recolectado en noviembre de 2009. Otros dos ejemplares, recolectados en el mismo periodo de ese año, eran de color blanco, con abundantes yemas esféricas en la superficie de los tubos externos. Esta reproducción asexual por gemación es excepcional en Calcinea y comienza con la constricción de tubos localizados en la superficie de la esponja.

Ecología – Vive en hábitats con cantidad moderada de sedimento. Algunos individuos se encontraron bajo rocas protegidas de la luz solar, mientras que otros, sobre el sustrato, estaban expuestos a la luz. La distribución batimétrica conocida se extiende de 1 a 19 m de profundidad.

Distribución – Costa norte de Perú, desde Cancas (Región Tumbes – 03°55'S) hasta El Ñuro (Región Piura – 04°13'S).

Observaciones – El género *Clathrina* comprende 31 especies válidas. Entre ellas, *C. cribrata* de Noruega es la que más se parece a *C. aphrodita*, por la presencia de numerosos y conspicuos ósculos en su superficie. Sin embargo, los ósculos de *C. cribrata* tienen un tamiz, que no se encuentra en *C. aphrodita*. Además, el esqueleto de *C. cribrata* está compuesto exclusivamente por triactinas regulares, mientras que *C. aphrodita* tiene conspicuas y abundantes triactinas subregulares, que tienen dos o tres actinas de diferente longitud.

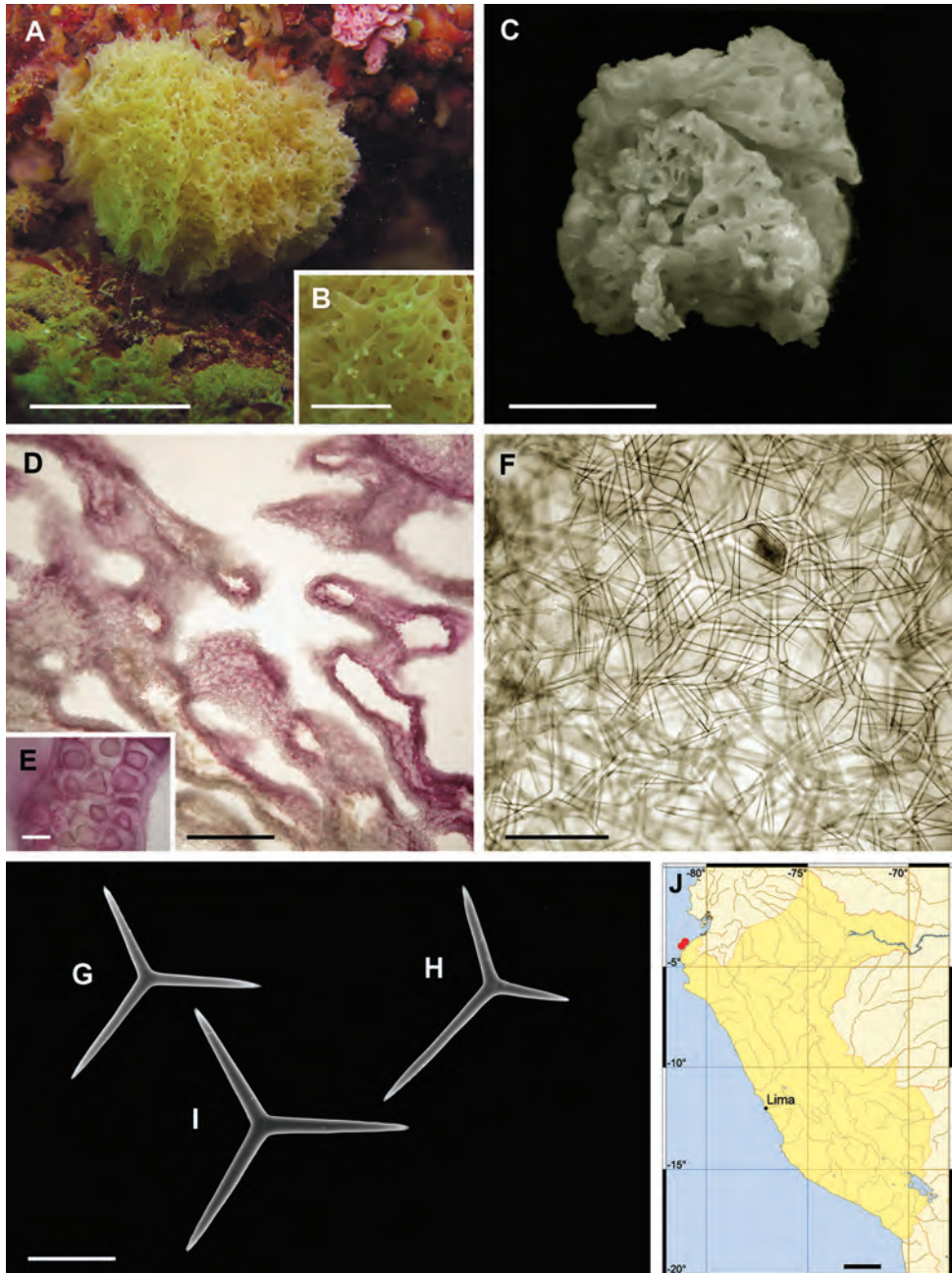


Fig. 33. *Clathrina aphrodita* Azevedo, Cándor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015. A, espécimen vivo; B, detalle de yemas esféricas en la superficie de la esponja; C, espécimen en etanol; D, anastomosis del cornus en sección transversal; E, detalle de oocitos dentro de folículos hexagonales en el cornus; F, espículas en la pared de un tubo en sección tangencial; G–H triactinas subregulares, ligeramente cónicas; I, triactina regular, cónica; J, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–C, 0,5 cm; D, 500 μ m; E, 100 μ m; F, 200 μ m; G–I, 50 μ m; J, 200 km.

***Clathrina aurea* Solé-Cava, Klautau, Boury-Esnault, Borojevic & Thorpe, 1991**

REFERENCIAS: Solé-Cava, Klautau, Boury-Esnault *et al.*, 1991; Cóndor-Luján, Leocorny, Padua *et al.*, 2021.

Descripción – Esponja costrosa muy pequeña y fina, de 1,3 x 1,0 x 0,2 cm. Consistencia blanda y frágil. Cormus formado por tubos irregulares, muy finos y poco anastomosados, de 0,1–0,4 mm. Tubos recolectores de agua ausentes y ósculos abundantes repartidos por el cormus. No se observan células granulares. Sistema acuífero asconoide. Color amarillo brillante en vida y blanco en etanol.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial y compuesto exclusivamente por triactinas.

Espículas – Triactinas. Regulares, equiangulares y equirradiadas. Las actinas son cilíndricas a ligeramente cónicas, y onduladas con puntas redondeadas a romas, 53–73–95 x 6 µm.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive en hábitats crípticos, como debajo de rocas, con baja a moderada cantidad de sedimento. Se ha encontrado poca diversidad de fauna cerca de esta especie, restringida a una ascidia roja, algunas demosponjas costrosas (Chalinidae), y las esponjas calcáreas *Clathrina peruana* y *Grantia* sp. La distribución batimétrica conocida va desde la zona intermareal hasta los 30 m de profundidad, pero en Perú se ha encontrado hasta los 8 m de profundidad.

Distribución – Costas noreste, sureste y sur de Brasil (04°–27°S), costa sur de Perú (14°–15°S) y Caribe Oriental.

Observaciones – *Clathrina aurea* se consideraba endémica de Brasil antes de ser registrada en el Pacífico (Perú) y el Mar Caribe. La historia evolutiva de *C. aurea* fue estudiada recientemente con diferentes métodos. Los análisis filogenéticos indicaron una mayor variabilidad genética en los individuos de Brasil y el Caribe, en comparación con Perú. Los análisis filogeográficos indicaron que Brasil tenía la población más antigua de *C. aurea*, lo que sugiere la expansión de esta especie por debajo de la desembocadura del río Amazonas hasta el Caribe y su conectividad a través de poblaciones intermedias. Los análisis de estructura poblacional también revelaron altos niveles de conectividad genética entre el Caribe y el noreste de Brasil y entre las localidades del sureste brasileño. Todos los análisis indicaron el aislamiento o el flujo genético restringido entre las poblaciones del Pacífico y del Atlántico. Esto, combinado con la reducida diversidad genética en Perú y la supuesta limitada capacidad de dispersión de las larvas, sugiere una posible dispersión no natural; sin embargo, no se excluyen otras hipótesis.

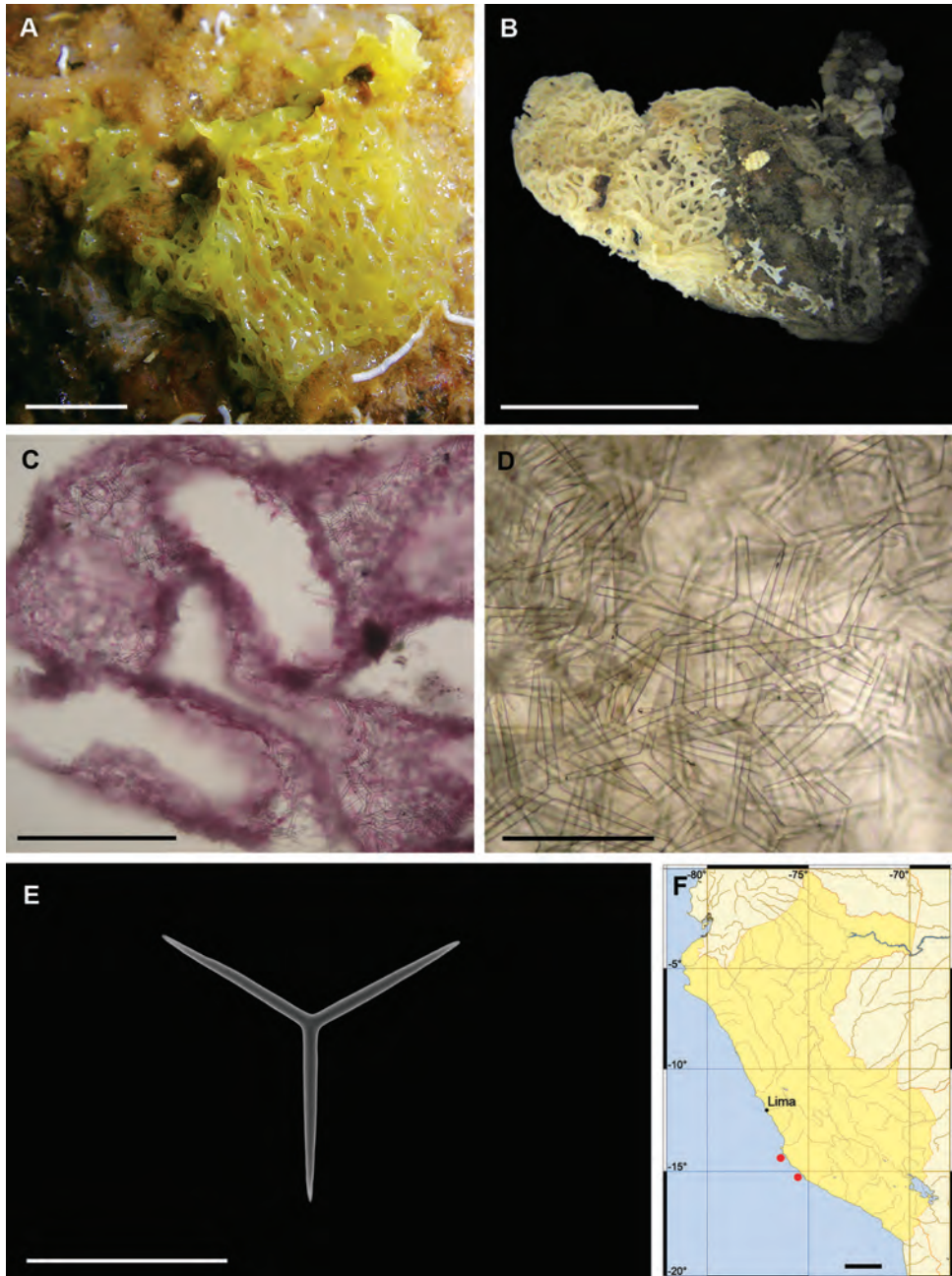


Fig. 34. *Clathrina aurea* Solé-Cava, Klautau, Boury-Esnault, Borojevic & Thorpe, 1991. A, espécimen vivo; B, espécimen en etanol; C, anastomosis del cormus en sección transversal; D, espículas en la pared de un tubo en sección tangencial; E, triactina I; F, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 1 cm; C, 500 μ m; D–E, 100 μ m; F, 200 km.

***Clathrina nuroensis* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015**

REFERENCIA: Azevedo, Córdor-Luján, Willenz *et al.*, 2015.

Descripción – Esponja densamente costrosa en vida (5,0 x 3,0 x 0,3 cm), pero completamente aplanada tras la preservación en etanol. La consistencia es friable. El cornus está formado por tubos irregulares y aparentemente anastomosados (0,2–0,5 mm). Hay tubos recolectores de agua. No se observan células granulares. El sistema acuífero es asconoide. El color es blanco en vida y beige claro en etanol.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial y compuesto por tres categorías de triactinas.

Espículas – Triactinas I. Regulares, equiangulares y equirradiadas. De tamaño variable. Las actinas son ligeramente cónicas, rectas, con puntas agudas, 75–89–100 x 8 µm. **Triactinas II.** Regulares, equiangulares y equirradiadas o sagitadas. Actinas cónicas, rectas, con puntas agudas, 63–77–95 x 8 µm. **Triactinas III.** Regulares, equiangulares y equirradiadas. Muy similares a las triactinas II, pero más pequeñas. Actinas cónicas, rectas, con puntas agudas, 28–40–50 x 7 µm.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive en hábitats con gran cantidad de sedimentos. Se han encontrado briozoos coloniales ramificados, tunicados costrosos y poliquetos serpúlidos compartiendo el mismo sustrato. Las esponjas calcáreas *Soleneiscus pedicellatus*, *Leucosolenia* sp., *Sycon* sp. y *Grantia* sp. también se encontraban cerca de esta especie. Se encontró un solo ejemplar a 5 m de profundidad.

Distribución – Muelle El Ñuro (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Entre las 31 especies de *Clathrina*, sólo una tiene un esqueleto compuesto por tres categorías de tamaño de triactinas como *C. nuroensis*: *C. laminoclathrata* de Australia. Sin embargo, los tamaños promedios de las espículas de *C. laminoclathrata*, 188 x 18 µm, 132 x 13 µm, 72 x 8 µm, superan notablemente a los de *C. nuroensis*, diferenciando a ambas especies. Además, Australia y Perú están demasiado distantes para postular la conspecificidad.

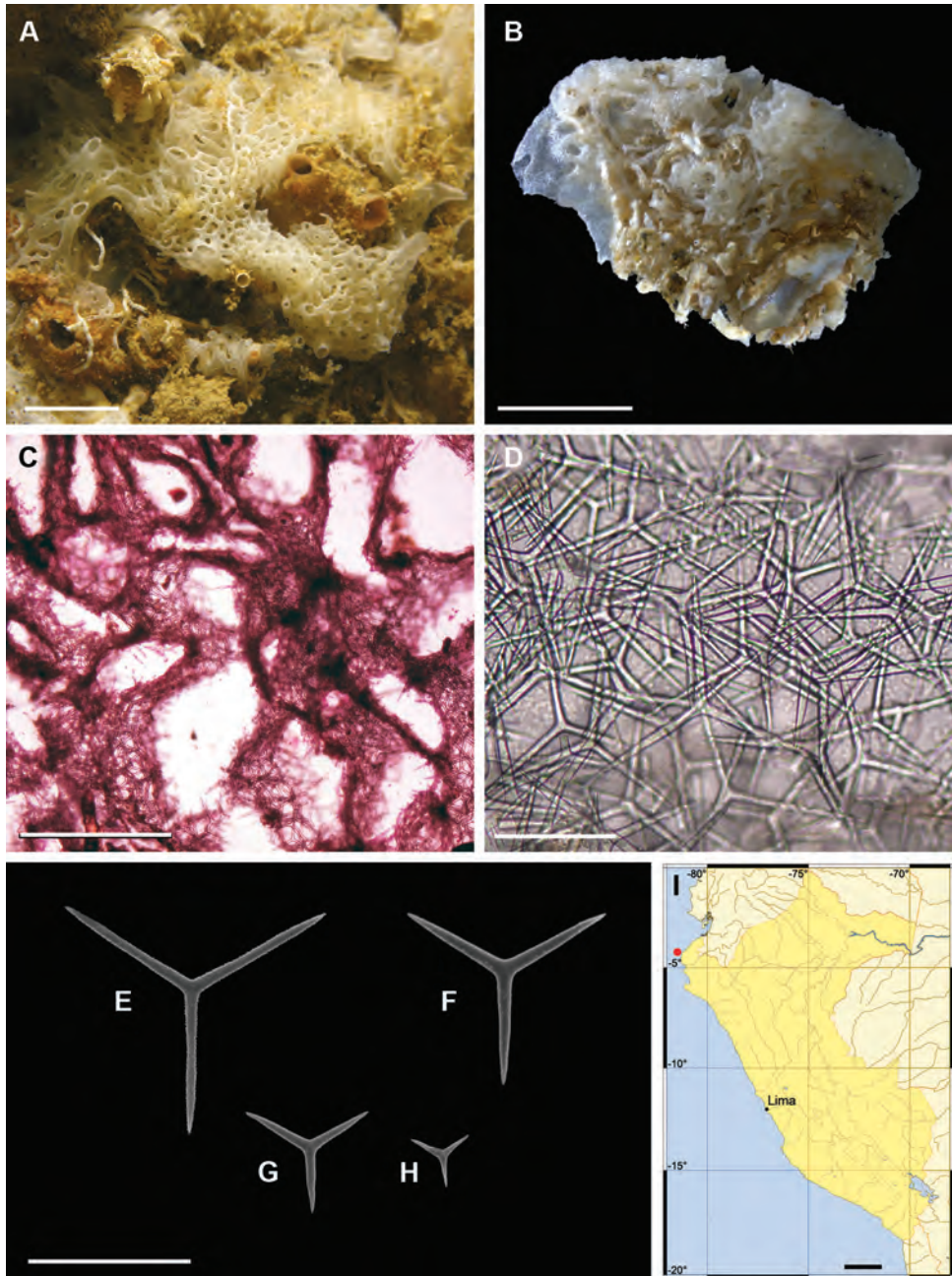


Fig. 35. *Clathrina nuroensis* Azevedo, C3ndor-Luj3n, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015. A, detalle de esp3cimen vivo; B, esp3cimen en etanol; C, anastomosis del corallum en secci3n transversal; D, esp3culas en la pared de un tubo en secci3n tangencial; E, triactina I; F, triactina II; G–H, triactinas III; I, mapa de distribuci3n. Barras de escala: A–B, 0,5 cm; C–H, 100 μ m; I, 200 km.

***Clathrina peruana* Azevedo, C6ndor-Luj6n, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015**

REFERENCIA: Azevedo, C6ndor-Luj6n, Willenz *et al.*, 2015.

Descripci6n – Esponja costrosa a ligeramente masiva, de 1,0 x 0,8 x 0,2 cm. Consistencia blanda y fr6gil. Cormus formado por tubos irregulares y poco anastomosados, de 0,3–0,7 mm. Tubos recolectores de agua presentes. C6lulas granulares abundantes. Sistema acuifero asconoide. Color blanco opaco en vida y marr6n en etanol.

Esqueleto – Sin organizaci6n especial, con una sola categor6a de triactinas.

Esp6culas – **Triactinas**. Regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cil6ndricas, ligeramente onduladas hacia la parte distal, con puntas agudas o romas, 81–105–146 x 8 μ m.

Reproducci6n – Desconocida.

Ecolog6a – Vive en h6bitats con baja a moderada cantidad de sedimentos. Los individuos se encuentran debajo de rocas, protegidos de la luz solar. Se encontr6 una baja diversidad de fauna cerca de esta especie: s6lo poliquetos serp6lidos y demosponjas. Algunos ejemplares intermareales se encontraron siempre junto a *C. aurea*. La distribuci6n batim6trica se extiende desde el intermareal hasta los 8 m de profundidad.

Distribuci6n – Desde Isla Tortuga (09°22'S – Regi6n Ancash) hasta San Juan de Marcona (15°26'S – Regi6n Ica).

Observaciones – Entre las 31 especies v6lidas de *Clathrina*, seis comparten el color blanco, los tubos irregulares y poco anastomosados, y s6lo una categor6a de triactina con actinas cil6ndricas: *C. cribrata* de Noruega, *C. cylindractina* de Brasil, *C. heronensis* de Australia, *C. hispanica* de Espa6a, *C. parva* y *C. wistariensis* de Australia. *Clathrina peruana* se distingue f6cilmente de *C. cylindractina*, *C. cribrata* y *C. hispanica* por la presencia de tubos recolectores de agua y c6lulas granulares, que est6n ausentes en las tres 6ltimas especies. Las tres especies australianas, *C. heronensis*, *C. parva* y *C. wistariensis*, al igual que *C. peruana*, tambi6n tienen c6lulas granulares. Sin embargo, *C. heronensis* y *C. wistariensis* no tienen tubos recolectores de agua. Aunque *C. parva* comparte los tubos recolectores de agua y las c6lulas granulares con *C. peruana*, presenta diferencias consistentes en la forma y el tama6o de las esp6culas. Las actinas en *C. peruana* son m6s cortas y delgadas que en el holotipo de *C. parva* (143 x 14 μ m, 129 x 10 μ m). Adem6s, *C. peruana* tiene actinas fuertemente onduladas cerca de las extremos, mientras que la ondulaci6n es muy sutil en *C. parva*.

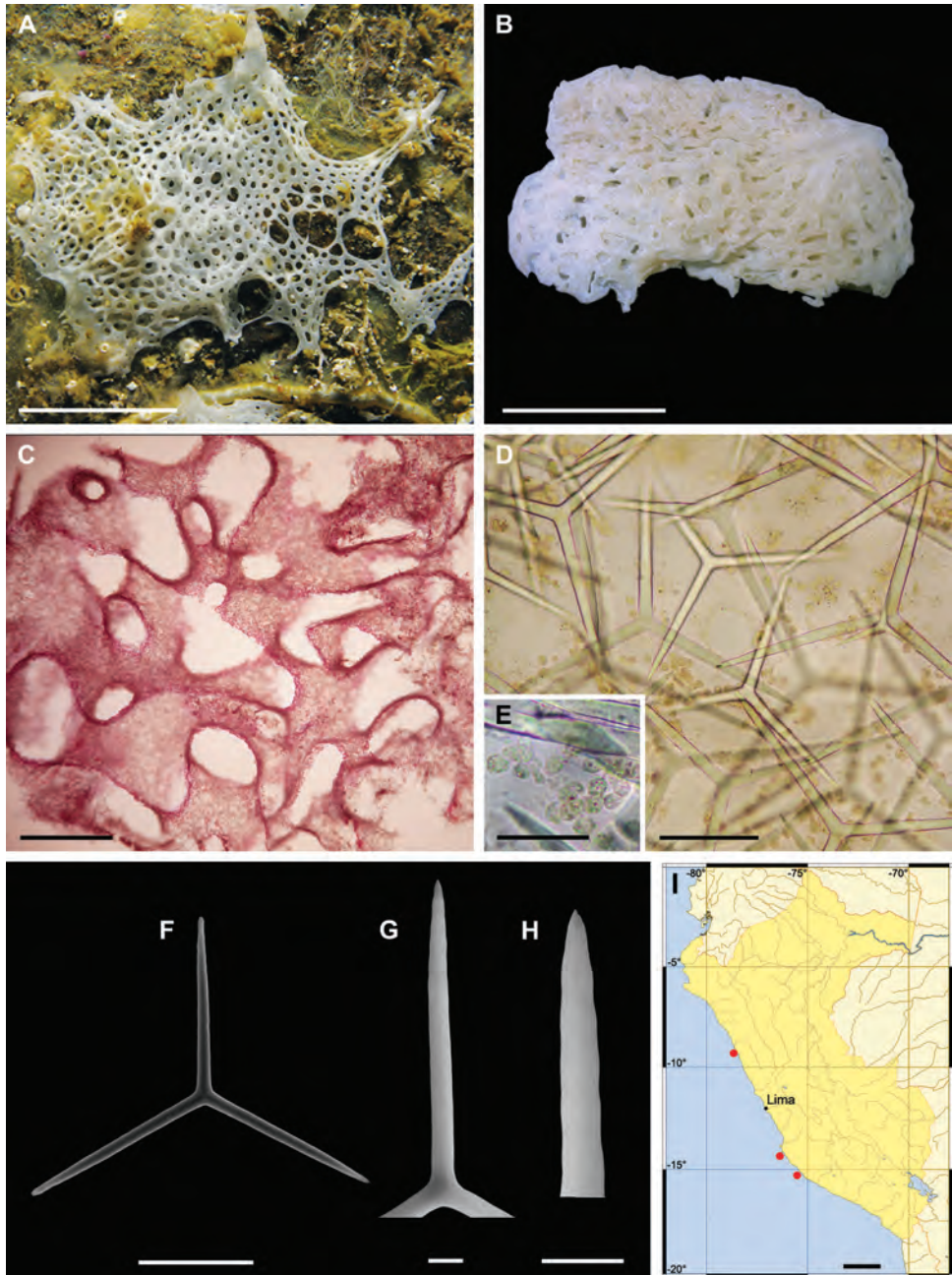


Fig. 36. *Clathrina peruana* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015. A, espécimen vivo; B, espécimen en etanol; C, anastomosis del cormus en sección transversal; D, espículas en la pared de un tubo en sección tangencial; E, detalle de células granulares; F, triactina; G–H, detalle de una actina; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 0,5 cm; C, 500 μ m; D, 100 μ m; E, 25 μ m; F, 50 μ m; G–H, 10 μ m; I, 200 km.

***Neoernsta tetractina* (Klautau & Borojevic, 2001)**

REFERENCIAS: Klautau & Borojevic, 2001; Klautau, Azevedo & Córdor-Luján, 2021; Deshmukh, 2023.

Descripción – Esponja costrosa fina, 2,5 x 1,0 x 0,2 cm. Consistencia blanda y frágil. Cormus formado por tubos irregulares y poco anastomosados, de 0,2–0,5 mm. Tubos recolectores de agua presentes, de 1,5 mm de diámetro. Células granulares ausentes. Sistema acuífero asconoide. Color blanco en vida y beige claro en etanol.

Esqueleto – Sin ninguna organización especial, compuesto por abundantes tetractinas y pocas triactinas.

Espículas – Triactinas. Regulares, equiangulares y equirradiadas. Las actinas son cónicas, rectas, con puntas agudas, 70–94–115 x 8 μm . **Tetractinas.** Regulares, equiangulares y equirradiadas. Actinas cónicas, rectas, con puntas agudas, 65–94–110 x 9 μm . Actina apical recta, lisa, muy fina y frecuentemente más larga que las actinas basales, 29–79–130 x 4 μm .

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive en hábitats con poca cantidad de sedimentos. Se encontraron individuos debajo de rocas, protegidos de la luz solar. Se encontraron quitones y poliquetos serpúlidos, así como una demosponja amarilla finamente costrosa, compartiendo el mismo sustrato; sin embargo, éstos estaban bastante alejados de *N. tetractina*. También se encontraron algunas espinas de erizo de mar en las cercanías. La distribución batimétrica varía de 11 a 20 m de profundidad.

Distribución – Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque) y costa sureste de Brasil (23°S).

Observaciones – El género *Ernstia*, erróneamente propuesto (Klautau *et al.*, 2013) fue sustituido en primera vez por *Ernstia* (Klautau *et al.*, 2021) y más recientemente por *Neoernsta* (Deshmukh, 2023). *Neoernsta tetractina* se describió originalmente y se consideró endémica de la costa de Brasil, donde su distribución está restringida a la costa sureste. Este reporte, el primero fuera de Brasil plantea la necesidad de un estudio genético de las poblaciones.

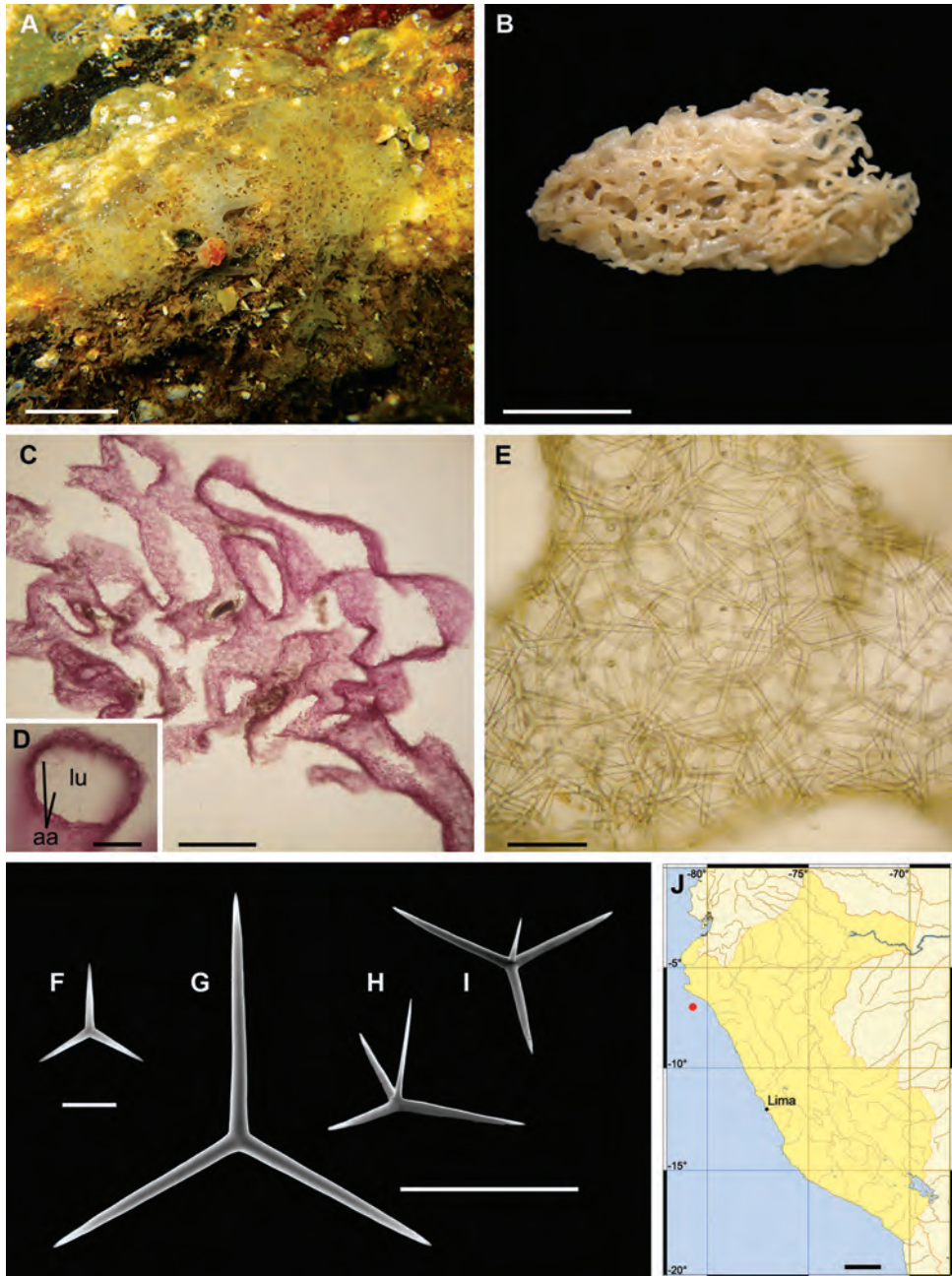


Fig. 37. *Neoernsta tetractina* (Klautau & Borojevic, 2001). A, espécimen vivo; B, espécimen en etanol; C, anastomosis del cormus, sección transversal; D, detalle de un tubo (lu = lumen; aa = actinas apicales); E, espículas en la pared de un tubo en sección tangencial; F–G, triactinas; H–I, tetractinas; J, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 0,5 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E, 100 μ m; F, 30 μ m; G–I, 100 μ m; J, 200 km.

***Soleneiscus pedicellatus* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015**

REFERENCIA: Azevedo, Córdor-Luján, Willenz *et al.*, 2015.

Descripción – Pequeños individuos solitarios, de 0,7 cm de altura, reunidos en abundancia y cubriendo densamente el sustrato en parches que alcanzan los 25 cm². Consistencia frágil. Cuerpo tubular muy similar al de los olynthi (Calcarea juvenil), con ósculo apical simple, sin ornamentación y pedúnculo, de 1,0 mm adherido al sustrato. Algunos individuos brotan del tallo de otros, pero no hay anastomosis en los adultos. No se observan células granulares. Sistema acuífero asconoide. Color blanco tanto en vida como en etanol.

Esqueleto – Compuesto sólo por triactinas parasagitales. La actina impar siempre está dirigida basipetalmente.

Espículas – Triactinas. Parasagital. Actinas ligeramente cónicas, rectas, con puntas que varían de romas a agudas y posiblemente de diferentes longitudes. La actina impar, 62–81–109 x 3 µm, orientada basipetalmente, siempre más larga y frecuentemente más gruesa que las pares, 34–43–70 x 3 µm.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive en hábitats con moderada a alta cantidad de sedimento. Se han encontrado individuos debajo de rocas, cubriendo una concha de gasterópodo (*Crepidula*) y un alga calcárea (alga coralina). Cerca de esta especie se encontraron briozoos, poliquetos serpúlidos, demosponjas costrosas (Chalinidae) y esponjas calcáreas (*A. spirallata* y *Leucosolenia* sp.). *Leucosolenia* sp. crece adherida a *S. pedicellatus*. La distribución batimétrica se extiende de 7 a 12 m de profundidad.

Distribución – Actualmente sólo se conoce en las Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque,).

Observaciones – Entre las 10 especies del género *Soleneiscus*, *S. pedicellatus* es la única que tiene sólo triactinas.

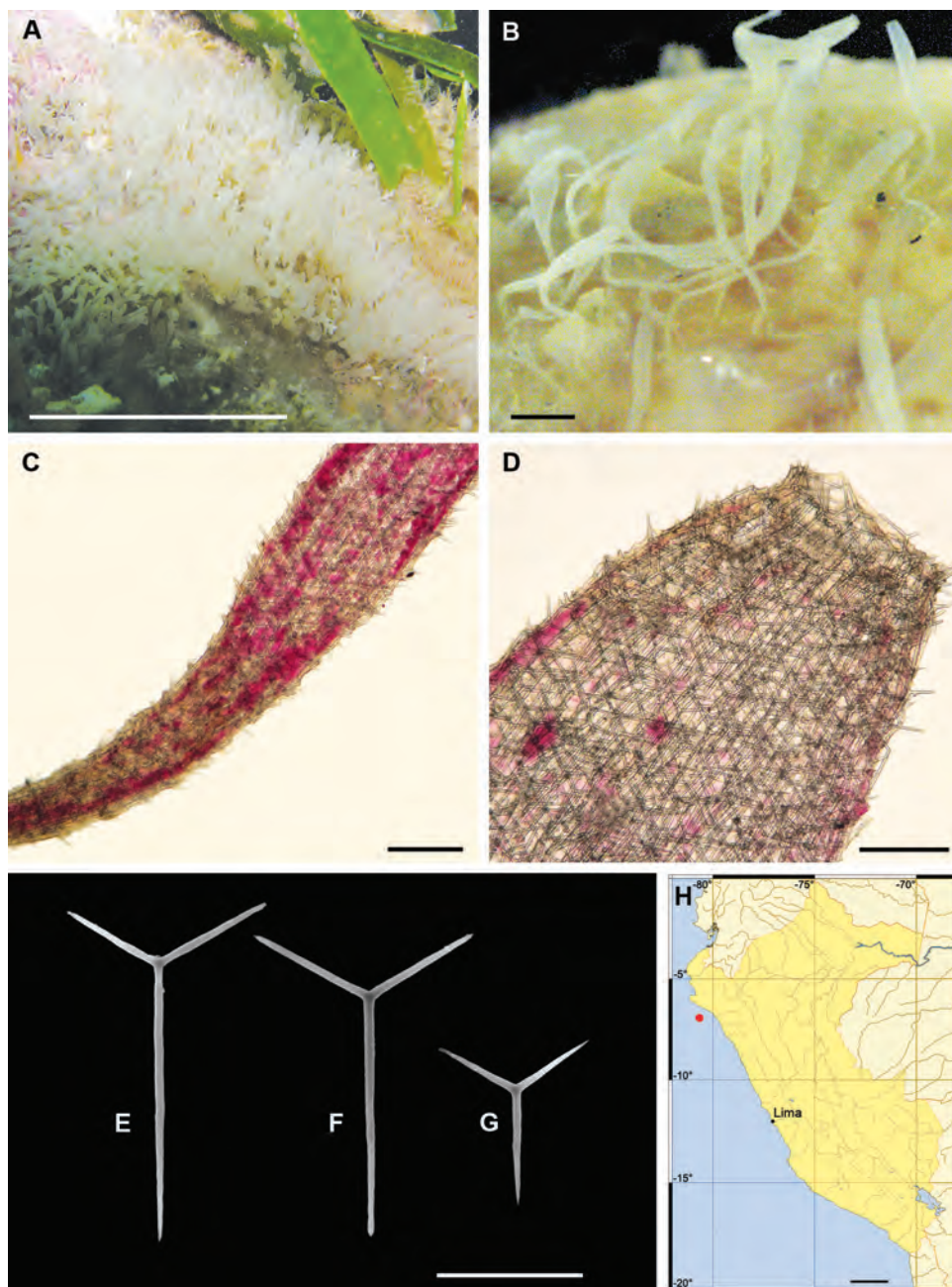


Fig. 38. *Soleneiscus pedicellatus* Azevedo, Córdor-Luján, Willenz, Hajdu, Hooker & Klautau, 2015. A, espécimen vivo; B, espécimen en etanol; C, regiones basal y mediana del cuerpo tubular en sección transversal; D, detalle de la región apical del cuerpo tubular en sección transversal; E–F, triactinas parasagitales; G, triactina subregular; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 mm; C–D, 100 μ m; E–G, 50 μ m; H, 200 km.



Orden Leucosolenida

Leucandra losangelensis

***Leucosolenia* cf. *variabilis* (Haeckel, 1870)**

REFERENCIAS: Haeckel, 1872; Burton, 1963; Azevedo, Hajdu, Willenz *et al.*, 2009; Condór-Luján, 2011.

Descripción – Especímenes de pequeño tamaño (el mayor es de 3 x 1,5 x 0,2 cm). Tubos asconoides largos y ramificados conectados por un estolón. Ósculo apical sin corona en el extremo de cada tubo. Superficie relativamente blanda. Consistencia quebradiza. Color en vida blanco grisáceo.

Esqueleto – Compuesto por diactinas, triactinas y tetractinas tangenciales a la superficie. Actina apical de las tetractinas proyectada dentro del lumen.

Espículas – Diactinas. Curvas y rectas, con puntas agudas. Una de las puntas tiene forma de lanza y la otra está ligeramente doblada, 78–208–425 μm . **Triactinas.** Generalmente sagitales. Las actinas son ligeramente cónicas, de rectas a curvas, con puntas agudas. Las actinas impares son un poco más largas que las pares. También se encuentran triactinas parasagitales. Actinas pares, 57–93–112 μm . Actinas impares, 55–103–138 μm . **Tetractinas.** Principalmente sagitales. Actinas impares, un poco más largas que las pares. Actinas apicales mucho más cortas que las basales y a veces, curvas. También se encuentran tetractinas parasagitales. Actinas pares, 75–103–130 μm . Actinas impares, 62–106–138 μm . Actinas apicales ligeramente cónicas, rectas a curvas con puntas agudas, 39–50–75 μm .

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Se encuentra asociada a briozoos y otras esponjas calcáreas en sustratos verticales. Profundidad 15 m.

Distribución – Sólo se encuentra en Cancas y Punta Sal (03°56' y 03°59'S – Región Tumbes).

Observaciones – Las similitudes en la forma de las espículas encontradas entre *L. variabilis* (*sensu* Burton 1963) y los especímenes peruanos sugieren su conoespecificidad. Sin embargo, se encontraron diferencias en las dimensiones de las espículas. En comparación con *L. variabilis*, las actinas de las triactinas y tetractinas de los especímenes peruanos son más angostos y la longitud de las diactinas sólo corresponde a una de las categorías observadas por Burton. Estas diferencias pueden atribuirse a la variación geográfica, ya que las dimensiones de las espículas de *L. variabilis* corresponden a especímenes de Noruega. Por otro lado, se ha sugerido que esta supuesta especie cosmopolita (*L. variabilis*) constituiría eventualmente un complejo de especies hermanas (Azevedo *et al.* 2009). En base a las similitudes encontradas, los ejemplares peruanos constituirían una de las especies del complejo *Leucosolenia "variabilis"*.

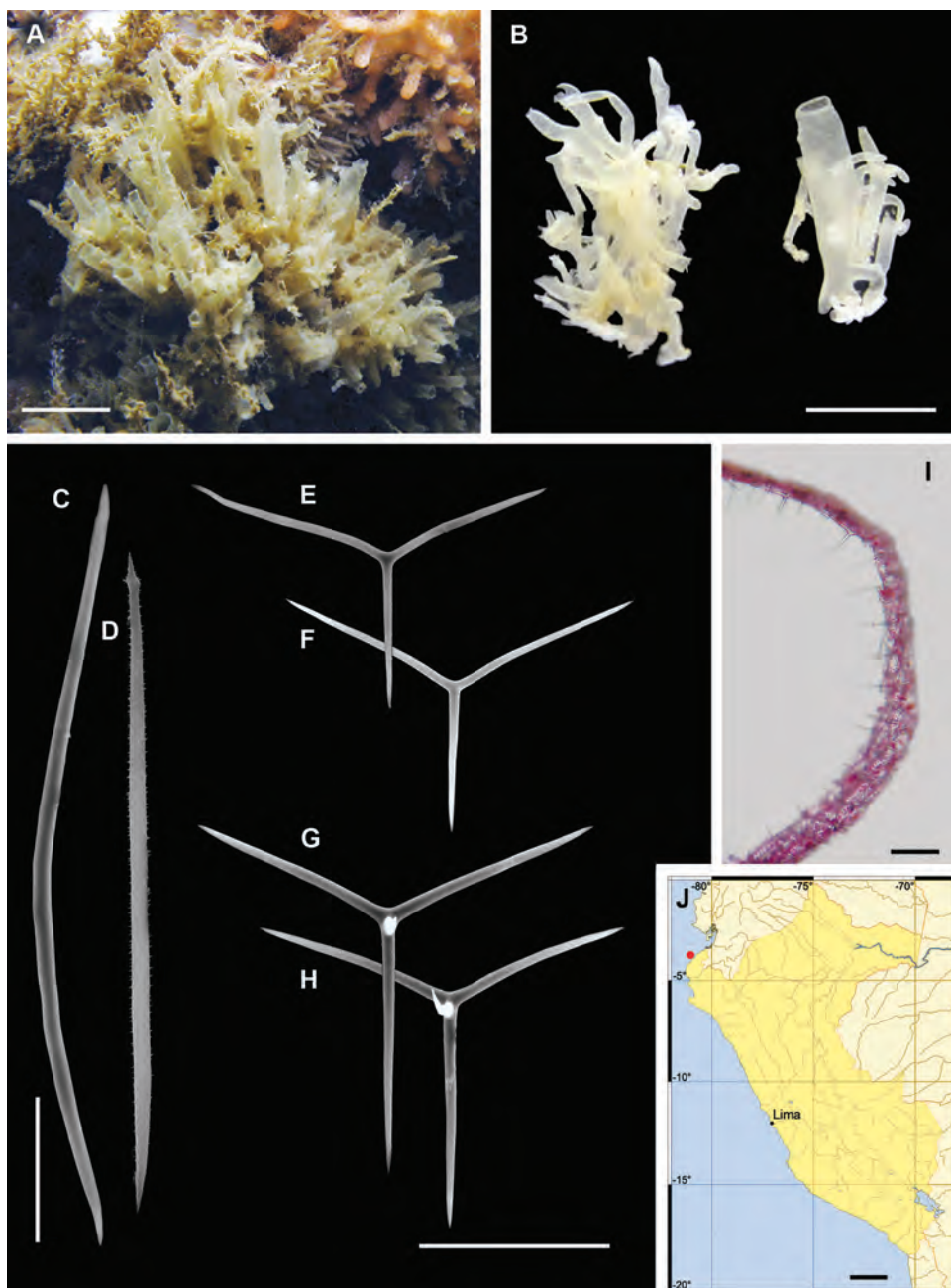


Fig. 39. *Leucosolenia* cf. *variabilis* (Haeckel, 1870). A, espécimen vivo; B, fragmentos conservados; C, diactina; D, microdiactina; E–F, triactinas; G–H, tetractinas; I, sección transversal con la actina apical de las tetractinas penetrando en el lumen; J, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 0,5 cm; C–D 40 μ m; E–H, 100 μ m; I, 50 μ m; J, 200 km.

***Grantia* sp. 1**

REFERENCIAS: Fleming, 1828; Lambe, 1893; Hôzawa, 1940; Borojevic, Boury-Esnault & Vacelet, 2000.

Descripción – Grantiidae con organización siconoide. Especímenes cilíndricos solitarios o arbustivos con ósculos cilíndricos terminales. Superficie hirsuta. Ósculo rodeado por una fina corona de tricoxas. Color blanco en vida y beige en etanol.

Esqueleto – Córtex compuesto por triactinas tangenciales con diactinas cruzadas que sobresalen de la superficie externa y tricoxas que invaden gran parte de la región del coanosoma, con uno de los extremos proyectándose distalmente, lo que hace que la superficie externa sea muy hispida en sus dos tercios hacia la base. Esqueleto tubar con triactinas de anchura variable. Esqueleto subatrial con triactinas con actinas pares rectas o curvas. Esqueleto atrial con triactinas y tetractinas.

Espículas – Diactinas I. Grandes y gruesas, 315–506–687 x 30 µm. **Diactinas II.** Pequeñas, fusiformes, 151–203–286 x 9 µm. **Tricoxas.** Delgadas y rectas, 156–199–299 x 3 µm. **Triactinas corticales.** Actinas pares, 62–86–151 x 8 µm. Actinas impares, 36–57–86 x 9 µm. **Triactinas tubares.** Actinas pares, 57–84–96 x 8 µm. Actinas impares, 65–84–104 x 9 µm. **Triactinas subatriales.** Actinas pares, 52–69–83 x 7 µm. Actinas impares, 73–101–130 x 7 µm. **Triactinas atriales.** Actinas pares, 34–47–73 x 7 µm. Actinas impares, 138–171–195 x 7 µm. **Tetractinas atriales.** Actinas pares, 86–98–109 x 8 µm. Actinas impares, 143–183–218 x 8 µm. Actinas apicales, 26–36–42 x 8 µm.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive entre briozoos, en zonas con abundante sedimento fino y algas. La distribución batimétrica se extiende desde la zona intermareal hasta los 10 m de profundidad.

Distribución – Desde Punta Sal (03°59'S – Región Tumbes) hasta Paracas (13°54'S – Región Ica).

Observaciones – De las 39 especies válidas del género *Grantia*, sólo dos especies fueron reportadas previamente para el Pacífico Oriental: *Grantia comoxensis* y *Grantia mexico*, pero difieren de *Grantia* sp. 1 en la composición y tamaño de las espículas. Sin embargo, entre las otras 37 especies restantes, seis comparten la misma composición esquelética con *Grantia* sp. 1. Estas son: *G. capillosa*, *G. compressa*, *G. extusarticulata*, *G. foliacea*, *G. nipponica* y *G. vosmaeri*. La morfología externa de *G. foliacea*, que es foliácea, la diferencia de *Grantia* sp. 1, que posee forma de crecimiento cilíndrica solitaria o ramificada. Por último, el tamaño de las espículas de las otras cinco especies difiere considerablemente de *Grantia* sp. 1. Además, la forma particular de las diactinas descrita para *G. compressa* no fue encontrada en *Grantia* sp. 1.

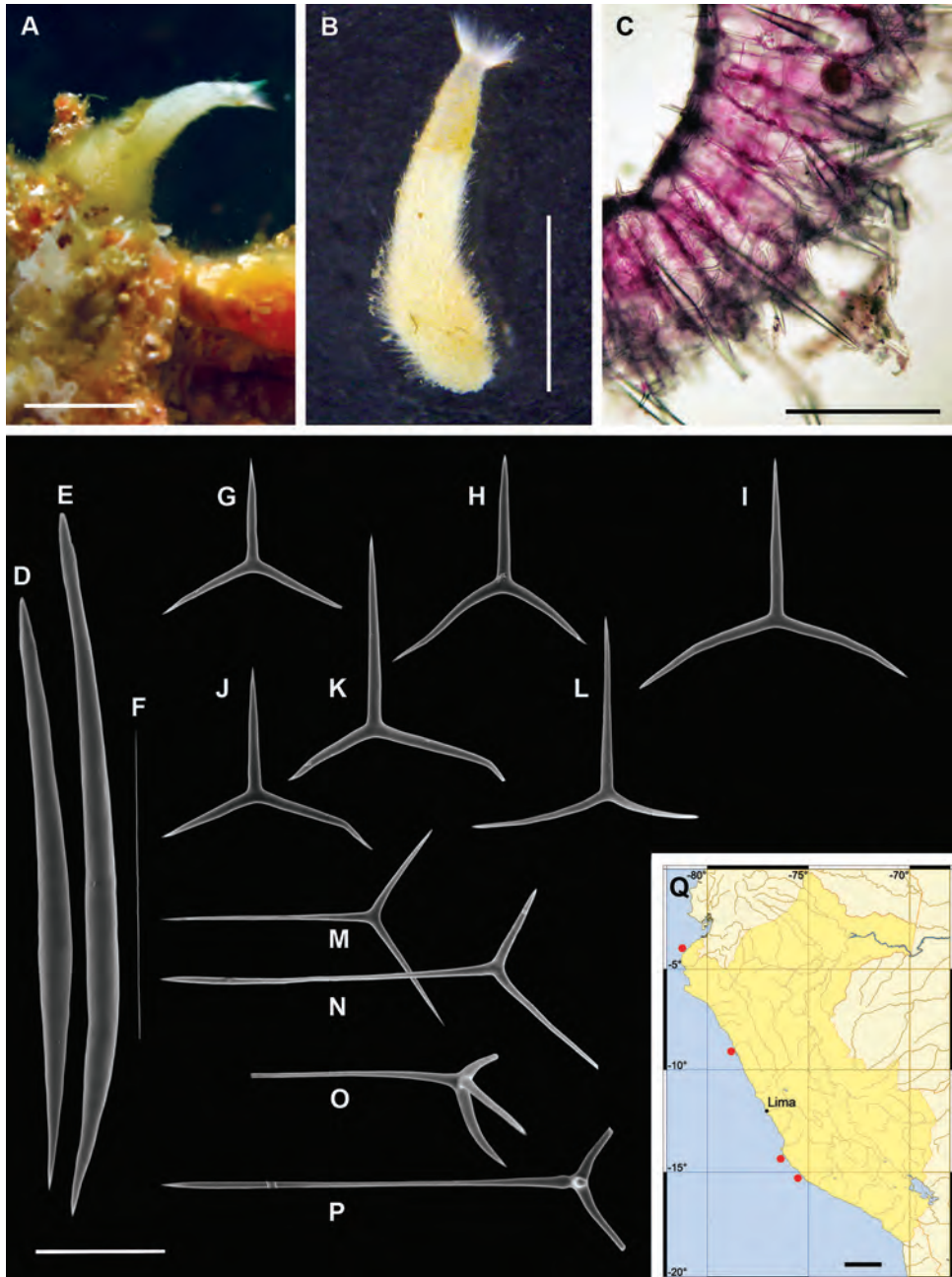


Fig. 40. *Grantia* sp. 1. A, espécimen vivo; B, espécimen preservado; C, sección transversal del atrio con diactinas que cruzan el coanosoma y actina apical de las tetractinas; D–E, diactinas; F, tricoxa; G–I, triactinas corticales; J–K, triactinas tubares; L, triactina subatrial; M–N, triactinas atriales; O–P, tetractinas atriales; Q, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 0,5 cm; C, 200 μ m; D–P, 100 μ m; Q, 200 km.

***Grantia* sp. 2**

REFERENCIAS: Fleming, 1828; Lambe, 1893; Hôzawa, 1940; Borojevic, Boury-Esnault & Vacelet, 2000.

Descripción – Grantiidae con organización siconoide. Especímenes solitarios, globulares con abertura oscular terminal. Superficie ligeramente rugosa. Ósculo rodeado por una fina corona de tricoxas. Color beige en vida y en etanol.

Esqueleto – Córtez compuesto por triactinas tangenciales, con diactinas cruzadas que sobresalen de la superficie externa y que apenas penetran en la región coanosómica. Esqueleto tubar compuesto por triactinas y tetractinas. Esqueleto subatrial con triactinas con actinas pares rectas o curvas. Esqueleto atrial solamente con triactinas.

Espículas – Diactinas. Fusiformes, 52–113–211 x 4 µm. **Triactinas corticales.** Actinas pares, 73–98–130 x 8 µm. Actinas impares, 49–75–112 x 8 µm. **Triactinas tubares.** Actinas pares, 78–98–122 x 9 µm. Actinas impares, 73–108–146 x 9 µm. **Tetractinas tubares.** Actinas pares, 75–96–112 x 10 µm. Actinas impares, 70–101–140 x 10 µm. Actinas apicales, 26–37–49 x 7 µm. **Triactinas subatriales.** Actinas pares, 73–99–143 x 7 µm. Actinas impares, 117–150–177 x 8 µm. **Triactinas atriales.** Actinas pares, 125–185–73 x 8 µm. Actinas impares, 112–139–182 x 8 µm.

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive entre anémonas y algas en zonas con abundante sedimento fino. Su distribución batimétrica se limita provisionalmente a la zona intermareal.

Distribución – Punta Sal (03°55'S – Región Tumbes).

Observaciones – Es probable que haya dos nuevas especies de *Grantia* en Perú, pero se necesitan más muestreos y análisis moleculares para confirmarlo en detalle. *Grantia* sp. 2 difiere de *Grantia* sp. 1 en la composición del esqueleto distinguiéndose fácilmente una de otra ya que la primera tiene triactinas y tetractinas en el esqueleto tubar, mientras que la segunda sólo tiene triactinas, y también diactinas más cortas y delgadas.

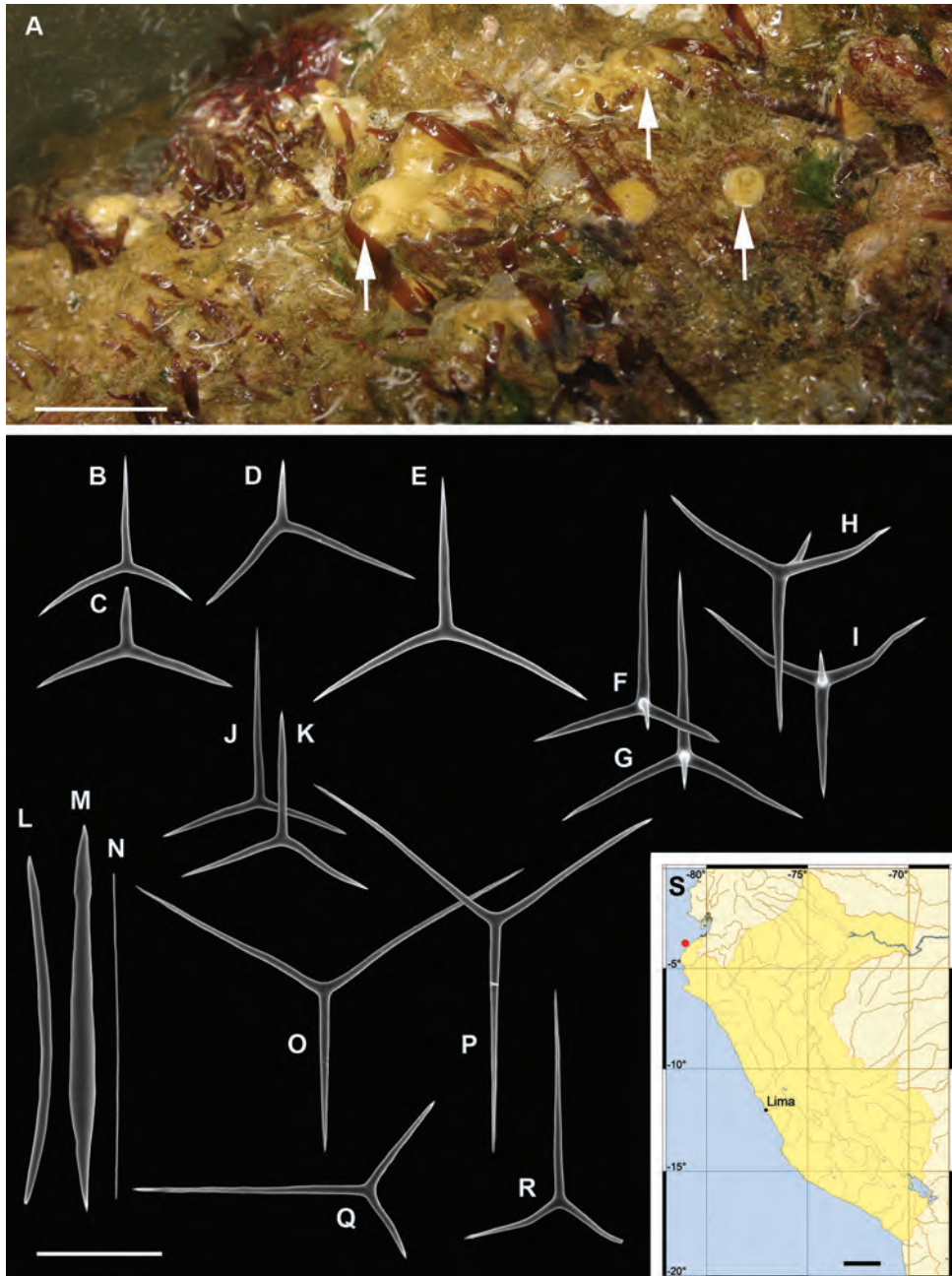


Fig. 41. *Grantia* sp. 2. A, especímenes vivos (flechas); B–E, triactinas corticales; F–I, tetractinas tubares; J–K, triactinas tubares; L–M, diactinas; N, tricoxa; O–P, triactinas atriales; Q, triactina subatrial; S, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B–R, 100 µm; S, 200 km.

***Leucandra losangelensis* (de Laubenfels, 1930)**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1930; Borojevic, Boury-Esnault & Vacelet, 2000.

Descripción – Masiva y ramificada, compuesta por muchos tubos estriados, unidos en la base (8,0 x 4,0 cm). Cada tubo tiene un ósculo apical de diámetro variable (0,8 – 0,3 cm), que termina en una membrana fina y brillante. La consistencia es friable y la textura es rugosa. El sistema acuífero es leuconoide. El color es beige claro en vida y en etanol.

Esqueleto – Esqueleto desorganizado típico del género *Leucandra*. Esqueleto cortical compuesto por algunas capas de triactinas dispuestas tangencialmente de formas y tamaños variables. Microdiactinas de al menos tres tipos diferentes, dispersas en las membranas cortical (formando un retículo alrededor de las aberturas inhalantes) y atrial, y que también aparecen alrededor de los canales del coanosoma. Esqueleto coanosómico compuesto por triactinas conspicuas, regulares a subregulares, de una amplia gama de tamaños, y con triactinas sagitales dispersas como las del córtex. Capa discontinua de triactinas en forma de "Y" o similares a las pseudosagitales sosteniendo el esqueleto subcortical. Canales rodeados por triactinas en forma de "T" y tetractinas sagitales, con actinas pares curvas y actinas impares cortas o largas. Triactinas subatriales típicas insertadas irregularmente en una capa adyacente al esqueleto atrial. Esqueleto atrial compuesto por una capa densa de triactinas y tetractinas sagitales que poseen actinas pares dispuestas en un ángulo superior a 160°.

Espículas – Microdiactinas. Diferentes categorías difíciles de reconocer al microscopio óptico, 38–52–100 µm x 3 µm. **Triactinas corticales.** Sagitales. Pares, 150–232–300 µm x 13 µm. Impares, 120–183–310 µm x 14 µm. **Triactinas subcorticales.** Pseudosagitales. Pares, 33–48–70 µm x 3 µm. Impares, 55–75–92 µm x 4 µm. **Triactinas coanosómicas I.** Grandes, regulares, equiangulares y equirradiadas, o subregulares. Las actinas son cónicas con puntas romas, 400–507–730 µm x 37 µm. **Triactinas coanosómicas II.** Pequeñas, regulares, equiangulares y equirradiadas, o subregulares, 260–331–390 µm x 23 µm. **Triactinas en forma de "T" coanosómicas/canales.** Sagitales. Pares, 140–216–290 µm x 13 µm. Impares, 160–286–360 µm x 14 µm. **Tetractinas coanosómicas/canales I.** Sagitales. Pares, 155–213–275 µm x 15 µm. Impares, 180–257–348 µm x 17 µm. Apical, 20–37–55 µm x 9 µm. **Tetractinas coanosómicas/canales II.** Sagitales. Pares, 125–200–255 µm x 12 µm. Impares, 75–116–158 µm x 13 µm. Apical, 25–47–65 µm x 7 µm. **Triactinas subatriales.** Sagital. Pares, 200–242–300 µm x 15 µm. Impares, 180–312–420 µm x 18 µm. **Triactinas atriales en forma de "T".** Muy sagitales. Pares, 140–216–290 µm x 13 µm. Impares, 160–286–360 µm x 14 µm. **Tetractinas atriales en forma de "T".** Muy sagitales. Pares, 130–208–295 µm x 13 µm. Impares, 63–89–133 µm x 14 µm. Apical, 10–28–45 µm x 7 µm.

Reproducción – Ecología – Distribución – Observaciones

Véase apéndice 13.1 pagina 334.

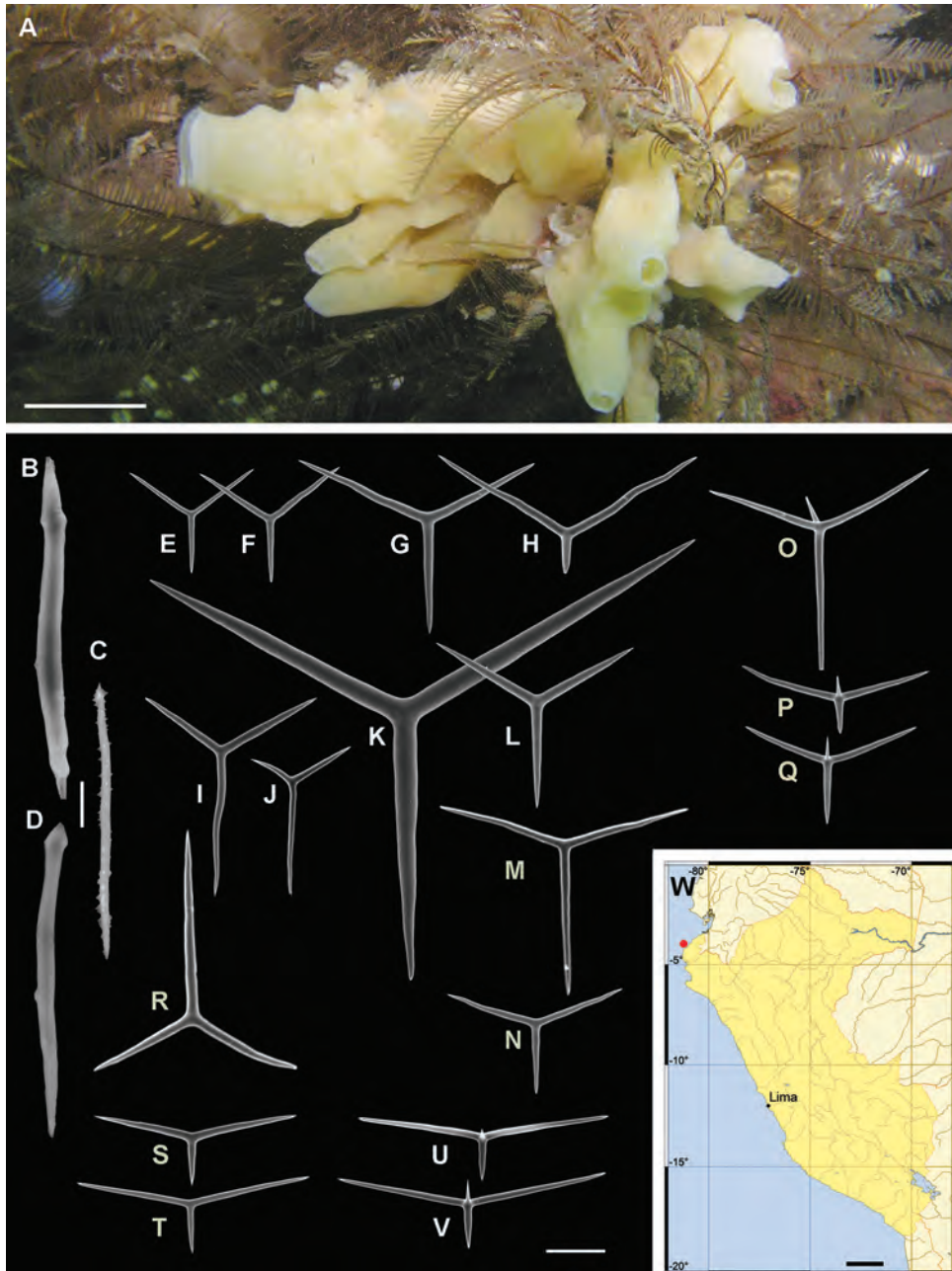


Fig. 42. *Leucandra losangelensis* (de Laubenfels, 1930). A, espécimen vivo; B–D, microdiactinas; E–H, triactinas corticales; I–J triactinas subcorticales; K, triactina coanosómica grande; L, triactina coanosómica pequeña; M–N triactinas del canal; O–Q, tetractinas del canal; R, triactina subatrial; S–T, triactinas atriales; U–V, tetractinas atriales; W, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–D, 10 μ m; E–V, 100 μ m; W, 200 km.

***Leucandra* sp. 1**

REFERENCIAS: Haeckel, 1872; Borojevic, Boury-Esnault & Vacelet, 2000.

Descripción – Esponja amorfa, de forma semiglobular o en forma de bolsa (ca. 2 cm), ósculos apicales únicos o múltiples, en la parte superior de una estructura que se asemeja a una chimenea, y sin corona de ornamentación. La consistencia es frágil y quebradiza, no comprimible. La superficie es rugosa y ligeramente hispida. El sistema acuífero es leuconoide. El color en vida es blanco o beige, y de beige a amarillento en etanol.

Esqueleto – Esqueleto cortical compuesto por tricoxas (formando haces perpendiculares dispersos) y microdiactinas (ambas pueden encontrarse escasamente también en la membrana atrial), incluyendo una variedad de formas y tamaños de triactinas. Algunas triactinas parecen estar insertadas en la región subcortical, de forma similar a una triactina pseudosagital. El esqueleto coanosómico está desorganizado, formado por triactinas de tamaños intermedios a grandes, tetractinas en los canales y lagunas. Esqueleto atrial formado exclusivamente por abundantes tetractinas con la actina apical penetrando en el atrio.

Espículas – **Tricoxas** (no representadas). Espículas lineales y rectas como pelos. **Microdiactinas**. Espinadas, con una punta lanceolada y la otra aguda, 58–77–88 μm x 3 μm . **Triactinas corticales I**. Grandes, sagitales. Actinas pares, 100–156–190 μm x 11 μm . Actinas impares, 100–148–230 μm x 11 μm . **Triactinas corticales II**. Pequeñas, sagitales. Actinas pares, 83–112–150 μm x 12 μm . Actinas impares, 100–156–250 μm x 10 μm . **Triactinas coanosómicas**. Intermedias a grandes. Sagitales. Actinas pares, 210 μm x 20 μm . Actinas impares, 300 μm x 20 μm . Subregulares a regulares (grandes), equiangulares y equirradiadas o no. Actinas basales 260–426–630 μm x 31 μm . Este es el tipo de espícula más frecuente. **Tetractinas coanosómicas/canales**. Sagitales. Actinas pares, 120–173–240 μm x 10 μm . Actinas impares, 120–171–240 μm x 10 μm . **Triactinas subatriales en forma de "T"**. Sagitales. Actinas pares, 83–112–150 μm x 12 μm . Actinas impares, 100–156–250 μm x 10 μm . **Tetractinas atriales I**. Grandes, sagitales con actina apical corta. Muy abundantes. Actinas pares, 150–176–220 μm x 11 μm . Actinas impares, 130–168–190 μm x 10 μm . **Tetractinas atriales II**. Pequeñas, sagitales con actina apical corta. Muy abundantes. Actinas pares, 120–204–250 μm x 12 μm . Actinas impares, 60–121–170 μm x 11 μm .

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Los especímenes se encontraron en aguas poco profundas, debajo de rocas con una cantidad moderada de sedimentos, en asociación con briozoos y otros invertebrados marinos como esponjas, gasterópodos, poliquetos, así como macroalgas, o redes de pesca abandonadas. La distribución batimétrica se extiende de 1 a 13 m de profundidad.

Distribución – **Observaciones** – Véase apéndice 13.1 página 334.

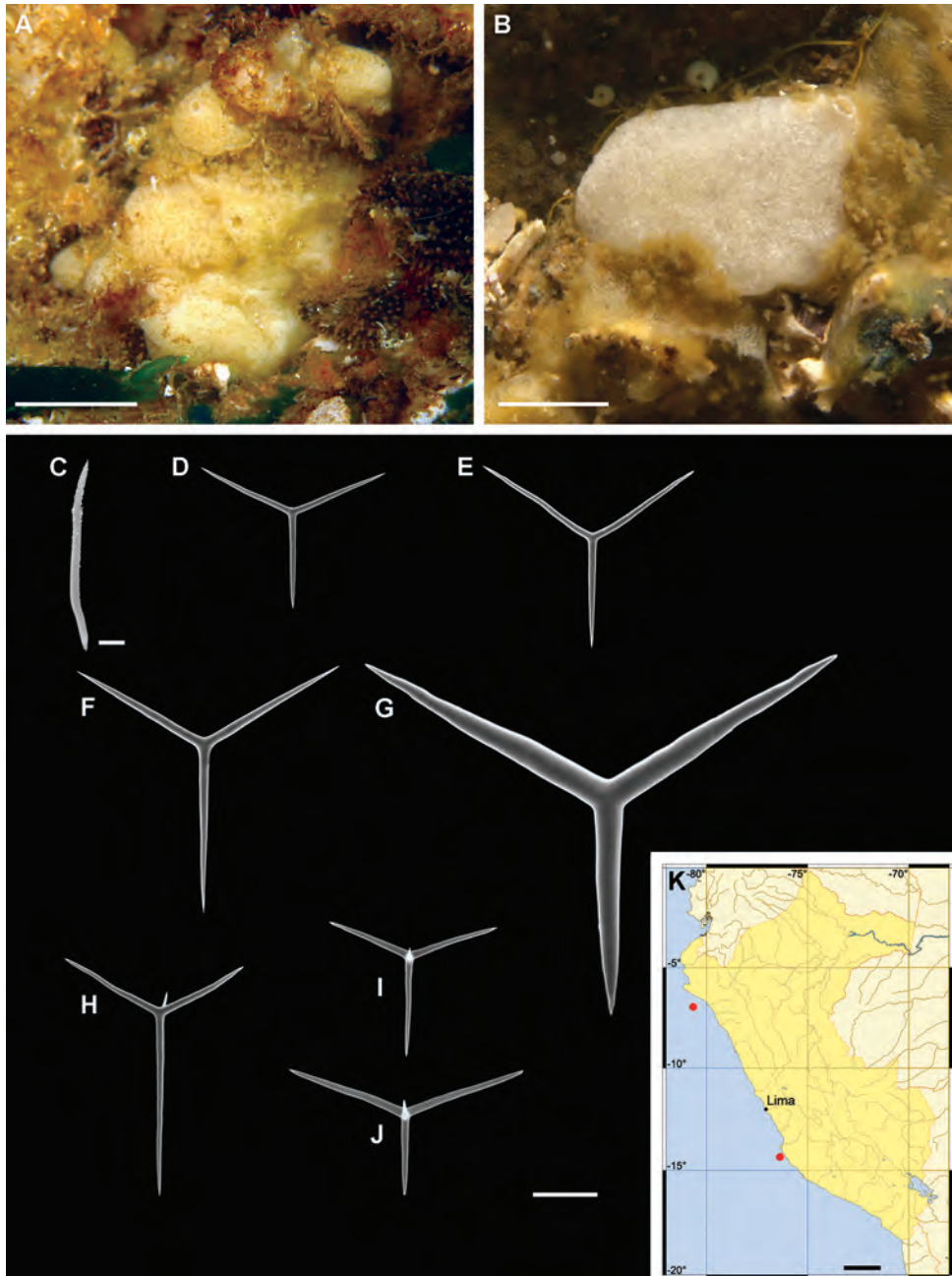


Fig. 43. *Leucandra* sp. 1. A–B, especímenes vivos; C, microdiactina; D–E, triactinas corticales; F–G, triactinas coanosómicas; H, tetractina coanosómica/canal); I–J, tetractinas atriales; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, aprox. 1 cm; B, aprox. 0,5 cm; C, 10 μ m; D–J, 100 μ m; K, 200 km.

***Leucandra* sp. 2**

REFERENCIAS: Haeckel, 1872; Borojevic, Boury-Esnault & Vacelet, 2000.

Descripción – Esponja amorfa o casi globular (4 x 2,5 x 2 cm), con una base elíptica o redondeada de la que salen uno o pocos tubos cónicos cortos, que terminan en aberturas osculares. Ósculo apical sin corona de ornamentación. La consistencia es frágil y quebradiza, no comprimible. La superficie es rugosa e hispida. El sistema acuífero es leuconoide. El color en vida y en etanol varía de blanco, blanco sucio a beige claro.

Esqueleto – Esqueleto cortical compuesto por triactinas de diversas formas y tamaños, con predominio de las pequeñas. También pueden aparecer algunas en la región del coanosoma. Esqueleto coanosómico desorganizado, formado por triactinas de tamaño intermedio a grande. Las triactinas grandes también sostienen el esqueleto subcortical. Canales o lagunas que se abren desde el margen atrial y se extienden en el coanosoma, donde están presentes raras tetractinas (no mostradas aquí). El esqueleto subatrial no está bien estructurado, pero se pueden encontrar triactinas intermedias en forma de "T" escasamente dispuestas en esta región o alrededor de las lagunas. El esqueleto atrial está compuesto exclusivamente por abundantes triactinas. No hay microdiactinas, diactinas ni tricoxas.

Espículas – **Triactinas corticales I.** Grandes, sagitales, muy variables en forma y tamaño. Actinas pares, 170–236–370 μm x 15 μm . Actinas impares, 190–275–410 μm x 17 μm . **Triactinas corticales II.** Pequeñas, sagitales, muy variables en forma y tamaño. Actinas pares, 130–225–330 μm x 20 μm . Actinas impares, 50–173–250 μm x 20 μm . **Triactinas subcorticales** y **coanosómicas.** Grandes, regulares, equiangulares y equirradiadas a subregulares, pero el tamaño de los actinas varía. Actina basal, 350–537–800 μm x 50 μm . **Triactinas coanosómicas.** Intermedias, subregulares. Actina basal, 240–346–410 μm x 19 μm . **Triactinas subatriales en forma de "T".** Intermedias, sagitales. Dispuestas escasamente en la región subatrial. Pares, 160–216–260 μm x 14 μm . Impares, 220–263–340 μm x 16 μm . **Triactinas atriales.** Pequeñas, fuertemente sagitales. Muy abundantes con actina corta impar. Pares, 120–209–270 μm x 11 μm . Impares, 60–105–150 μm x 11 μm . También hay tetractinas raras en el esqueleto coanosómico y atrial, (no medidas).

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Vive preferentemente debajo de los cantos rodados, también sobre la piedra o adherida en el césped de algas, en hábitats con cantidad moderada de sedimento. Se han encontrado especímenes compartiendo el sustrato con una variedad de invertebrados marinos y algas. Ofiuros, briozoos, esponjas, gasterópodos, poliquetos, braquiópodos y algas coralinas. La distribución batimétrica se extiende desde el intermareal hasta los 11 m de profundidad.

Distribución – Máncora (04°06'S – Región Piura), Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 334.

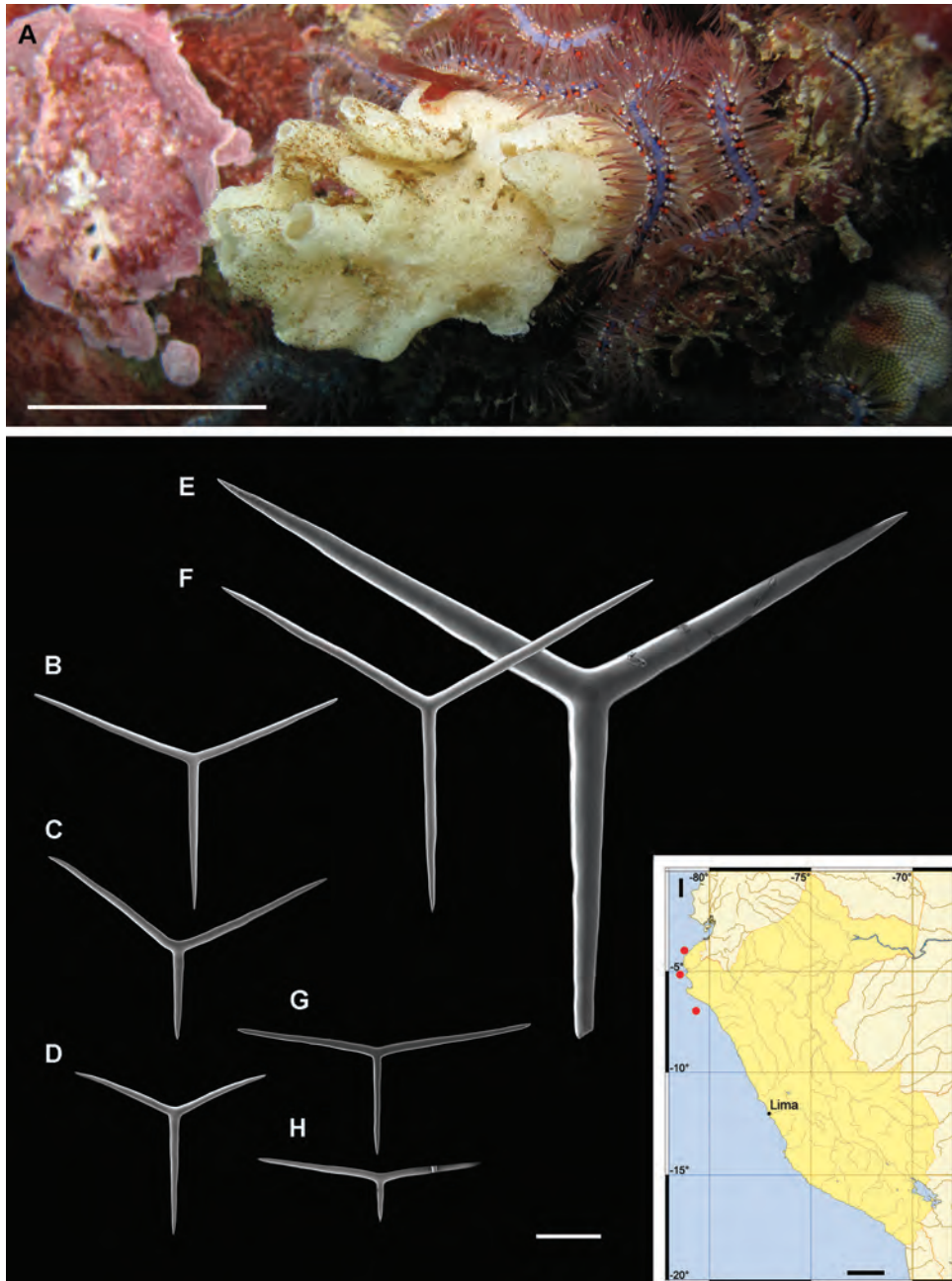


Fig. 44. *Leucandra sp. 2*. A, espécimen vivo; B–C, triactinas corticales; D, triactina subatrial en forma de "T"; E, triactina grande subcortical y coanosómica; F, triactina intermedia coanosómica; G–H, triactinas atriales; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–H, 100 µm; I, 200 km.

***Leucilla mancoraensis* Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019**

REFERENCIAS: Córdor-Luján, Louzada, Hajdu *et al.*, 2018; Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu *et al.*, 2019.

Descripción – Esponja de cuerpo tubular a ovoide con un ósculo apical sostenido por tetractinas sagitales y con una débil corona de tricoxas. El holotipo mide 1,5 x 4,5 x 4,0 mm. Superficie rugosa y consistencia friable. Sistema acuífero sileibide, con varias cámaras esféricas que van, en su mayor diámetro, de 110 a 176 μm . Color beige amarillento en vida y blanco en etanol.

Esqueleto – Ósculo ornamentado con tricoxas cortas y delicadas, imperceptibles bajo el estereomicroscopio. Margen oscular compuesto únicamente por tetractinas. Esqueleto cortical compuesto por triactinas, el sistema basal de tetractinas gigantes y pocas tricoxas dispersas. Las triactinas y tetractinas se distribuyen tangencialmente en el córtex, mientras que las tricoxas se disponen perpendicularmente. Esqueleto coanosómico inarticulado, formado por la actina apical de las tetractinas corticales gigantes y la actina no apareada de las triactinas subatriales. La actina apical de las tetractinas atraviesa el coanosoma. Esqueleto atrial formado por tetractinas que llevan una actina apical muy corta proyectada hacia el atrio.

Espículas – Triactinas corticales. Sagitales. Las actinas son cónicas, rectas con puntas agudas. Las actinas pares pueden ser más largas que impares, 130–378 x 11–32 μm . Impares, 118–410 x 11–27 μm . **Tetractinas corticales.** Sagitales. Las actinas son cónicas, rectas con puntas agudas. La actina apical es la más largo y puede ser ondulado distalmente. Pares, 140–583 x 16–54 μm . Impares, 313–658 x 11–54 μm . Apical, 184–994 x 16–54 μm . **Triactinas subatriales.** Sagitales. Las actinas son cónicas, rectas con puntas agudas. La actina impar es frecuentemente más larga que las impares. Pares, 118–389 x 11–43 μm . Impares, 238–616 x 11–43 μm . **Tetractinas atriales.** Sagital. Las actinas son cónicas con puntas agudas. Las actinas pares suelen ser más cortas que las impares y son curvas. Pares, 84–227 x 10–18 μm . Impares, 103–284 x 10–19 μm . Apical, 19–59 x 7–12 μm .

Ecología – Esta especie se encontró desde la zona intermareal hasta los 15 m de profundidad. Se asocia con briozoos y algas, en una zona con mucho sedimento.

Distribución – Provisionalmente endémica de la costa norte de Perú, regiones Piura y Tumbes (04°S).

Observaciones – Las especies que más se asemejan a *Leucilla mancoraensis* son *L. micropilosa* de Curazao y *L. nuttingi* de California, ya que tienen un sistema acuífero sileibide y comparten una composición de espículas similar. *Leucilla micropilosa* se caracteriza por la presencia de microdiactinas corticales, que están ausentes en *L. mancoraensis*. A diferencia de *L. mancoraensis*, *L. nuttingi* tiene un pedúnculo y microdiactinas que sobresalen del córtex. *Leucilla mancoraensis* es la primera *Leucilla* de la que se tiene constancia en la costa del Pacífico Sur.

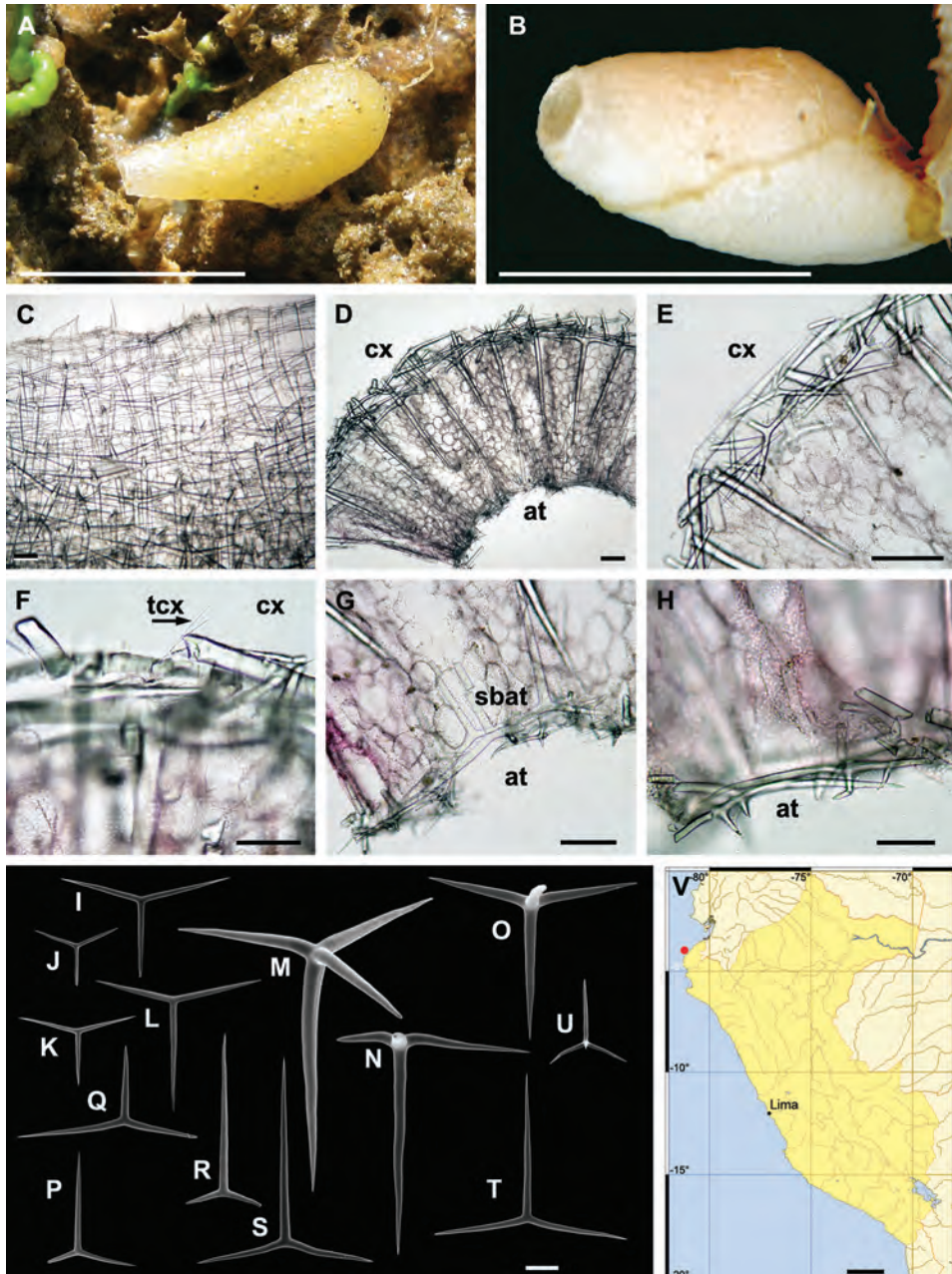


Fig. 45. *Leucilla mancoraensis* Cándor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019. A, espécimen vivo; B, espécimen después de la fijación; C, margen oscular sostenido por tetractinas; D, sección transversal del esqueleto; E, córtex con triactinas y tetractinas; F, córtex con tricoxas; G, triactinas subatriales; H, atrio con actinas apicales de tetractinas; I–L, triactinas corticales; M–O, tetractinas corticales; P–T, triactinas subatriales; U, tetractinas atriales; V, mapa de distribución. Abreviaturas: cx, córtex; at, atrio; tcx, tricoxas; sbat, triactina subatrial. Barras de escala: A–B, 0,5 cm; C–E, 200 μ m; F, 100 μ m; G, 200 μ m; H–U, 100 μ m; V, 200 km.

***Paraleucilla tarazonai* Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019**

REFERENCIAS: Dendy, 1893; Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu *et al.*, 2019.

Descripción – Cuerpo masivo, ósculo sin corona. El holotipo mide 12,0 x 10,0 x 4,0 mm. Consistencia firme pero friable. Ósculo sostenido por triactinas y tetractinas sagitales, como la pared del cuerpo. Superficie rugosa y escasamente hispida por la presencia de algunas diactinas. Sistema acuífero leuconoide y cámaras coanocitarias subesféricas, de 98 a 130 μm de diámetro. Color desconocido en vida y beige en etanol.

Esqueleto – Esqueleto cortical compuesto por microdiactinas, pocas diactinas grandes, raras triactinas y un sistema basal de tetractinas. Las microdiactinas y diactinas son perpendiculares al córtex. Las microdiactinas se organizan frecuentemente en mechones. Las triactinas y el sistema basal de las tetractinas se sitúan tangencialmente a la superficie. Esqueleto coanosómico típico del género, siendo inarticulado cerca de la superficie (región externa) y sin organización por debajo del esqueleto subatrial (región interna). La región externa está formada por las diactinas, la actina apical de las tetractinas corticales y la actina impar de las triactinas subatriales. La actina apical de las tetractinas corticales atraviesa el coanosoma y puede llegar incluso al atrio. La región interna es evidente sólo cuando la pared del cuerpo de la esponja es gruesa. En esta región se encuentran dispersas triactinas similares a las del esqueleto subatrial y triactinas subregulares. Esqueleto atrial formado por triactinas y tetractinas. La actina apical de las tetractinas atriales no es conspicua.

Espículas – Diactinas. Fusiformes con puntas agudas, > 1100 x 27 μm . **Microdiactinas corticales.** Rectas, espinadas, con una punta aguda y otra lanceolada, 54–189 x 1–3 μm . **Triactinas corticales.** Sagitales. Actinas cónicas, rectas, con puntas agudas, Pares, 86–265 x 4–14 μm . Impares, 70–170 x 4–12 μm . **Tetractinas corticales.** Sagitales. Las actinas basales son ligeramente cónicas a cónicas, rectas, con puntas agudas. La actina apical es ligeramente ondulada y más larga que las otras actinas. Pares, 118–400 x 11–43 μm . Impares, 32–230 x 11–27 μm . Apical, 178–745 x 13–65 μm . **Triactinas subatriales.** Sagitales. Las actinas son cónicas, rectas, con puntas agudas. Las actinas pares son más cortas que las impares. Pares, 89–300 x 11–38 μm . Impares, 150–535 x 11–38 μm . **Triactinas atriales.** Sagitales. Las actinas son ligeramente cónicas, con puntas agudas. Pares, 103–262 x 7–13 μm . Impares, 78–338 x 4–12 μm . **Tetractinas atriales.** Sagitales. Las actinas son cónicas, rectas y con puntas agudas. La actina apical es la más corta. Pares, 89–300 x 5–16 μm . Impares, 127–263 x 5–16 μm . Apical, 33–135 x 5–11 μm .

Ecología – Se encontró en una concha de ostra a 4–5 m de profundidad.

Distribución – Provisionalmente endémica de El Ñuro, al norte de la Quebrada Verde (04° 13'S – Región Piura).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 334.

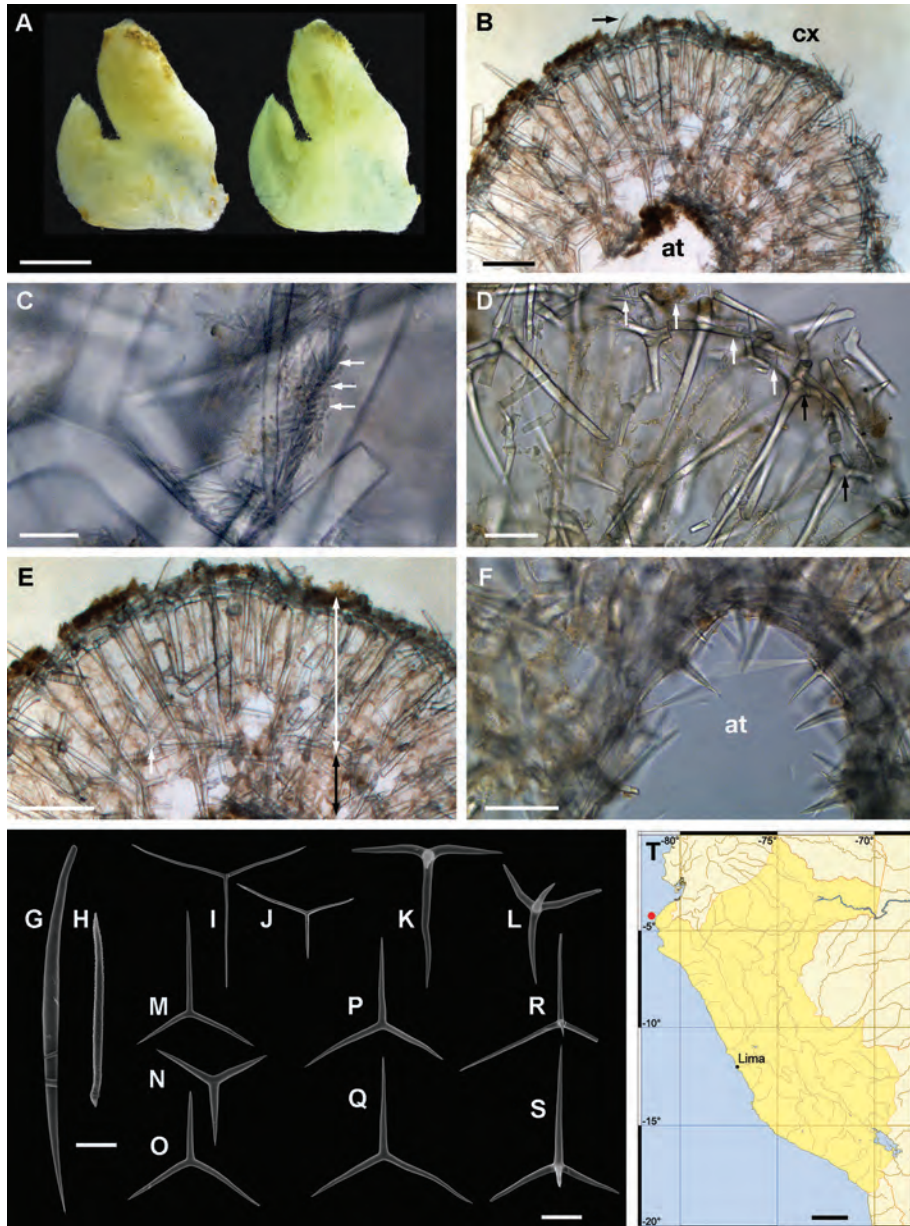
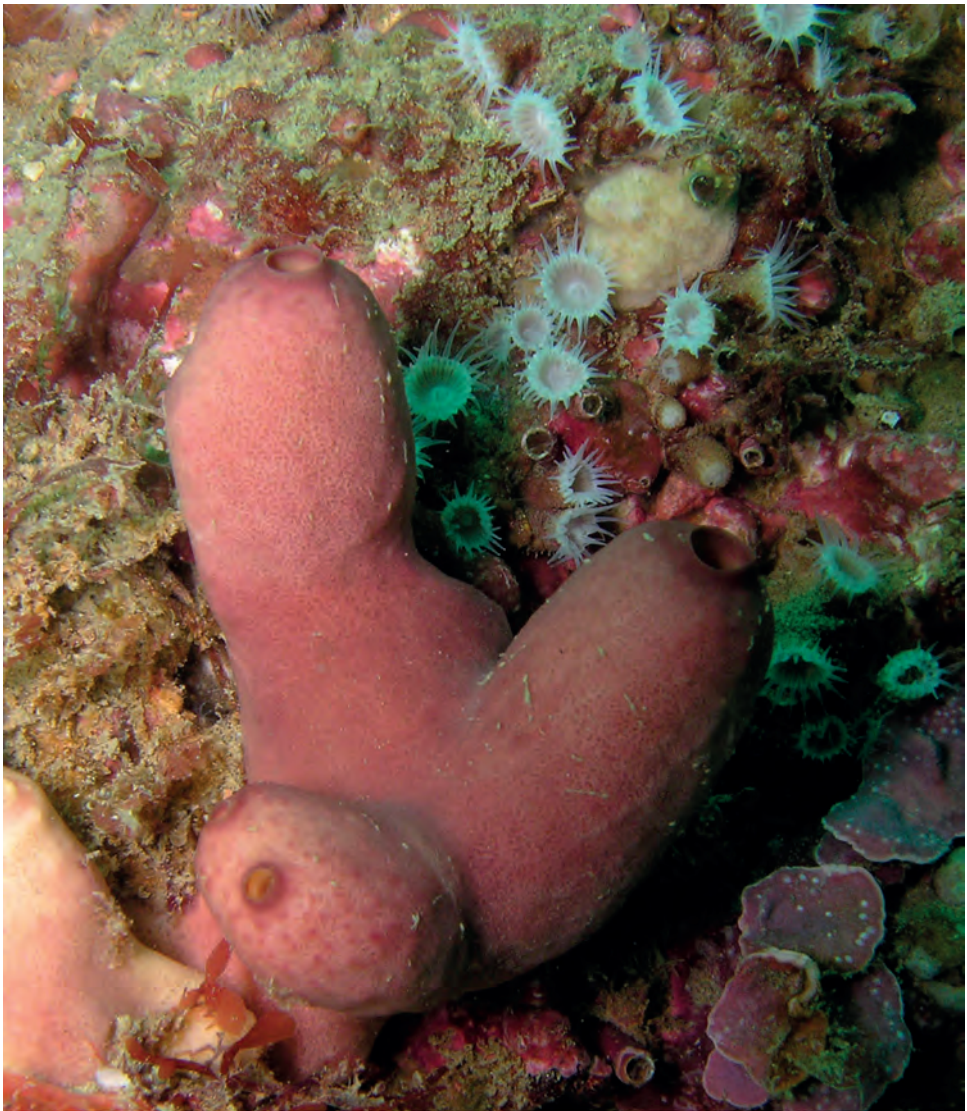


Fig. 46. *Paraleucilla tarazonai* Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019. A, espécimen después de la fijación; B, sección transversal con diactinas cruzando el coanosoma (flecha); C, microdiactinas corticales; D, triactinas corticales (flechas) y tetractinas; E, sección transversal mostrando las regiones externa (flecha doble blanca) e interna (flecha doble negra) con triactinas subatriales (flecha); F, atrio con la actina apical de las tetractinas; G, diactina; H, microdiactina; I–J, triactinas subatriales; K–L, tetractinas corticales; M–O, triactinas subatriales en el esqueleto inarticulado; P–Q, triactinas subatriales adyacentes al atrio; R–S, tetractinas atriales; T, mapa de distribución. Abreviaturas: cx, córtex; at, atrio. Barras de escala: A, 0,5 cm; B, 200 μ m; C, 20 μ m; D, 50 μ m; E, 200 μ m; F, 100 μ m; G–H, 10 μ m; I–S, 100 μ m; T, 200 km.



Orden Verongiida

Aplysina gerardogreeni

***Aplysina chiriquiensis* Diaz, van Soest, Rützler & Guzman, 2005**

REFERENCIA: Diaz, van Soest, Rützler *et al.*, 2005.

Descripción – Los ejemplares pueden alcanzar más de 20 cm de altura y suelen estar formados por unas pocas o muchas ramas de hasta 2,5 cm de grosor. La mayoría de los ejemplares presentan un pedúnculo corto y diversamente delgado. La superficie suele ser lisa, aunque irregular, pero también puede ser ligeramente rugosa. Los ósculos son muy pequeños (1–2 mm de diámetro) y en su mayoría están dispersos en los lados de las ramas. Consistencia cartilaginosa, resistente. El color varía del amarillo claro al ocre y al anaranjado en vida, llegando a ser púrpura oscuro en etanol.

Esqueleto – Arreglo dendrítico cerca de la superficie y reticulado, a mayor profundidad de la esponja. Las fibras de espongina se adelgazan hacia la superficie, cerca de la cual presentan pequeños tubérculos irregulares. Reticulación formada por mallas tridimensionales poligonales, generalmente de menos de 1 mm de diámetro. Fibras en su mayoría de menos de 100 μm de grosor, pero de hasta 150 μm , compuestas por una corteza amarilla, y médula granular. Esta última no es demasiado oscura y ocupa el 25–50% del diámetro de la fibra.

Espículas – Espículas propias ausentes.

Ecología – Los especímenes no son muy comunes, aparecen tanto en superficies verticales como horizontales alrededor de los 10 m de profundidad, normalmente portando epibiontes (algas, briozoos, ofiuroideos).

Distribución – Originalmente descrita en el Pacífico de Panamá, la especie ha sido reportada posteriormente en Islas Galápagos y en el Pacífico de Colombia. Este es el primer registro de la especie para el Pacífico SE, donde se ha recolectado en Cancas y Punta Sal (03°55' y 03°58S – Región Tumbes).

Observaciones – La taxonomía de las especies de *Aplysina* no va mucho más allá de una caracterización detallada de su morfología externa. Los rasgos anatómicos son tan variables dentro de cada individuo que los hacen casi inútiles en las comparaciones entre especies. Las medidas ofrecidas anteriormente están dentro de la variación conocida para la especie desde su descripción original. Sin embargo, es la primera vez que se informa de los ápices tuberculados de las fibras coanosómicas. La identificación se basó principalmente en el hábito pedunculado y ramoso de los especímenes peruanos, con dimensiones y color en vida, que coinciden con los registros anteriores de Panamá, Colombia y Galápagos.

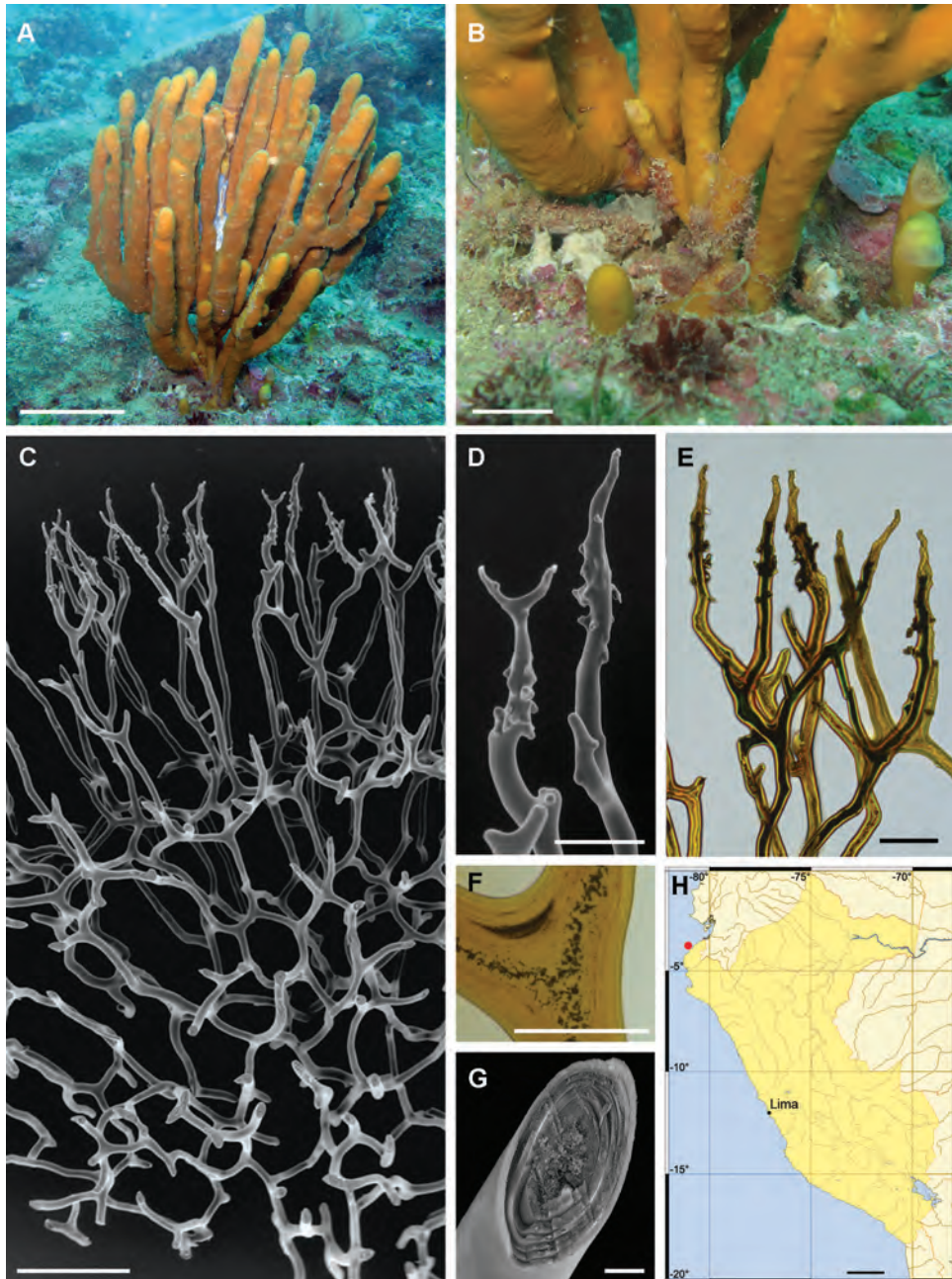


Fig. 47. *Aplysina chiriquiensis* Diaz, van Soest, Rützler & Guzman, 2005. A, espécimen vivo; B, base de un espécimen con pedúnculos rotos y en regeneración; C, estructura general de la arquitectura esquelética; D, detalle de C; E, fibras de espongina dendríticas; F, detalle de fibra anastomosada; G, fibra seccionada; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 1 mm; D–E, 250 µm; F, 100 µm; G, 25 µm; H, 200 km.

Aplysina cf. chiriquiensis

REFERENCIA: Diaz, van Soest, Rützler *et al.*, 2005.

Descripción – Erguida, con unas 15 ramas cilíndricas irregulares y un corto pedúnculo, ramas de 1–3 cm de ancho, espécimen de 15–20 cm de altura. Superficie rugosa, micro-convolucionada. Los ósculos son muy pequeños (probablemente de 1–2 mm de diámetro), dispersos o ligeramente alineados en los lados de las ramas. Consistencia cartilaginosa, resistente. Color que varía de amarillo ocre a anaranjado, dependiendo de la intensidad de la luz, en vida; volviéndose marrón oscuro en etanol.

Esqueleto – Arreglo dendrítico cerca de la superficie, y reticulado a mayor profundidad de la esponja. Las fibras se adelgazan hacia la superficie, donde ocasionalmente muestran algunas protuberancias tuberculosas. Reticulación formada por mallas tridimensionales poligonales, generalmente de menos de 1 mm de diámetro. Fibras en su mayoría de 50–100 μm de grosor, pero hasta 200 μm , compuestas por una corteza amarilla, y médula granular. Esta última no es demasiado oscura y ocupa el 25–60% del diámetro de las fibras.

Espículas – Espículas propias ausentes.

Ecología – El único espécimen recolectado estaba adherido a la superficie horizontal de una pequeña grieta, aparentemente situado en una pared vertical relativamente grande a 10 m de profundidad. El sustrato presenta considerable sedimento, así como abundantes algas pequeñas, un tunicado y tubos de poliquetos.

Distribución – Sólo se conoce en Punta Sal (03°59'S – Región Tumbes).

Observaciones – En general, este espécimen encaja bien en *Aplysina chiriquiensis*, pero esta última siempre se ha descrito con una superficie lisa. Hemos preferido separar su descripción, para destacar esta diferencia.

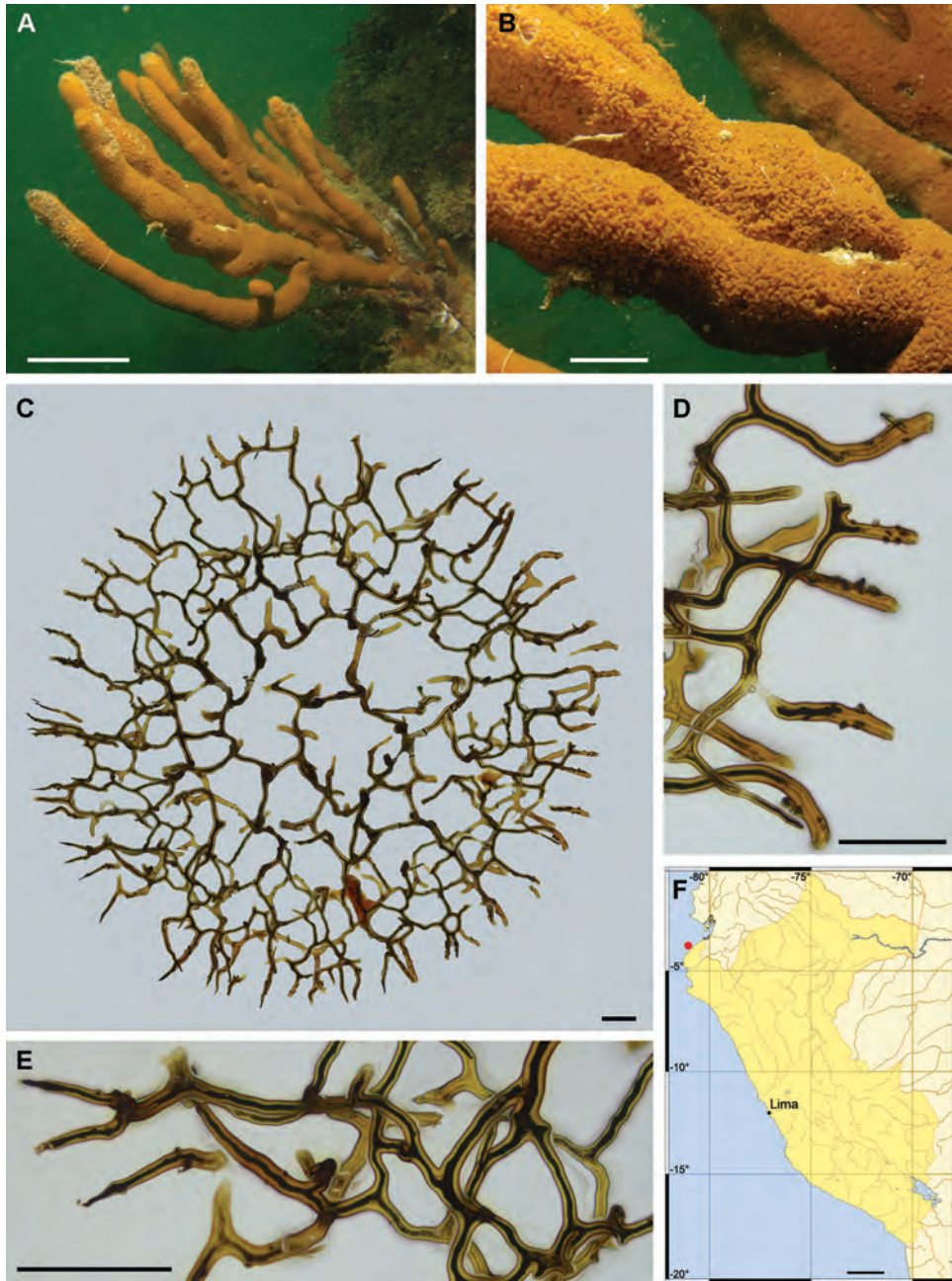


Fig. 48. *Aplysina* cf. *chiriquiensis* Diaz, van Soest, Rützler & Guzman, 2005. A–B, espécimen vivo; C, sección transversal del esqueleto; D–E, detalles de C; F, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 2 cm; C–E, 500 µm; F, 200 km.

***Aplysina gerardogreeni* Gómez & Bakus, 1992**

REFERENCIAS: Gómez & Bakus, 1992; Cruz-Barraza, Carballo, Rocha-Olivares *et al.*, 2012; Gómez, González-Acosta, Sánchez-Ortíz *et al.*, 2018; Lizarazo, Zea, Chasqui *et al.*, 2020.

Descripción – Los especímenes suelen estar formados por varios lóbulos tubulares cortos, a menudo fusionados extensamente en crestas aplanadas, ocasionalmente bifurcadas. Las dimensiones suelen ser de 5–10 cm de diámetro, con proyecciones individuales de no más de 3,5 cm de grosor, normalmente inferiores a 4 cm, y ligeramente fusiformes. Ósculos apicales, de 2–5 mm de diámetro, rodeados por una membrana corta, que puede ser más oscura que el resto del espécimen en los individuos de color más claro. Consistencia blanda, elástica. El color en vida más frecuente es el púrpura, pero también el beige, que se presenta también como manchas en individuos que de otro modo serían púrpuras. La esponja se vuelve negra en etanol.

Esqueleto – Arreglo dendrítico cerca de la superficie y reticulado a mayor profundidad de la esponja. Las fibras se adelgazan hacia la superficie. Mallas de hasta 1,2 mm de diámetro. Fibras en su mayoría de menos de 100 μm de grosor, pero de hasta 130 μm , compuestas por una corteza amarilla y una médula que puede ser del mismo color o totalmente negra y que ocupa más del 50% del grosor total.

Espículas – Espículas propias ausentes.

Ecología – Los especímenes se encuentran tanto en superficies verticales como horizontales entre 7 y 10 m de profundidad, y no suelen llevar epibiontes. Sin embargo, se han visto algunos ofiuroideos alrededor de las proyecciones tubulares, y los ejemplares suelen estar rodeados de una rica comunidad bentónica en la que predominan las algas y los pastos marinos, pero también son frecuentes los cnidarios, los briozoos y los tunicados.

Distribución – Anteriormente conocida en toda la costa de México, el Pacífico de Panamá y Ecuador. Este es el registro más meridional de la especie en la costa del Pacífico de Sudamérica, con especímenes recolectados en Cancas y Punta Sal (03°55' y 03°57'S – Región Tumbes) y El Ñuro (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 335.

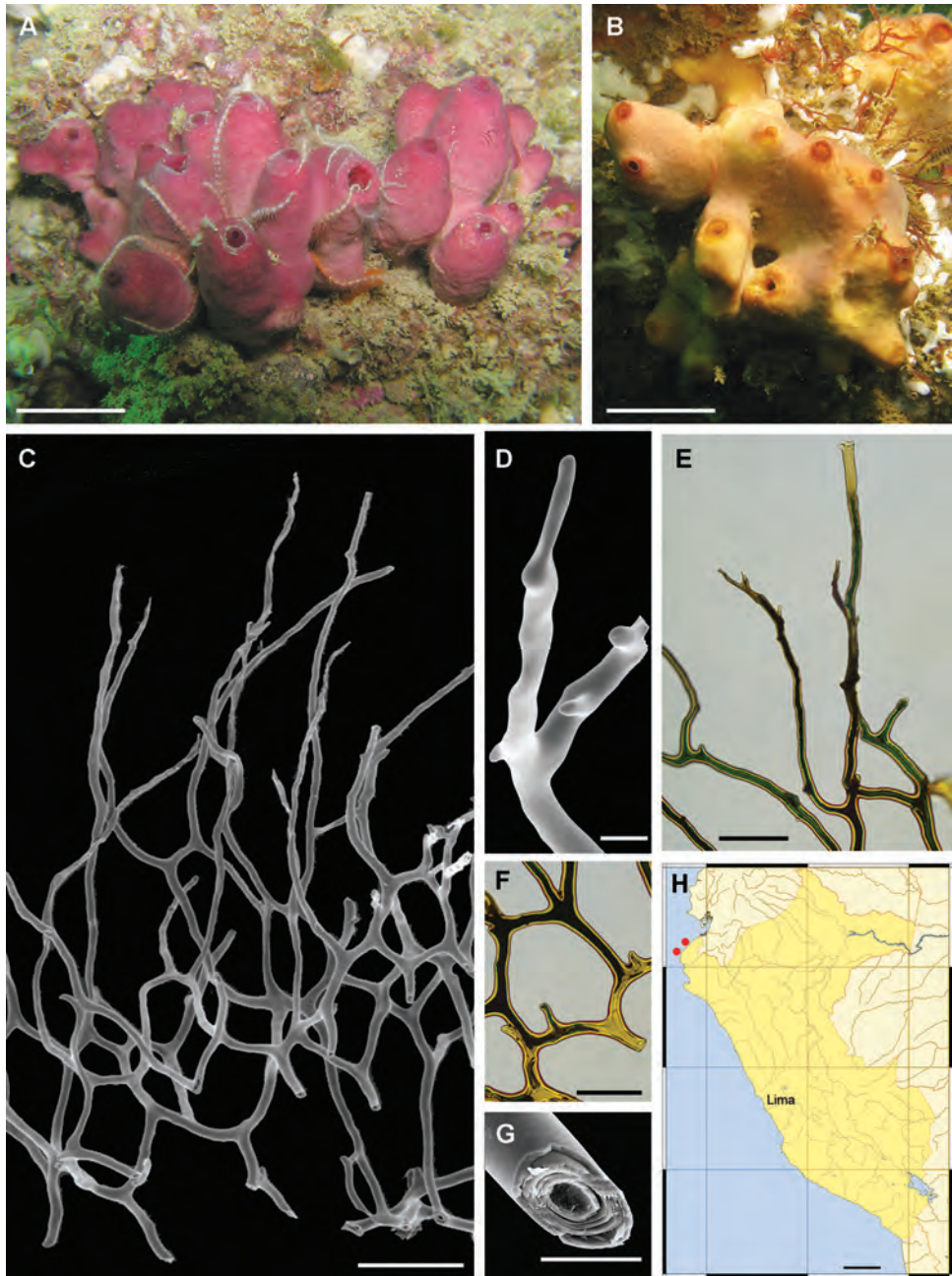


Fig. 49. *Aplysina gerardogreeni* Gómez & Bakus, 1992. A–B, especímenes vivos; C, estructura general de la arquitectura esquelética; D, detalle de C; E, fibras de espongina dendríticas; F, detalle de las fibras de espongina; G, fibra de espongina seccionada; H, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 2 cm; C, 1 mm; D, 100 μ m; E–F, 500 μ m; G, 100 μ m; H, 200 km.



Orden Dendroceratida

Aplysilla sp.

***Aplysilla* cf. *sulfurea* Schulze, 1878**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Picton, Morrow & van Soest, 2011; de Voogd, Alvarez, Boury-Esnault *et al.*, 2022.

Descripción – Diminuta, redondeada, de menos de 2 cm de diámetro máximo, o en forma de cojín, de hasta 5 cm de longitud, y no más grueso de 3–4 mm. Superficie conulosa, lisa entre los cónulos, una área con una delicada membrana reticulada. Cónulos de 1 a 2 mm de altura y de 2 a 3 mm de separación. Consistencia blanda, frágil. Color amarillo intenso en vida, que se vuelve beige o púrpura en etanol.

Esqueleto – Formado por fibras de espongina escasas, delgadas, ramificadas o no, algo sinuosas, marcadamente laminadas, que se adelgazan hacia los cónulos; y que se originan en bases de unión expandidas, tripodales en un caso, aparentemente en forma de disco (diámetro 200–400 μm). Las fibras son más gruesas (hasta 100 μm) en las secciones en las que se ramifican, y se adelgazan (hasta 10–15 μm) considerablemente en sus puntas. Algunas ramificaciones cortas no llegan al ectosoma. Las fibras no contienen material foráneo, como granos de arena incrustados o espículas.

Espículas – Espículas propias ausentes. Puede haber algunas secuestradas del sedimento, de morfología variada y frecuentemente rotas.

Ecología – Recolectada en sustrato duro a 1–14 m de profundidad, a temperaturas que oscilan entre los 14 y los 21°C. Entre los organismos que estaban en contacto directo o muy cerca de los especímenes se encontraban otras esponjas (*Cliona*, *Dysidea*), briozoos, tubos de poliquetos y tunicados.

Distribución – Reportada originalmente en el Mar Adriático, esta especie ha sido registrada posteriormente en varios rincones del planeta, incluyendo los canales del sur de Chile. Aquí reportamos su primer hallazgo en el Pacífico Oriental Tropical (Punta Sal, 03°58'S – Región Tumbes; Islas Lobos de Afuera, 06°56'S – Región Lambayeque), y Pacífico Humboldtiano (Paracas, 14°09'S – Región Ica).

Observaciones – Los registros distintos de los del Atlántico nororiental y el Mediterráneo se consideran inexactos, por la improbabilidad de que una esponja pueda estar tan ampliamente distribuida, no sólo geográficamente, sino también ecológicamente, desde las aguas cálidas tropicales hasta las frías templadas. A la espera de una revisión molecular de muestras de muchas zonas del mundo, es poco probable que se aclaren estas dudas, por el escaso conjunto de datos morfológicos que aportan estas esponjas. Otra posibilidad de descubrir este probable complejo de especies podría ser a través de la histología y la ultraestructura.

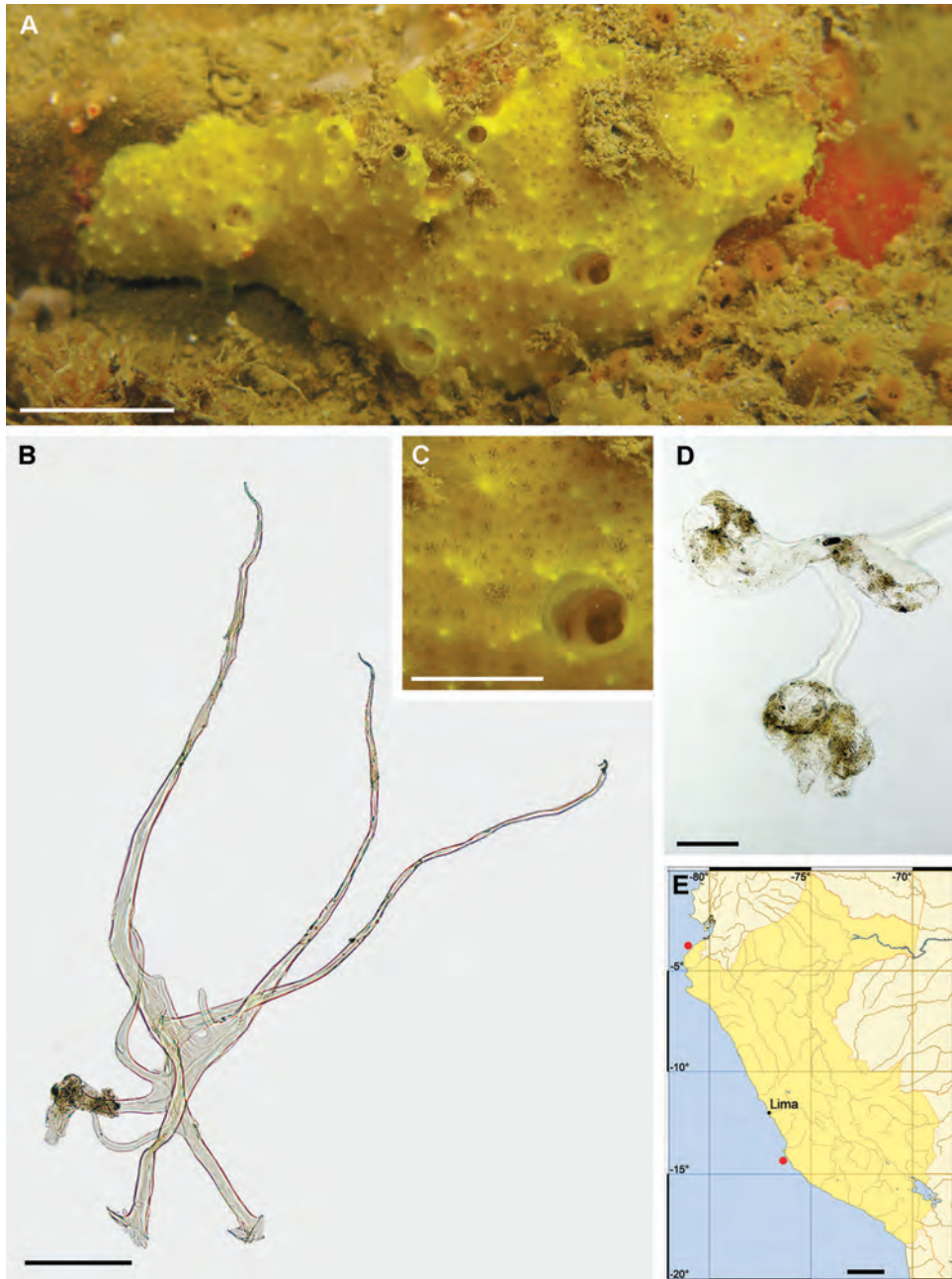
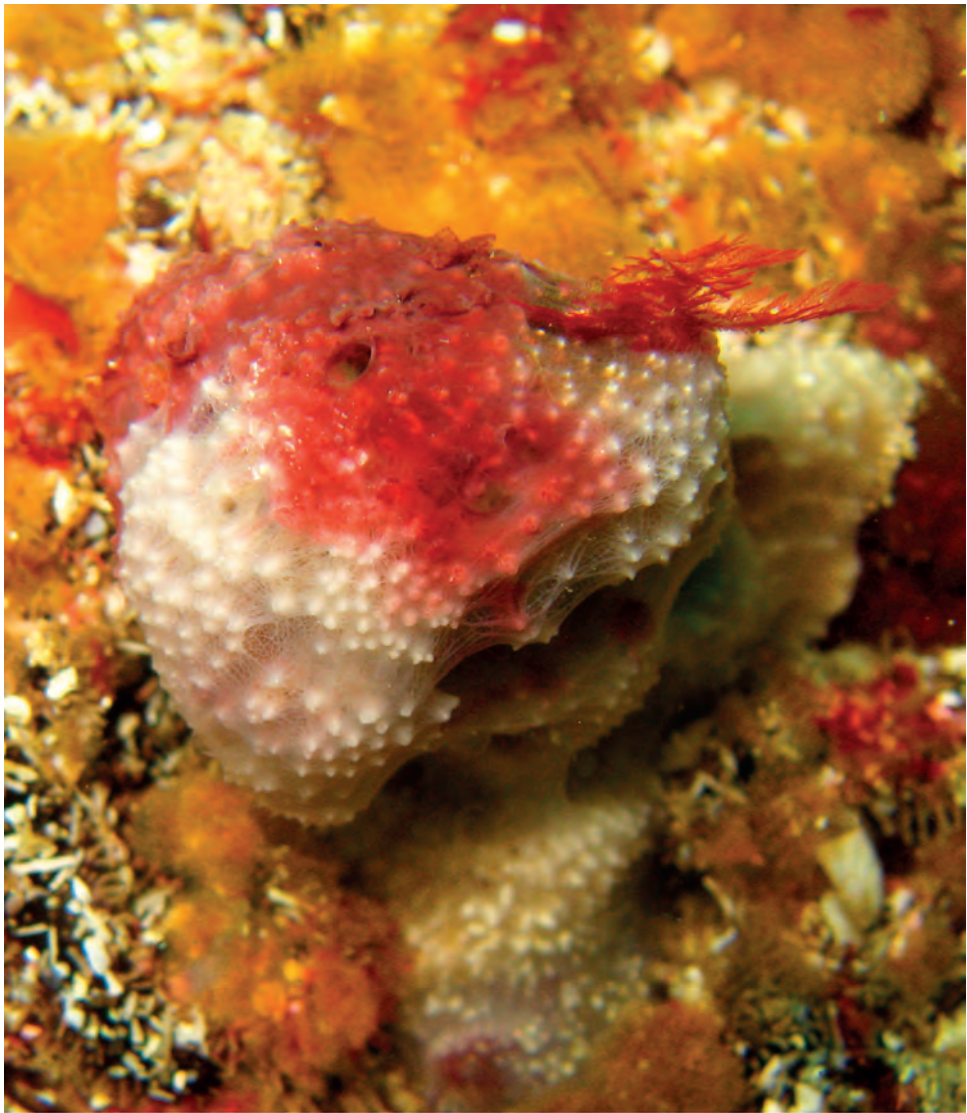


Fig. 50. *Aplysilla* cf. *sulfurea* Schulze, 1878. A, espécimen vivo; B, fibras córneas verticales desprendidas de la placa basal de la espongina; C, ampliación de A; D, base de las fibras; E, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 500 µm; C, 0,5 cm; D, 200 µm; E, 200 km.



Orden Dictyoceratida

Dysidea cf. ligneana

***Aplysinopsis* sp.**

REFERENCIAS: Bergquist, 1995; Cook, 2007; van Soest, Kaiser & van Syoc, 2011.

Descripción – Especímenes de hasta 15 cm de ancho y solo unos pocos milímetros de grosor. Forma de cojín, con proyecciones cortas irregulares, laminares, lobuladas (hasta 2–3 cm de altura) o en montículos, en su mayoría con ósculos en la parte superior (1 mm de diámetro). Consistencia firme, algo flexible; textura lisa, pero con una ligera rugosidad. Color en vida, un tono de gris más claro o más oscuro, el primero posiblemente sea consecuencia de una capa microbiana que recubre partes de la esponja, que por lo demás está sustancialmente cubierta por sedimento y epibiontes (zoántidos, poliquetos, briozoos). Mantiene su color en etanol.

Esqueleto – Ectosoma cargado de una costra de sedimento (0,5–2 mm de grosor) que incluye una gran proporción de espículas, dispersamente perforadas por fibras primarias ascendentes recubiertas de sedimento, que terminan en cónulos cortos en la superficie. El coanosoma presenta una red irregular de fibras primarias ascendentes (de hasta 80–250 μm de grosor) que pueden bifurcarse o trifurcarse, conectadas abundantemente por fibras secundarias libres de sedimento (de hasta 40–65 μm de grosor), formando a veces pequeños parches de red secundaria. La aparición de fibras (pseudo)terciarias (de unos 15 μm de grosor) es ocasional. Las fibras están marcadamente laminadas bajo el microscopio de contraste de interferencia diferencial (DIC), formando mallas irregulares de hasta 1 mm de diámetro mayor.

Espículas – Espículas propias ausentes. Hay muchas espículas secuestradas del sedimento, de morfología variada y frecuentemente rotas.

Ecología – Ambos especímenes se recolectaron en un sustrato duro casi vertical. El más grande, de 19 m de profundidad, lleva muchos epibiontes como se ha relatado anteriormente.

Distribución – Sólo se conoce de Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes) y El Ñuro (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Sólo hay tres especies válidas reconocidas en *Aplysinopsis*, hasta ahora registradas en Australia, Japón y la isla de Clipperton. La actual es el único registro del Pacífico SE, representando muy posiblemente una nueva especie.

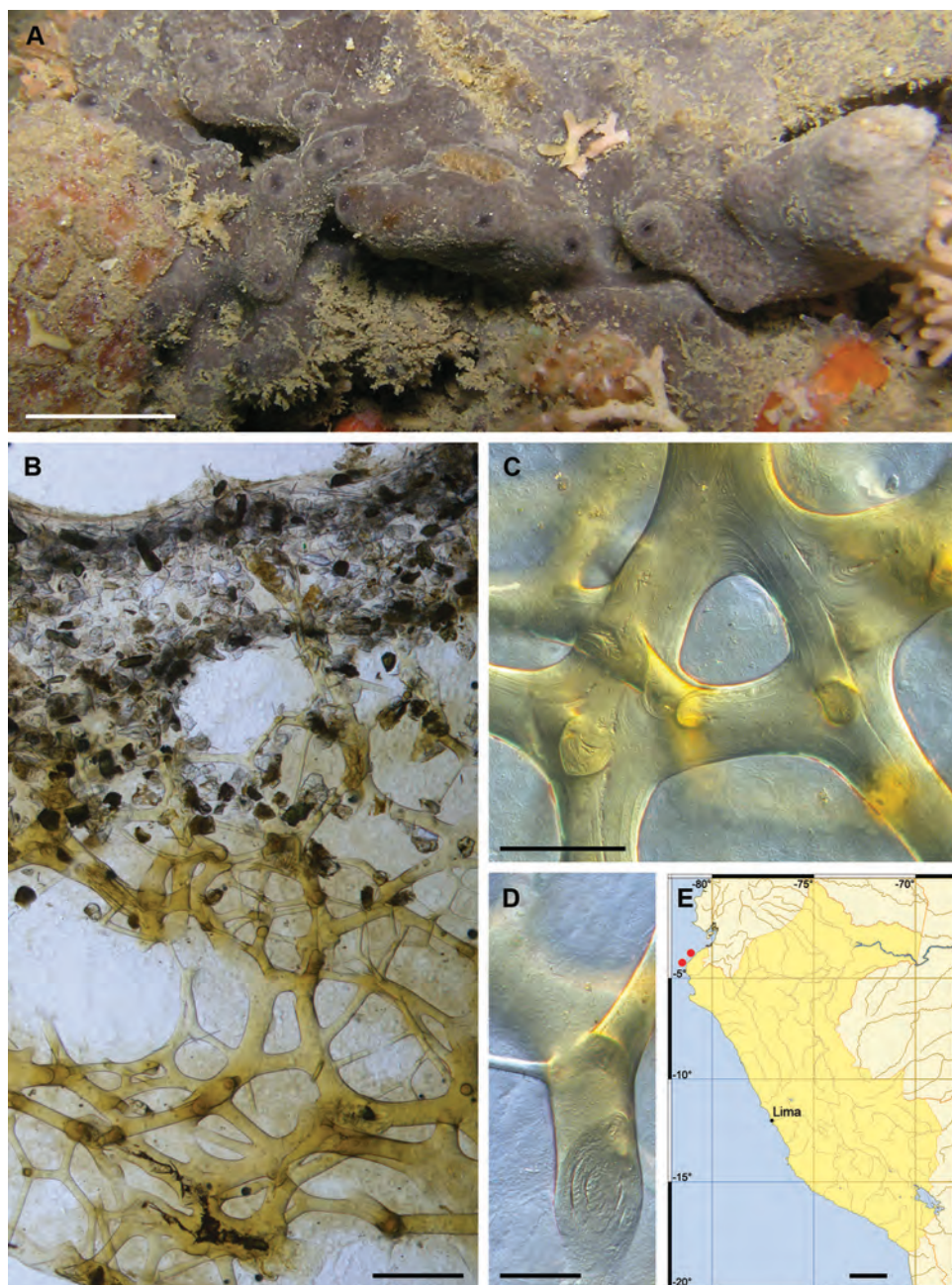


Fig. 51. *Aplysinopsis* sp. A, espécimen vivo; B, arquitectura en sección transversal; C, detalle de B; D, fibra seccionada; E, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 500 μ m; C, 200 μ m; D, 100 μ m; E, 200 km.

***Dysidea* cf. *ligneana* (Hyatt, 1877)**

REFERENCIA: Hyatt, 1877.

Descripción – Los especímenes suelen tener forma de cojín, pero pueden ser más robustos, lobulados o con incrustaciones. Tienen un contorno irregular y presentan montículos y lóbulos cortos, una superficie conulosa. Los ósculos son pequeños (1–3 mm), dispersos por toda la superficie, con una membrana diversamente translúcida y prolijamente reticulada. La consistencia es blanda y de color blanco (gris claro, beige claro) a gris en vida, pasando de beige a marrón en etanol.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica no especializada formada por los extremos apicales de fibras coanosómicas primarias, sinuosas, longitudinales y con sedimento, que soportan la membrana superficial. Las fibras secundarias, transversales, se encuentran por todo el coanosoma, distribuidas a intervalos relativamente regulares, y también poseen sedimento incrustado, pero en menor abundancia. Las secundarias parecen aumentar en abundancia más cerca del sustrato. Las fibras están perfectamente laminadas.

Espículas – Espículas propias ausentes. Hay muchas secuestradas del sedimento, de morfología variada y frecuentemente rotas.

Ecología – Los especímenes parecían preferir el sustrato de roca más cercano al sustrato de arena gruesa (2–24 m). Los numerosos especímenes observados estaban cubiertos por un alga roja o una alfombra microbiana, y un espécimen era móvil, transportado por un cangrejo dromiuro. Asociación con pastos marinos, algas verdes y pardas, esponjas costosas, anémonas (*Anthothoe chilensis*), briozoos y poliquetos estaban frecuentes.

Distribución – Abundante en Bahía Sechura (05°40'S – Región Piura) e Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – *Dysidea ligneana* fue descrita muy brevemente por Hyatt (1877), y carece de una información esencial para ayudar a su reconocimiento: ¿cuál era su color original en vida? De la descripción de Hyatt, los puntos que no coinciden exactamente con los especímenes observados aquí son la consistencia dura, la parte externa más oscura y el esqueleto extremadamente denso con mallas muy pequeñas. En cualquier caso, estas diferencias deben considerarse cuidadosamente, ya que la consistencia dura puede aparecer en los especímenes secos, la parte externa más oscura puede estar vinculada a ciertos tipos de sustratos y no a otros, y el esqueleto extremadamente denso necesita valores absolutos antes de poder realizar cualquier comparación significativa. Por lo tanto, independientemente de que la localidad tipo de *D. ligneana* (Zorritos) esté bastante cerca de nuestros terrenos de recolección, preferimos dejar nuestra identificación sin concluir por ahora, a la espera de reexaminar el holotipo, y buscar especímenes topo-típicos.

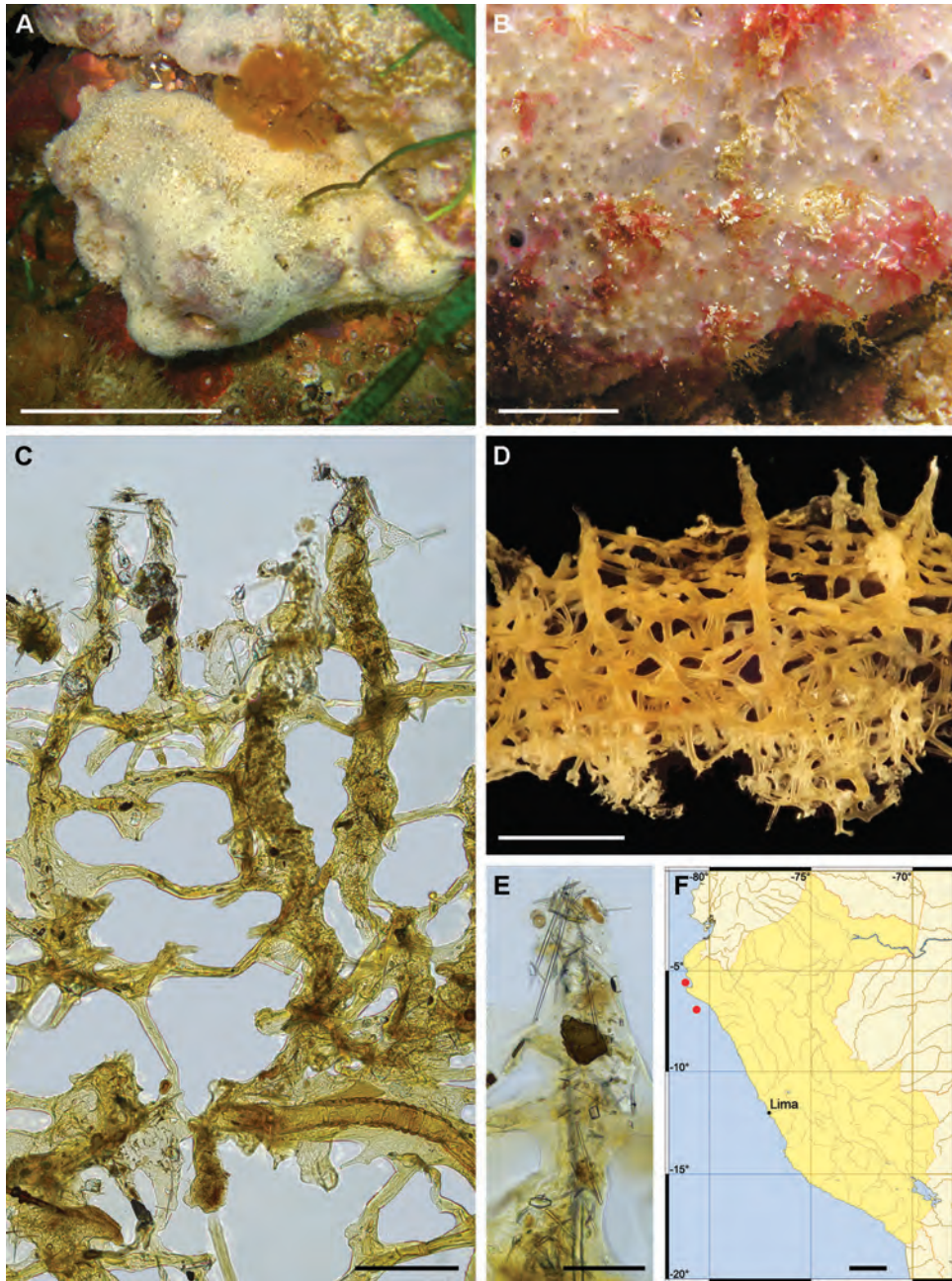


Fig. 52. *Dysidea cf. ligneana* (Hyatt, 1877). A–B, espécimen vivo; C–E, arquitectura del esqueleto (tras la digestión con papaína de las células); F, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 2 mm; E, 200 μ m; F, 200 km.



Orden Haplosclerida

Niphates ruthecitae

Clave de identificación de las Haplosclerida peruanas

- (1) Las microscleras son sigmas y toxas *Haliclona (Gellius) concreta* (p.130)
Microscleras ausentes 2
- (2) Las oxas no superan los 95 μm ,
color en vida amarillo vivo *Haliclona (Reniera) parvuloxea* (p.142)
Las oxas superan los 105 μm , otros colores 3
- (3) Presencia de haces primarios multiespiculares 4
Ausencia de haces primarios multiespiculares 5
- (4) Esqueleto coanosómico muy regular, con abundante espongina
que envuelve los haces espiculares *Niphates ruthecitae* (p. 150)
Esqueleto coanosómico poco regular, con escasa espongina, nunca
envolviendo los haces espiculares *Pachychalina lupusapia* (p. 152)
- (5) Esqueleto ectosómico especializado,
una reticulación densa, uni- a pauciespicular, isotrópica 6
Esqueleto ectosómico no especializado, ausente 10
- (6) Color en vida rosado o rosáceo 7
Otros colores en vida 9
- (7) Hábito reptante o ramificado.. *Haliclona (Halichoclona) marcoriosi* (p. 134)
Hábito costroso 8
- (8) Ósculos alineados en hileras sobre las crestas,
y oxas 108-198 μm *Haliclona (Halichoclona) multiosculata* (p.136)
Ósculos no alineados en filas sobre las crestas,
y oxas 87-135 μm *Haliclona (Halichoclona) arequipaensis* (p. 132)
- (9) Color en vida blanco, con superficie translúcida,
y oxas astadas *Haliclona (Halichoclona) pellucida* (p. 140)
Color en vida beige, sin superficie translúcida,
y oxas aceradas *Haliclona (Halichoclona) paracas* (p. 138)
- (10) Líneas secundarias de una sola espícula de largo 11
Líneas secundarias de más de una espícula de largo 13
- (11) Sin proyecciones,
color en vida azul violáceo *Haliclona (Rhizoniera) baslaviae* (p. 144)
Proyecciones lobuladas, otros colores en vida 12
- (12) Ósculos apicales, laterales o basales en las proyecciones; color en
vida verde oliva a amarillo *Haliclona (Rhizoniera) manglarensis* (p. 146)
Ósculos en su mayoría alineados con la superficie,
color marrón claro vivo *Haliclona (Rhizoniera) zanabriai* (p. 148)

- (13) Ramas presentes, cortas, distales, bifurcadas y anastomosadas,
color en vida beige a beige rosado *Chalinula ramiculosa* (p. 128)
Ramas ausentes,
color en vida beige a amarillo claro *Chalinula chelysa* (p. 126)

Definiciones de los subgéneros de *Haliclona* encontrados en Perú

Haliclona (Gellius) – Chalinidae con un esqueleto coanosómico que consiste en una reticulación subhalicondroide bastante confusa de líneas primarias pauci- a multiespiculares, conectadas irregularmente por líneas secundarias uniespiculares. El esqueleto ectosómico, si está presente, es una reticulación regular, tangencial, uniespicular e isotrópica, o consiste en espículas irregularmente esparcidas y orientadas tangencialmente. Las microscleras, si están presentes, pueden ser toxas, sigmas o rafidios o una combinación.

Haliclona (Halichoclona) – Chalinidae con un esqueleto coanosómico que consiste en una reticulación subisotrópica, algo confusa, comúnmente interceptada por muchos espacios coanosómicos. Esqueleto ectosómico de la misma estructura que el coanosoma, generalmente muy suelto sobre el coanosoma, del que puede estar separado por amplios espacios subectosómicos. Espongina ausente o muy escasa, en los nodos de las espículas. Megascleras generalmente aceradas o astadas. Las microscleras, si están presentes, son micróxas o sigmas. Las esponjas suelen ser relativamente crujientes y quebradizas, sólo ligeramente comprimibles.

Haliclona (Reniera) – Chalinidae con un esqueleto coanosómico que consiste en una reticulación delicada, regular, uniespicular e isotrópica. Esqueleto ectosómico, si está presente, también una reticulación tangencial, uniespicular, isotrópica, muy regular y continua. Espongina siempre presente en los nodos de la reticulación, pero nunca abundante. Oxas frecuentemente romas o estrangilotes. Microscleras, si están presentes, toxas y sigmas. Esponjas comúnmente blandas y frágiles.

Haliclona (Rhizoniera) – Chalinidae con un esqueleto coanosómico anisotrópico, en forma de escalera, formado por líneas primarias uni- o multiespiculares, conectadas por líneas secundarias uniespiculares irregulares. El esqueleto ectosómico suele estar ausente; si está presente, consiste sólo en algunas oxas vagamente esparcidas y orientadas tangencialmente. Espongina de moderada a ausente. Megascleras generalmente delgadas con puntas aceradas. Ausencia de microscleras.

***Chalinula chelysa* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; de Laubenfels, 1954; Desqueyroux-Faúndez & Valentine, 2002; Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Especímenes pequeños, de unos pocos centímetros de ancho, con incrustaciones finas, o más bien en forma de cojín, con ocasionales proyecciones lobuladas irregulares. Superficie lisa, punteada. Ósculos de 1–2 mm de ancho, circulares, en su mayoría dispersos, ocasionalmente alineados sobre pequeñas crestas irregulares, al ras de la superficie o sobre pequeñas protuberancias. Consistencia blanda. Color que varía de beige a amarillo claro en vida, tornándose blanco a translúcido en etanol.

Esqueleto – No presenta esqueleto ectosómico especializado. Coanosoma con reticulación anisotrópica relativamente regular, con haces primarios ascendentes, algo sinuosos, de uni- a pauciespiculares, 1–3 espículas gruesas, en su mayoría conectadas ortogonalmente por haces secundarios uniespiculares, y 1–2 espículas largas; arreglo general bastante suelto, con grandes lagunas, de hasta 0,8 mm de diámetro, y unas pocas espículas, probablemente más jóvenes, dispersas por todo el cuerpo. El esqueleto tiende a volverse isótropo en algunas zonas. La esponjina, si la hay, es muy escasa, en los nodos.

Espículas – Oxas, fusiformes, rectas, o más frecuentemente sutilmente dobladas en el centro, puntas agudas aceradas, 73–129–169 x 1,0–5,5–9,0 µm.

Ecología – Los especímenes se encontraron en sustratos rocosos poco profundos (7–15 m de profundidad), o como epibiontes sobre mitílidos; algunos se presentaron en una rica asociación con percebes, braquiópodos, ofiuroides, anémonas, cangrejos, poliquetos, moluscos y otras esponjas. La temperatura del agua durante la colecta osciló entre 11° y 18°C.

Distribución – Se conoce en Bahía Tortuga (09°22'S – Región Ancash), Ilo, (17°39'S – Región Moquegua), Matarani (16°50'S – Región Arequipa), Isla La Vieja e Isla Santa Rosa (14°17'S y 14°19'S – Región Ica).

Observaciones – Sólo se registran cinco especies de *Chalinula* en el Pacífico Oriental. *Chalinula ecbasis* (digitada o ramosa, de color marrón, café, púrpura o lavanda) de California, *C. ignobilis* (costrosa gruesa, de color marrón rosado) de Punta Arenas (Chile), *C. variabilis* (de forma ovalada a digitiforme, de color marrón pálido a púrpura grisáceo) de Punta Arenas y el archipiélago de Juan Fernández (Chile), *C. nematifera* (color púrpura vibrante con líneas blancas que sobresalen en la superficie) de Isla Isabel y Cabo Pulmo (México), y *C. cf. molitba* (color lila) de Islas Galápagos (Ecuador). *Chalinula chelysa* (costrosa fina, o más bien en forma de cojín, de color beige a amarillo claro) se diferencia de todas las anteriores por su forma, color y aspectos de su arquitectura esquelética.

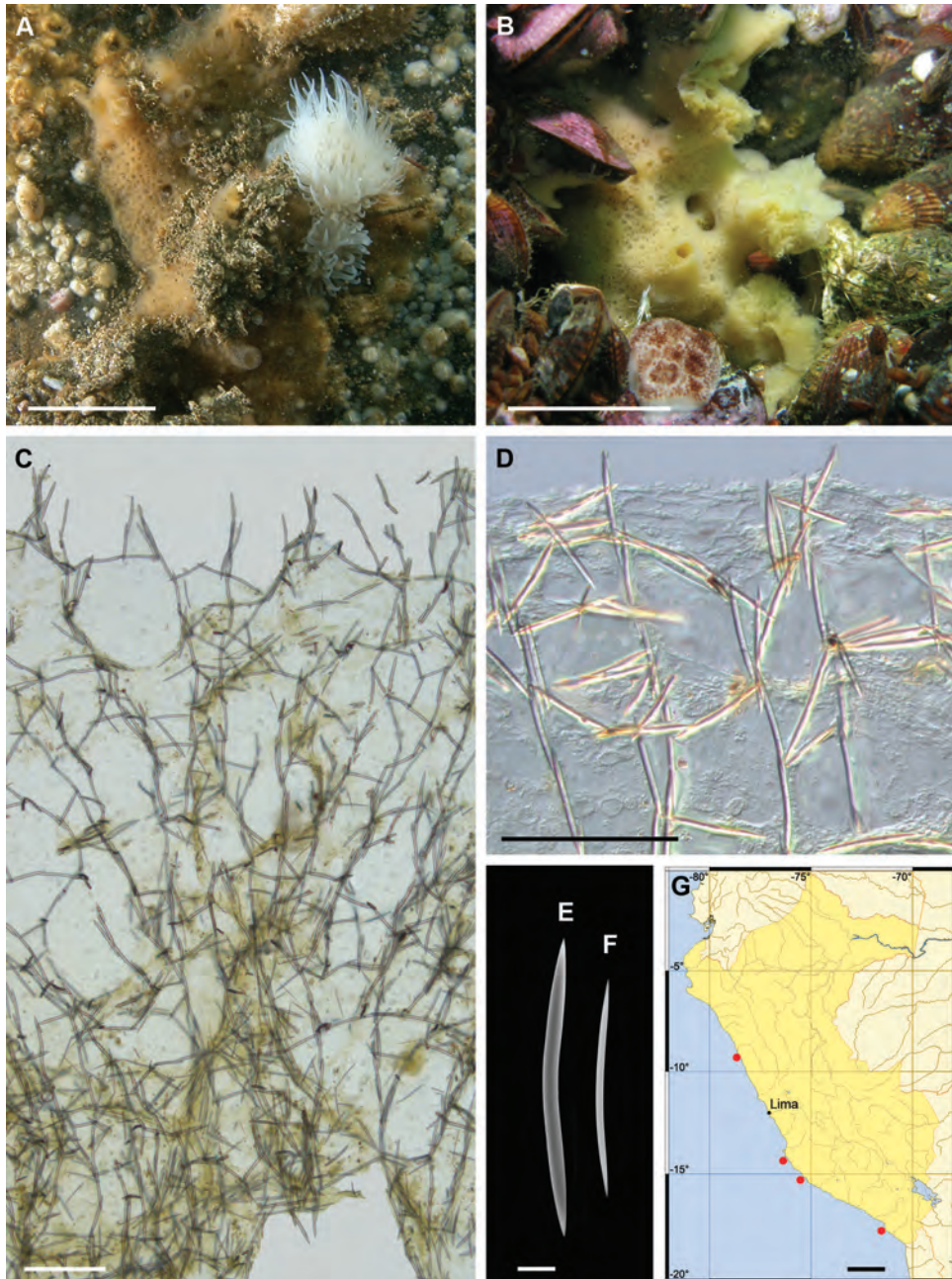


Fig. 53. *Chalinula chelysa* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de C (microscopía DIC); E–F, oxas; G, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 2 cm; C, 250 μm; D, 100 μm; E–F, 20 μm; G, 200 km.

***Chalinula ramiculosa* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1932; Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Masiva, de contorno irregular, o una masa densa de ramas pequeñas, irregulares, a menudo bifurcadas o anastomosadas que se ensanchan apicalmente. Los especímenes alcanzan 15 cm de diámetro mayor y 5 cm de grosor. Superficie lisa, aunque algo irregular, con filamentos subectosómicos tangenciales y longitudinales, y una ligera reticulación, ambas visibles al ampliar las imágenes submarinas tomadas *in situ*. Ósculos de 0,8–4 mm de diámetro, comunes, circulares, localizados principalmente en la base de las ramas, ligeramente elevados sobre pequeñas proyecciones volcaniformes. Consistencia blanda, comprimible. Color beige en vida, oscureciéndose a marrón violáceo tras la exposición al aire, volviéndose beige claro en etanol.

Esqueleto – No presenta un esqueleto ectosómico especializado, pero pueden extenderse en la superficie oxas tangenciales sueltas, incluso abundantes. La arquitectura coanosómica es una reticulación confusa, uniespicular e isotrópica, con haces primarios sueltos poco reconocibles y menos aún líneas de conexión, de dos espículas de largo. Espongina muy escasa, sólo en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, fusiformes, rectas, o más frecuentemente sutilmente dobladas en el centro, puntas agudas aceradas, 81–123–150 x 1,3–5,5–9,0 µm.

Ecología – Se adhiere a la roca o es epibionte sobre bivalvos o algas tipo *Codium* en el submareal muy somero (3–7 m de profundidad). La masa de ramas de esponjas y algas alberga ofiuros y cangrejos, y puede estar bastante cubierta de sedimento fino.

Distribución – Sólo se conoce de Paracas e Isla La Vieja (13°49' y 14°16'S – Región Ica).

Observaciones – El patrón principal observado en el esqueleto de *C. ramiculosa* es una reticulación uniespicular e isotrópica, casi sin líneas primarias y secundarias. Sin embargo, hay algunas zonas en las que se aprecia una reticulación anisotrópica, con líneas secundarias de más de una espícula, lo que acerca a la nueva especie a *Chalinula*. Esta variación en el esqueleto está presente en varias especies de este género. La única *Chalinula* adicional en la costa peruana es *C. chelysa*. Sin embargo, la forma masiva y la presencia de abundantes y pequeñas ramas anastomosadas en *C. ramiculosa* diferencian a ambas especies. Otra Chalinidae del Pacífico Oriental que se asemeja en cierto modo al hábito de *C. ramiculosa* es la *Haliclona (Rhizoniera) enamela* de California. Aun así, ambas se distinguen fácilmente por el esqueleto principalmente isotrópico y uniespiculado con escasa espongina de *C. ramiculosa*, en contraste con la robusta reticulación de líneas primarias multiespiculadas con 6–8 espículas, y la arquitectura rica en espongina de *H. (Rh.) enamela*.

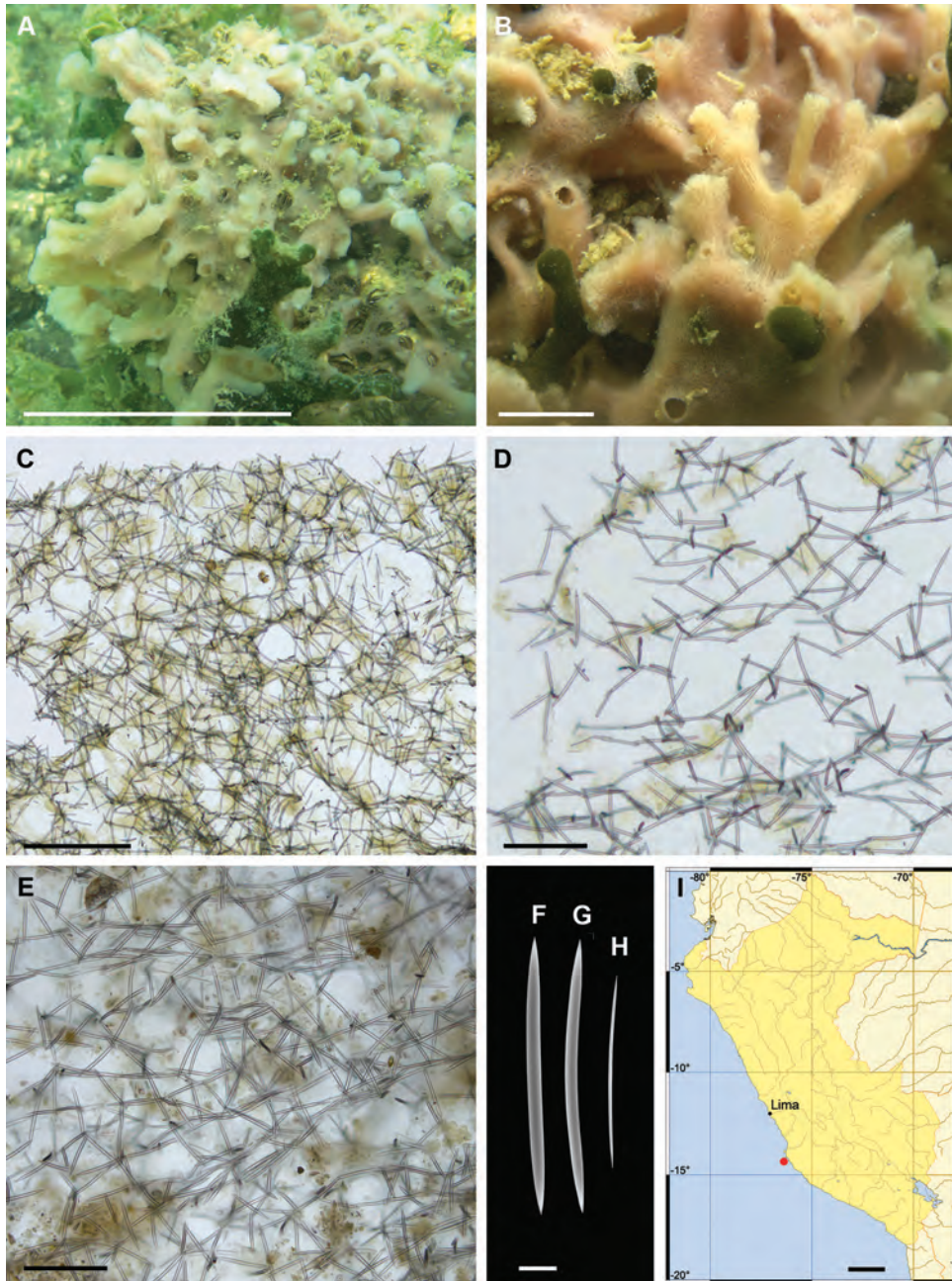


Fig. 54. *Chalinula ramiculosa* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de C (superficie de la esponja a la izquierda) E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial; F–H, oxas; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D–E, 200 μ m; F–H, 20 μ m; I, 200 km.

***Haliclona* (*Gellius*) *concreta* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Esponja costrosa, de hasta 7 mm de espesor, hasta 20 cm de ancho. Superficie ópticamente lisa, comúnmente cubierta por pequeñas parches de algas/pastos. Ósculos circulares a ovalados, de 1–6 mm de ancho, al ras de la superficie, o en la parte superior de pequeñas elevaciones o proyecciones tubulares, de 6–8 mm de altura. Consistencia dura, firme, apenas comprimible. Color lila grisáceo en vida, que se vuelve blanco sucio en etanol.

Esqueleto – No presenta esqueleto ectosómico especializado. El esqueleto coanosómico es una reticulación isotrópica confusa, haciéndose más densa hacia las partes más internas. Escasa espongina.

Espículas – Megascleras. Oxas, en su mayoría ligeramente curvas, puntas agudas aceradas, algunas modificadas a estilos, 190–257–324 x 2,9–10,9–15,2 µm. **Microscleras. Toxas**, escasas, en una sola categoría con un grado de curvatura del eje bastante variable, con ápices recurvados, 19–41–73 x 0,2–1,4–2,9 µm. **Sigmas**, de abundancia variable, en una sola categoría, con forma de "C", pocas con eje recto, 5,4–7,6–9,2 x 0,4–0,7–1,0 µm.

Ecología – Aparece en sustrato rocoso en el submareal poco profundo, de 5 a 8 m de profundidad.

Distribución – Se conoce en Bahía de Sechura (05°36'S – Región Piura), Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque), Islas Macabi (07°48'S – Región La Libertad) e Isla Tortuga (09°22'S – Región Ancash).

Observaciones – La única especie Haplosclerida del Pacífico Oriental con una composición espicular similar de oxas, sigmas y toxas es *Oceanapia microtoxa* de las Islas Galápagos. Sin embargo, ambos géneros difieren notablemente en el hábito de la esponja y la construcción del esqueleto, y la especie ecuatoriana tiene oxas y sigmas mucho más grandes en sus tres categorías. Se conocen otras tres especies de *Haliclona* (*Gellius*) en el Pacífico Oriental, *H. (G.) laubenfelsi* de Hawai y la isla Clipperton; *H. (G.) perforata* de Panamá; y *H. (G.) textapatina* de California. La especie peruana se distingue fácilmente de ellas por las categorías y dimensiones de sus espículas, siendo las oxas mucho más grandes en *H. (G.) laubenfelsi*, las sigmas más grandes en *H. (G.) perforata* y *H. (G.) textapatina*, y la falta de toxas de estas dos últimas especies. *Haliclona* (*Gellius*) *tenerima*, del Atlántico Occidental Tropical, es una especie aparentemente muy relacionada, que presenta un color grisáceo, oxas, sigmas y toxas de forma similar y dentro del mismo rango de tamaño. Además de la conflictiva biogeografía, ambas especies pueden diferenciarse por la conspicuidad, las mayores dimensiones, la consistencia dura y los ósculos fácilmente visibles de la especie peruana.

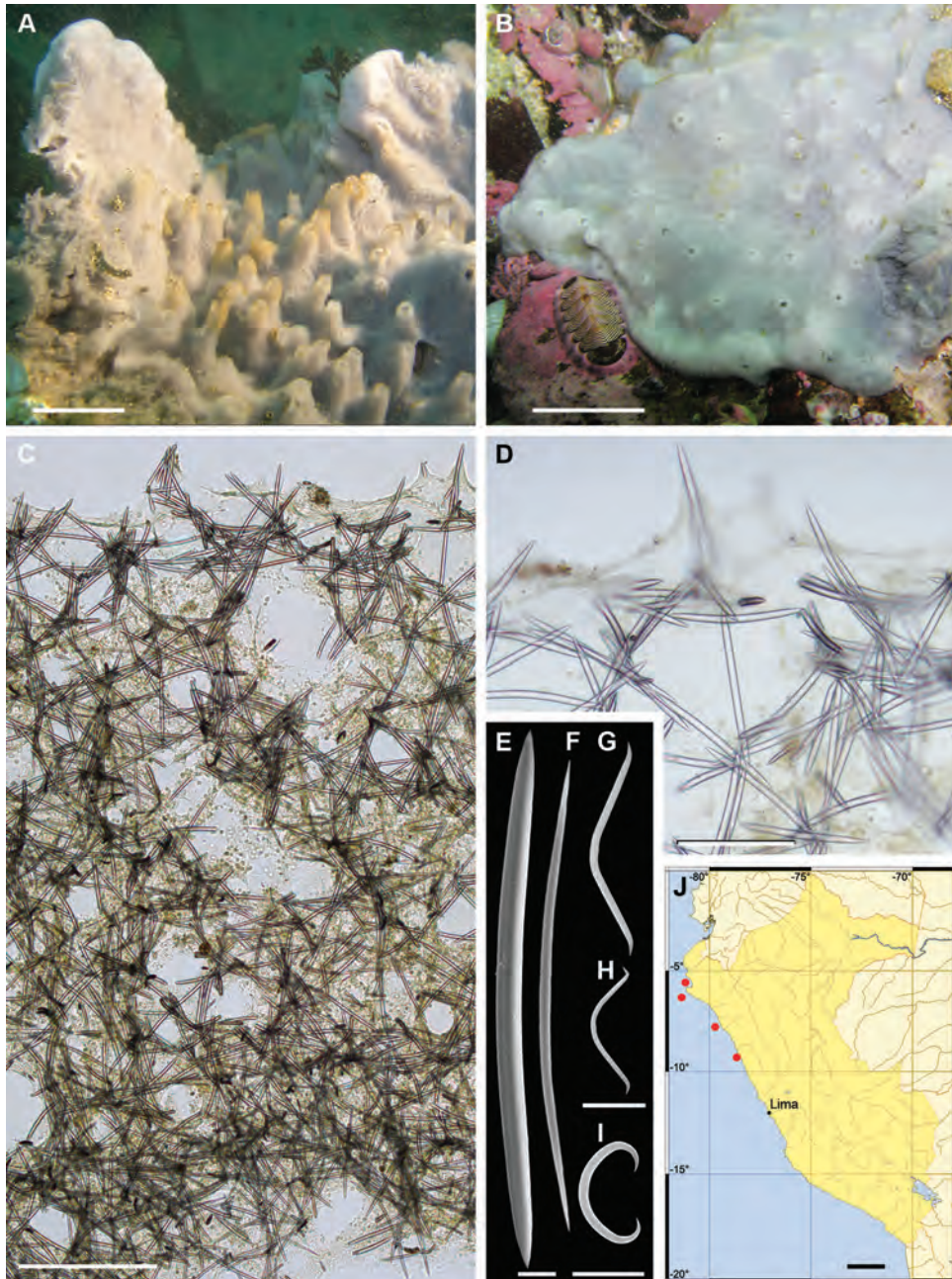


Fig. 55. *Haliclona* (*Gellius*) *concreta* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal ; E–F, oxas; G–H, toxas; I, sigma; J, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 2 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–H, 20 μ m; I, 5 μ m; J, 200 km.

***Haliclona* (*Halichocona*) *arequipaensis* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costra gruesa, de hasta 5 mm de grosor, más de 30 cm de diámetro mayor, formando proyecciones erectas, laminares o en forma de cresta de hasta 60 mm de alto x 20 mm de ancho x 5 mm de grosor. Superficie regularmente lisa a simple vista, minuciosamente reticulada en una inspección más detallada. Ósculos de 1–2 mm de diámetro, repartidos por toda la superficie de la esponja, apicales sobre abundantes protuberancias volcaniformes de 1 mm de altura. Consistencia resistente, flexible. Color rosa apagado en vida, que se vuelve beige pálido en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, es una reticulación isotrópica tangencial, densa y ligeramente confusa. Coanósomico, es una reticulación isotrópica densa, uni- a multiespicular, con 2–10 oxas por nudo, atravesada frecuentemente por espacios subectosómicos y coanosómicos, de hasta 900 µm de diámetro. Haces casi totalmente ausentes, los pocos vistos estaban sueltos, pauciespiculares, paralelos a la superficie, aunque profundos en el coanosoma. Escasa espongina, sólo observada en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, fusiformes, rectas, o más frecuentemente sutilmente dobladas en el centro, puntas agudas aceradas. Holotipo, 123–161,3–198 x 2,4–7,1–12,6 µm. Paratipo, 108–147,2–178 x 2,2–7,3–11,9 µm.

Ecología – Especímenes recolectados en sustrato rocoso erguido; co-ocurren con lapas, camarones, anémonas, esponjas adicionales (incluyendo *Niphates ruthecitae*) y grandes estrellas de mar. Se observaron varios cangrejos (cangrejos ermitaños y otros) en la superficie de *H. (Halich.) arequipaensis*. El paratipo llevaba una capa fina alfombra marrón (¿algas?) en partes de su superficie. Se registró una profundidad de 4 a 15 m.

Distribución – Sólo se conoce de las zonas cercanas a Matarani y Mollendo (16°52' y 17°01'S – Región Arequipa).

Observaciones – Existen otras siete especies de *Haliclona* a lo largo del Pacífico Oriental que se asemejan a *H. (Halich.) arequipaensis* en lo que respecta a su forma y/o arquitectura esquelética : *H. (Halich.) gellindra*, de California; *H. (Re.) algicola* y *H. (Halich..) thielei*, de Chile; *H. (Halicl.) diana* de las Islas Galápagos; *H. (Halich.) paracas*, de Perú; y *H. agglutinata* y *H. rapanui*, de la Isla de Pascua, estas dos últimas aún no asignadas a un subgénero. Entre las anteriores, *H. gellindra*, con su forma costrosa, su superficie punteada, su esqueleto subisotrópico confuso y su color en vida lavanda pálido, es la más parecida a *H. arequipaensis*, a pesar de sus oxas bastante más pequeñas (105–122 µm). La distinción entre ambas se debe a sus escasos e irregulares ósculos con cuellos elevados, y por motivos biogeográficos, a su distribución restringida a California y el Golfo de California, que están separados de la costa sur peruana por las aguas más cálidas del Pacífico Oriental Tropical. Las otras seis especies se diferencian claramente de *H. arequipaensis* por su forma, estructura superficial, grosor, color, así como por detalles, en la organización de su esqueleto y el tamaño de sus oxas.

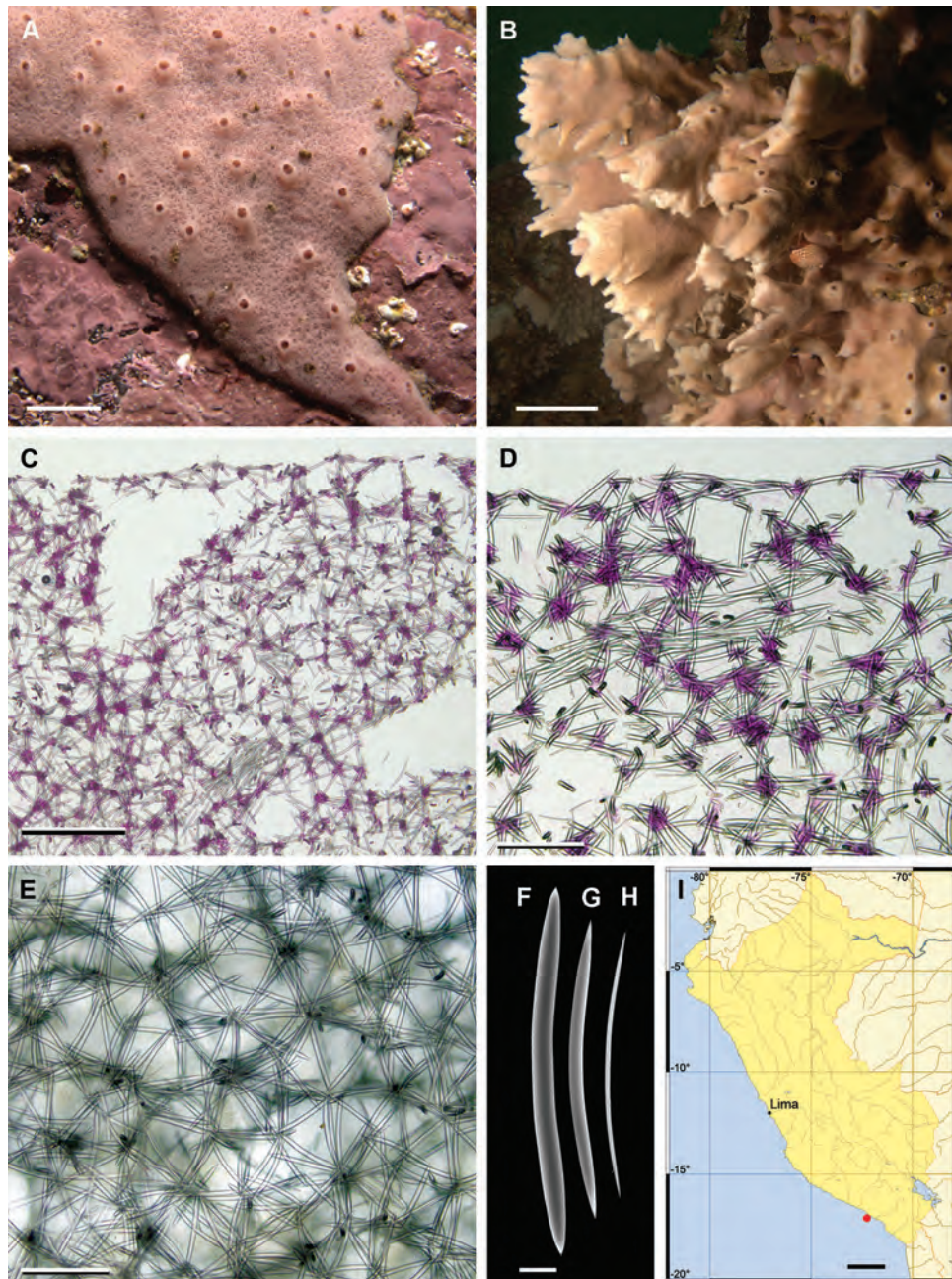


Fig. 56. *Haliclona* (*Halichoclona*) *arequipaensis* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, especímenes vivos; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal; E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial teñida con fucsina ácida; F–H, oxas; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 2 cm; C, 500 μm; D–E, 200 μm; F–H, 20 μm; I, 200 km.

***Haliclona* (*Halichoclona*) *marcoriosi* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Esponja principalmente reptante-ramosa, irregular, con abundantes proyecciones tubulares o lobuladas de secciones variadas (desde casi circulares a diversamente elípticas, de 10–50 mm de altura), en su mayoría no isodiamétricas (4–14 mm de ancho), que llevan ósculos en sus lados, o más frecuentemente ubicadas apicalmente, que suelen estar rodeados por una fina membrana (2–7 mm de altura). Ocasionales fístulas/espinas ciegas presentes, especialmente cerca de los ósculos. Superficie lisa, uniforme, punteada. Ósculos circulares a ovalados, de 1–9 mm de ancho. Consistencia firme, pero quebradiza y frágil. Color predominantemente rosado, en vida, pero también hay partes blanquecinas y amarillentas, que se desvanecen en etanol hasta alcanzar una coloración general entre blanquecina y beige.

Esqueleto – Ectosómico, isotrópico denso y confuso. Coanosómico, reticulación isotrópica uniespicular más regular que el ectosómico, aunque todavía densa, creando mallas triangulares, pero también con muchas espículas en confusión, y presencia de espacios (221–866 µm de diámetro); también se observan algunos haces pauciespiculares mal definidos, pero sin una orientación clara. Escasa esponгина, apenas observable en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, aceradas, la mayoría ligeramente curvas, algunas rectas, 97–137–164 x 1,6–5,7–9,0 µm.

Ecología – Se encuentra en sustrato rocoso, creciendo sola o entrelazada con otros invertebrados bentónicos, como briozoos calcáreos u octocorales. La profundidad oscila entre 10 y 17 m.

Distribución – Sólo se conoce de Cancas y Punta Sal (Región Tumbes 03°56' y 03°57'S).

Observaciones – *Haliclona* (*Halichoclona*) *marcoriosi* es bastante distinta de sus ocho congéneres del Pacífico Oriental. Unos pocos se acercan a ella en términos de color en vida, a saber: *H. agglutinata*, de la isla de Pascua; *H. (Reniera) caduca*, de la Región de Los Lagos en Chile; *H. (Halicl.) clairae* y *H. (Soestella) roslynae*, de Islas Galápagos. Se diferencian, sin embargo, por su forma, la arquitectura del esqueleto y el tamaño de las oxas. Luego hay algunas especies más erguidas, que se acercan a *H. (Halich.) marcoriosi* en términos de hábito. Entre ellas se encuentra la ramosa *H. (Halicl.) ambrosia*, del Golfo de California, pero ésta no desarrolla proyecciones tubulares y tiene oxas en dos categorías que pueden alcanzar dimensiones considerablemente mayores. Otras dos especies tubulares se clasifican, en cambio, en *H. (Soestella)*, lo que se traduce en una arquitectura esquelética bastante distinta. Se trata de *H. auletta* y *H. chilensis*, de la Región de Los Lagos en Chile, que se distinguen además por las oxas astadas de *H. auletta* y las agudas de *H. chilensis*. A su vez, *H. (Halicl.) spinosella*, del Estrecho de Magallanes, es otra especie tubular, pero con una superficie mucho más irregular y verrucosa que la observada en *H. (Halich.) marcoriosi*.

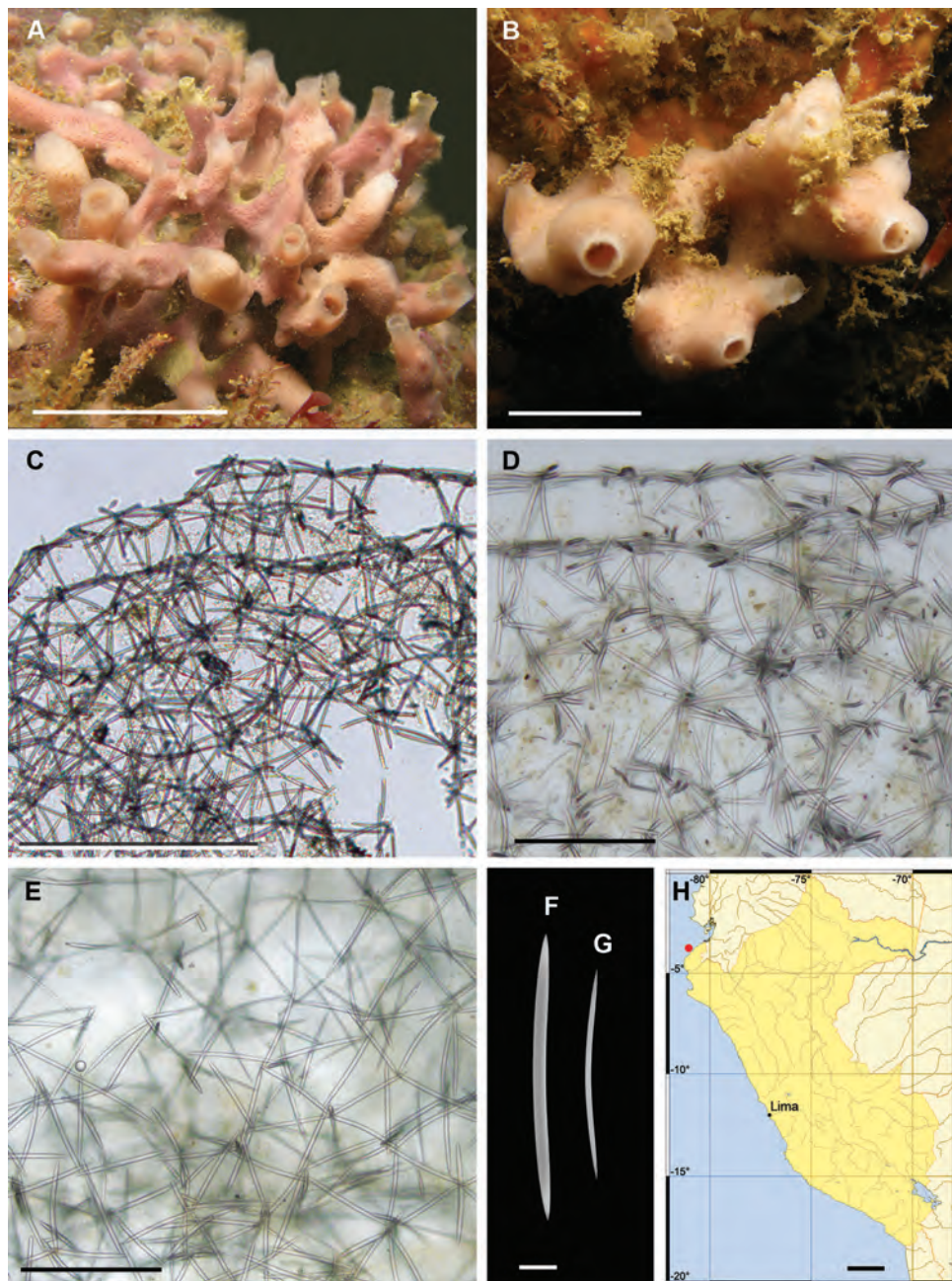


Fig. 57. *Haliclona (Halichocona) marcoriosi* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, especímenes vivos; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal; E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial; F–G, oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μm; D–E, 200 μm; F–G, 20 μm; H, 200 km.

***Haliclona* (*Halichocona*) *multiosculata* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa de hasta 6 mm de grosor, que cubre grandes superficies de hasta 15 x 20 cm. Superficie rugosa. Ósculos abundantes, circulares, de unos 1–4 mm de ancho, frecuentemente alineados en filas sobre crestas. Consistencia firme. Color rosa claro en vida, que se vuelve beige claro en etanol.

Esqueleto – El esqueleto ectosómico es una reticulación isotrópica densa, con algunas mallas discernibles entre triangulares y cuadradas, ligeramente confusas. Coanosómico de la misma estructura que el ectosómico, pero más denso. Escasa espongina, sólo se encuentra en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, delgadas, sutilmente dobladas en el centro, puntas agudas astadas, 87–116–135 x 1,9–6,2–8,7 μm .

Ecología – Se encuentra en sustrato rocoso a unos 15 m de profundidad, asociado a muchos ofiuroideos.

Distribución – Sólo se conoce de la Isla Foca (05°12'S – Región Piura).

Observaciones – No hay parientes claros de *H. (Halich.) multiosculata* en el Pacífico Oriental. *Haliclona agglutinata* es la que más se parece, con un color blanquecino vivo con áreas rosadas, un esqueleto coanosómico de arquitectura comparable y oxas dentro de un rango de tamaño similar (102–140 μm). Sin embargo, *H. (Halich.) multiosculata* es mucho más delgada que *H. agglutinata*, tiene ósculos comúnmente alineados en crestas y un esqueleto sin haces pauciespiculares. Otras especies comparables de *Haliclona* del Pacífico Oriental incluyen tres especies de *H. (Halichocona)*, es decir, *H. (Halich.) conica*, *H. (Halich.) gellindra* y *H. (Halich.) thielei*; y una especie clasificada en un subgénero distinto, *H. (Re.) sordida*. *Haliclona (Halich.) conica* tiene una forma más gruesa y cónica y oxas que pueden alcanzar los 165 μm . Las otras dos *H. (Halichocona)* spp. tienen un color distinto en vida, y ósculos en menor cantidad y más pequeños, u organizados de forma diferente. Además, *H. (Halich.) gellindra* también puede distinguirse por su consistencia frágil. Por último, *H. (Re.) sordida*, además de una arquitectura esquelética con haces ascendentes sueltos, se diferencia aún más por sus ósculos más pequeños y sus oxas más grandes.

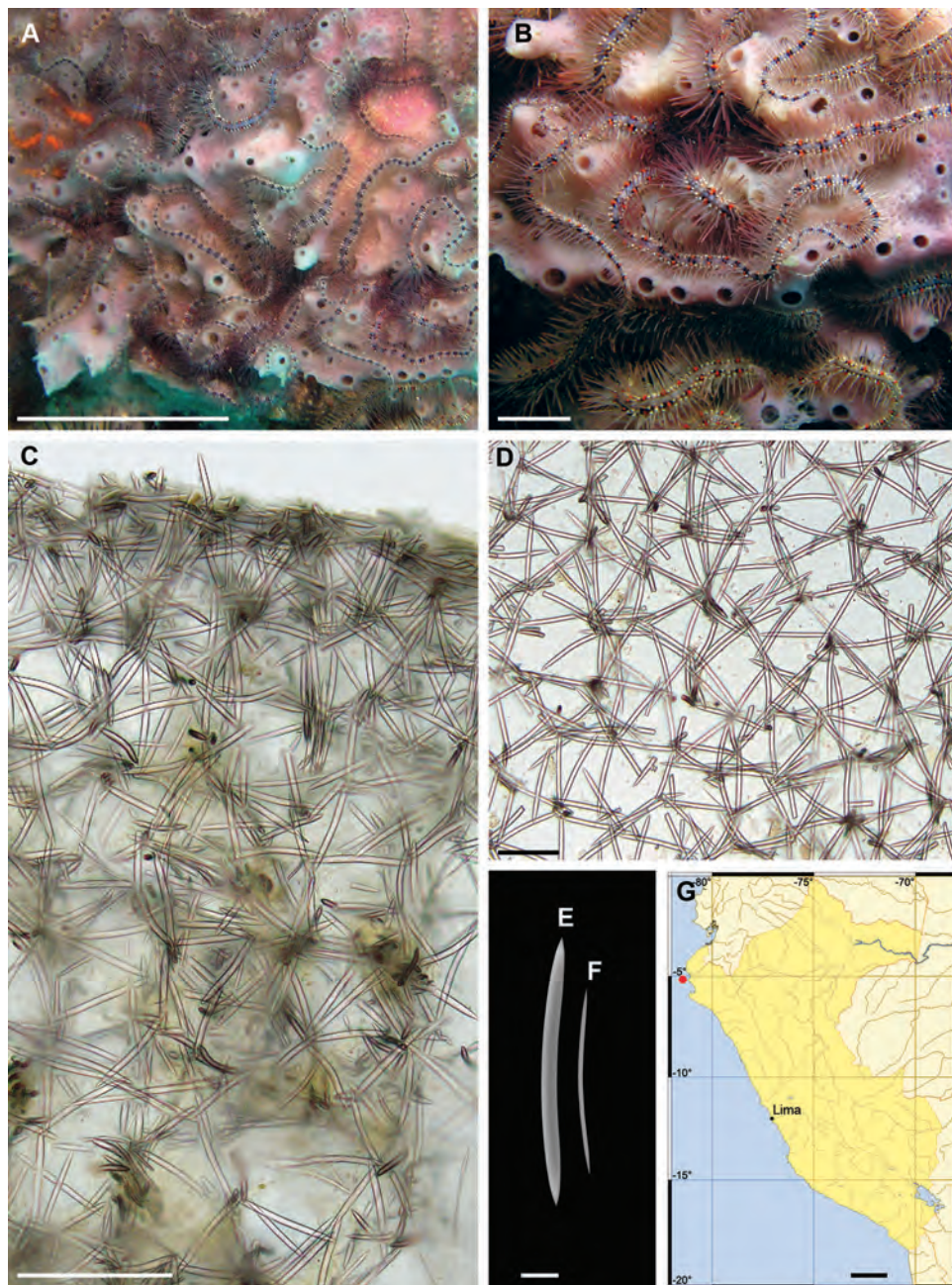


Fig. 58. *Haliclona* (*Halichoclona*) *multiosculata* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, esqueleto en sección tangencial incluida en parafina; E–F, oxas; G, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D, 100 μ m; E–F, 20 μ m; G, 200 km.

***Haliclona* (*Halichocona*) *paracas* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa fina, de 1–3 mm de grosor, que ocupa un área de 6,0 x 3,5 cm. Superficie lisa, punteada, con pequeñas proyecciones volcaniformes, de 1,0–1,6 mm de altura, terminando en un ósculo. Ósculos comunes, circulares, de 0,8–1,2 mm de ancho. Consistencia firme, pero comprimible. Color beige en vida, color crema amarillento, en etanol.

Esqueleto – El esqueleto ectosómico, es una reticulación densa, uni- a pauciespicular, isotrópica, ligeramente confusa, pero con algunas mallas discernibles triangulares a cuadradas. Esqueleto coanosómico, de la misma estructura que el ectosómico, aunque hay algunos espacios subectosómicos y coanosómicos, 600–1500 µm. Escasa espongina, sólo observada en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, ligeramente curvas, aceradas, 157–187–211 x 5,1–10,2–12,8 µm.

Ecología – Se encuentra sobre las rocas a 8 m de profundidad, junto con otras esponjas y anémonas de mar.

Distribución – Sólo se conoce de la Isla Santa Rosa (14°19'S – Región Ica).

Observaciones – Las especies de *Haliclona* del Pacífico Oriental con forma costrosa y/o color similares a *H. (Halich.) paracas* incluyen 13 especies. Sólo dos de ellas están clasificadas en el mismo subgénero, a saber, *H. (Halich.) gellindra* de California, y *H. (Halich.) thielei* de Chile, compartiendo además rasgos anatómicos con *H. (Halich.) paracas*. La especie californiana parece de hecho bastante cercana, diferenciándose por su color lavanda pálido y sus ósculos raros e irregulares; mientras que la especie chilena tiene oxas mucho más pequeñas. Dado que la arquitectura del esqueleto de *H. (Halich.) paracas* se aproxima parcialmente a la condición de *Reniera*, es importante destacar otras cuatro especies, las chilenas *H. (Re.) algicola*, *H. (Re.) sordida* y *H. (Re.) topsenti*, y la galapagueña *H. (Re.) oberi*. La primera de ellas tiene un color gris claro y una reticulación mucho más irregular y laxa. La siguiente, color gris-marrón, superficie verrucosa y haces pauciespiculares ascendentes en el coanosoma. Las otros dos se diferencian más fácilmente por las dimensiones bastante menores de sus oxas.

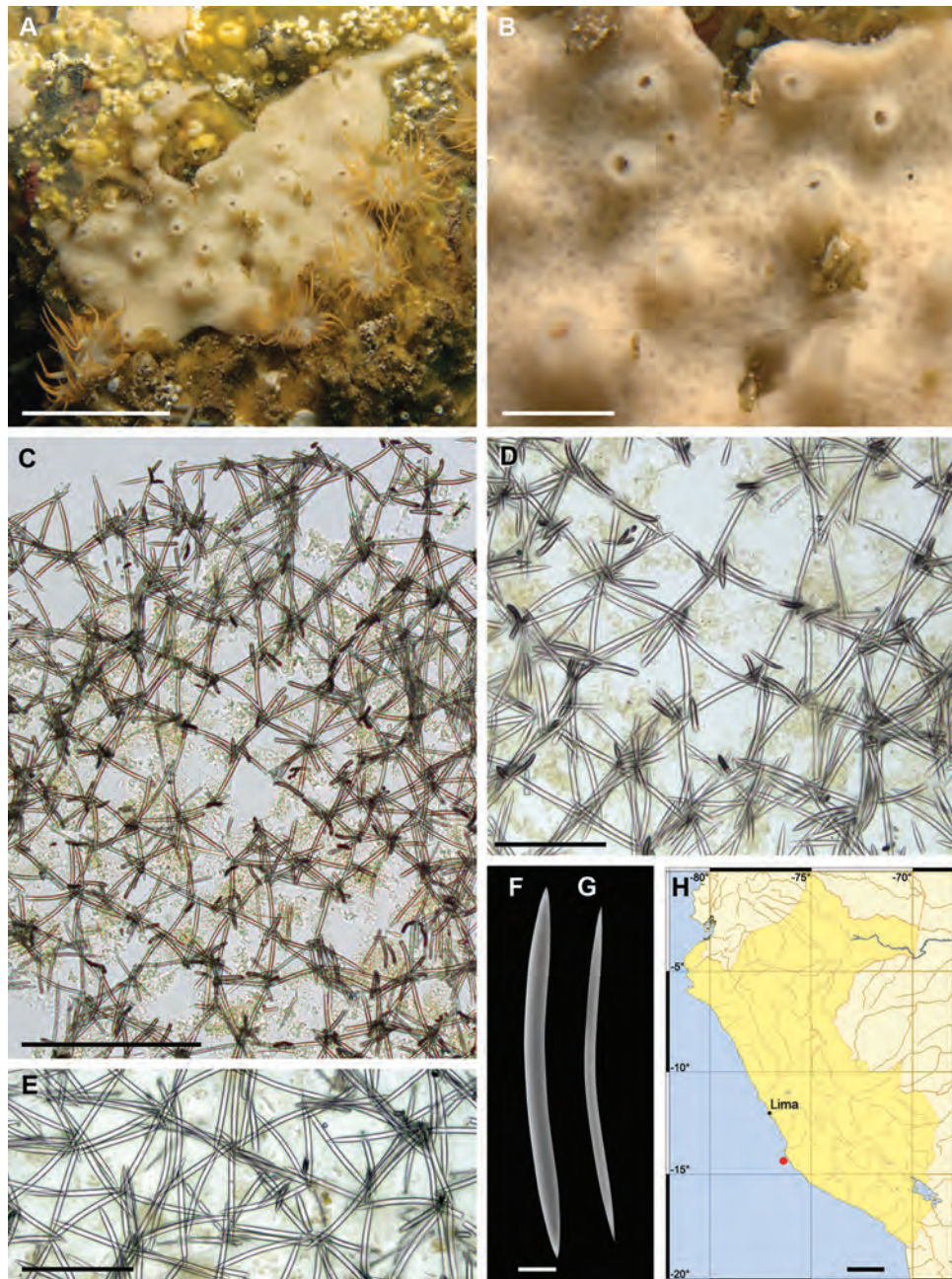


Fig. 59. *Haliclona (Halichoclona) paracas* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal; E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial; F–G, oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 0,5 cm; C, 500 μ m; D–E, 200 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

***Haliclona* (*Halichocona*) *pellucida* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa gruesa o en forma de cojín, de unos 7 mm de grosor, que se extiende lateralmente hasta cubrir un área mayor de 20 x 7 cm. Superficie lisa, pero irregular, ligeramente punteada, translúcida. Ósculos comunes, circulares, de 1–3 mm de ancho, ligeramente elevados o en la parte superior de pequeñas proyecciones volcaniformes, de hasta 5 mm de altura. Consistencia firme, casi incompresible. El color es blanco en vida, con una superficie translúcida que da a la esponja un aspecto congelado. Transparente en etanol.

Esqueleto – El esqueleto ectosómico es una reticulación isotrópica densa, con algunos haces pauciespiculares mal definidos sin una orientación clara. El esqueleto coanosómico, una reticulación isotrópica densa y confusa con ocasionales haces pauciespiculares mal definidos (1–4 espículas) perpendiculares a la superficie. En algunas partes, el esqueleto se convierte en una reticulación isodíctica regular, de mallas triangulares a cuadradas de uni- a biespiculares. Los espacios coanosómicos son comunes, especialmente más cerca de la superficie, de 284–756 µm de ancho. Espongina en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, astadas, en su mayoría curvas, 129–161–184 µm x 3,0–7,5–12 µm.

Ecología – Se encuentra sobre sustrato rocoso, debajo de un saliente a unos 11 m de profundidad, cohabitando con camarones y otras esponjas.

Distribución – Sólo se conoce de Matarani (16°50'S – Región Arequipa).

Observaciones – Dos especies similares a *H. (Halich.) pellucida* en forma y color son las endémicas de la Isla de Pascua, *H. rapanui* y *H. translucida*. La primera se aproxima a *H. (Halich.) pellucida* por su hábito densamente costroso, sus pequeños ósculos y sus oxas de tamaño similar. Sin embargo, las dos especies difieren en aspectos de superficie, anatomía y morfología de espículas más variada en *H. rapanui*. *Haliclona translucida* se asemeja a la nueva especie en el color en vida, el hábito, el diámetro del ósculo y la arquitectura reticulada sin haces de espículas. Sin embargo, esta última y *H. (Halich.) pellucida* tienen dimensiones de oxas no superpuestas. *Haliclona (Halich.) pellucida* es similar a *H. (Halich.) arequipaensis*, *H. (Halich.) paracas*, *H. (Re.) algicola*, y *H. (Soestella) spuma* dado su hábito (forma general similar, y coloración algo similar). Las dos últimas se clasifican en subgéneros distintos, lo que se traduce en arquitecturas esqueléticas distintas. Las dos primeras, aunque cercanas en la estructura general del esqueleto, tienen una superficie punteada, que no es claramente translúcida como se observa en *H. (Halich.) pellucida*, así como oxas más frecuentemente aceradas, en lugar de más frecuentemente astadas como se ve en la especie aquí ilustrada.

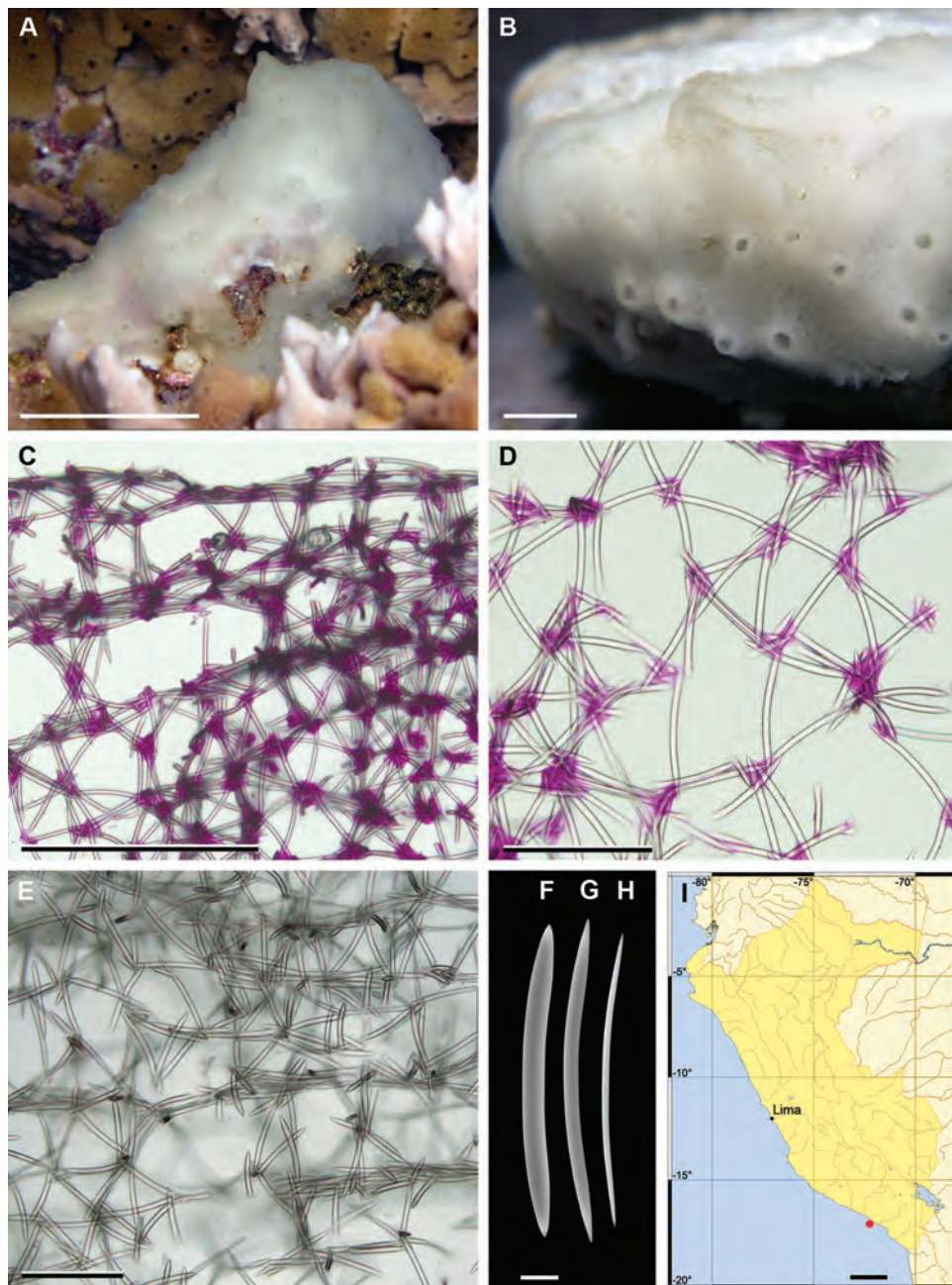


Fig. 60. *Haliclona* (*Halichoclona*) *pellucida* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal (teñida con fucsina ácida); E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial (sin teñir); F–H, oxas; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 2 cm; C, 500 μ m; D–E, 200 μ m; F–H, 20 μ m; I, 200 km.

***Haliclona* (*Reniera*) *parvuloxea* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa, con abundantes proyecciones cilíndricas o irregulares, frecuentemente bifurcadas y lobuladas, cortas, de hasta 5 mm de altura; varias fístulas ciegas presentes; a menudo con pequeños ósculos circulares apicales, de 0,4–1,3 mm de diámetro. Superficie lisa, brillante fuera del agua. Consistencia blanda. Color amarillo en vida, tornándose marrón oscuro a negro en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, una reticulación isodictial a isotrópica, uniespicular. Coanosómico, una reticulación isotrópica, uniespicular, más regular en algunas partes, isodictial; en otras algo desorganizada. Mesohilo fuertemente pigmentado, dando un color pardo que incluso dificulta la observación del esqueleto. Espongina escasa, en los nudos de la reticulación cuando está presente.

Espículas – **Oxas**, delgadas, sutilmente curvas en el centro, puntas cortas aceradas, 62–80–91 x 1,0–2,5–4,0 μm .

Ecología – Intermareal, epibiótica sobre raíces de mangle no identificadas.

Distribución – Sólo se conoce de Punta Capones, Manglares de Tumbes (03°24'S – Región Tumbes).

Observaciones – Se conoce poco de la biodiversidad de esponjas en los manglares del Pacífico Oriental Tropical. No es de extrañar que hasta ahora esta sea la única *Haliclona* amarilla con pequeñas oxas de los manglares del Pacífico Oriental Tropical. Otros congéneres del sector tropical de la costa peruana son *H. (Halich.) marcoriosi* y *H. (Halich.) multiosculata*, pero las disimilitudes en cuanto a color, forma, arquitectura del esqueleto, dimensiones de las espículas y hábitat diferencian claramente a estas especies de *H. (Re.) parvuloxea*. La comparación con *H. (Rhizoniera) manglarensis*, que también se encuentra en el manglar de Tumbes, se hace en la sección de observaciones de esa especie. Las especies de *Haliclona* de color amarillento en el Pacífico Oriental o Central son las chilenas *H. (Rh.) anceps*, *H. (S.) auletta*, *H. (Halicl.) macropora*, *H. siphonella*, *H. (Halicl.) spinosella* y *H. translucida*; y la hawaiana *H. (Halich.) mokuoloea*. Todas ellas se distinguen fácilmente de *H. (Re.) parvuloxea* debido a las oxas de menor tamaño de esta última, de 62–91 μm de longitud, además de varias diferencias en el hábito y la arquitectura del esqueleto de estas especies.

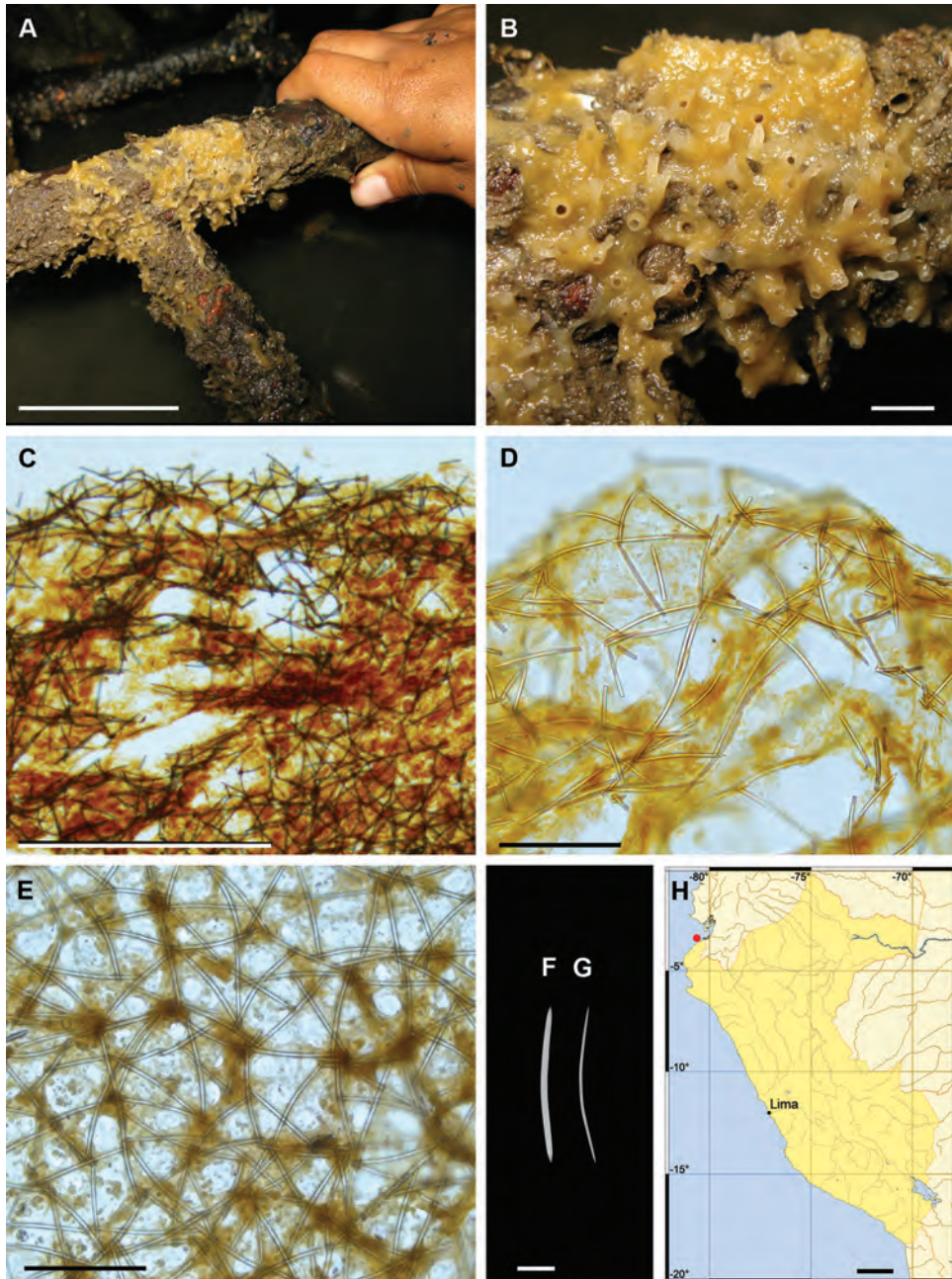


Fig. 61. *Haliclona* (*Reniera*) *parvuloxea* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen sobre el agua en una raíz de mangle; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal (sin teñir); E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial; F–G, oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 2 cm; C, 500 μ m; D–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

***Haliclona* (*Rhizoniera*) *baslaviae* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Pequeño espécimen, de unos 3 cm de diámetro mayor, densamente costroso sobre una concha de lapa vacía. Superficie lisa. Ósculos escasos, circulares, de 1 mm de diámetro. Consistencia blanda. Color azul violáceo en vida, que se vuelve beige claro en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, no especializado. El esqueleto coanosómico es una reticulación anisotrópica irregular, haces primarios sueltos uni- a pauciespiculares conectados por haces secundarios uniespiculares. Pocos haces discontinuos pauci- a multiespiculares, perpendiculares a la superficie, en la profundidad del coanosoma. Espacios coanosómicos y subectosómicos presentes, de 150–780 μm de diámetro. Muchas espículas libres alrededor. Espongina no visible.

Espículas – Ojas, delgadas, sutilmente dobladas en el centro, puntas largas aceradas, 133–151–169 μm x 4,0–5,3–6,0 μm .

Ecología – Hábitat submareal poco profundo entre 3 y 9 m, marcadamente sedimentado.

Distribución – Sólo se conoce de Roquedal, Laguna Grande, Paracas (14°09'S – Región Ica).

Observaciones – Esta es la única *Haliclona* azul encontrada en Perú. Otras especies de *Haliclona* en el Pacífico Oriental que muestran un color azul similar cuando están vivas son la californiana *H. (Halich.) gellindra*, y las chilenas *H. (Halich.) thielei*, *H. (Re.) topsenti*, y *H. (Halicl.) verrucosa*. Ninguna está clasificada en *H. (Rhizoniera)*, por lo que presentan importantes características anatómicas diferenciadoras. *Haliclona (Halich.) gellindra* tiene un ectosoma tangencial y un esqueleto coanosómico denso, confuso y subisotrópico. *Haliclona (Halich.) thielei* tiene una estructura reforzada por espículas y espongina. Ambas se diferencian de *H. (Rh.) baslaviae*, la primera, por sus abundantes ósculos y su esqueleto denso e irregular, la segunda, por sus ósculos situados sobre proyecciones cónicas y abundante espongina nodal en el esqueleto. *Haliclona (Re.) topsenti* y *H. (Halicl.) verrucosa* tienen ósculos que se sitúan mayoritariamente en la parte superior de las proyecciones verrucosas. Además, la primera tiene un esqueleto denso e irregular, con ocasionales haces pauciespiculares cerca de la superficie, mientras que la segunda tiene pequeñas e irregulares proyecciones verrucosas ciegas en su superficie, y abundante espongina en la parte basal del esqueleto. Todas las características enumeradas anteriormente no coinciden con *H. (Rh.) baslaviae*.

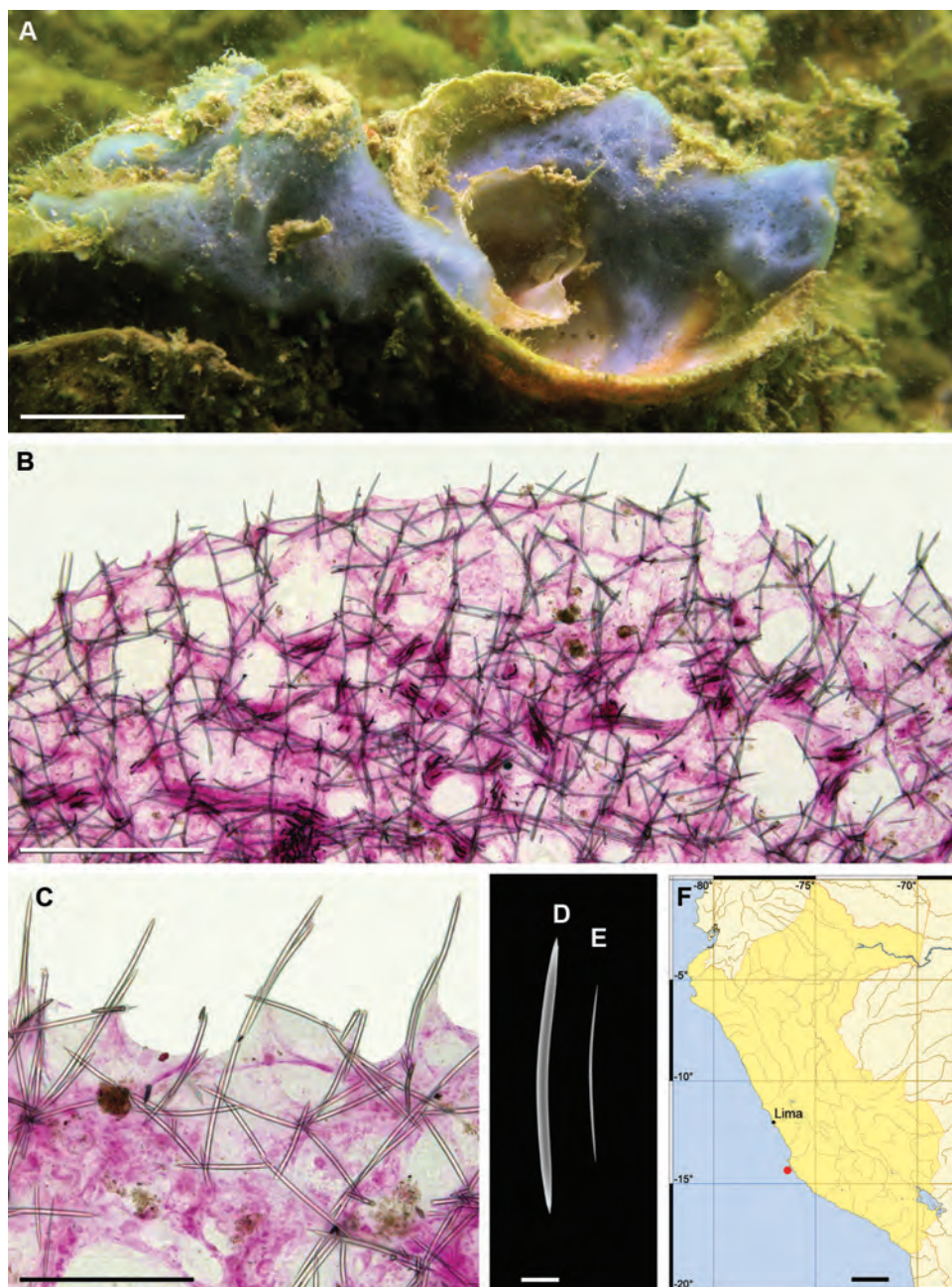


Fig. 62. *Haliclona* (*Rhizoniera*) *baslaviae* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A, espécimen vivo; B–C, arquitectura del esqueleto en sección transversal teñida con fucsina ácida; D–E, oxas ; F, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 500 μ m; C, 200 μ m; D–E, 20 μ m; F, 200 km.

***Haliclona* (*Rhizoniera*) *manglarensis* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa con abundantes proyecciones lobuladas, de hasta 3 cm de altura, cilíndricas o irregulares, frecuentemente bifurcadas. Ósculos circulares, de 2–5 mm de diámetro, apicales, laterales o basales sobre las proyecciones lobuladas. Superficie rugosa, aterciopelada fuera del agua. Consistencia suave y erizada. Color oliva en vida, volviéndose más claro y amarillento, hacia los ápices de los lóbulos. Se vuelve beige en el etanol.

Esqueleto – Ectosómico, no especializado. Coanosómico, una reticulación confusa, uniespicular, isotrópica en las partes más profundas, volviéndose más anisotrópica cerca de la superficie, con líneas primarias mal definidas de uni- a biespiculares conectadas irregularmente por líneas secundarias uniespiculares. Abundantes espículas pequeñas (probablemente juveniles), dispersas por todo el cuerpo. Mesohilo moderadamente pigmentado, de color marrón. Espongina no visible.

Espículas – Oxas, delgadas, sutilmente dobladas en el centro, puntas largas aceradas, 92–120–140 μm x 1,0–3,8–6,0 μm

Ecología – Intermareal, epibiótica sobre raíces de mangle no identificadas.

Distribución – Sólo se conoce en la punta norte de la Isla Chalaquera, manglares de Tumbes (03°25'S – Región Tumbes).

Observaciones – *Haliclona* (*Rh.*) *manglarensis* no tiene parientes cercanos a lo largo del Pacífico Oriental. La única otra *Haliclona* que se encuentra en los manglares de Tumbes, epibiótica en las raíces de los manglares, es *H. (Re.) parvuloxea*, con oxas mucho más pequeñas y la típica disposición del esqueleto de *Reniera*. Las otras diez especies de *Haliclona* del Pacífico Oriental Tropical no incluyen ninguna *Haliclona* (*Rhizoniera*), ya que *H. (Rh.) enamela* (Atolón de Clipperton e Islas Galápagos) ha sido recientemente sinonimizada con *H. (G.) laubenfelsi*, que además de su arquitectura distintiva de *Gellius*, tiene toxa como microscleras. Otras especies se clasifican en *H. (Haliclona)* [*ambrosía*, *sonorensis*], *H. (Gellius)* [*perforata*], *H. (Reniera)* [*oberi*], y *H. (Soestella)* [*caerulea*, *roslynae*, *spuma*], o permanecen sin asignar [*turquoisia*]. Todas ellas difieren de *H. (Rh.) manglarensis* en las características del esqueleto, combinadas con el color en vida (*oberi*, *roslynae*, *sonorensis*, *spuma*, *turquoisia*), el hábito (*ambrosia*, *oberi*, *sonorensis*, *spuma*), las dimensiones de las oxas (*ambrosia*) y/o la presencia de microscleras (*caerulea*, *perforata*).

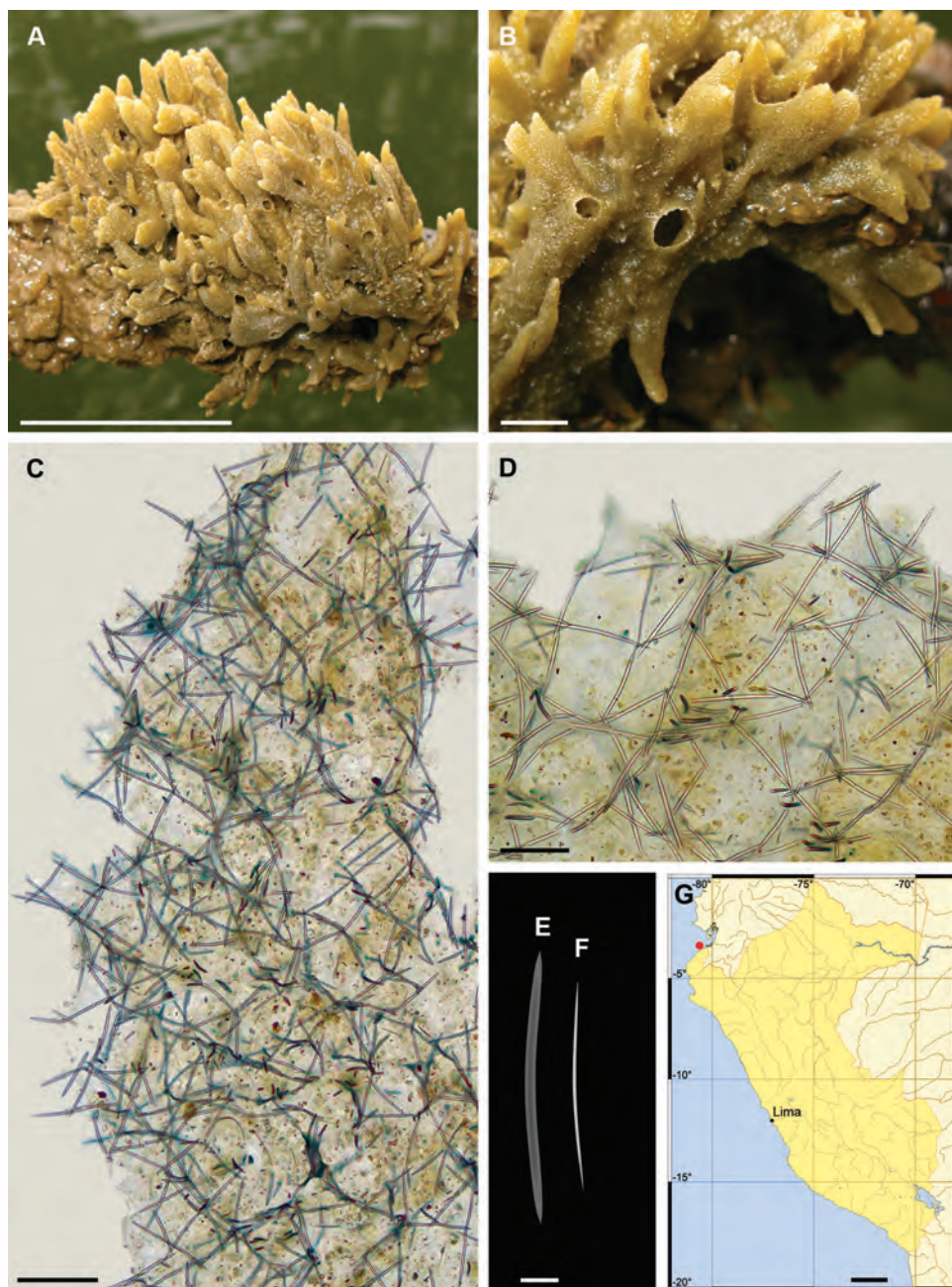


Fig. 63. *Haliclona* (*Rhizoniera*) *manglarensis* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal; E–F, oxas; G, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D, 100 μ m; E–F, 20 μ m; G, 200 km.

***Haliclona* (*Rhizoniera*) *zanabriai* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Espécimen densamente costroso, de 5–9 mm de grosor, con cortas proyecciones lobuladas o pequeñas crestas, que se extiende irregularmente, alcanzando diámetros mayores de más de 30 cm. Superficie algo punteada. Ósculos abundantes, circulares, de 1–2 mm de diámetro, la mayoría al ras de la superficie. Consistencia blanda, comprimible. Color marrón claro en vida y en etanol.

Esqueleto – No presenta esqueleto ectosómico especializado. El coanosómico es una reticulación anisotrópica con haces primarios ascendentes, algo regulares, de uni- a pauciespiculares (de 1 a 5 espículas de grosor), conectados por haces secundarios en su mayoría uniespiculares en ángulos de unión variados; construcción general bastante laxa. Presencia de grandes lagunas, de hasta 300 μm de diámetro, y unas pocas espículas, probablemente más jóvenes, dispersas por todo el contorno. Escasa esponгина, en los nodos de la reticulación.

Espículas – Oxas, fusiformes, rectas, o más frecuentemente sutilmente dobladas en el centro, puntas largas aceradas, 79–123–163 μm x 1,0–5,1–9,0 μm .

Ecología – Aparece en sustrato rocoso poco profundo en la zona submareal, parcialmente epibionte sobre grandes percebes, y asociado a algas rojas, camarones, un blenio y una densa alfombra de pólipos cortos (probablemente *Hydractinia* sp.). Aunque no se registró la profundidad durante la recolecta, la profundidad máxima alcanzada en esta inmersión fue de 20 m.

Distribución – Sólo se conoce de Isla Blanca, Matarani (17°00'S – Región Arequipa).

Observaciones – Varias *Haliclona* spp. del Pacífico Oriental comparten con *H. (Rh.) zanabriai* la presencia de líneas primarias uni- a multiespiculares con escasa esponгина. Sin embargo, a partir de la clasificación en subgéneros distintos de varias de ellas, resulta obvio que las características adicionales de la arquitectura del esqueleto establecen su no-coespecificidad. Aquí se incluyen *H. (Halichocona) thielei*, *H. (Haliclona) macropora*, *H. (Halicl.) verrucosa*, *H. (Reniera) sordida*, *H. (Soestella) auletta*, *H. (S.) chilensis* y *H. (S.) inepta*. En cualquier caso, hay dos especies con una arquitectura similar, reflejada en su clasificación en *H. (Rhizoniera)*, a saber, *H. (Rh.) anceps*, de Chile, y *H. (Rh.) enamela*, de California. La especie chilena es de color gris amarillento y posee mallas irregulares en la arquitectura coanosómica, mientras que la especie californiana tiene una superficie verrucosa y líneas más robustas en la reticulación coanosómica (6–8 espículas de espesor). Estas características no están presentes en la especie peruana. Por último, hay una especie que aún no ha sido asignada a un subgénero, *H. rugosa*, que se distingue por su forma semiesférica, su superficie irregular que puede presentar protuberancias y su color gris azulado vivo.

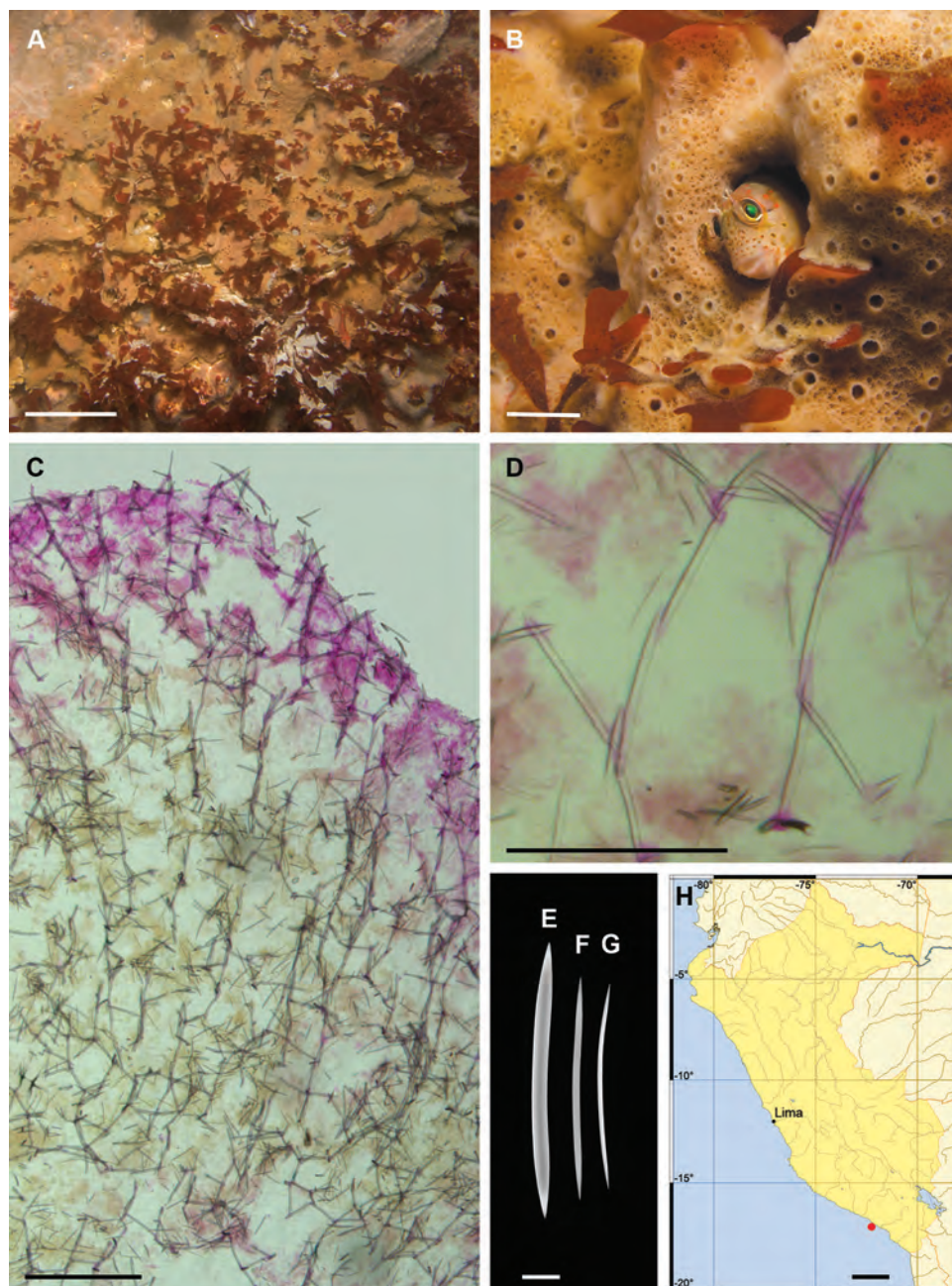


Fig. 64. *Haliclona (Rhizoniera) zanabriai* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A – B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de C; E–G, oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 10 cm; B, 1 cm; C, 500 µm; D, 200 µm; E–G, 20 µm; H, 200 km.

***Niphates ruthecitae* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Los especímenes pueden ser grandes, de más de 30 cm de diámetro, con forma de cojín, con proyecciones lobuladas irregulares o gruesas laminares. Superficie ópticamente rugosa, pero suave al tacto. Ósculos abundantes, circulares, de 1–2 mm de ancho, distribuidos al azar, al ras de la superficie, o sobre elevaciones volcaniformes muy bajas. Consistencia esponjosa. Color de marrón claro a rosa claro en vida, pasando a beige claro en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, una reticulación irregular de haces pauci- a multiespiculares (13–60 μm de espesor), creando mallas irregulares a circulares (70–370 μm de ancho). Coanosómico, una reticulación de haces primarios longitudinales multiespiculares (50–225 μm de grosor), conectados ortogonalmente, con bastante regularidad, por haces secundarios uni- a pauciespiculares (30–75 μm de grosor), creando mallas cuadradas a rectangulares (85–1100 μm de ancho). La espongina es abundante, envolviendo ambas categorías de haces, y las espículas libres están abundantemente dispersas por el coanosoma.

Espículas – Oxas, fusiformes, rectas, o más frecuentemente sutilmente dobladas en el centro, puntas largas aceradas, 54–96–128 x 1,7–6,0–9,9 μm .

Ecología – Especímenes recolectados en sustrato rocoso plano o vertical en el submareal poco profundo (4–5 m), coexistiendo con abundantes erizos de mar.

Distribución – Sólo se conoce de Quilca y Mollendo (16°42'S y 17°01'S – Región Arequipa).

Observaciones – Esta es la única *Niphates* conocida en todo el Pacífico suroriental. Su único congénere en el Pacífico Oriental es *Niphates lunisimilis* de California. Esta última comparte con *N. ruthecitae* una forma algo similar (de masiva a subesférica en *N. lunisimilis*), ósculos con bordes elevados y color apagado (puede ser de marrón claro a rosa claro en *Niphates ruthecitae*). Sin embargo, son muy distintos en cuanto a la arquitectura del esqueleto, ya que *N. lunisimilis* tiene un esqueleto frágil e isodictial superpuesto por una reticulación de fibras de espongina multiespiculares. Las demás *Niphates* spp. son todas del Pacífico Occidental y Central, lo que hace improbable la conspecificidad basada en términos puramente biogeográficos.

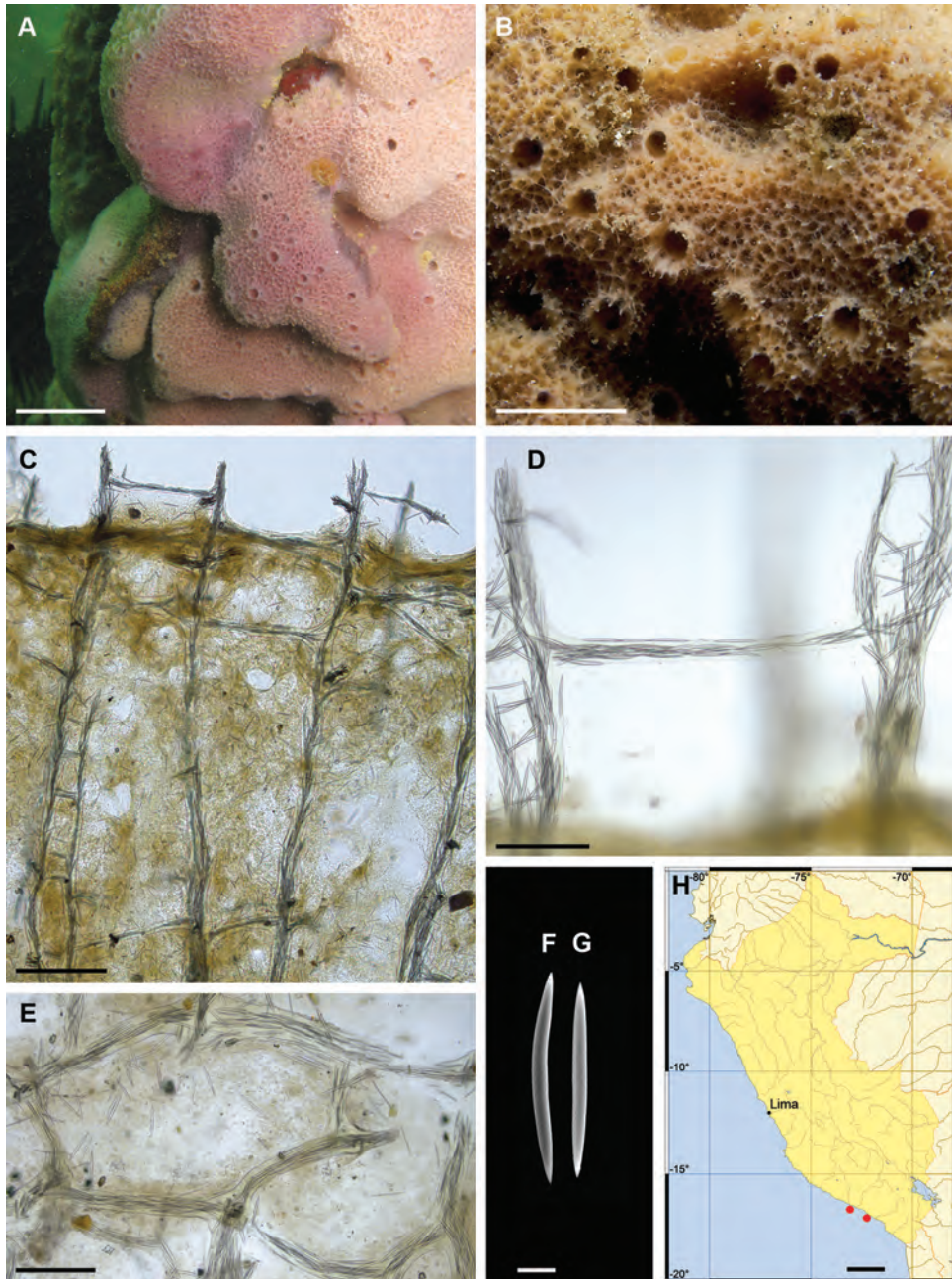


Fig. 65. *Niphates ruthecitae* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de C; E, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección tangencial; F–G, oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D–E, 200 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

***Pachychalina lupusapia* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Bispo, Willenz & Hajdu, 2022.

Descripción – Costrosa densa, de 3–8 mm de grosor, ocupando zonas de hasta 1 m, casi plana, o con abundantes lóbulos cilíndricos o volcaniformes, comúnmente cortos (0,5–1,0 cm de altura), raramente largos y digitiformes (2,5–3,0 cm de altura). Ósculos de 0,5–3,0 mm de diámetro, circulares, generalmente apicales en los lóbulos. Superficie punteada. En algunos lugares, principalmente en los márgenes, se observan canales subectosómicos convergentes en las imágenes *in situ*, pero no está claro que converjan hacia los ósculos. Consistencia fácilmente comprimible, pero ligeramente resistente. Color gris claro, con un toque de púrpura o violeta, en vida y en etanol.

Esqueleto – No presenta un esqueleto ectosómico especializado, sólo unas pocas oxas tangenciales esparcidas al azar entre las terminaciones ortogonales de los haces coanosómicos principales. Arquitectura coanosómica anisotrópica en algunas partes, o aparentemente isotrópica, con haces longitudinales primarios pauci- a multiespiculares (hasta 55 μm de grosor), conectados por haces secundarios cortos uni- a pauciespiculares insertados en varios ángulos con respecto a los primeros. La densidad de espículas disminuye hacia la periferia. Escasa esponгина.

Espículas – Oxas, delgadas, en su mayoría sutilmente dobladas en el centro, largas, con puntas aceradas, 90–137–166 x 1,6–5,9–9,0 μm .

Ecología – Especímenes vistos en paredes rocosas casi planas, a menudo verticales, a 15 m de profundidad. Se asociaron a erizos de mar (cf. *Paracentrotus*), ofiuros, quitones, tunicados, blenios, algas y grandes percebes.

Distribución – Conocida sólo de Isla Foca y Bahía Sechura (05°12' y 05°46'S – Región Piura), y de las Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Sólo hay dos especies de *Pachychalina* registradas en el Pacífico Oriental: *P. acapulcensis* de México y *P. tenera* del sur de Chile y Argentina. *Pachychalina acapulcensis* fue descrita con un hábito marcadamente distinto (lámina erecta, con varios lóbulos, superficie conulosa), y oxas más pequeñas (60–100 x 2–5 μm). *Pachychalina tenera* tiene haces multiespiculares primarios y secundarios más robustos que los de *P. lupusapia*, donde los haces secundarios son mucho más cortos y delgados, traducándose en un esqueleto más apretado y también más desorganizado.

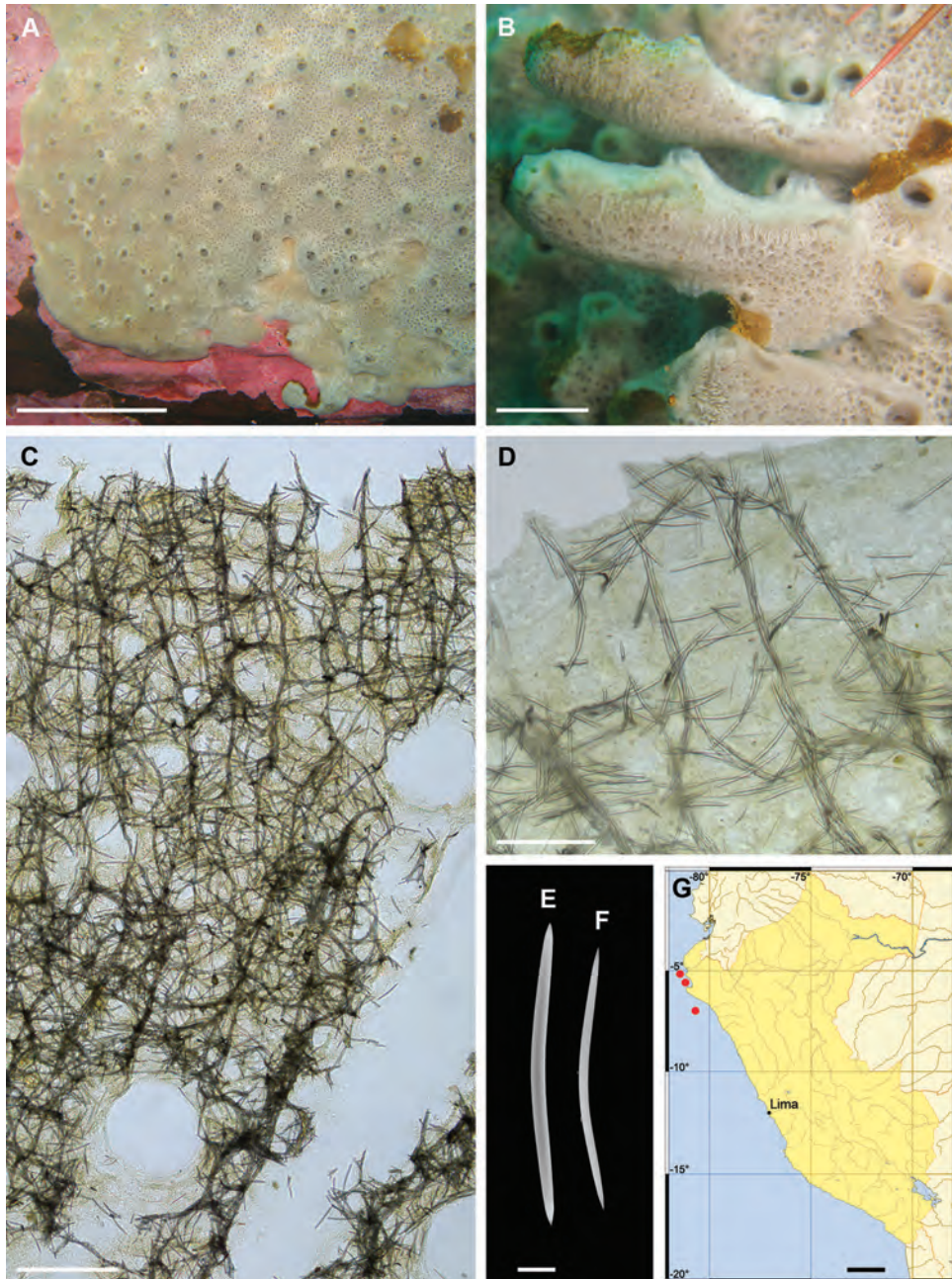


Fig. 66. *Pachychalina lupusapia* Bispo, Willenz & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C–D, arquitectura del esqueleto en sección transversal; E–F, oxas; G, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–F, 20 μ m; G, 200 km.

***Amphimedon* sp.**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Desqueyroux-Faúndez & Valentine, 2002; Cruz-Barraza & Carballo, 2008; Willenz, Hajdu, Desqueyroux-Faúndez *et al.*, 2009.

Descripción – Esponja masiva e irregular (aprox. 10 cm de diámetro mayor), con muchas proyecciones cortas de diversas formas. Éstas pueden ser erguidas o rastreras, tubulares, digitiformes, lobuladas o fistuladas, y suelen tener una longitud inferior a 2 cm. Ósculos pequeños (hasta 2 mm de diámetro), circulares, generalmente ligeramente apicales en montículos o lóbulos cortos. Consistencia blanda, y superficie lisa, aunque irregular. Color que varía de tonos apagados de violeta a gris en diferentes partes, en vida, volviéndose de beige a beige claro en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, con una reticulación densa e irregular con fibras primarias laxas. Coanosómico, con una reticulación anisotrópica, en la que se observan claramente los haces primarios, ascendentes y multiespiculares (hasta 140 μm de diámetro), así como el retículo secundario que conecta los primarios, formado por líneas multi (hasta 70 μm de diámetro), pauci-, ocasionalmente uniespiculares insertadas en varios ángulos. Se observan comúnmente granos de sedimento dispersos.

Espículas – Oxas, moderadamente robustas, pero también se presentan formas delgadas, aparentemente más jóvenes, en su mayoría suavemente curvas, ocasionalmente sutilmente dobladas en el centro, puntas agudas astadas, 103–166–214 x 2–11 μm . Dos categorías son difíciles de distinguir, pero si se presentan, las dimensiones serían 103–127–156 y 158–189–214 μm .

Ecología – Crece sobre sustrato duro en aguas poco profundas (10 m), y cargadas de mucho sedimento.

Distribución – Sólo se conoce de El Ñuro (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Sólo hay tres especies válidas de *Amphimedon* reportadas en el Pacífico Oriental, a saber, la chilena *A. reticulosa*, la mexicana *A. texotli* y la californiana *A. trindanea*. La especie *Amphimedon* sp. del Perú parece ser bastante distinta de todas ellas, ya que ninguna tiene un hábito y dimensiones de espícula similares. Por lo tanto, es muy posible que se trate de una nueva especie.

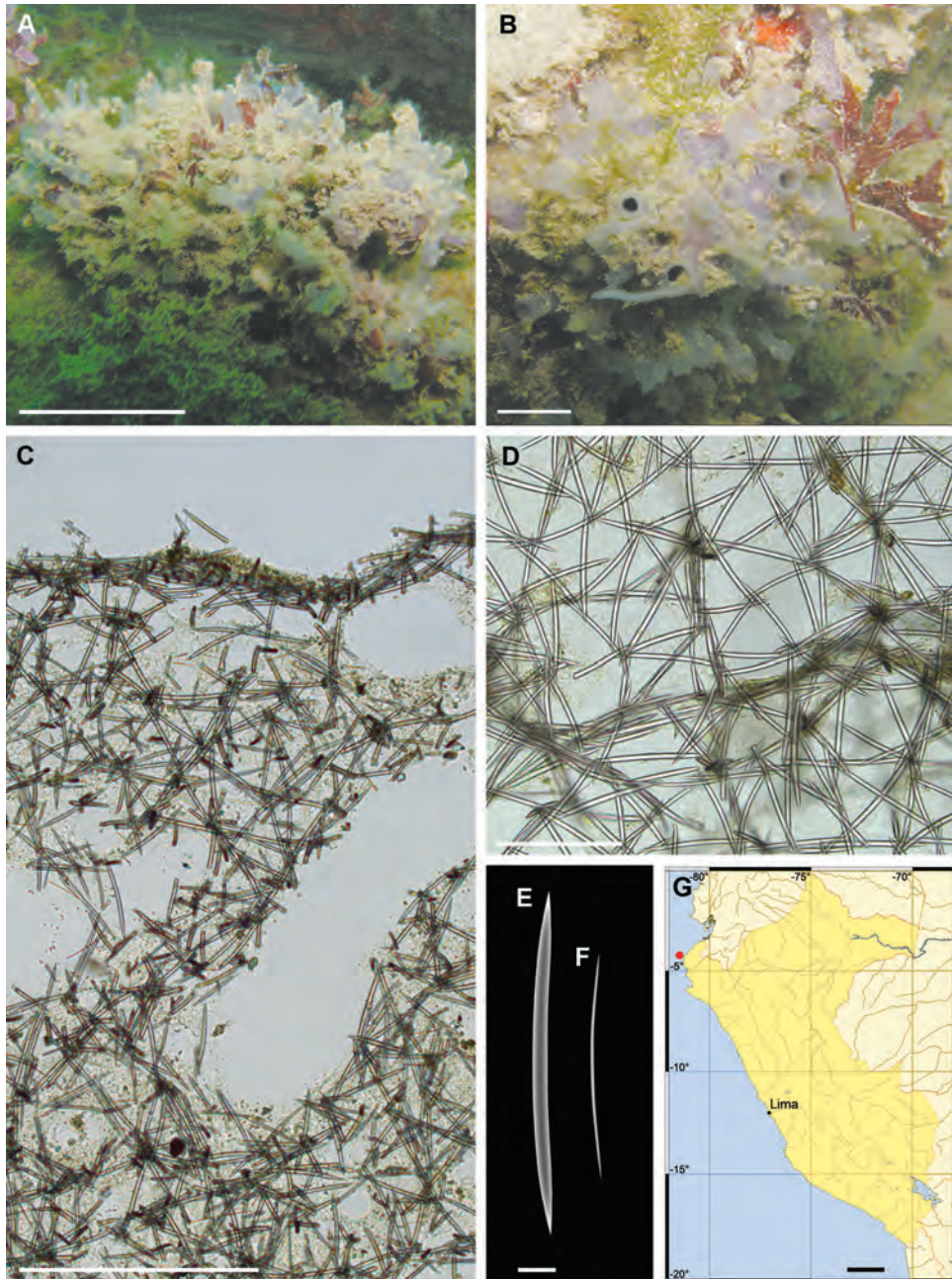
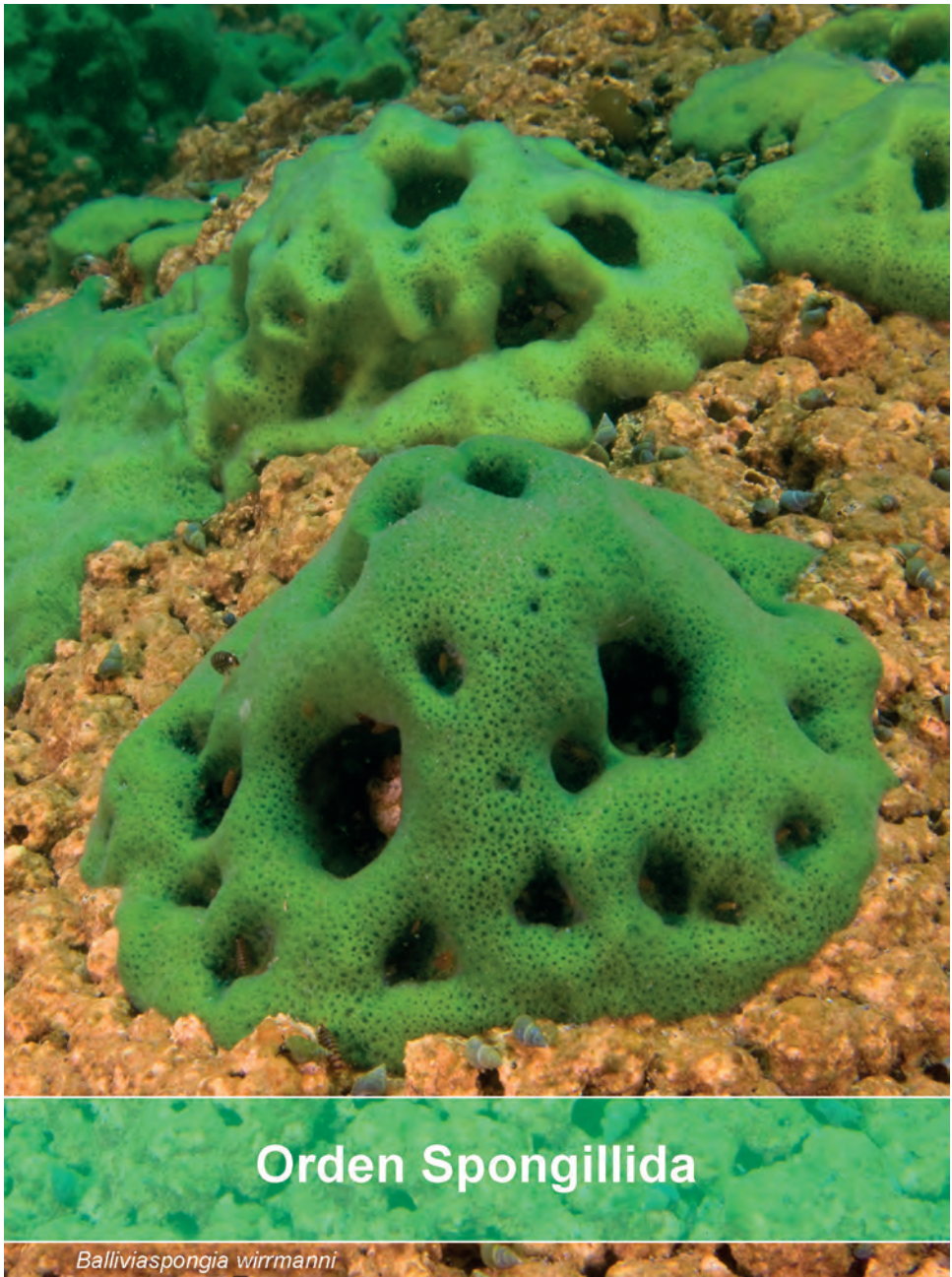


Fig. 67. *Amphimedon* sp. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, arquitectura del esqueleto del ectosoma en sección tangencial a la superficie; E–F, oxas; G, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–F, 20 μ m; G, 200 km.



Orden Spongillida

Balliviaspongia wirrmanni

***Balliviaspongia wirrmanni* Boury-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992**

REFERENCIA: Boury-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992.

Descripción – Costrosa, cubriendo grandes áreas en rocas y piedras de hasta 15 x 20 cm, de 1,5 a 2 cm de grosor o formando una vaina alrededor de macrófitas. Ósculos generalmente en depresiones de la superficie de la esponja pero también erguidos en algunos ejemplares raros. Consistencia blanda y quebradiza, superficie ligeramente hispida. El color en vida va del verde al beige, pasando del beige blanquecino al beige oscuro cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – Estructura esquelética reticulada con haces primarios paralelos y perpendiculares a la superficie, unidos por haces secundarios irregulares más finos.

Espículas – **Acantoxas**, rectas o ligeramente dobladas con abundantes espinas de tamaño variable. Las extremidades son generalmente lisas. Los especímenes del Lago Umayo muestran muchas espículas con protuberancias y malformaciones como puntas bífidas o fuertemente dobladas. Las acantoxas de los especímenes del Lago Junín suelen estar marcadamente dobladas y sólo llevan espinas diminutas. Las dimensiones medias varían entre 218 μm y 394 μm , variando de un espécimen a otro en cada localidad.

Ecología – Abundante en sustrato rocoso, piedras y juncos desde 1 m hasta 25 m de profundidad.

Distribución – Recolectada en el Lago Titicaca, Lago Umayo (Región Puno) y Lago Junín (Región Junín).

Observaciones – Las acantoxas de los especímenes recolectados en el Lago Umayo y en el Lago Junín parecen mostrar malformaciones específicas que podrían ser causadas por las diferentes composiciones del agua de esos lagos, pero esto no ha sido demostrado.

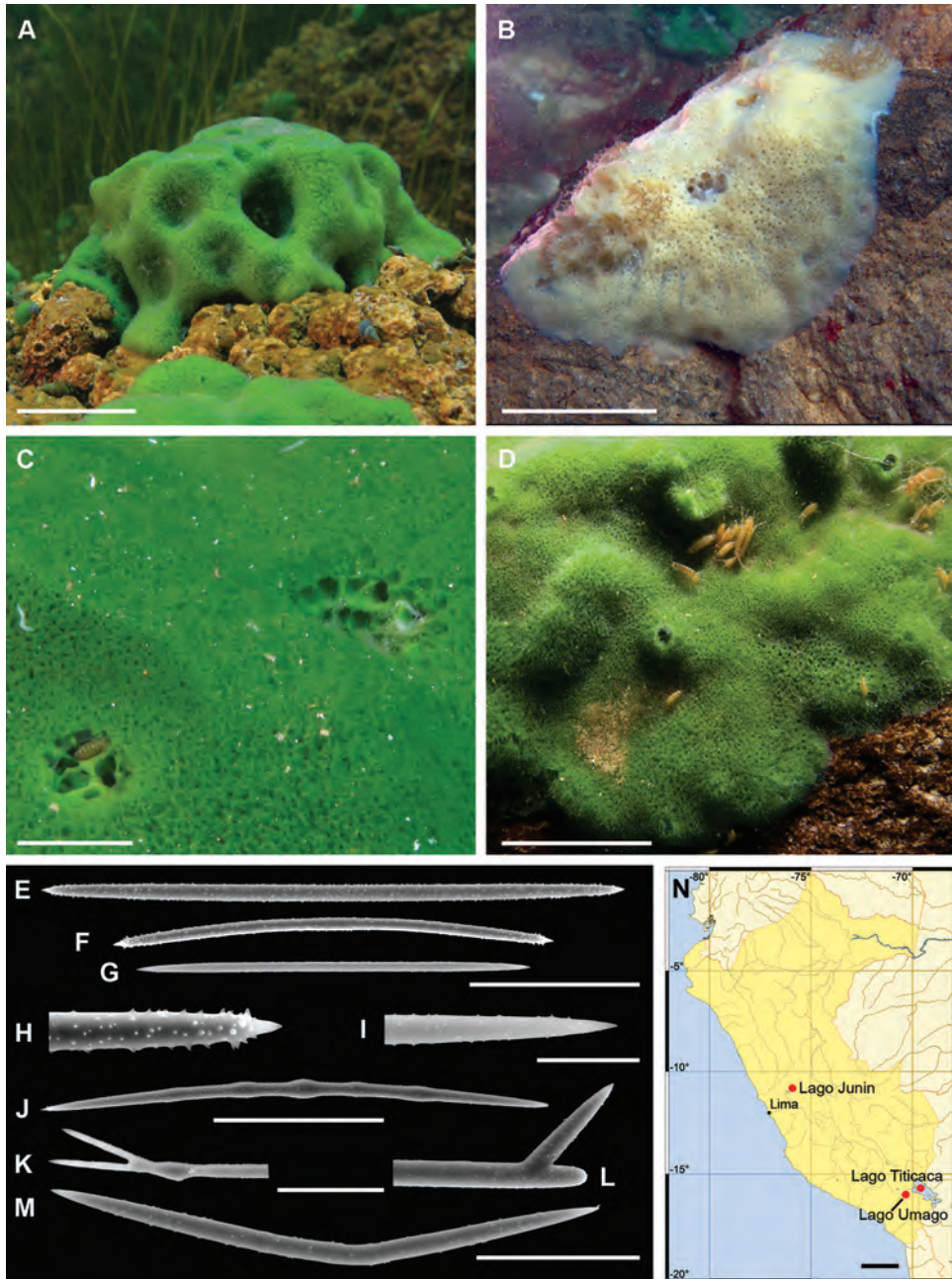


Fig. 68. *Balliviaspongia wirrmanni* Boury-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992. A, C, D, especímenes vivos expuestos a la luz; B, espécimen vivo en hábitat oscuro; E–G, acantoxas; H, detalle de la acantoxa F; I, detalle de la acantoxa G; J–L, acantoxas con malformaciones; M, acantoxa marcadamente doblada de Lago Junín; N, mapa de distribución general. Barras de escala: A, 2 cm; B, 5 cm; C, 1 cm; D, 5 cm; E–G, 100 μ m; H–I, 20 μ m; J, 100 μ m; K–L, 40 μ m; M, 100 μ m; N, 200 km.

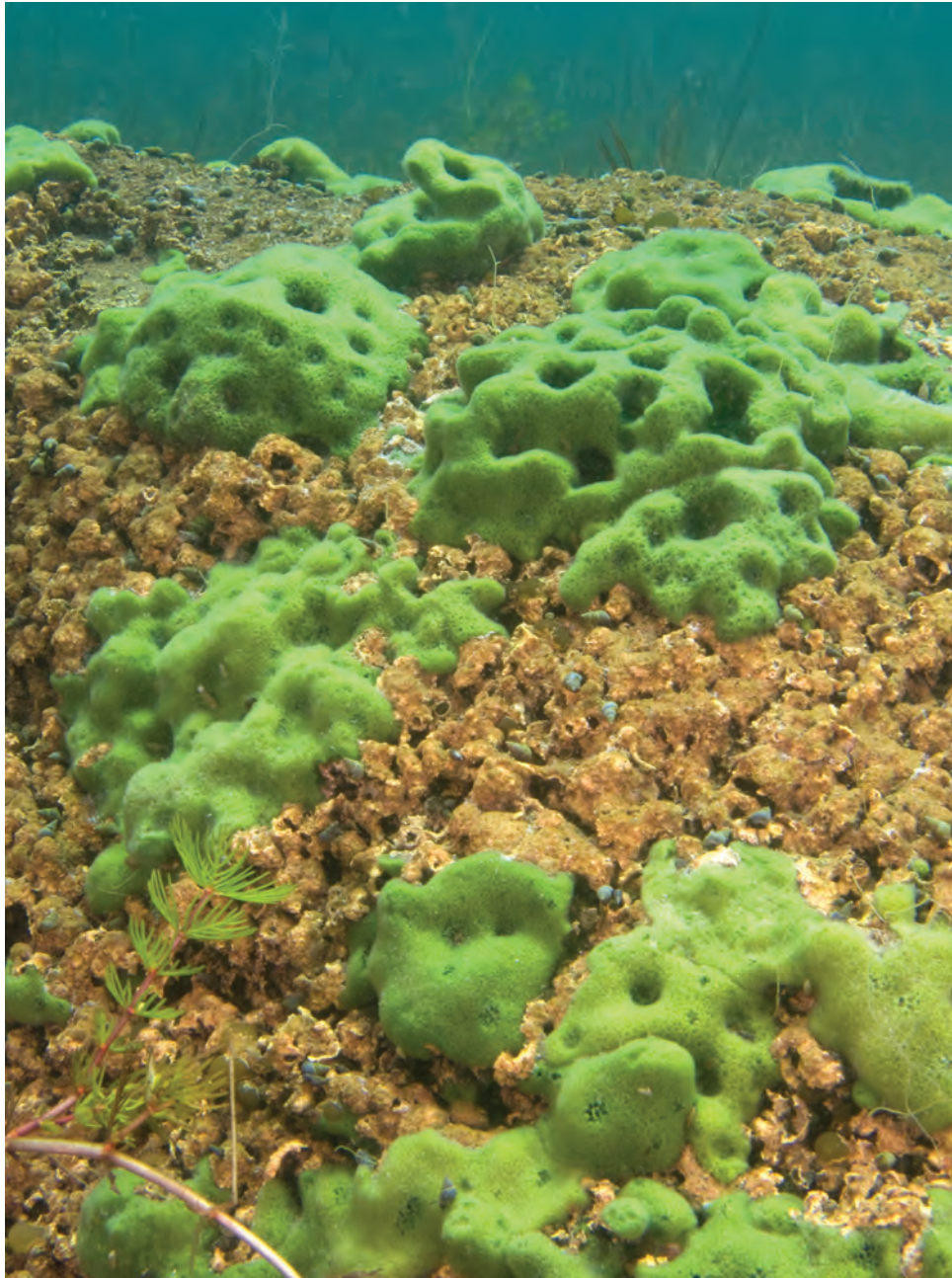


Fig. 69. *Balliviaspongia wirrmani* Boury-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992. Vista general que demuestra la abundancia de ejemplares en aguas poco profundas. Isla Taquile, Lago Titicaca, 4 m de profundidad.

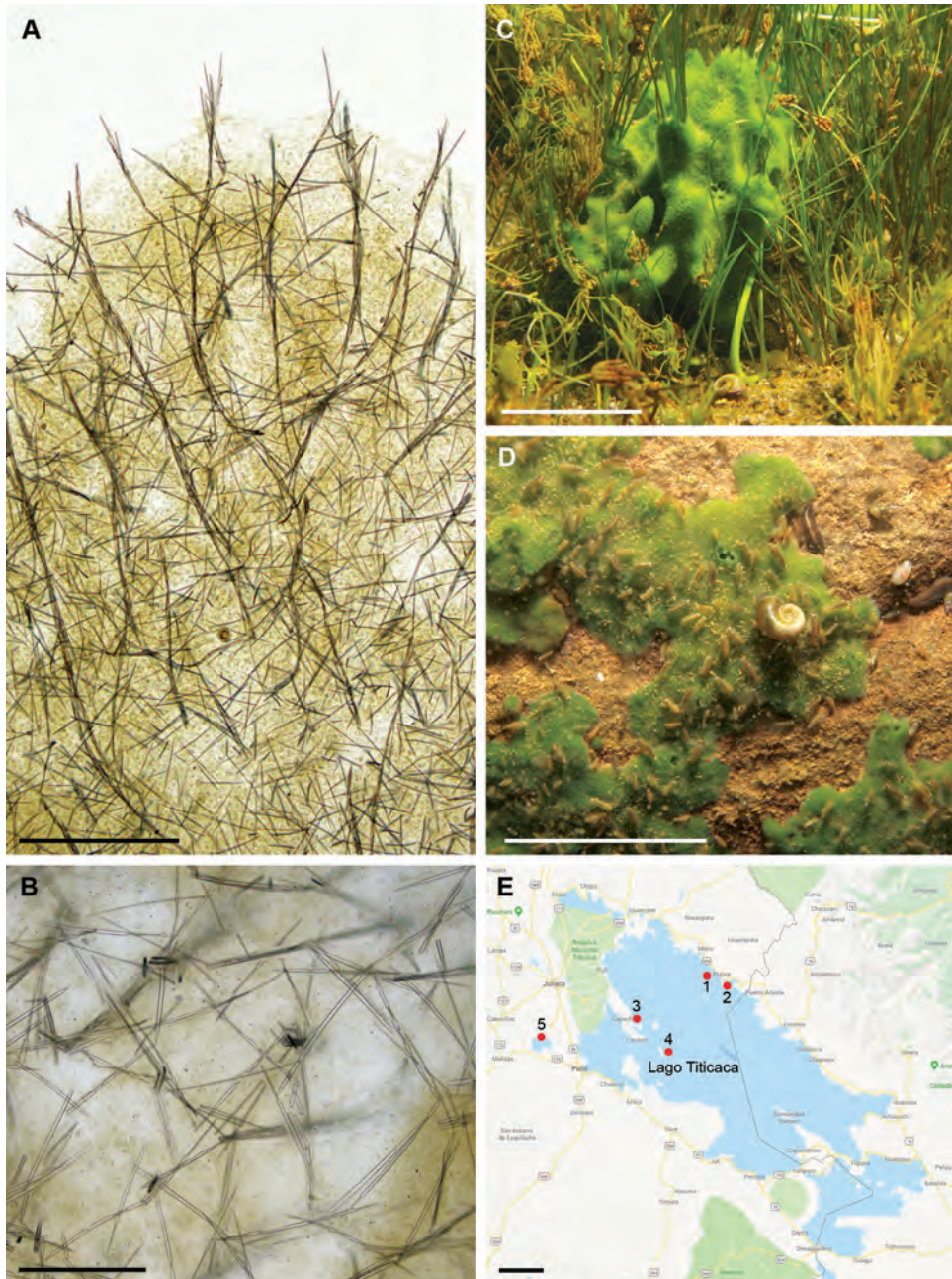
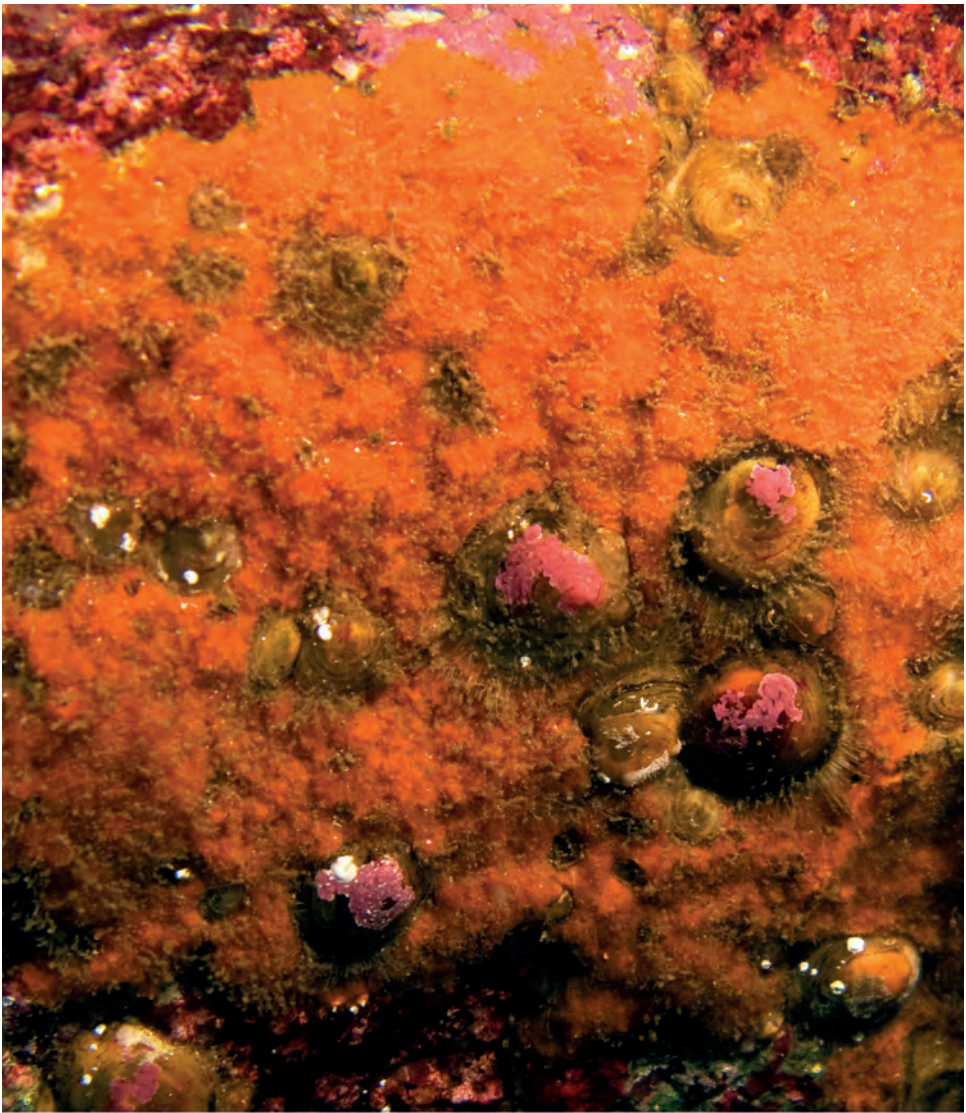


Fig. 70. *Balliviaspongia wirrmanni* Boursy-Esnault & Volkmer-Ribeiro, 1992. A, arquitectura del esqueleto en sección transversal; B, arquitectura del esqueleto ectosómico en sección transversal; C, espécimen vivo creciendo sobre macrófitas (*Elodea potamogeton* y *Potamogeton strictus*); D, espécimen vivo cubierto de larvas de Sisyridae (Insecta, Neuroptera); E, localidades de colecta en Lago Titicaca y Lago Umayo (1, Isla Suasi; 2, Sucuni; 3, Ccotos; 4, Isla Taquile; 5, Sillustani, Lago Umayo). Barras de escala: A, 500 µm; B, 200 µm; C–D, 5 cm; E, 20 km.



Orden Axinellida

Plocamione matarani

***Eurypon hookeri* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Hooper, 2002; Aguilar-Camacho & Carballo, 2013.

Descripción – Esponja costrosa de hasta unos pocos milímetros de grosor, llegando a superar los 15 cm de diámetro mayor, con un contorno bastante irregular derivado del sustrato tridimensional subyacente, a veces visible por transparencia, a pesar del intenso color de la esponja. Consistencia blanda. Superficie ópticamente rugosa, con numerosos ósculos redondos dispersos, a veces con pequeñas chimeneas (elevaciones), de 0,5–2 mm de diámetro. Color rojo rubí intenso en vida, marrón tras la conservación en etanol.

Esqueleto – Ectosoma perforado por acantoestilos y (subtilo) estilos, a menudo rodeado por ramilletes de estilos más pequeños. Estructuras esqueléticas subectosómicas y coanosómicas microcionides y superpuestas, con nodos de fibras longitudinales nucleadas y equinadas por acantoestilos de dimensiones variadas y grandes (subtilo) estilos. Los nodos de las fibras pueden bifurcarse, pero no parecen anastomosarse.

Espículas – **Estilos ectosómicos**, más pequeños, lisos, delgados, ligeramente curvos, estrechándose gradualmente hacia el ápice, y ocasionalmente también hacia la base, cabezas redondeadas y puntas astadas, 232–333–427 x 1,7–3,8–6,0 μm . **(Subtilo) estilos subectosómicos**, grandes, lisos, rectos o ligeramente curvos, cabezas ovaladas sólo un poco hinchadas, ápice agudo, puntas mucronadas, 859–1237–1604 x 13–16,9–20 μm . **Acantoestilos hispidantes I**, grandes, rectos o ligeramente curvos, completamente espinados, pero menos cerca del ápice, espinas cónicas o ligeramente dobladas como ganchos, cabezas generalmente redondeadas y puntas astadas, 158–304–463 x 12–16,3–24 μm . **Acantoestilos hispidantes II**, pequeños, ligeramente curvos o doblados cerca de la base, espinados por todas partes, pero menos cerca del ápice, espinas cónicas o dobladas como ganchos, con tilos redondeados y puntas aceradas, 107–129–169 x 7–9,3–11 μm .

Ecología – Ejemplares recolectados a 11–23 m de profundidad, en sustrato rocoso vertical. Uno de ellos estaba asociado a una esponja dictioceratida.

Distribución – Sólo se conoce en las Islas Lobos de Afuera (60°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 335.

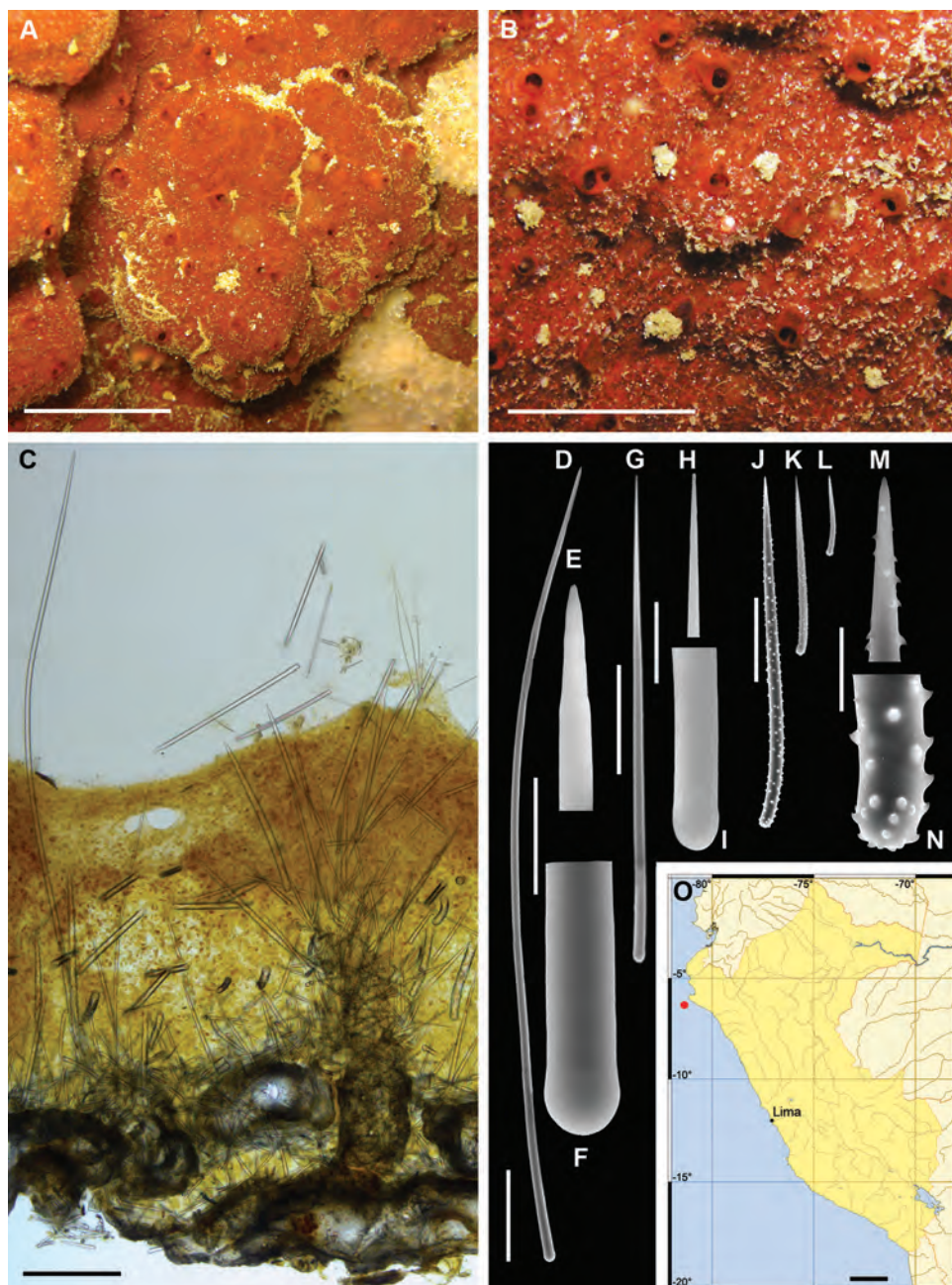


Fig. 71. *Eurypon hookeri* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–F, grande (subtiro) estilo con detalles; G–I, estilo con detalles; J–N, acantostilos de diferentes tamaños con detalles; O, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D, 100 μ m; E–F, 20 μ m; G, 50 μ m; H–I, 10 μ m; J–L, 100 μ m; M–N, 20 μ m; O, 200 km.

***Eurypon lacertus* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Hooper, 2002; Aguilar-Camacho & Carballo, 2013.

Descripción – El único espécimen recolectado era finamente costroso, de 5 cm en su mayor diámetro, y no más de 1 mm de grosor. Consistencia blanda, fácilmente desgarrable. La superficie parece lisa, y presenta canales subectosómicos dispersos apenas visibles, que convergen en los pocos y pequeños (< 1 mm de diámetro) ósculos también dispersos. Color naranja en vida, beige después de la conservación en etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico con anisoxas ectosómicas formando ramilletes plumosos que rodean los tiloestilos subectosómicos, que perforan marcadamente la superficie. Esqueletos subectosómico y coanosómico superpuestos, compuestos por la típica estructura himedesmioide, formada por una capa basal de espongina, con grandes tiloestilos y pequeños acantoestilos, ambos erectos sobre el sustrato. Algunas espículas aparecen dispersas en la esponja, y muchos tiloestilos yacen paralelos o adyacentes sobre el sustrato.

Espículas – **Anisoxas** ectosómicas lisas, irregularmente curvas o dobladas, puntas romas y aceradas, 339–488–607 x 4–6,3–9 µm. **Tiloestilos subectosómicos**, grandes, lisos, de rectos a ligeramente curvos, estrechándose gradualmente, puntas mucronadas y con cabezas redondas, 1294–1705–2100 x 13–19,1–25 µm. **Acantoestilos hispidantes**, delgados, rectos, con espinas en toda su extensión, espinas cónicas o dobladas como ganchos, con tilos redondeados y puntas aceradas, 54–78–112 x 6–9,3–13 µm.

Ecología – La esponja se recolectó en sustrato rocoso casi vertical, cerca de fondo arenoso grueso y biogénico, a 11 m de profundidad. Estaba rodeada de algas rojas cortas y también de coralinas finamente costrosas.

Distribución – Sólo se conoce en las Islas Lobos de Afuera (60°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Sólo hay ocho especies de *Eurypon* registradas en el Pacífico Oriental y Central, todas ellas de aguas poco profundas: *E. brunum*, *E. debrumi*, *E. diversicolor*, *E. miniaceum*, *E. nigrum*, *E. patriciae*, *E. tylospinosum* y *E. hookeri*. *Eurypon lacertus* se distingue de sus congéneres principalmente por las características de las espículas. Las especies del Pacífico Central y Oriental *E. brunum*, *E. diversicolor* y *E. patriciae* tienen dos categorías de acantoestilos, y *E. debrumi* no tiene ninguna, en contraste con una sola categoría en *E. lacertus*. Dos especies tienen dos categorías de tilos subectosómicos, *E. miniaceum* y *E. nigrum*, mientras que *E. lacertus* sólo tiene una. La especie más cercana a *E. lacertus*, tanto en aspectos morfológicos, como biogeográficos, parece ser *E. tylospinosum* de México, pero sus megascleras ectosómicas y subectosómicas son mucho más pequeñas y delgadas (hasta 460 x 2,5 µm y 575 x 15 µm frente a 607 x 9 µm y 2100 x 25 µm en *E. lacertus*). *Eurypon hookeri* descrita más adelante se distingue también por su color rojo rubí, sus megascleras ectosómicas y subectosómicas más pequeñas (427 µm y 1604 µm, respectivamente), y la posesión de dos categorías de acantoestilos.

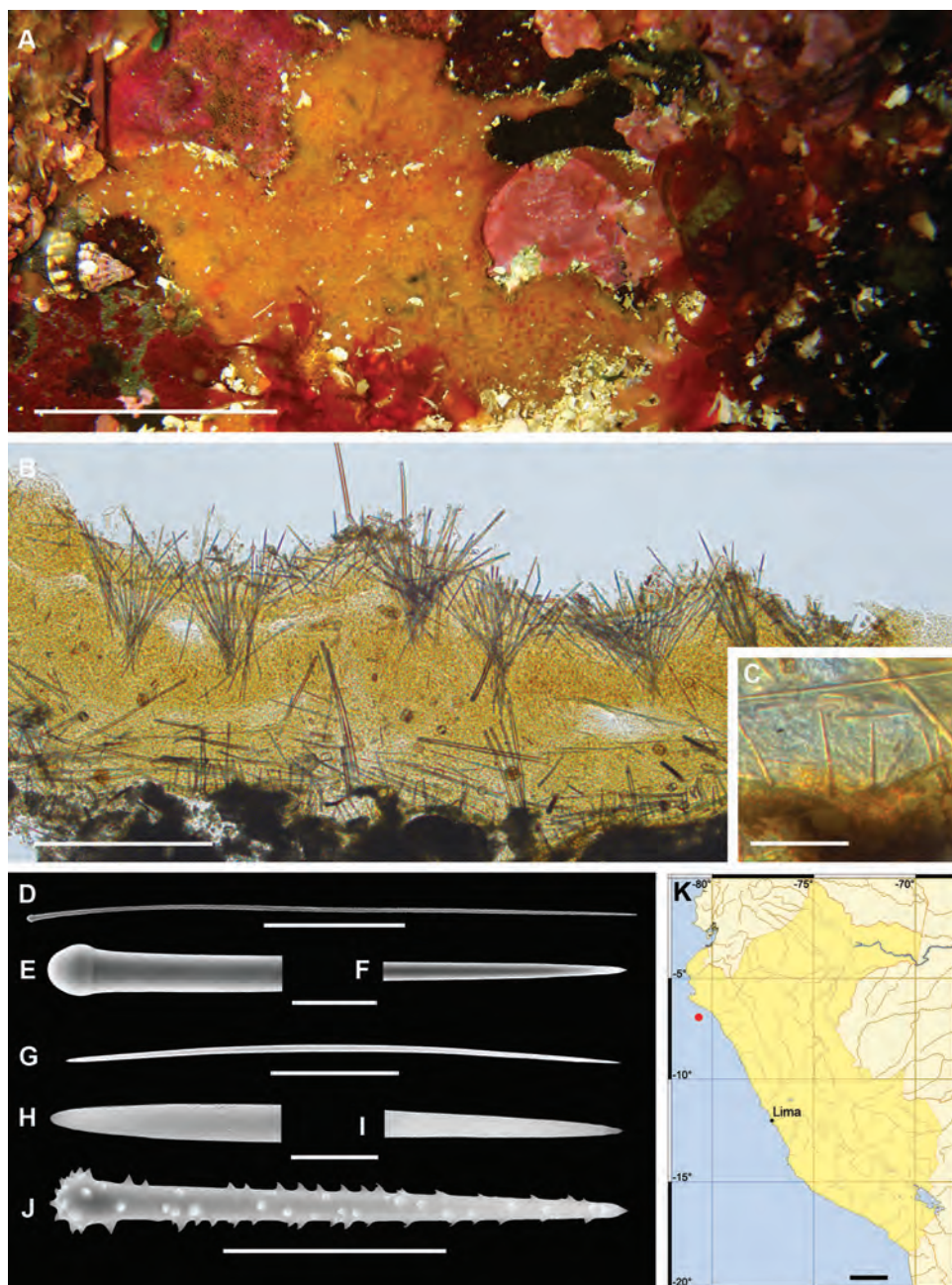


Fig. 72. *Eurypon lacertus* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C, detalle de los acantoestilos erectos en la base del esqueleto; D–F, grande tiloestilo con detalles; G–I, anisoxa con detalles; J, acantoestilo; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 500 µm; C, 100 µm; D, 500 µm; E–F, 40 µm; G, 100 µm; H–I, 10 µm; J, 30 µm; K, 200 km.

***Plocamione matarani* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020**

REFERENCIAS: Dendy, 1924; Lévi & Lévi, 1983; Hooper, 2002.

Descripción – Esponja finamente costrosa (aprox. 1 mm de grosor), que alcanza más de 15 cm en su mayor diámetro. Superficie irregular, llena de irregularidades, con sedimento atrapado. Ósculos no aparentes. Color en vida naranja, beige en etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico de arquitectura típica raspailide, con grandes estilos subectosómicos perforados rodeados por un ramillete laxo de estilos más pequeños (y posiblemente oxas toxiformes). Esqueleto coanosómico microcionide con arquitectura construida sobre una capa densa y entrecruzada de acantostróngilos; como nodos de fibra atravesados por grandes y robustos estilos y equinados por acantoestilos; sobre los cuales, aunque aparentemente no siempre, se asientan los ramilletes ectosómicos.

Espículas – **Estilos ectosómicos** delgados, lisos, ligera o marcadamente curvos, con cabezas gradualmente redondeadas y puntas astadas, 229–350–405 x 2–4–6 µm. **Estilos subectosómicos I**, grandes, delgados, lisos, ligeramente curvos, estrechándose gradualmente, cabezas redondeadas y puntas astadas, 1068–1296–1551 x 12–20–25 µm. **Estilos subectosómicos II**, pequeños, con nódulos de fibra, robustos, lisos, rectos o ligeramente curvos, que se estrechan gradualmente hacia ápices agudos, cabezas redondeadas y puntas astadas, 263–453–689 x 11–20–26 µm. **Acantostróngilos coanosómicos**, anisó-, curvos y ligeramente sinuosos, espinados sólo en los extremos, espinas cónicas y cabezas redondeadas, las cabezas varían en anchura, 126–160–363 / 5–9–11 / 5–7–10 µm, longitud/anchura más gruesa/extremos más delgados. **Acantoestilos hispidantes**, equinando los nodos de fibra, cortos, rectos o ligeramente curvos, espinas generalmente concentradas en su mitad apical, unas pocas en la base, espinas cónicas o dobladas como ganchos, verrugosas en las cabezas de los tilos, aceradas, 93–157–231 x 8–11–14 µm. Se observó una **oxa toxiforme**, posiblemente homóloga a los estilos de los ramillete.

Ecología – Cubriendo sustrato rocoso vertical a 33 m de profundidad, asociado a muchos braquiópodos, antozoos, erizos de mar y otra esponja costrosa (de color amarillo).

Distribución – Conocida sólo de Isla Blanca, Matarani (17°00'S – Región Arequipa).

Observaciones – Sólo existen dos especies de *Plocamione* registradas para todo el Pacífico, a saber, *P. ornata* de las aguas profundas de Nueva Zelanda, y *P. pachysclera* de las aguas profundas de Nueva Caledonia. *Plocamione matarani* es bastante distinta de ambas en cuanto a la geometría de las espículas, y además se diferencia de esta última especie por su hábito arbustivo-ramoso. Es, con mucho, la especie más somera que se ha encontrado de *Plocamione*.

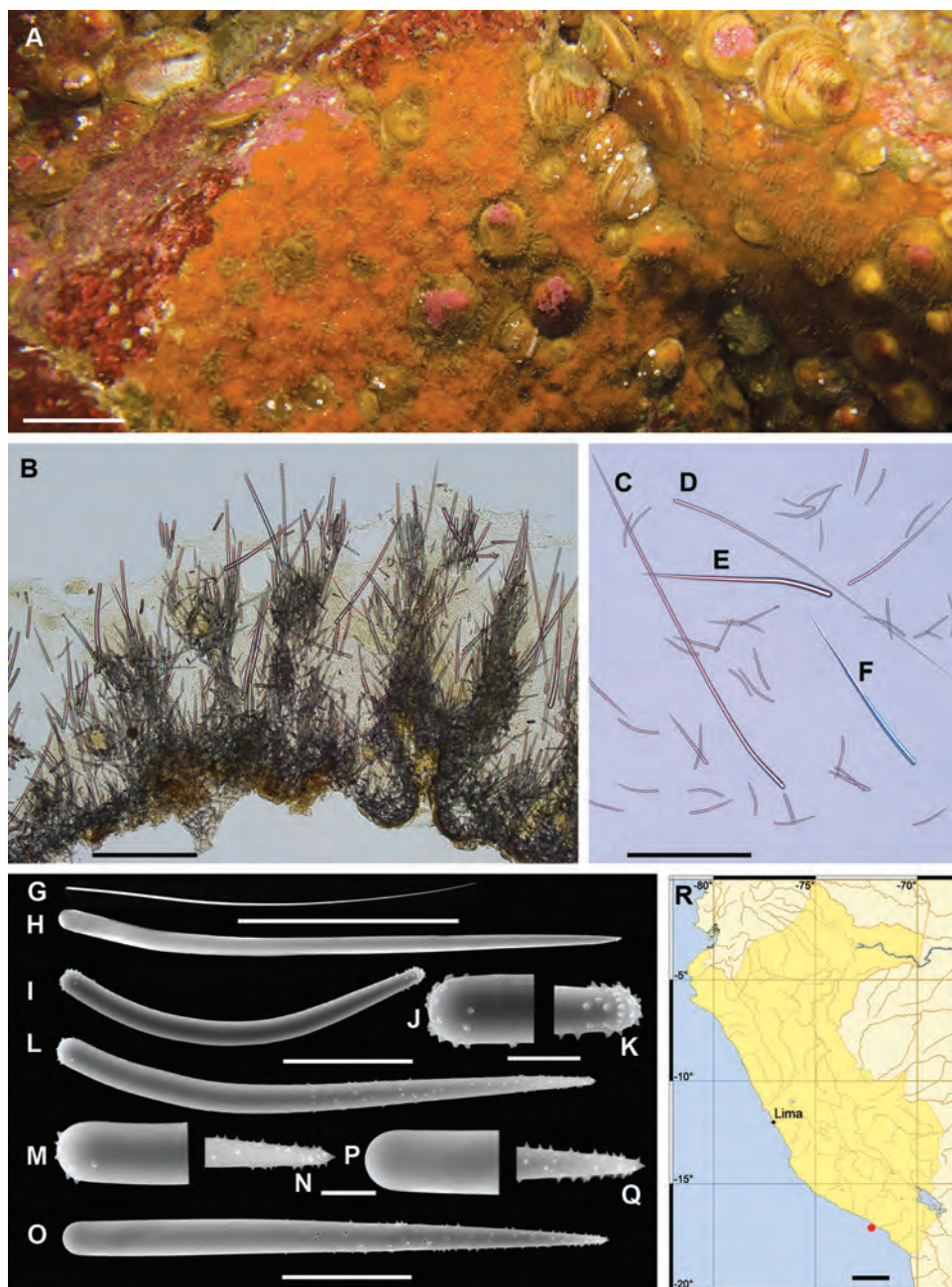


Fig. 73. *Plocamione matarani* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal mostrando el ectosoma y el coanosoma; C–D, grandes estilos subectosómicos I, perforantes; E–F y H, estilos subectosómicos II; G, estilo ectosómico; I–K, acantostróngilo coanosómico de la capa basal con detalles; L–Q, acantostróngilos hispidentes con detalles de cabezas y puntas; R, mapa de distribución. Barras de escala; A, 2 cm; B–F, 500 μ m; G–H, 200 μ m; I, 50 μ m; J–K, 10 μ m; L, 50 μ m; M–N, 10 μ m; O, 50 μ m; P–Q, 10 μ m; R, 200 km.



Orden Tetractinellida

Geodia sp.

***Stelletta* sp. 1**

REFERENCIAS: Sollas, 1888; de Laubenfels, 1932; Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997.

Descripción – De una costra gruesa hasta subesférica o irregularmente masiva, cubriendo de 2 x 10 cm a 10 x 10 cm. Superficie uniforme, con restos extraños incrustados y algunas fístulas, o abundantemente cubierta de epibiontes. Consistencia más bien coriácea, ligeramente comprimible. Color de gris a blanco en vida, manteniéndose tras la fijación en etanol.

Esqueleto – Las oxas y las plagiotrienas irradian en la periferia de la esponja con los cladomas de los plagiotrienas tangenciales a la superficie de la esponja. Ásteres de abundancia variable en el coanosoma, que suelen formar una fina costra en la superficie.

Espículas – Megascleras. Oxas, rectas, fusiformes y fuertemente puntiagudas, 935–2789 x 17–60 μm . **Plagiotrienas**, con rabdomas rectos, 774–1394 x 33–64 μm , cladomas (anchura) 119–245 μm , cladomas (longitud) 60–169 μm . El espécimen de Punta Sal tiene una segunda categoría de plagiotrienas más pequeña, de 349–553 x 21 / 34–85 / 17–43 μm . **Microscleras. Oxiásteres a estrongilásteres**, aparentemente no separables en dos categorías, ya que las dimensiones, así como la distribución, se superponen, rayos acantosos, 8,3–19,6 μm . La única divergencia posible es la tendencia de los ásteres más grandes a presentar menos rayos, pero esto sólo se observó en el espécimen de las Islas Lobos de Afuera.

Ecología – Los especímenes se encontraban bajo piedras a 11–15 m de profundidad, parcialmente cubiertos por briozoos y otras esponjas costrosas o bajo salientes y cubiertos por zoántidos.

Distribución – Se conoce en Punta Sal (03°58'S – Región Tumbes) y en las Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Hasta ahora sólo se habían registrado cinco especies de *Stelletta* en el Pacífico Oriental. Estas son *S. clarella* de California, *S. eduardoi* de Islas Galápagos, *S. estrella* también de California, *S. phrissens* y *S. vosmaeri*, estas dos últimas del sur de Chile. Todas ellas se diferencian notablemente de la especie peruana, empezando por el hecho de que todas tienen ana- y/o dicotrienas. Por lo tanto, es probable que la especie peruana sea nueva.

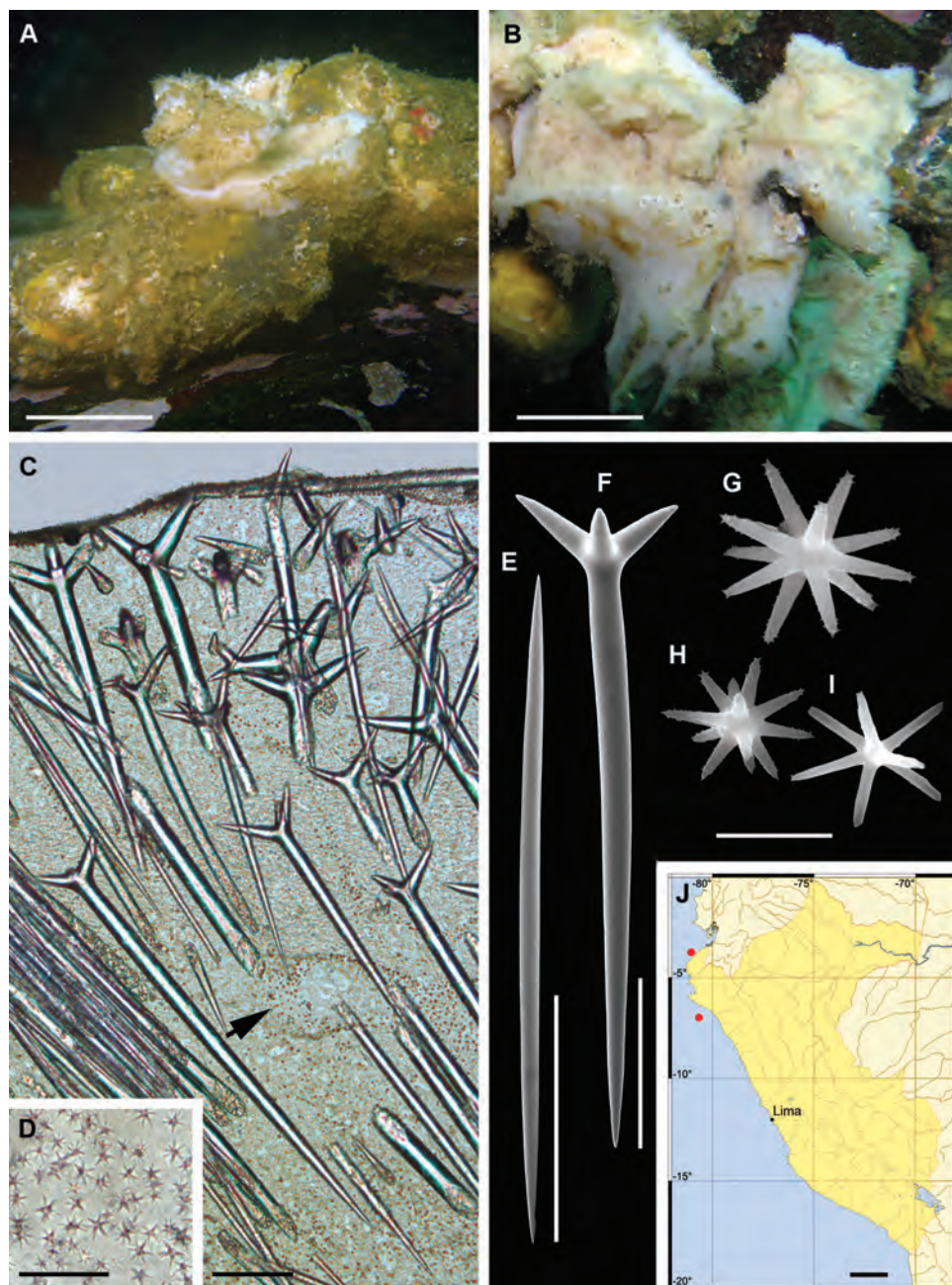


Fig. 74. *Stelletta* sp. 1. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal con abundantes ásteres en el coanosoma (flecha); D, detalle de los ásteres coanosómicos; E, oxa; F, plagiotriena; G–H, oxiasters; I, quiaster (= estrongiláster); J, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D, 50 μ m; E, 1 mm; F, 200 μ m; G–I, 10 μ m; J, 200 km.



Fig. 75. *Stelletta* sp. 1. Sección transversal con abundantes ásteres formando una fina costra en la superficie de la esponja. Barra de escala: 100 μ m.

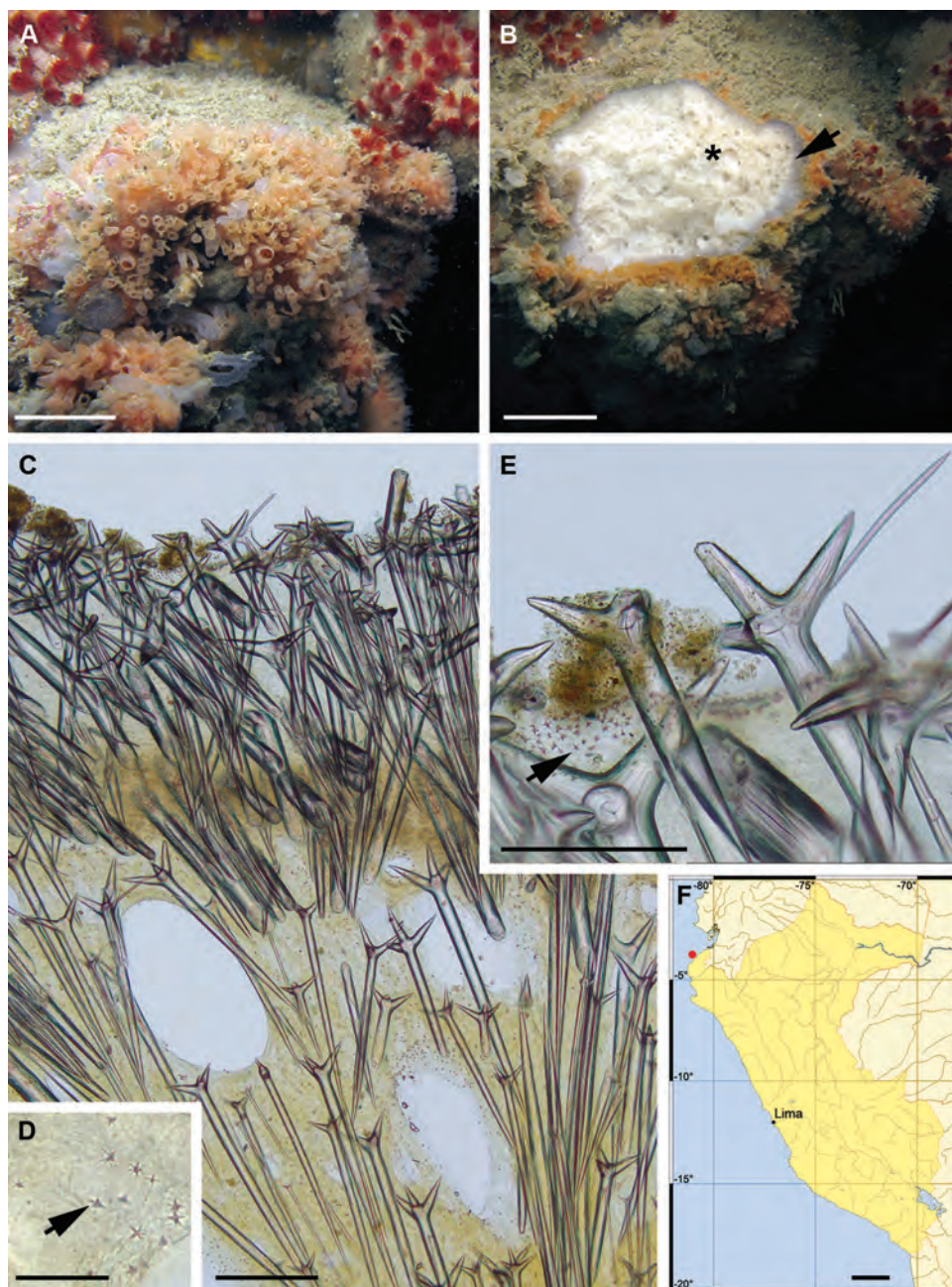


Fig. 76. *Stelletta* sp. 1. A, espécimen vivo apenas visible bajo los epibiontes; B, el mismo espécimen con el coanosoma (*) y el ectosoma (flecha) claramente diferenciados a simple vista tras la extracción de un fragmento; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de los escasos ásteres coanosómicos; E, detalle de los cladomas que emergen en la periferia de la superficie de la esponja y de los ásteres mayoritariamente ectosómicos (flecha); F, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 2 cm; C, 200 μ m; D, 50 μ m; E, 100 μ m; F, 200 km.

***Stelletta* sp. 2**

REFERENCIAS: Sollas, 1888; de Laubenfels, 1932; Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997.

Descripción – Masa irregular, aparentemente reforzando el sustrato no compactado, de hasta 5 cm de diámetro. Superficie homogénea, con restos extraños incrustados, de aspecto reticulado. Consistencia más bien coriácea, ligeramente comprimible. Color amarillo claro en el coanosoma y blanco hueso en el ectosoma en vida, y también después de la fijación en etanol.

Esqueleto – Oxas, plagiotrienas y anatrienas irradian hacia la periferia de la esponja con los clados de los plagiotrienas tangenciales a la superficie de la esponja. Son frecuentes los estróngilos y los tilásteres, repartidos en el coanosoma.

Espículas – Megascleras. Oxas, rectas, fusiformes con extremos romos, ocasionalmente modificadas a estróngilos o estilos, 887–1416 x 26–43 μm . **Plagiotrienas**, con rabdoma recto, 327–411 x 10–19 μm , cladoma (ancha) 49 μm , clados (largo) 29–53 μm . **Anatrienas**, también con rabdoma recto, 458 x 8,6–12,4 μm , cladomas (anchura) 57–78 μm , clados (longitud) 34–65 μm de grosor. **Microscleras. Estrongilásteres a tilásteres**, diámetro de 5,3–8 μm .

Ecología – Se encontró un solo ejemplar, bajo las piedras a 13 m de profundidad.

Distribución – Conocida en Punta Sal (03°58'S – Región Tumbes).

Observaciones – Se trata de la 7^{ma} especie de *Stelletta* citada en el Pacífico Este. Al igual que en el caso de *Stelletta* sp. 1, no se observaron dicotrienas en los especímenes estudiados, lo que ya establece esta especie como distinta de las conocidas antes del presente estudio. *Stelletta* sp. 2 se diferencia de sp. 1 (descrita brevemente más arriba) por las oxas y plagiotrienas mucho más grandes, en sp. 1 así como por la ausencia de anatrienas. Además, sus microscleras varían de estrongilásteres a tilásteres (diámetro 5,3–8 μm), mientras que los de la sp. 1 varían de estrongilásteres a oxiásteres (diámetro 8,3–19,6 μm).

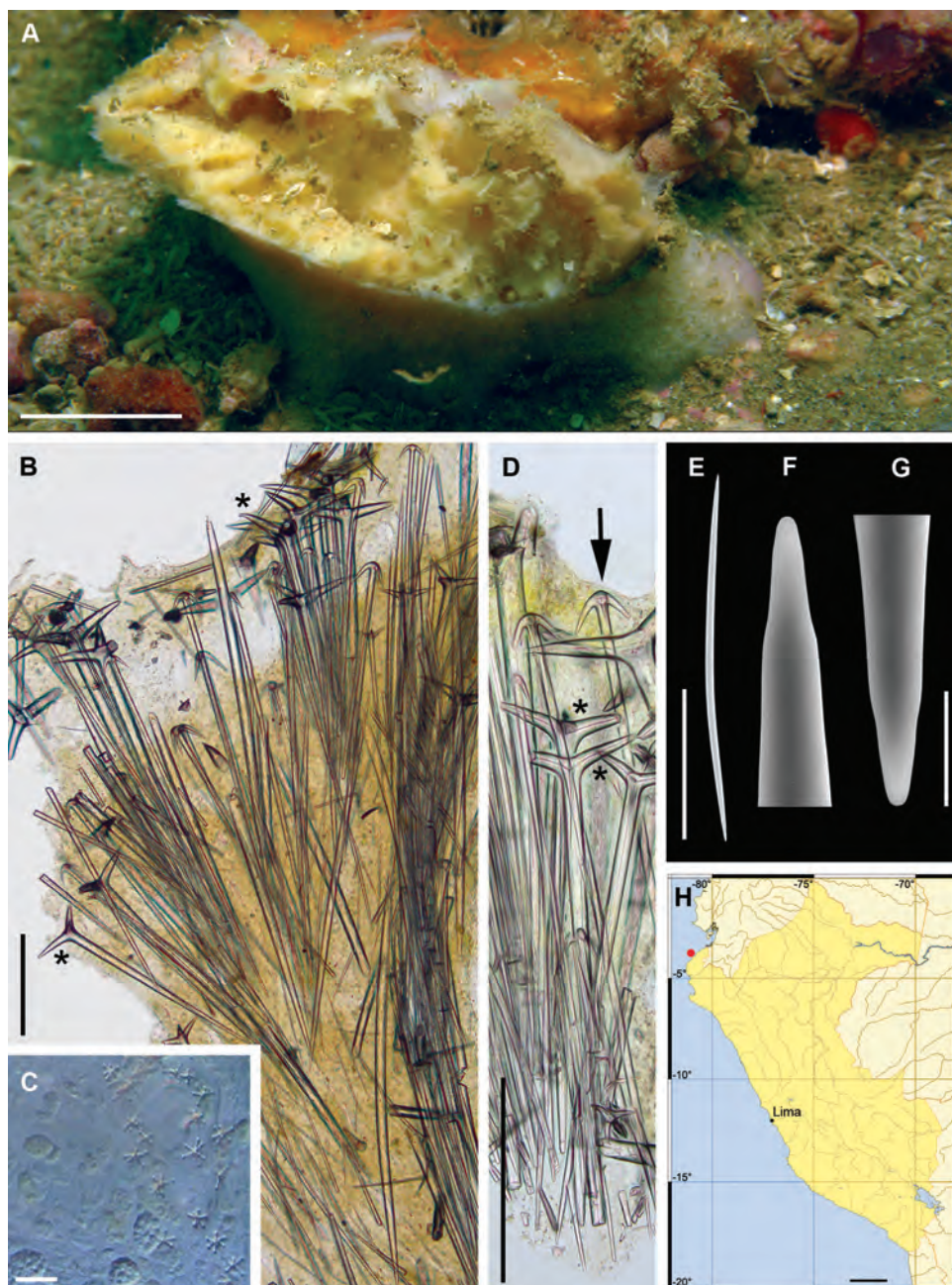


Fig. 77. *Stelletta* sp. 2. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal, plagiotrienas (*); C, detalle del coenosoma con abundantes microscleras (áster); D, anatrienas (flecha) y plagiotrienas (*); E, oxa; F–G, extremos romos de oxas; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 200 μ m; C, 10 μ m; D, 200 μ m; E, 500 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

***Neophrissospongia galapagoensis* Schuster, Cárdenas, Pisera, Pomponi, Kelly, Wörheide & Erpenbeck, 2018**

REFERENCIAS: Pisera & Lévi, 2002; Schuster, Cárdenas, Pisera *et al.*, 2018.

Descripción – Esponja con forma de vaso acampanado a foliosa; paredes aplanadas de 1–1,5 cm de grosor, con bordes redondeados. Dimensiones, 20–30 cm de diámetro, 17–20 cm de altura. Superficie inhalante externa con numerosos ostiolos apenas visibles, superficie exhalante interna con numerosos ósculos < 1 mm. Consistencia pétreo. Color en vida desconocido, tornándose marrón al secarse.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico de unos 100–200 μm de grosor con una fina capa externa de microscleras dentro de la cual se encuentran los cladomas de las dicotrienas con sus rabdomas profundamente insertados en el coanosoma. El esqueleto coanosómico está formado por desmas dicranoclonos imbricados y microtilóestilos acantosos.

Espículas – Megascleras. Desmas dicranoclonos, con un núcleo masivo, tetra o hexapodal, arqueado con zigomas terminales. Núcleo central y brazos irregularmente cubiertos por tubérculos. **Dicotrienas**, con rabdoma de 261–428–577 x 24–36 μm de longitud y cladoma de 240–281 μm de anchura, superficie superior de los clados con tubérculos irregulares y cónicos. **Microscleras. Sanidásteres a anfiásteres irregulares**, con radios cortos y gruesos, 8,6–9,8–11,8 μm (diámetro máximo). **Microtiloestilos acantosos**, 64–73,6–84 x 1,1–1,2 μm .

Ecología – Arrastrada desde unos 120 m.

Distribución – Descrita originalmente en las Galápagos, este espécimen es el primer registro de la costa norte de Perú. No se dispone de una localización exacta.

Observaciones – Sólo dos ejemplares en nuestra colección, traídos por pescadores de Puerto Pizarro. Sólo se conocen otras seis especies de *Neophrissospongia* en todo el mundo. *N. nolitangere* y *N. tubulata* del Atlántico Occidental Tropical; *N. endoumensis*, *N. nana* y *N. radjae* del Mar Mediterráneo; y *N. microstylifera* de Nueva Caledonia, la única otra especie del Pacífico. Los ejemplares peruanos parecen tener ásteres bastante más cortos que los de Galápagos, pero para el resto, las micrometrías coinciden. La descripción original de *N. galapagoensis* enfatizaba la robustez de las dicotrienas y la presencia de microestilos en *N. microstylifera* como principales caracteres distintivos de ambas especies, pero esto es probablemente un error. Aunque las dicotrienas parecen más robustas en la especie de Nueva Caledonia, son las dimensiones algo mayores de los microestilos que las distinguen, no su mera presencia, ya que *N. galapagoensis* también tiene microscleras similares. Por otra parte, a pesar de no estar claramente ilustrados, los pequeños microestilos de *N. microstylifera* no tienen una correspondencia en *N. galapagoensis*, y más notablemente, la primera parece no tener microscleras ásterosas, que son de ocurrencia bastante común en los especímenes peruanos de *N. galapagoensis*.

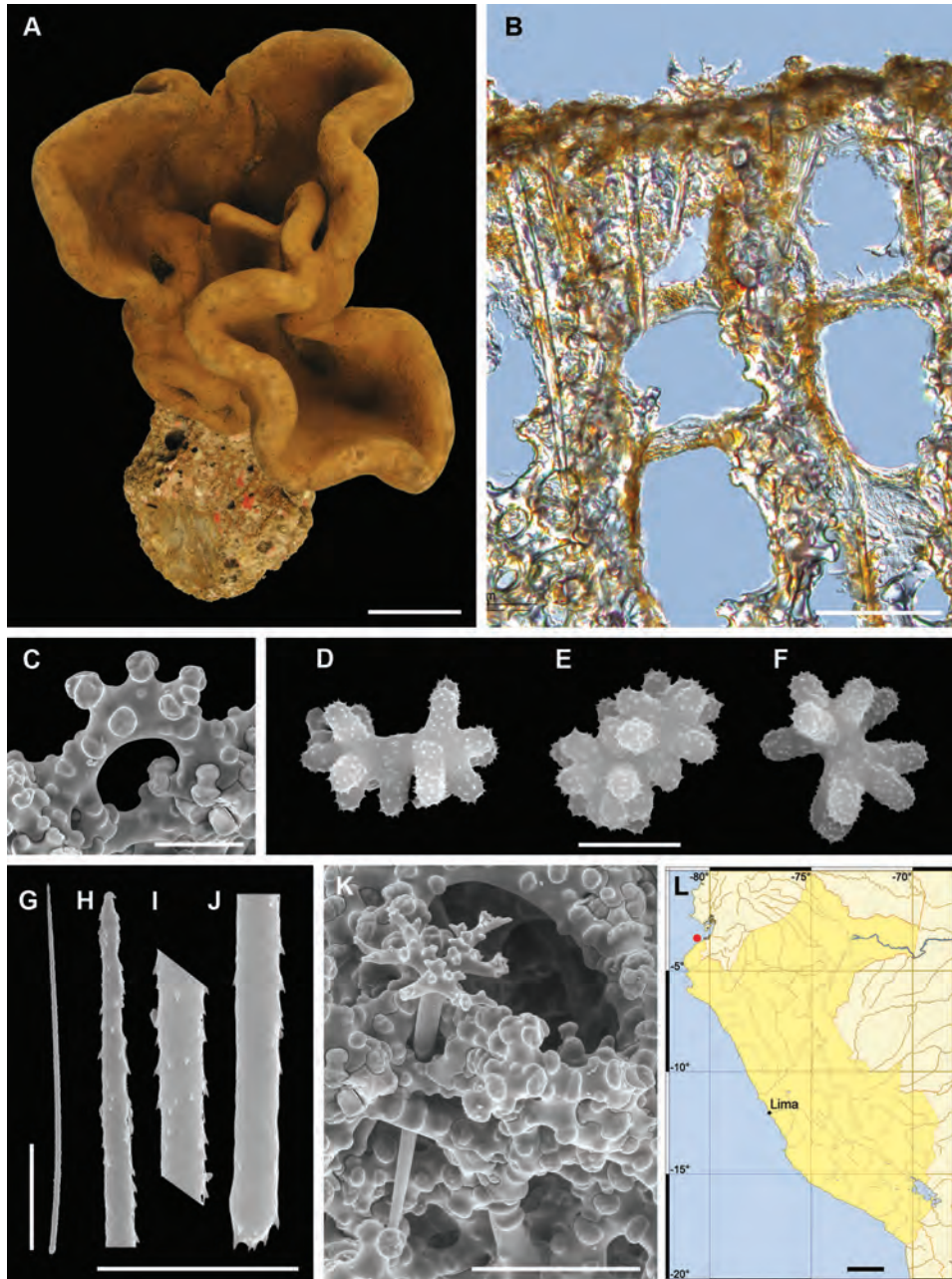


Fig. 78. *Neophrissospongia galapagoensis* Schuster, Cárdenas, Pisera, Pomponi, Kelly, Wörheide & Erpenbeck, 2018. A, espécimen desecado; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C, desma dicranoclón; D–F, sanidásteres gruesos a anfiásteres de la región ectosómica; G, microtiloestilo coanosómico microespinoso; H–J, vistas detalladas; K, dicotriena ectosómica con su cladoma sobresaliendo del desma y rabdoma penetrando en el coanosoma; L, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 200 μ m; C, 100 μ m; D–F, 5 μ m; G, 20 μ m; H–J, 5 μ m; K, 200 μ m; L, 200 km.

***Geodia* sp.**

REFERENCIAS: von Lendenfeld, 1910; Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997.

Descripción – Especímenes que cubren de 10 a 15 cm², alcanzando hasta 2 cm de espesor. Consistencia frágil y textura rugosa. Superficie uniformemente perforada, con una capa basal suelta de espículas que perfora considerablemente la superficie de la esponja (aprox. 5 mm) y que parece una barba, atrapando sedimentos. No hay ósculo aparente en los especímenes vivos a juzgar por las fotos y los especímenes *in situ*. Una capa exterior densa claramente visible a simple vista al seccionar los especímenes. El color en vida y en etanol es blanco.

Esqueleto – La arquitectura comprende una capa cortical densa, y un esqueleto radial coanosómico por debajo. La corteza es una bicapa, con una capa externa más fina que comprende pequeñas oxas organizadas en ramilletes sueltos, entremezclados con abundantes estróngilos, y una capa interna más gruesa compuesta esencialmente por esterráteres. Ambas capas no son continuas, sino que están atravesadas regularmente por canales que conducen a aperturas (¿ostiolos?) en la superficie. Esta corteza se asienta sobre los cladomas de soporte de las plagiotrienas, tanto grandes como pequeños, y ocasionalmente de las protrienas. Las trienas están orientadas radialmente, con rabdomas que apuntan centrípetamente, y separadas por un sistema de canales o lagunas subcorticales de diámetro aproximado al de los cladomas de las plagiotrienas, pero que parecen más delgados cuanto más profundos se encuentran en el coanosoma. Las protrienas pueden tener sus cladomas anidados en la capa de esterráteres, o perforar ligeramente la superficie, como los anatrienas, con cladomas fuera de la esponja. Los esterráteres también se encuentran dispersos en la profundidad del coanosoma, y esto no es un artefacto del corte. Los oxiáteres más grandes se observan más fácilmente bordeando los canales. Los grandes oxiáteres se encuentran en el coanosoma irradiando desde el centro de la esponja, entre los triaenos.

Espículas – **Megascleras.** **Oxas I**, grandes 437–1330–2014 x 4–21,2–39 µm. **Oxas II**, pequeñas, 114–144–210 x 3,9–5,4–8,9 µm. **Plagiotrienas I**, grandes, 931–1658–2408 x 24–39,9–56 (rabdoma) x 204–299,6–357 (cladoma) x 92–139–206 µm (clado). **Plagiotrienas II**, pequeños, 148–630–859 x 5–16,1–20 (rabdoma) x 36–103–126 (cladoma) x 16–51–65 µm (clado). **Mesotrienas**, 1819–2296 x 14–21 (rabdoma) x 59–92 (cladoma) x 57–71 µm (clado). **Protrienas**, 1352–1749–1972 x 8–12,2–15 (rabdoma) x 46–62–77 (cladoma) x 20–44–61 µm (clado). **Anatrienas**, 1119–1569–1932 x 3–5,7–9 (rabdoma) x 21–41,4–69 (cladoma) x 14–27,4–45 µm (clado). **Microscleras.** **Esterráteres**, 52–64,4–73 µm. **Oxiáteres**, 18–25 µm. **Oxiesferáteres**, 13–16 µm. **Estrongiláteres I**, 35 µm. **Estrongiláteres II**, 4,8–5,6–6,8 µm.

Ecología – Los ejemplares crecen sobre un sustrato rocoso vertical, irregular y poco profundo (7–17 m de profundidad). Aparte de los sedimentos atrapados en la superficie inferior, algas, briozoos, antozoos y gusanos tubícolas también están en estrecho contacto, compartiendo los mismos 10 x 10 cm de roca.

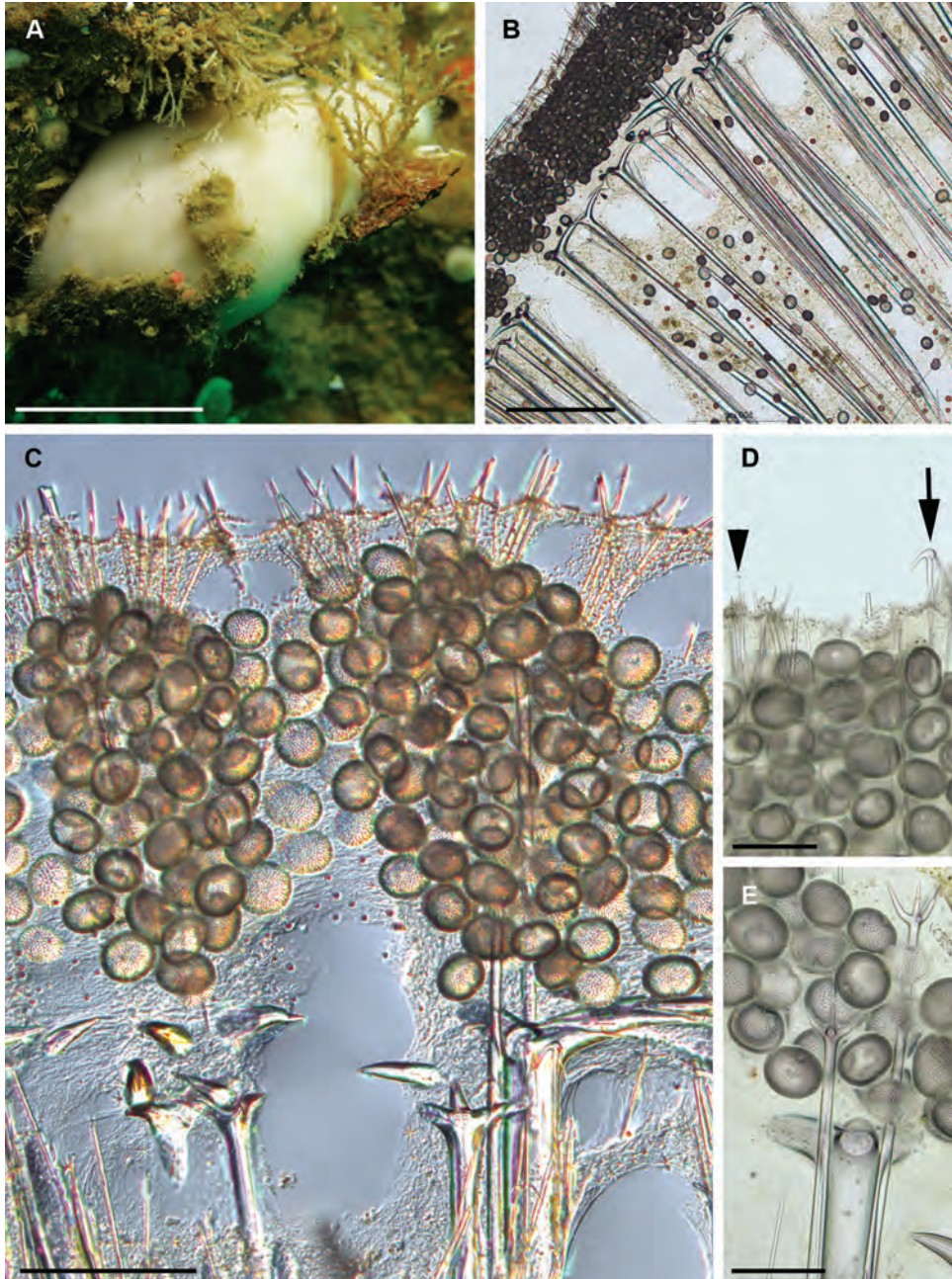


Fig. 79. *Geodia* sp. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto de la corteza y del coenosoma en sección transversal; C, detalle de la corteza mostrando la delgada capa exterior de pequeñas oxas organizadas en ramilletes sobre la capa más gruesa de esterrásteres, con el coenosoma subyacente; D, detalle de la corteza con anatriaenas pequeñas (punta de flecha) y grandes (flecha) que emergen en la superficie de la esponja; E, detalle de la corteza cerca de la superficie con protriaenas delgadas ocasionales. Barras de escala: A, 2 cm; B, 500 μ m; C, 200 μ m; D–E, 100 μ m.

Distribución – Sólo se conoce de Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes) y El Ñuro (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Se han registrado al menos 15 especies de *Geodia* en el Pacífico Oriental, entre California y los fiordos chilenos, entre las cuales sólo tres de aguas igualmente poco profundas del Golfo de Panamá (*G. ataxastra*), Islas Galápagos (*G. media*) e Isla de Pascua (*G. amphistrongyla*). Hay otras dos especies de las Islas Galápagos, para las que no se registró ninguna profundidad (*G. micropora* y *G. oxyastra*). Entre las restantes, ocho especies fueron reportadas de profundidades de 33 a 97 m. Una rápida tabulación de los datos de espículas de la literatura reveló importantes diferencias con las categorías presentes y los valores micrométricos observados en comparación con los especímenes peruanos presentados aquí, que pueden pertenecer a una nueva especie. Pero como los rangos de profundidad son desconocidos para la mayoría de estas especies, y los cambios en las dimensiones y frecuencias de los trienas en particular, pueden dar lugar fácilmente a identificaciones erróneas, será obligatoria una comparación detallada para algunas de las especies mencionadas, idealmente basada en la revisión de los materiales originales, ya que varias categorías de espículas (trienas y ásteres) resultaron ser bastante raras, y aparentemente no universales (por ejemplo, plagiotrienas más pequeñas, meso-, pro- y anatrienas, oxiesferásteres y oxiásteres grandes) en los especímenes reportados aquí.

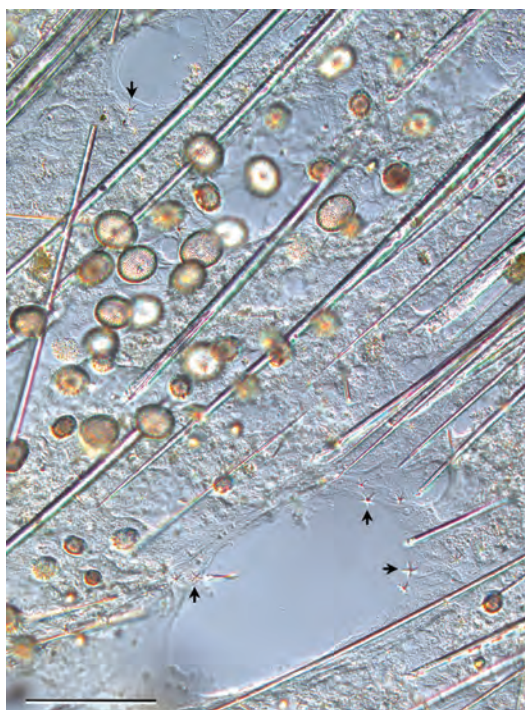


Fig. 80. *Geodia* sp. Detalle del coanosoma en sección transversal con los oxiásteres bordeando los canales acuíferos (flechas). Barra de escala 200 μ m.

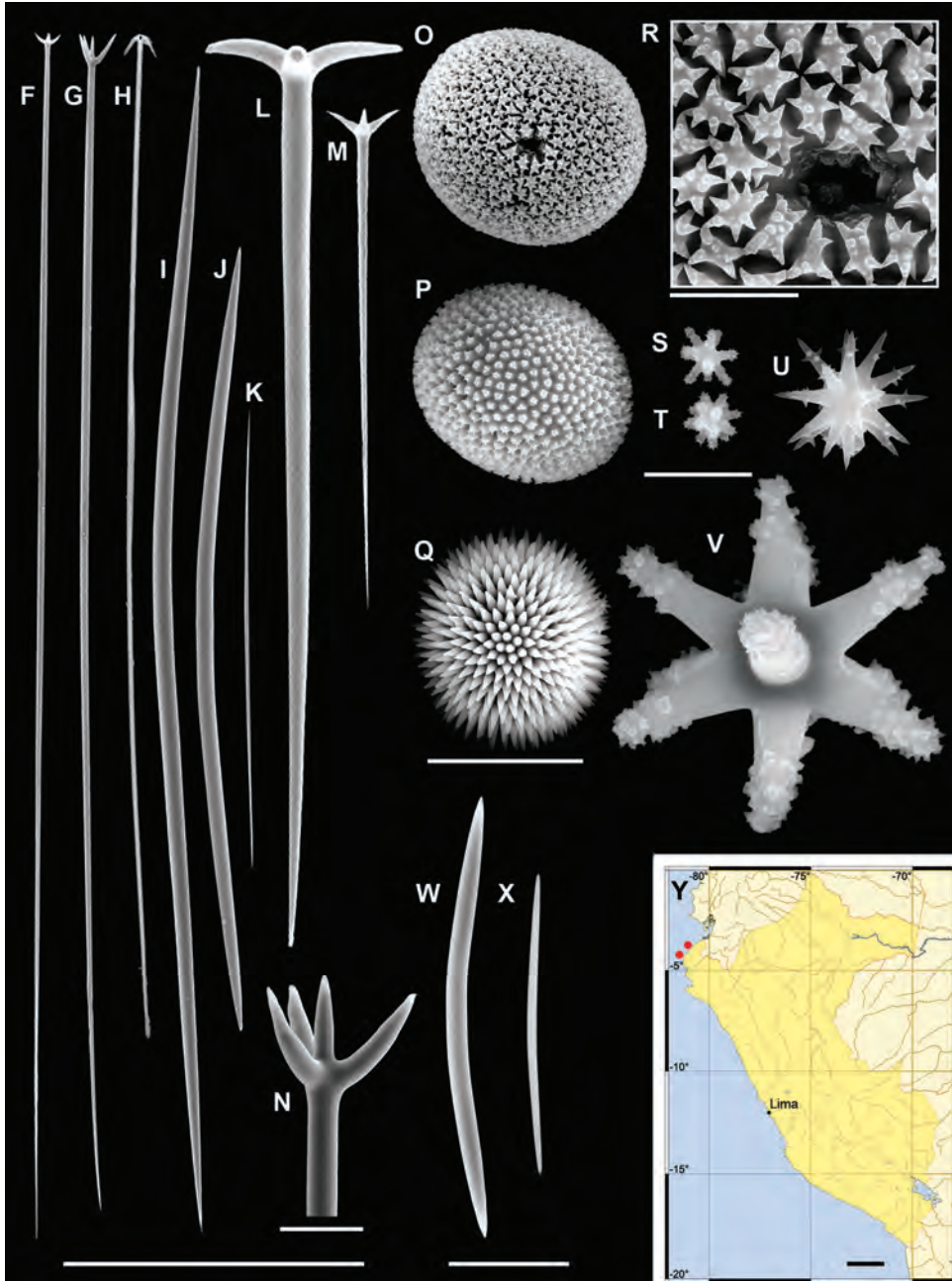


Fig. 81. *Geodia* sp. F, prototriaena; G, mesotriaena; H, anatriaena; I–K, grandes oxas del coanosoma; L–M, plagiotriaenas de dos categorías; N, cladoma de una mesotriaena; O, esterrásteres maduros; P, esterrásteres cercanos a la madurez; Q, esterráster inmaduro; R, rosetas de esterráster maduro; S–T, pequeños estróngilásteres; U, esferoxiáster; V, gran estróngiláster; W–X, pequeñas oxas de la corteza; Y, mapa de distribución. Barras de escala: F–M, 500 μ m; N, 50 μ m; O–Q, 40 μ m; R–V, 10 μ m; W–X, 50 μ m; Y, 200 km.

***Scleritoderma* sp.**

REFERENCIAS: Sollas, 1888; Schuster, Cárdenas, Pisera *et al.*, 2018.

Descripción – Masivo y flabeliforme. El espécimen mide 20 cm en su mayor anchura, unos 10 cm de altura. Consistencia pétreo y dura. Superficie punteada con aberturas de ósculos de 200–300 μm de diámetro. Color en vida desconocido, beige oscuro al secarse.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico con frecuentes acantorabdos en la superficie. El esqueleto coanosómico es una densa arquitectura litistida de rizoclonos espinosos entrelazados.

Espículas – Megascleras. Desmas rizoclonos, con espinas tuberculadas. **Tiloestilos**, véase la sección de observaciones más abajo. **Microscleras. Acantorabdos**, ligeramente curvos, ocasionalmente ligeramente fusiformes, con espinas en todo el cuerpo o a excepción de un anillo central estrecho, 51–65,8–89 x 4,9–7,7–9,1 μm . Raramente pueden aparecer espículas consideradas contaminantes como oxas y acantoestilos rotos.

Ecología – Arrastrada a más de 120 m de profundidad por los pescadores.

Distribución – Sólo se conoce en la costa norte de Perú. No se dispone de una localización exacta.

Observaciones – Se conocen cuatro especies de *Scleritoderma* en el Pacífico Indo-occidental, *S. camusi* de Nueva Caledonia, *S. flabelliforme* de varias localidades del Pacífico Occidental, *S. nodosum* del Triángulo de Coral y Madagascar, y *S. tortuga* de Islas Galápagos. Es tentador destacar la proximidad geográfica entre esta última y la especie peruana, pero se aprecian importantes diferencias. Los tiloestilos, a pesar de su rareza en *S. tortuga*, se mostraron claramente como propios, y son todos aparentemente lisos. Su posición en la esponja se equipara mejor con los exotilos, ya que las cabezas están fuera de la esponja, lo contrario de lo que se esperaría de los tiloestilos habituales. En las esponjas peruanas los tiloestilos son extremadamente raros, dispares (uno grande y liso, el otro pequeño y basalmente microespinado, como en *S. nodosum* y *S. flabelliforme* de Filipinas). No se han detectado en el esqueleto de litistida, por lo que su posición sigue sin verificarse, y su naturaleza alóctona no puede descartarse con seguridad como opción. Además, los acantorabdos, a pesar de ser comunes en los especímenes peruanos, no parecen formar la densa capa que muestra *S. tortuga*. Por último, no se ha visto ni una sola sigmaspira en el espécimen peruano. Desconocemos si esta última ya estaba muerta en el momento de la recolección, lo que podría explicar en parte la falta de una capa ectosómica de acantorabdos en estos. El único rasgo llamativo que diferencia el material peruano de otros *Scleritoderma* spp. es la frecuente aparición de un estrecho anillo liso en el segmento central de sus acantorabdos. Se necesita un estudio más detallado antes de poder proponer una identificación segura para el material actualmente descrito.

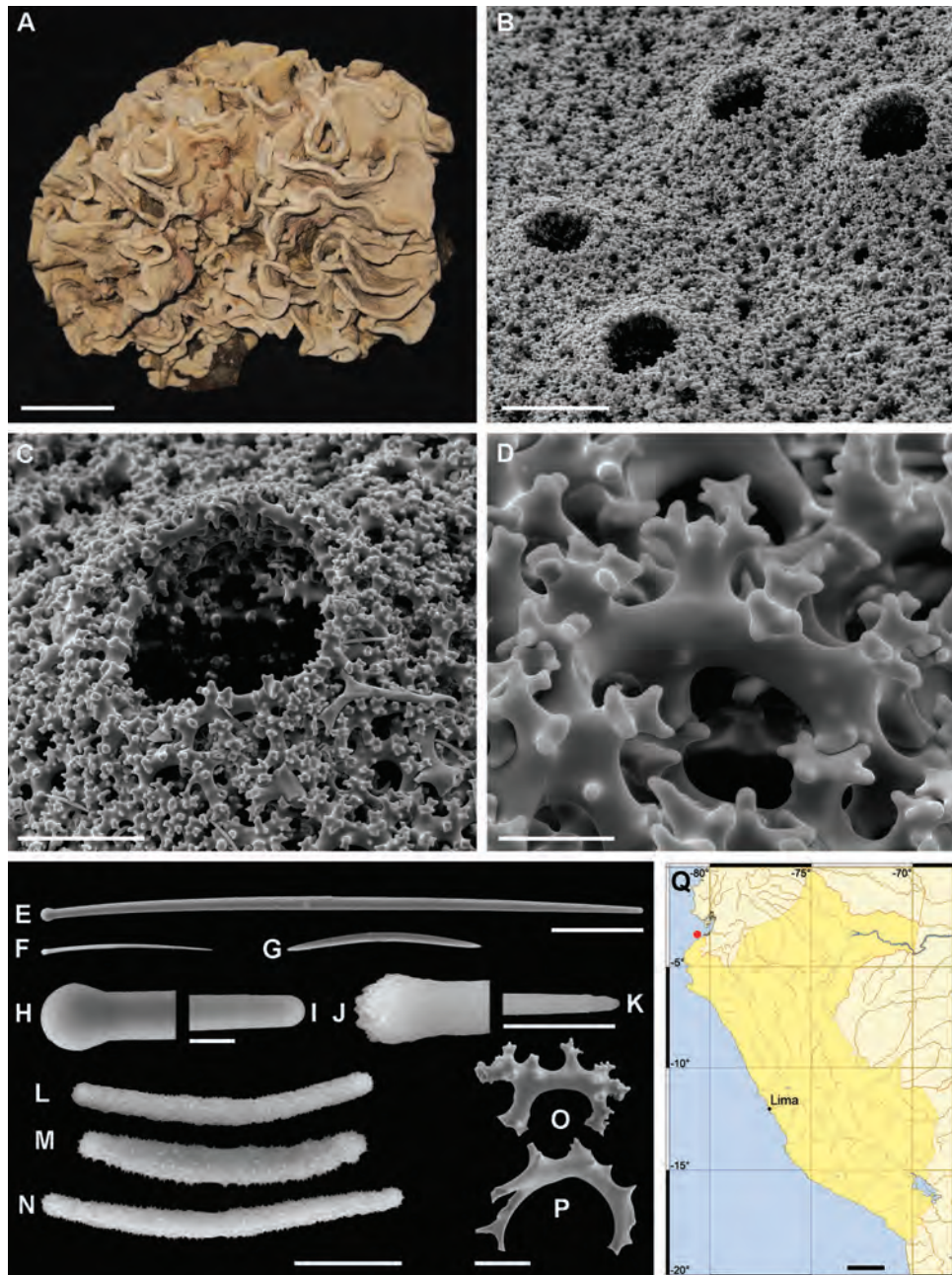
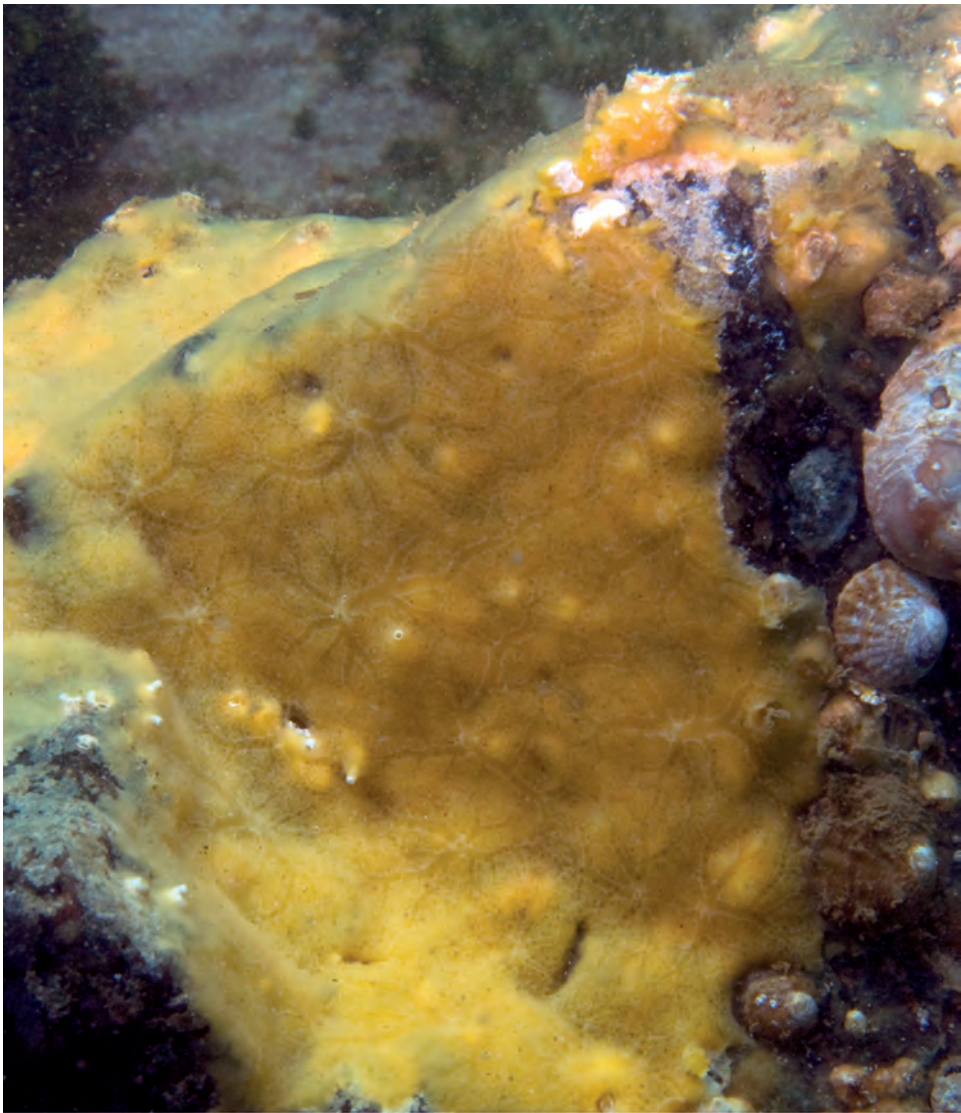


Fig. 82. *Scleritoderma* sp. A, espécimen desecado; B, vista general de la superficie con varios ósculos después de la eliminación de la materia orgánica con ácido nítrico; C, detalle de la apertura de un ósculo; D, desmas rizoclonos; E, tiloestilo grande; F, tiloestilo pequeño; G, oxa; H–I, detalles de E; J–K, detalles de F; L–N, acantorabdo; O–P, rizoclonos; Q, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 500 μ m; C, 200 μ m; D, 50 μ m; E–G, 100 μ m; H–K, 10 μ m, L–N, 20 μ m; O–P, 100 μ m; Q, 200 km.



Orden Merliida

Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma

***Hamacantha* (*Zygherpe*) *desmacelloides* Hajdu, Hooker & Willenz, 2015**

REFERENCIA: Hajdu, Hooker & Willenz, 2015.

Descripción – Esponjas costrosas que cubren un área de más de 15 x 7 cm en superficies rocosas, generalmente de no más de 1 mm de grosor, excepcionalmente hasta 2–3 mm de grosor máximo. Superficie con una reticulación ectosómica clara y canales subectosómicos generalmente visibles. La consistencia es frágil con una textura que refleja principalmente el sustrato subyacente. El color es amarillo claro en vida y beige en etanol.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica con una reticulación suelta de tiloestilos, ya sea simple o en haces pauciespiculares. Se observan poros (31–56 µm de diámetro) en las mallas, y las microscleras son abundantes. Las diancistras se disponen en su mayoría en rosetas sueltas. La arquitectura coanosómica consiste en haces pauciespiculares longitudinales, cortos y sinuosos, de tiloestilos que soportan la arquitectura ectosómica tangencial. Son comunes las megascleras dispersas, así como las diancistras, estas últimas frecuentemente dispuestas en rosetas alrededor de los haces longitudinales. El armazón coanosómico surge de una capa basal tangencial discontinua y de grosor variable de megascleras y diancistras.

Espículas – **Megascleras. Tiloestilos**, lisos, delgados, en su mayoría ligeramente curvas con cabezas bien pronunciadas, 138–511 x 5–13 µm. Las variaciones son las formas con eje recto y los subtiloestilos, estos últimos con cabezas elípticas y subterminales. **Microscleras. Diancistras**, parecidas a las cirtancistras, grandes, lisas, nunca dentadas, fimbrias restringidas a las superficies internas de los ganchos, que pueden sobresalir ligeramente del plano del eje principal, 104–219 µm. **Sigmas I**, grandes, relativamente robustas, en su mayoría contorneadas, apicalmente microespinadas, 18–26 µm. **Sigmas II**, pequeñas, relativamente robustas, en su mayoría contorneadas, microespinadas en ambos tercios o cuartos apicales, 8–16 µm.

Ecología – Especímenes registrados entre 3 y 14 m de profundidad a temperaturas de 13–21°C. Percebes, braquiópodos, briozoos, ofiuroides, poliquetos, gambas y otras esponjas se encontraban en las proximidades.

Distribución – Se extiende desde Isla Foca (05°12'S – Región Piura) hasta Quilca (16°42'S – Región Arequipa).

Observaciones – *Hamacantha* (*Zygherpe*) *desmacelloides* se diferencia de la única otra *Hamacantha* conocida que posee tiloestilos y un hábito costroso, *H. (Z.) hyaloderma*, por sus diancistras que son más de tres veces mayores y de morfología diferente, así como por dos categorías de sigmas apicalmente microespinadas en contraste con dos o tres categorías lisas en *H. (Z.) hyaloderma*.

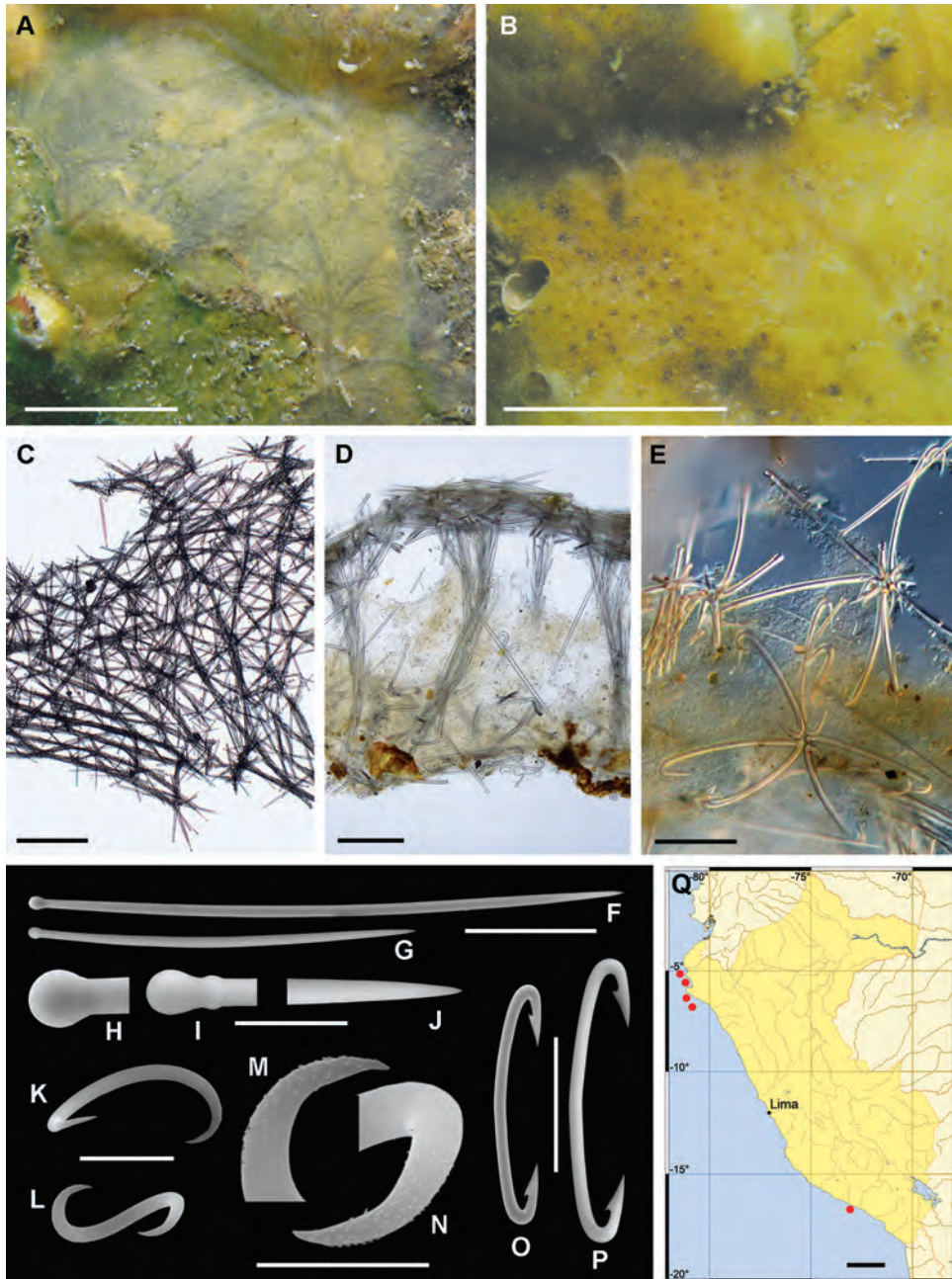


Fig. 83. *Hamacantha* (*Zygherpe*) *desmacelloides* Hajdu, Hooker & Willenz, 2015. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura ectosómica en vista tangencial; D, arquitectura coanosómica en sección transversal; E, diacistras en rosetas; F–G, tiloestilos; H–I, bases de los tiloestilos; J, ápice de los tiloestilos; K, sigma I (grande); L, sigma II (pequeña); M–N, espinación terminal en las sigmas II; O–P, diacistras; Q, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 1 cm; C–D, 200 μ m; E–G, 100 μ m; H–J, 20 μ m; K–L, 10 μ m; M–N, 5 μ m; O–P, 100 μ m; Q, 200 km.

***Hamacantha* (*Zygherpe*) *hyaloderma* (de Laubenfels, 1932)**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1932; Hajdu, Hooker & Willenz, 2015.

Descripción – Especie costrosa que cubre un área de más de 20 x 10 cm en rocas graníticas, con un grosor de aproximadamente 1 mm. La superficie presenta canales subectosómicos conspicuos y serpenteantes, que dan lugar a unos pocos ósculos dispersos de hasta 1 mm de diámetro. La textura es suave y la consistencia algo frágil. El color es amarillo o amarillo anaranjado en vida y beige en etanol.

Esqueleto – La arquitectura ectosómica no está especializada. Sólo se presentan microscleras dispersas y las terminaciones de los haces coanosómicos ascendentes. Arquitectura coanosómica con haces sinuosos ascendentes de megascleras.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos, lisos, en su mayoría delgados y rectos, cabezas bien pronunciadas, generalmente esféricas, frecuentemente subterminales, 149–240 x 4–6 μm . **Microscleras. Diancistras**, lisas, en su mayoría contorsionadas, con muescas conspicuas, los ganchos corren paralelos al eje que tiene fimbrias en ambos tercios apicales, 26–38 μm . **Sigmas I**, grandes, poco frecuentes, relativamente robustas, lisas, contorneadas, 30–89 μm . **Sigmas II**, pequeñas, abundantes, relativamente robustas, lisas, contorneadas, 14–23 μm .

Ecología – Los ejemplares pueden ser parcialmente epibiontes sobre gasterópodos, cirrípedos y tubos de poliquetos. Entre 4 y 10 m de profundidad a temperaturas de 14–15°C.

Distribución – Sólo se encuentra en Matarani y Quilca (16°42'S y 16°50'S – Región Arequipa).

Observaciones – Reportada originalmente en California, la especie ha sido encontrada posteriormente en Washington, Oregón, Columbia Británica, Baja California y finalmente en Perú. Existe una gran brecha geográfica entre las localidades de México y el sur de Perú.

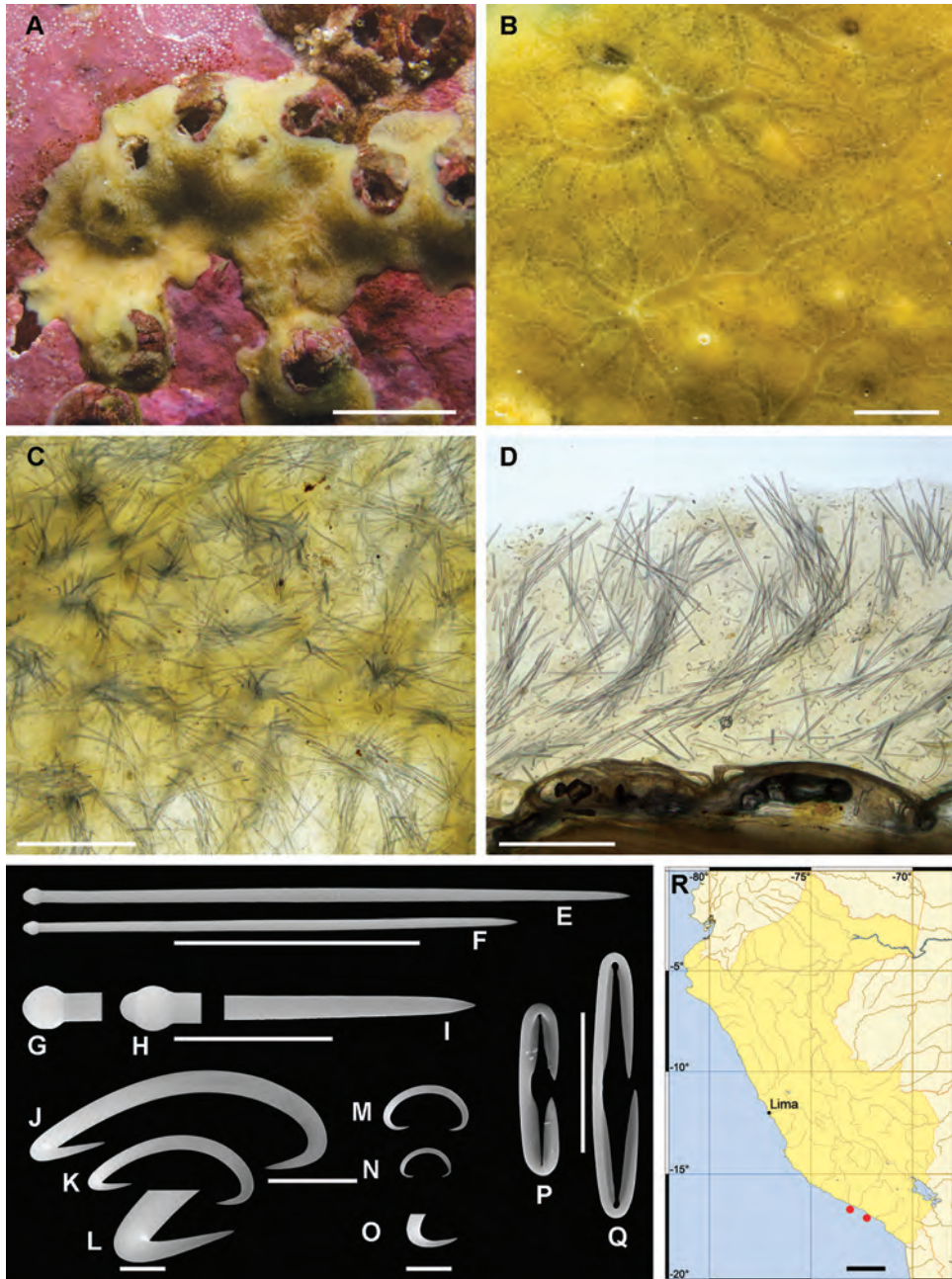


Fig. 84. *Hamacantha* (*Zygherpe*) *hyaloderma* (de Laubenfels, 1932). A–B, especímenes vivos; C, arquitectura ectosómica en vista tangencial; D, arquitectura coanosómica en vista transversal; E–F, tiloestilos; G–H, bases de los tiloestilos; I, ápice de los tiloestilos; J–K, sigmas I (grandes); L, extremo liso de la sigma I; M–N, sigmas II (pequeñas); O, extremo liso de la sigma II; P–Q, diacistras, R, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 0,5 cm; C–D, 200 µm; E–F, 100 µm; G–K, 20 µm; L, 5 µm; M–N, 20 µm; O, 5 µm; P–Q, 20 µm; R, 200 km.



Orden Poecilosclerida

Mycale (Carmia) cf. cecilia

***Acarnus* aff. *peruanus* van Soest, Hooper & Hiemstra, 1991**

REFERENCIAS: van Soest, Hooper & Hiemstra, 1991; Aguilar-Camacho, Carballo & Cruz-Barraza, 2013.

Descripción – Esponja costrosa con lóbulos, se extiende sobre 6 x 5 cm de superficie, con lóbulos menores de 2 cm de diámetro mayor. La superficie parece lisa a la vista. Consistencia muy blanda, a no ser que se palpe el sustrato por debajo. Sin canales subectosómicos aparentes, un ósculo por cada lóbulo. Color en vida rojo bermellón, pasando a beige en etanol.

Esqueleto – La característica más destacada de su arquitectura es la abundancia de cladotilotes de dos categorías, que pueden presentarse en rosetas (los más grandes) o erectos sobre el sustrato (los más pequeños). Ambas categorías también pueden aparecer dispersas. Se observan algunos tramos sueltos de estilos dispersos. Algunos de estos estilos llegan a la superficie, donde pueden formar ramilletes sueltos junto con algunos tilotes. Los acantoestilos son erectos en el sustrato. Las microscleras abundan por todas partes.

Espículas – Megascleras. Estilos, terminalmente microacantosos, 133–300 μm . **Tilotes**, basalmente microacantosos, 289–347 μm . **Acantoestilos**, totalmente espinados, 78–88 μm . **Cladotilotes I**, grandes, lisos o acantosos (grandes espinas), ocasionalmente engrosados hacia la base, 118–174 μm . **Cladotilotes II**, pequeños, tres veces menos abundantes que los cladotilotes I, lisos o acantosos, 62–68 μm . **Microscleras. Isoquelas palmadas**, 13–14 μm . **Toxas**, en tres categorías: grande, 158–264 μm , intermedia "con tres curvas" 35–84 μm , menor "cuerno de buey" o en forma de "V", 5–8 μm .

Ecología – costrosa sobre una roca a 10 m de profundidad, en asociación con algas rojas y verdes.

Distribución – Hasta ahora sólo se conoce de El Ñuro, al sur de la Quebrada Verde (04° 13'S – Región Piura).

Observaciones – Esta especie pertenece al grupo *souriei*, al igual que *Acarnus peruanus*, de las Islas Lobos de Afuera. Esta última especie fue reportada originalmente cubriendo varios centímetros cuadrados en el área, y con hasta 2 cm de espesor, que además de sus tilotes más grandes, y la aparente falta de toxas en el rango de 80–160 μm , y de pequeñas toxas de "cuerno de buey", la hacen bastante distinta del espécimen de El Ñuro. Se obtuvieron materiales adicionales de *Acarnus* en Punta Sal y Cancas, pero aún no fueron estudiados en detalle.

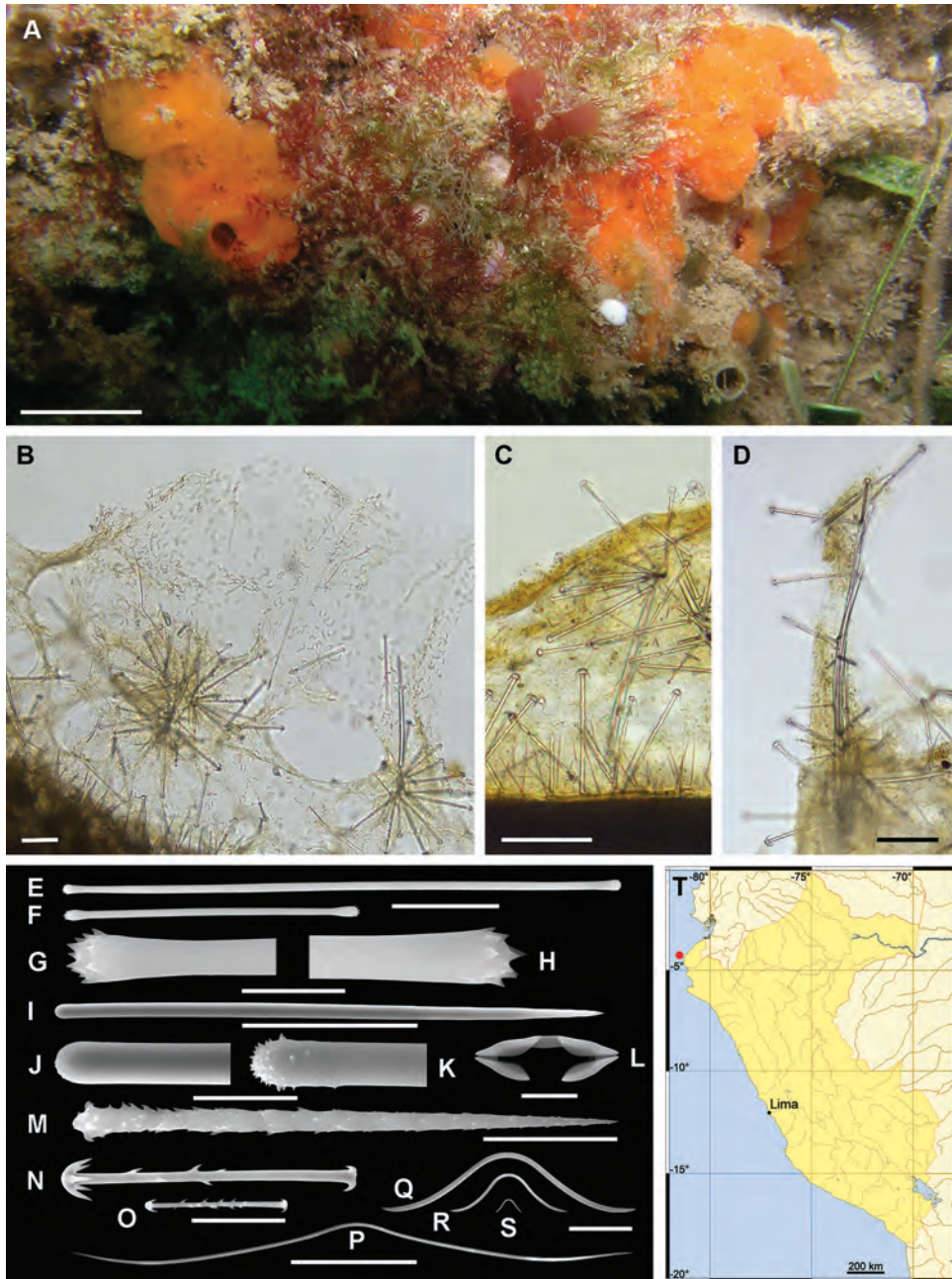


Fig. 85. *Acarnus* aff. *peruanus* van Soest, Hooper & Hiemstra, 1991. A, espécimen vivo; B–D, arquitectura en secciones transversales; E–F, tilotes; G–H, base y ápice de los tilotes; I, estilo; J–K, diferentes bases de los estilos; L, isoquelas palmadas; M, acantostilos; N–O, cladotilotes de ambas categorías; P, toxas (grande); Q–R, toxas (intermedias "con tres curvas"); S, toxas (pequeña "cuerno de buey", en forma de "V"); T, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B–F, 100 μ m; G–H, 10 μ m; I, 100 μ m; J–K, 20 μ m; L, 5 μ m; M, 20 μ m; N–P, 50 μ m; Q–S, 20 μ m; T, 200 km.

***Celtodoryx* sp.**

REFERENCIAS: Perez, Perrin, Carteron *et al.*, 2006; van Soest, de Kluiver, van Bragt *et al.*, 2007; Henkel & Janussen, 2011.

Descripción – Especímenes macizos, de 5 a 10 cm de diámetro mayor, de aproximadamente 1 cm de grosor, pero casi planos en cuanto a su contorno. La superficie parece lisa, con pocos y pequeños ósculos redondeados dispersos. Consistencia firme. El color en vida es amarillo claro vivo, con o sin manchas rosadas, beige claro en el exterior y más oscuro en el interior cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – En la arquitectura del esqueleto se aprecian cinco capas: una externa, ectosómica, con una disposición más o menos continua de ramilletes difusos de tilotes, que sólo perforan ligeramente la superficie de la esponja; inmediatamente debajo, un arreglo espaciado y abierto, lleno de lagunas, con haces escasos e irregulares de subtilostróngilos; una capa coanosómica externa, con haces irregulares densos de subtilostróngilos, en su mayoría paralelos a la superficie; una capa coanosómica intermedia, también bastante lacunosa, pero más densa y confusa que la capa lacunosa subectosómica; y una coanosómica más profunda, más organizada, con haces longitudinales multiespiculares de subtilostróngilos claramente reconocibles, a pesar de las abundantes megascleras esparcidas en confusión también en esta zona. Las quelas parecen más comunes en la capa subectosómica. Los acantoestilos, aparentemente sueltos, las sigmas y los oxidragmas se observaron con mayor frecuencia en el coanosoma.

Espículas – Megascleras. Tilotes ectosómicos, aniso-, rectos, isodiamétricos, abundantemente espinados en ambas extremidades, 162–175–184 x 7–7,6–8 μm . **Estróngoilestilos a subtilostróngilos** coanosómicos, casi rectos o marcadamente curvos, lisos cuando son jóvenes, marcadamente espinados en ambas extremidades, 216–237–252 x 4,4–7,9–10 μm . **Acantoestilos**, poco frecuentes, delgados, muy espinados, con algunas espinas que parecen cuernos, 65–78–90 x 2,4–3,5 (solo anchura del eje) x 7,3–7,6 μm (anchura con espinas). **Microscleras. Isoquelas arqueadas I**, grandes, suavemente curvas, ganchos relativamente grandes (cada uno alrededor del 40% de la longitud total de la microsclera), 19–24–27 μm . **Isoquelas arqueadas II**, pequeñas, 31–38–49 μm . **Sigmas**, en su mayoría delgadas y lisas; generalmente suavemente curvas, aparte de las curvas abruptas de ambas terminaciones, ocasionalmente más profundamente curvas, con las extremidades ligeramente dentadas; las extremidades agudas, ocasionalmente con unas pocas espinas, ya sea microespinas alrededor, o pocas, más grandes, irregulares, en la superficie interna del gancho, 20–23–29 μm . **Oxiquetas**, en las oxidragmas, delgadas, que se estrechan gradualmente, espinada en toda su extensión, 44–50–55 μm .

Ecología – Esponjas que crecen sobre sustrato rocoso a 5–7 m de profundidad, en estrecha asociación con algas rojas, erizos y pepinos de mar. El ejemplar de las Islas Lobos de Tierra presenta una buena proporción de elementos reproductivos.

Distribución – Se encuentra en Isla Lobos de Tierra e Islas Lobos de Afuera (06°24'S y 60°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 335.

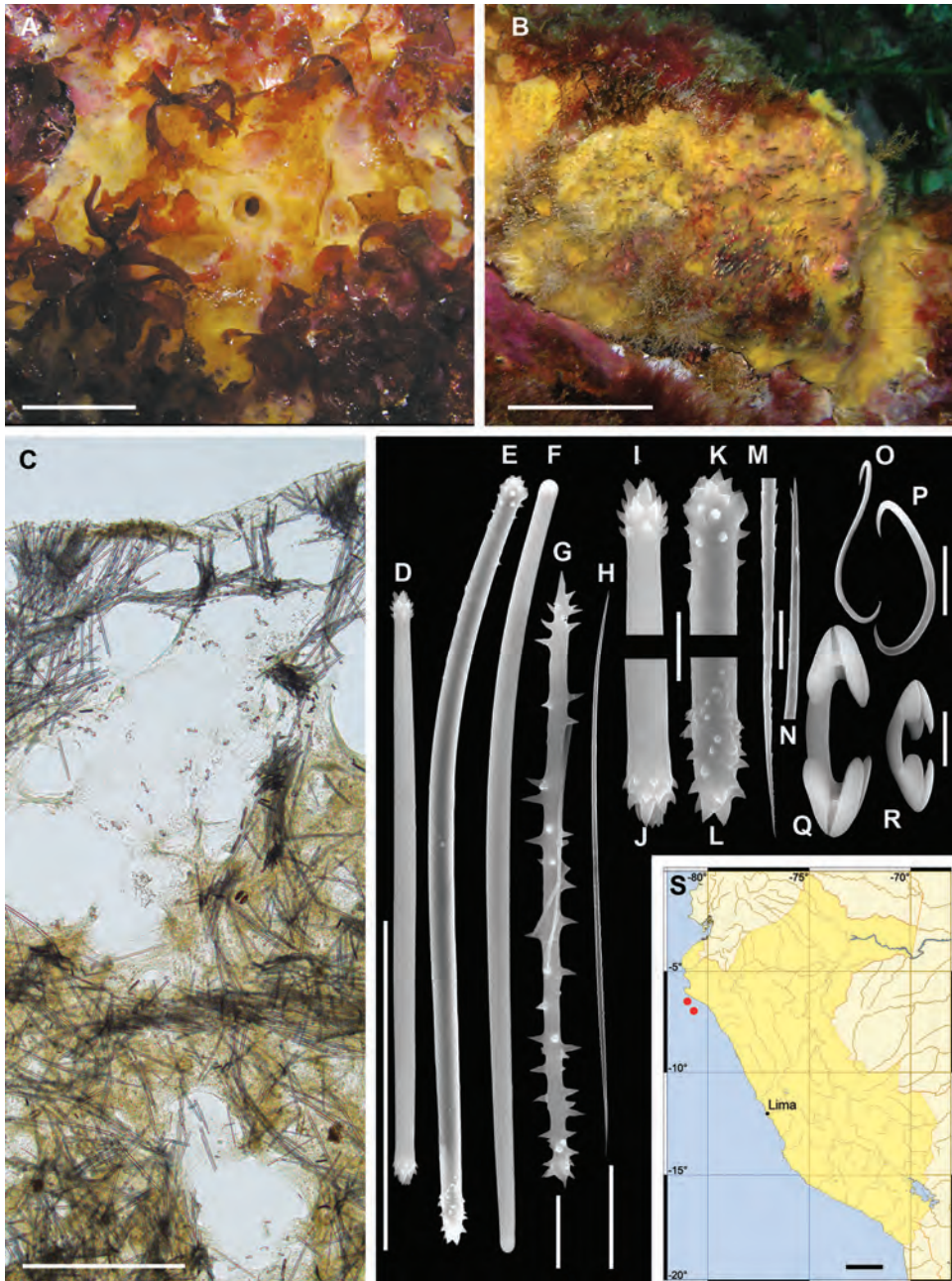


Fig. 86. *Celtodoryx* sp. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, tilote espinado en ambas extremidades; E, estróngilo; F, subtiloestróngilo; G, acantoestilo; H, oxiqueta; I–J, detalles de D; K–L, detalles de E; M–N, detalles de H, O–P, sigmas; Q–R, isoquelas arqueadas; S, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 2 cm; C, 500 µm; D–F, 100 µm; G–L, 10 µm; M–N, 2 µm; O–R, 10 µm; S, 200 km.

***Lissodendoryx* (*Lissodendoryx*) cf. *carolinensis* Wilson, 1911**

REFERENCIA: Rützler, Piantoni & Diaz, 2007.

Descripción – Esponja masiva, con proyecciones cortas e irregulares que aparecen contraídas por la exposición al aire, y de unos 5 cm de ancho en su mayor diámetro. Espesor de hasta 1 cm. La superficie parece rugosa, probablemente debido a la contracción. No se aprecian ósculos. Consistencia blanda. Color amarillo verdoso vivo, que se vuelve marrón oscuro en el etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico con tilotes tangenciales a la superficie. Esqueleto coanosómico sostenido por una reticulación de paquetes de tilotes e hileras de tilotes dispersos entre las mallas. Micrófonos abundantes en todas las regiones del cuerpo.

Espículas – Megascleras. Tilotes ectosómicos, delgados, lisos, rectos, con terminaciones ovales pronunciadas, 166–188 μm . **Estilos a subtiloestilos coanosómicos**, ligeramente fusiformes, doblados en el tercio basal, estrechándose gradualmente hasta un ápice agudo, ocasionalmente ligeramente telescópico, 166–176 μm . **Microscleras. Isoquelas arqueadas I**, grandes, 23–32 μm . **Isoquelas arqueadas II**, pequeñas, 11–15 μm . **Sigmas I**, grandes, suavemente curvadas, ganchos agudos, 38–44 μm . **Sigmas II**, pequeñas, suavemente curvadas, ganchos agudos, 17–24 μm .

Ecología – Epibionte en una raíz de mangle en el intermareal, y totalmente expuesta al aire cuando se recoge.

Distribución – Un solo espécimen fue encontrado en Punta Capones, Manglares de Tumbes (03°24'S – Región Tumbes).

Observaciones – Una *Lissodendoryx* similar con dos categorías de isoquelas y dos de sigmas se conoce en el Pacífico mexicano. *Lissodendoryx* (*Lissodendoryx*) ***carolinensis*** se considera una especie del Caribe con distribución más amplia, donde también se sabe que se encuentra en las raíces de los manglares. Se necesita un estudio genético para confirmar la identidad de los especímenes del Pacífico.

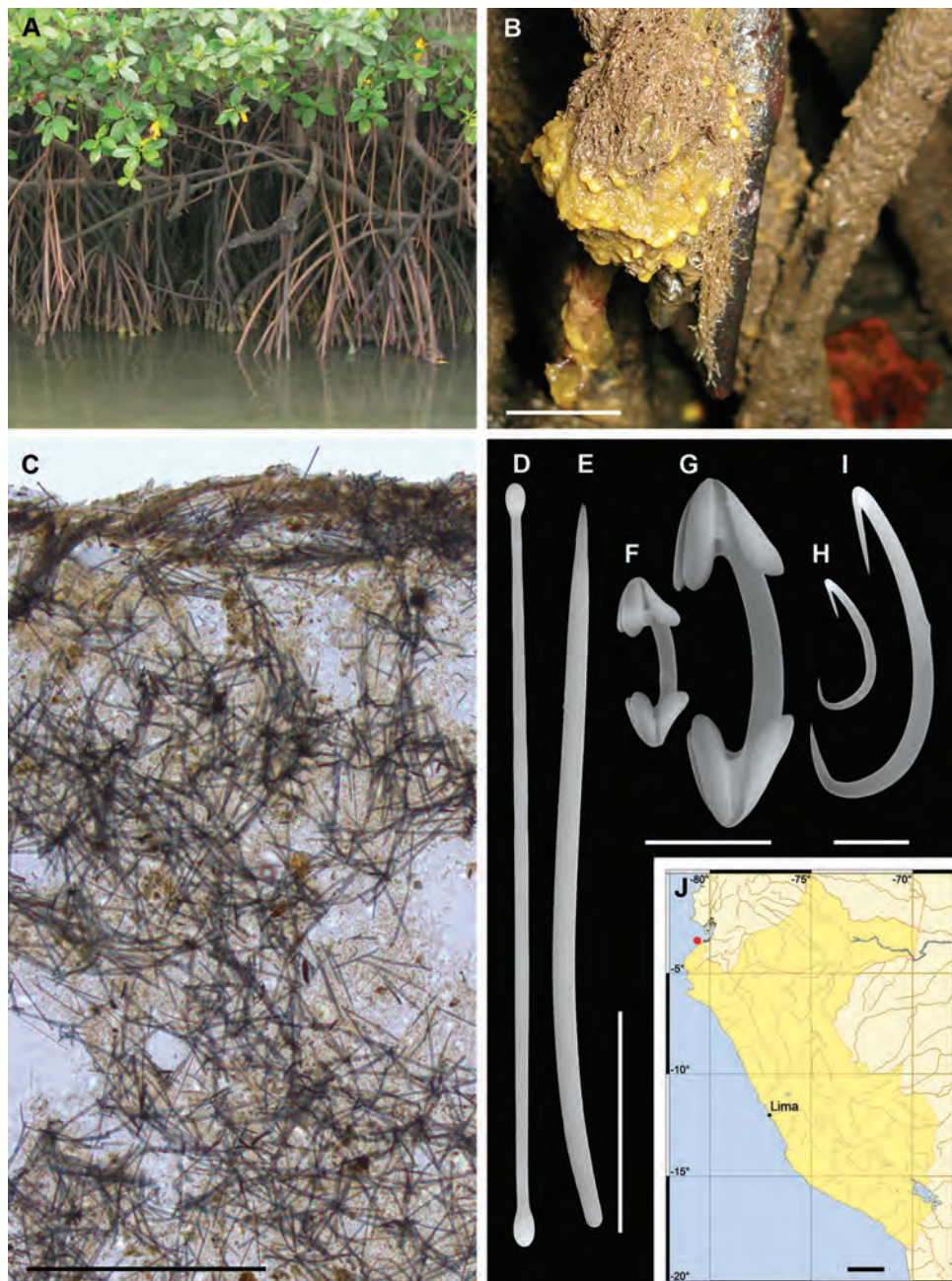


Fig. 87. *Lissodendoryx* (*Lissodendoryx*) cf. *carolinensis* Wilson, 1911. A, raíces de mangle con esponjas expuestas al aire; B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, tilote ectosómico con extremidades lisas; E, estilo coanosómico; F–G, isoquelas de dos categorías diferentes; H–I, sigmas de dos categorías diferentes; J, mapa de distribución. Barras de escala: B, 2 cm; C, 500 μ m; D–E, 50 μ m; F–I, 10 μ m; J, 200 km.

***Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *humboldtii* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Salani, Willenz, Fernandez *et al.*, 2022.

Descripción – Esponja costrosa fina, de menos de 2 mm de espesor, muy blanda y frágil. Superficie lisa, con campos de poros circulares abundantes y regularmente espaciados (± 2 mm de diámetro). Ósculos dispersos (0,7–3,0 mm de diámetro, 1 mm de altura). Raros canales subectosómicos. El color en vida es rojizo anaranjado, pasando a beige en etanol.

Esqueleto – Esqueletos ectosómico, subectosómico y coanosómico superpuestos, con paquetes de estróngilos a subtilotes que se extienden hasta el sustrato. Esqueleto poroso formado por muchos estróngilos simples y entrecruzados que forman una estructura cónica. Presencia de la típica estructura himedesmioide, que consiste en una capa basal de espongina con acantoestilos grandes y pequeños erectos sobre el sustrato. Los acantoestilos grandes sostienen el ectosoma sin perforarlo. Las isoquelas aparecen concentradas en una capa cercana a la superficie, y algunas se encuentran en el coanosoma.

Espículas – **Megascleras. Anisoestróngilos ectosómicos**, lisos, rectos, con extremos redondeados y mucronados, 128–168–186 x 2,7–3,7–4,7 μm . **Acantoestilos coanosómicos I**, grandes, puntas aceradas que se estrechan gradualmente, base redondeada, eje ligeramente curvado, con espinas que ocupan los dos tercios basales de su longitud, espinas en su mayoría ligeramente curvas, las de la base mayores que las del eje, 153–216–283 x 5–11,3–13 μm . **Acantoestilos coanosómicos II**, pequeños, rectos, estrechándose gradualmente, punta mucronada y base redondeada, totalmente espinados, 88–107–128 x 5–8,3–10 μm . **Microscleras. Isoquelas arqueadas**, un ala libre espatulada y dos alas laterales semifusionadas con el eje, que es característicamente curvo, en forma de arco, 19–22–24 μm .

Ecología – Espécimen epibionte sobre cirrípedos muertos, briozoos y poliquetos serpúlidos de 9 a 13 m de profundidad.

Distribución – Se encuentra en Perú en Bahía Uncupita, Matarani (16°50'S – Región Arequipa) y Punta Coles, Ilo (17°42'S – Región Moquega), y en el centro-norte de Chile en Antofagasta (23°02'S) y Punta Choros (29°24'S).

Observaciones – Esta especie puede confundirse bajo el agua con *H. (H.) peruana* por su color rojo, pero en el laboratorio es fácil darse cuenta de que se diferencia por tener dos categorías de acantoestilos, anisoestróngilos ectosómicos en lugar de tornotes ectosómicos, y un esqueleto diferente con grandes acantoestilos que sostienen el ectosoma en lugar de equinarlo. Además, las quelas se agrupan como una costra en la superficie.

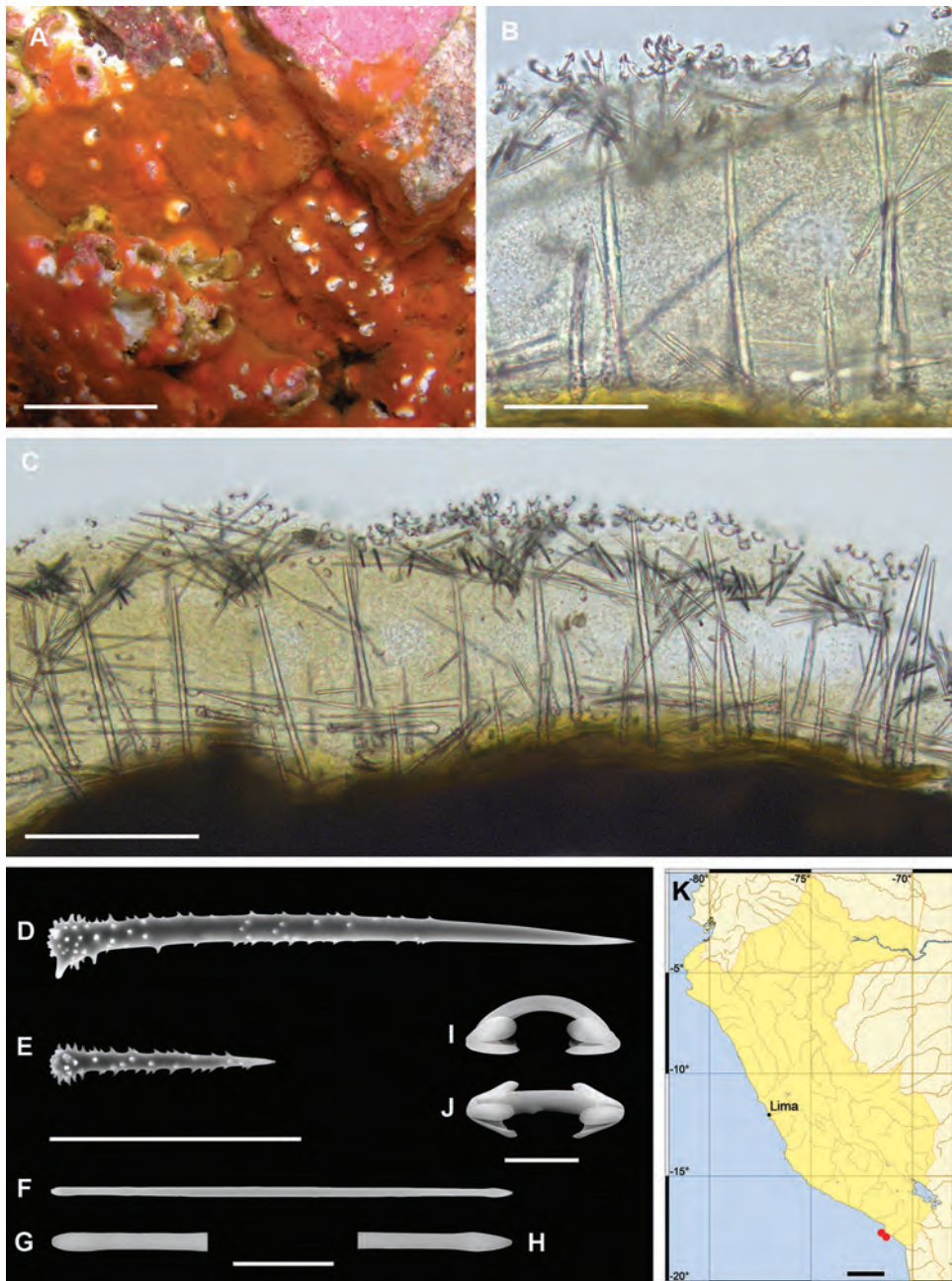


Fig. 88. *Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *humboldti* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022. A, espécimen vivo; B–C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, acantoestilo I; E, acantoestilo II; F–H, anisostróngilo ectosómico con detalles; I–J, isoquelas arqueadas; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, aprox. 2 cm; B, 100 μ m; C, 200 μ m; D–F, 100 μ m; G–H, 20 μ m; I–J, 10 μ m; K, 200 km.

***Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *peruana* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Salani, Willenz, Fernandez *et al.*, 2022.

Descripción – Esponja costrosa fina, de menos de 1 mm de grosor, muy blanda y frágil. Superficie lisa sin ósculos aparentes. El color en vida es anaranjado, volviéndose beige en el etanol.

Esqueleto – Esqueletos ectosómico, subectosómico y coanosómico superpuestos, con paquetes de tornotes (4–7 espículas) que se extienden hasta el sustrato. Los tornotes que son perpendiculares a la superficie forman las paredes de los poros, otros pueden estar paralelos a la superficie, o planos contra el sustrato. Los canales subectosómicos tienen un diámetro de 45–265 μm . Esqueleto coanosómico con típica estructura himedesmioide, que consiste en una capa basal de espongina con acantoestilos grandes y pequeños erectos sobre el sustrato. Los acantoestilos grandes sobresalen del ectosoma, equinando la superficie; los acantoestilos medianos forman microcónulos en la superficie. Las isoquelas aparecen dispersas en el ectosoma.

Espículas – Megascleras. Tornotes ectosómicos, lisos con puntas cónicas, 117–132–146 x 1,6–2,2–2,9 μm . **Acantoestilos coanosómicos I**, grandes, eje ligeramente curvo con punta fusiforme, cabeza redondeada con espinas en dos tercios de la longitud, 262–301–360 x 7,7–8,3–9,8 μm . **Acantoestilos coanosómicos II**, pequeños, con la misma morfología que los acantoestilos I, 118–183–231 x 3,5–6,5–9,6 μm . **Acantoestilos coanosómicos III**, rectos, se estrechan gradualmente, punta fusiforme y cabeza redondeada, totalmente espinados, 66–78–106 x 2,6–4,1–6,1 μm . **Microscleras. Quelas arqueadas**, eje delgado con alas alargadas, 15–16–21 μm .

Ecología – Un solo ejemplar epibionte en una concha de bivalvo a 26 m de profundidad.

Distribución – Hasta ahora se encuentra exclusivamente en Isla Foca (05°11'S – Región Piura).

Observaciones – Esta es la única *Hymedesmia* del Perú conocida hasta ahora con tres categorías de acantoestilos. Las categorías de espículas y las micrometrías distinguen a esta especie de todas las demás conocidas del Pacífico SE, de las regiones antárticas y subantárticas.

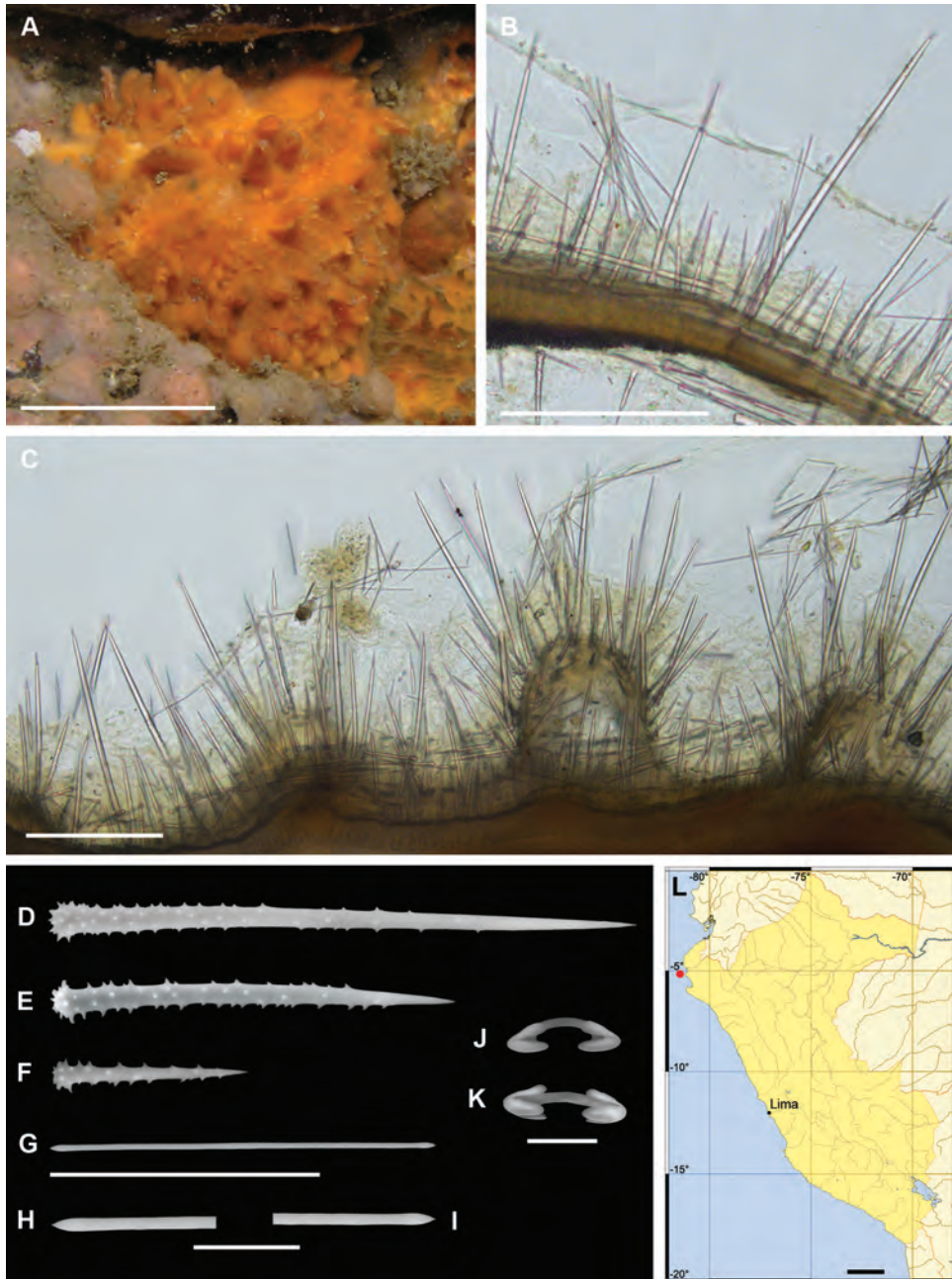


Fig. 89. *Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *peruana* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022. A, espécimen vivo; B–C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, acantoestilo I; E, acantoestilo II; F, acantoestilo III; G–I, tornote ectosómico con detalles; J–K, isoquelas arqueadas; L, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–C, 200 μ m; D–G, 100 μ m; H–I, 20 μ m; J–K, 10 μ m; L, 200 km.

***Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *santarositae* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022**

REFERENCIA: Salani, Willenz, Fernandez *et al.*, 2022.

Descripción – Esponja costrosa fina, de menos de 1 mm de espesor, muy blanda y frágil. La superficie presenta campos de poros areolados de contorno irregular. Fuera de los campos de poros aparecen pequeños ósculos redondos ligeramente elevados (± 1 mm de diámetro). El color en vida es beige parduzco translúcido, que se vuelve marrón claro en etanol.

Esqueleto – Esqueletos ectosómico, subectosómico y coanosómico superpuestos, con paquetes de estróngilos a subtilotes que llegan hasta el sustrato. Está presente la típica estructura himedesmioide, que consiste en una capa basal de espongina, con acantoestilos grandes y pequeños erectos sobre el sustrato. Las isoquelas, las sigmas y los microestróngilos aparecen dispersos en la esponja, algunos acantoestilos se encuentran paralelos o planos sobre el sustrato.

Espículas – Megascleras. Estróngilos a subtilotes ectosómicos, lisos, rectos con cabezas elípticas ligeramente hinchadas, 129–153–187 x 3,6–4,5–5,2 μm . **Acantoestilos coanosómicos I**, grandes, rectos o casi, más gruesos en la base, espinados sólo en la mitad basal, 158–206–270 x 5,4–8,3–11,1 μm . **Acantoestilos coanosómicos II**, pequeños, rectos, espinados desde la cabeza hasta la punta, 76–84–96 x 4,9–6,1–7,9 μm . **Microscleras. Isoquelas arqueadas**, robustas, marcadamente curvas, 17–19–21 x 2,4–4,8 μm . **Sigmas**, relativamente robustas, puntiagudas, 27–29–33 x 2,9–3,2–3,9 μm . **Microestróngilos**, lisos, masivos y curvos con extremos redondeados, 24–29–34 x 2,3–3,4–4,6 μm .

Posibilidad de confusión – Los campos de poros en la superficie de esta especie ayudan a su reconocimiento en el campo, pero puede ser necesaria una lupa y realizar las observaciones *in situ*, ya que los campos de poros están destinados a colapsar durante la recolección y la manipulación.

Ecología – Se extiende sobre la roca a unos 8 m de profundidad, sobre pequeños percebes y tubos de poliquetos calcáreos, en estrecha asociación con algas rojas.

Distribución – Hasta ahora, se encuentra exclusivamente en la Isla Santa Rosa, Bahía Independencia, (14°19'S – Región Ica).

Observaciones – Esta especie se diferencia de todas las demás especies de *Hymedesmia* por la presencia de microestróngilos además de quelas y sigmas arqueadas.

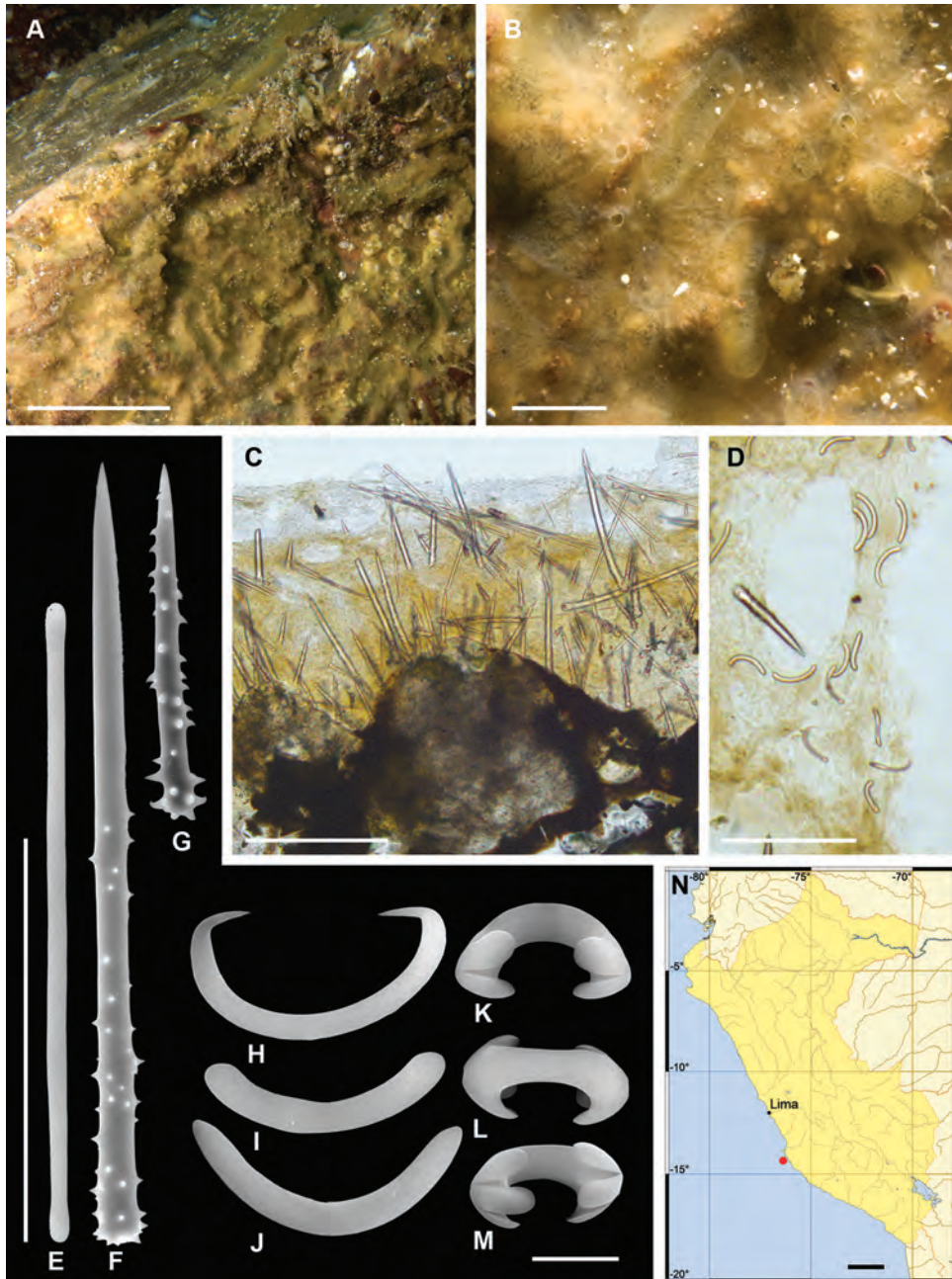


Fig. 90. *Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *santarositae* Salani, Willenz, Fernandez & Hajdu, 2022. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, microestróngilos en sección transversal; E, tilote ectosómico; F, acantoestilo coanosómico I; G, acantoestilo coanosómico II; H, sigma; I–J, microestróngilos; K–M, isoquelas arqueadas; N, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 2 cm; C, 200 µm; D–G, 100 µm; H–M, 10 µm; N, 200 km.

***Antho* (*Plocamia*) sp.**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1927; Dickinson, 1945; Desqueyroux, 1972.

Descripción – El espécimen estaba cubriendo un tubo de poliqueto de unos 15 cm de longitud. La esponja no tenía más de 2–3 mm de grosor y tenía un contorno irregular y abultado. Los ósculos no son visibles. La consistencia es supuestamente resistente. Color en vida anaranjado, pasando a beige en etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico con subtiloestilos auxiliares simples que se proyectan desde los extremos de las fibras coanosómicas como ramilletes sueltos y confusos; las puntas de los estilos coanosómicos principales de los haces plumosos ascendentes sobresalen sólo ligeramente a través de la superficie. Esqueleto coanosómico poco desarrollado, formado principalmente por haces plumosos ascendentes, raramente ramificados, a los que se añade una reticulación basal isodicticial baja de estróngilos.

Espículas – Megascleras. (Subtilo) estilos principales, ligeramente curvos y fusiformes, totalmente lisos o microespinosos en la base, 98–202–472 x 6–13–18 μm ; base ligeramente hinchada pero rara vez. **(Subtilo) estilos auxiliares**, delgados, rectos; eje liso, con un ápice mucronado, 160–208–267 x 4–6 μm ; base apenas hinchada, lisa o con una pequeña corona de espinas agudas y rectas; **Estróngilos basales**, robustos, espinados sobre todo en sus extremos, muy sueltos en sus ejes, espinas de morfología irregular, 148–185–204 x 14–17–20 μm . **Microscleras. Isoquelas palmadas**, delgadas, en su mayoría retorcidas 90° o incluso 180°, 14–16 μm . **Toxas**, con forma de ala, 48–134 μm .

Ecología – Epibionte en un tubo de poliqueto coriáceo, a 27 m de profundidad. Temperatura del agua, 20°C. El hábitat se caracterizaba por un fuerte oleaje, con densos parches de tubos de poliquetos.

Distribución – El único espécimen encontrado fue recolectado frente a Chullachy, Bahía de Sechura (05°33'S – Región Piura).

Observaciones – Hay seis especies de *Antho* reportadas en el Pacífico Oriental, cuatro de California, una de las Islas Galápagos y una de Chile. Todas ellas considerablemente distintas de la especie peruana. Tres poseen microscleras en forma de "J", denominados crocas, que no se observaron en el presente material. Las otras tres difieren en caracteres alternativos de la espícula. La *Antho* (*Plocamia*) ***inconspicua*** chilena tiene megascleras principales mucho más grandes (hasta 1000 μm), pero carece de toxas. *Antho* (*P.*) ***karykina***, de California, tiene subtiloestilos principales y auxiliares considerablemente más pequeños (hasta 220 y 200 μm , respectivamente), y toxas (hasta 80 μm). También de California, *A.* (*P.*) ***karyoka*** se aproxima más a la especie peruana por tener isoquelas retorcidas y subtiloestilos principales más comparables (hasta 340 μm). Sin embargo, tanto los subtiloestilos auxiliares como las toxas siguen siendo bastante más pequeños que los de la esponja peruana (hasta 200 y 80 μm , respectivamente).

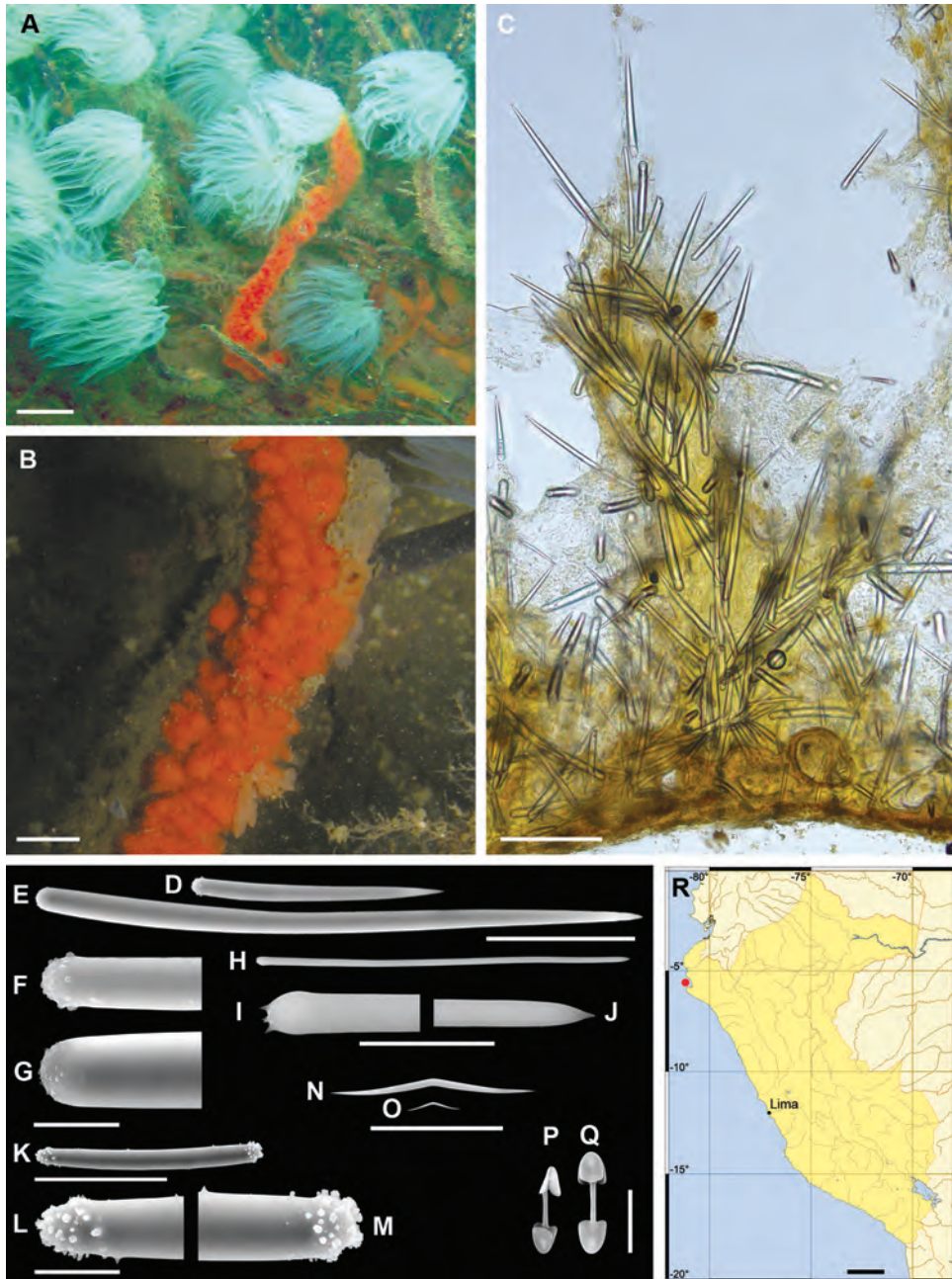


Fig. 91. *Antho (Plocamia)* sp. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–G, (subtilo) estilos principales con detalles; H–J, (subtilo) estilo auxiliar con detalles; K–M, estróngilo basal con detalles; N–O, toxas; P–Q, isoquelas palmadas; R, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; H, 100 μ m; I–J, 20 μ m; K, 100 μ m; L–M, 20 μ m; N–O, 100 μ m; P–Q, 10 μ m; R, 200 km.

***Clathria (Microciona) aculeofila* Aguirre, Hooker, Willenz & Hajdu, 2011**

REFERENCIA: Aguirre, Hooker, Willenz *et al.*, 2011.

Descripción – Esponjas finamente costrosas (< 1 mm de grosor) que frecuentemente se presentan como epibiontes principales en las espinas de *Eucidaris thouarsii*. También se pueden encontrar ejemplares algo más gruesos, de más de 16 x 14 cm, en sustrato rocoso. La superficie es hispida y la textura aterciopelada. Canales subectosómicos serpenteantes, así como ósculos dispersos de menos de 1 mm de diámetro claramente visibles sólo en los ejemplares amarillos. Consistencia blanda, pero en algunas partes es el sustrato duro lo que se siente al tocar la esponja. Color en vida rojo brillante o amarillo, pasando a beige tras la conservación en etanol.

Esqueleto – Capa basal de espongina de la que surgen fibras pauciespiculares cortas y equinadas (hasta 600 µm de altura). Las megascleras principales se sitúan erguidas sobre el sustrato, pero también ligeramente por encima, perforando o equinando las fibras. Las megascleras auxiliares se disponen en ramilletes (sub)ectosómicos desordenados, perforando frecuentemente la superficie. Las microscleras de abundancia variable están dispersos.

Espículas – Megascleras. Subtiloestilos principales, ligeramente curvos y fusiformes; base ligeramente hinchada, irregularmente acantosa; eje liso, 65–197–607 x 4–10,6–28 µm. **Subtiloestilos auxiliares**, lisos, delgados, rectos; base apenas hinchada, lisos o con una corona de espinas agudas y rectas, eje liso, 113–242–760 µm. **Acantoestilos accesorios**, ligeramente curvos y fusiformes; base frecuentemente estiloide, irregularmente acantosa, eje pauciacantoso, 51–88–131 x 5–7,3–13 µm. **Microscleras. Toxas**, tipo V, en forma de ala, curva central suave y casi sin curvas en las extremidades, 16–65–140 µm. **Isoquelas palmadas**, en su mayoría con ejes casi rectos y delgados, sólo en raras ocasiones ligeramente torcidas o curvas, garras 38–45 % de la longitud total de la espícula, 9–13,6–18 µm.

Ecología – Se extiende sobre la roca o en las espinas de los erizos de mar (*Eucidaris thouarsii*). La esponja se ha recolectado de 2 a 16 m de profundidad, en aguas con temperaturas de 14 a 23°C. En Cancas, El Ñuro, Máncora y Punta Sal, los erizos de mar cidárideos son bastante comunes y éstos tienen casi siempre sus espinas cubiertas por *Clathria aculeofila*.

Distribución – Hasta ahora se conoce de una zona estrecha a lo largo de la costa peruana, desde Cancas, El Ñuro, Máncora, Punta Sal, Isla Lobos de Tierra e Islas Lobos de Afuera (03°55'S – Región Tumbes a 06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 336.

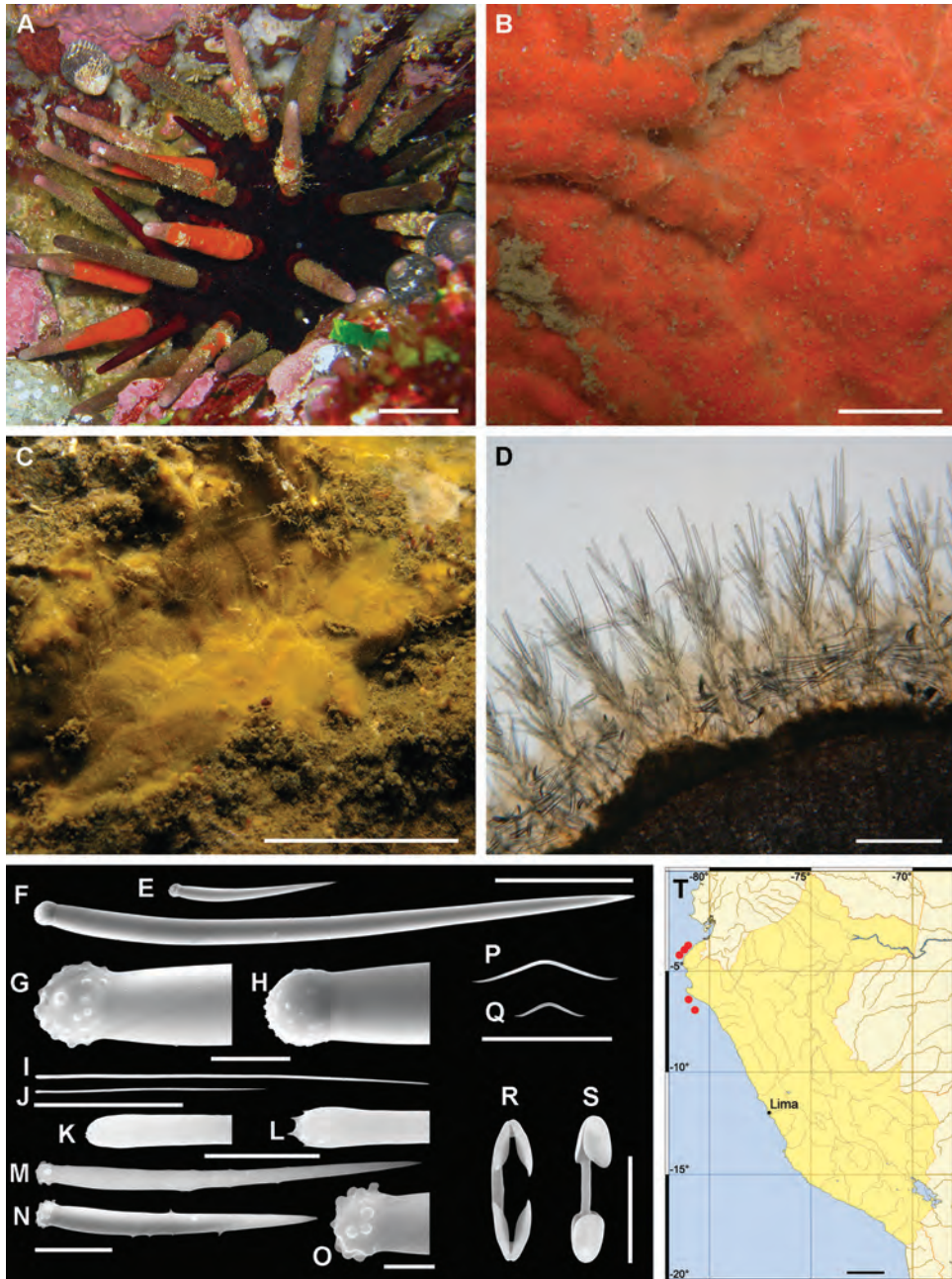


Fig. 92. *Clathria (Microcionia) aculeofila* Aguirre, Hooker, Willenz & Hajdu, 2011. A–C, especímenes vivos; D, sección transversal de una espina del erizo de mar *Eucidaris thouarsii* cubierta por *Clathria aculeofila*; E–H, subtiloestilos principales; I–L, subtiloestilos auxiliares; M–O, acantoestilos accesorios; P–Q, toxas; R–S, isoquelas palmadas; T, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 2 cm; D, 200 μ m; E–F, 100 μ m; G–H, 10 μ m; I–J, 100 μ m; K–L, 10 μ m; M–N, 20 μ m; O, 5 μ m; P–Q, 100 μ m; R–S, 10 μ m; T, 200 km.

***Clathria* (*Microciona*) aff. *microjoanna* (de Laubenfels, 1930)**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; de Laubenfels, 1932; Desqueyroux, 1972; Aguirre *et al.*, 2011.

Descripción – Esponjas grumosas, costrosas, que crecen sobre roca o sustrato biológico (Brachyopoda), de no más de 1–2 mm de grosor, y normalmente de unos 2–3 cm de diámetro. Superficie aterciopelada, microhispidada, perforada, con un sistema o canales serpenteantes claramente visibles. No se observan ósculos. Color vivo rojo anaranjado, que se vuelve de beige a marrón claro en etanol.

Esqueleto – Ectosoma perforado por subtiloestilos auxiliares y principales, estos últimos proyectándose en mechones desde los extremos de las espiculofibras coanosómicas ascendentes. Los subtiloestilos auxiliares aparecen más dispersos en confusión, generalmente paralelos o casi paralelos a la superficie, en lugar de organizarse en ramilletes. Las lagunas abundan en la región subectosómica. La arquitectura coanosómica se eleva a partir de una ordenada capa basal de espongina, con abundantes subtiloestilos principales yuxtaponidos y acantoestilos accesorios. Esta disposición microcionide incluye espiculofibras longitudinales, cortas y plumosas, con espículas principales, y equinadas por éstas y por los acantoestilos accesorios. Las microscleras son comunes, aparentemente más abundantes en las regiones exteriores de los especímenes.

Espículas – Megascleras. Subtiloestilos principales, robustos, microacantosos en la base, ocasionalmente con espinas cortas y aisladas o protuberancias a lo largo del eje, 198–291–479 x 16–18,5–24 µm. **Subtiloestilos auxiliares**, delgados, microespinosos en la base, 123–196–297 µm. **Acantoestilos accesorios**, robustos, espinados en toda su extensión, cabezas tuberculadas, 99–122–145 µm. **Microscleras. Isoquelas palmadas**, 13–14,3–17 µm. **Toxas I**, con tres curvas, delgadas, con extremidades rugosas, 137–197–231 µm. **Toxas II**, similares a la I, 53–55 µm (poco frecuentes).

Ecología – Los ejemplares viven en estrecha asociación con varios organismos como algas verdes, anfípodos, braquiópodos y poliquetos, a casi 30 m de profundidad, y con una temperatura registrada de 13°C.

Distribución – Ambos especímenes fueron recolectados en San Juan de Marcona (15°23'S – Región Ica).

Observaciones – En una preparación de espículas disociadas, junto con abundantes espículas de *Pione*, se han observado microscleras con forma de plátano (¿toxas?, 10–24 µm). Dado que no pudimos detectar los "plátanos" en ninguna de las secciones realizadas, así como en otras disociaciones, suponemos que son contaminantes, procedentes de una esponja aún no identificada. La especie que más se acerca al material peruano es *Clathria* (*Microciona*) *microjoanna* (de Laubenfels, 1930). Los puntos de distinción que se desprenden de la descripción original de esa especie son el hábito grueso, el color vivo rojo escarlata brillante o "rosa intenso" y las espículas principales aparentemente lisas y más pequeñas.

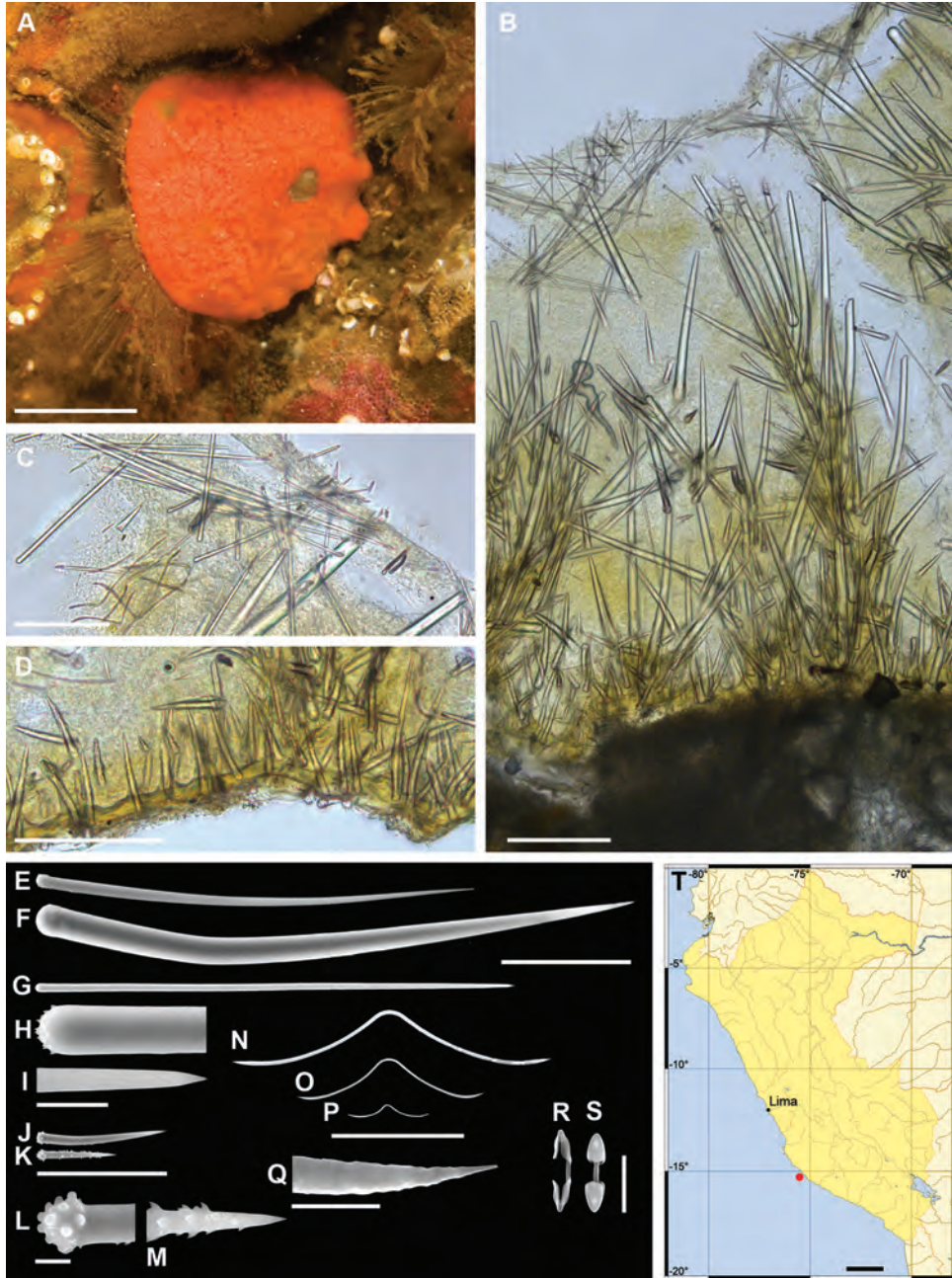


Fig. 93. *Clathria* (*Microciona*) *aff. microjoanna* (de Laubenfels, 1930). A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C–D, detalles de B; E–F, subtiloestilos principales; G, subtiloestilo auxiliar; H–I, detalles de G; J–K, acantoestilos accesorios; L–M, detalles de K; N–O, toxas I; P, toxas II; Q, detalle de O; R–S, isoquelas palmadas; T, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 200 μ m; C, 100 μ m; D, 200 μ m; E–G, 100 μ m; H–I, 10 μ m; J–K, 100 μ m; L–M, 10 μ m; N–P, 100 μ m; Q, 5 μ m; R–S, 10 μ m; T, 200 km.

***Mycale* (*Carmia*) cf. *cecilia* de Laubenfels, 1936**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1936; Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997; Carballo & Cruz-Barraza, 2010; Castillo-Paéz *et al.*, 2021.

Descripción – Los especímenes formaban cojines de distinto grosor, a menudo con proyecciones lobuladas o volcaniformes con ósculos apicales (1–9 mm), a veces en grupos. Las dimensiones alcanzan más de 20 cm de diámetro y hasta 5 cm de altura. Superficie aterciopelada. Consistencia blanda. Color en vida rojo (arrecife) o anaranjado (manglar), tornándose beige amarillento cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – No tiene un esqueleto ectosómico especializado. Una pequeña divergencia de paquetes ascendentes al acercarse a la superficie ayuda a su sostenimiento. Coanoma plumoso/dendrítico a confuso, con paquetes longitudinales sueltos, sinuosos y pauciespiculares. Megascleras también esparcidas en confusión, abundantes en algunas partes. Las microscleras son más comunes en las regiones exteriores, especialmente debajo de la superficie.

Espículas – Megascleras. Subtiloestilos, lisos, rectos, ligeramente curvos o sinuosos, en su mayoría delgados, ocasionalmente un poco más robustos, isodiamétricos a ligeramente fusiformes, cabezas elípticas a ovaladas, 173–257 μm (arrecife) y 176–273 μm (manglar). **Microscleras. Anisoquelas palmadas** de morfología variada, generalmente suavemente curvas de perfil, y a menudo cleistoqueloides (con alas frontales casi juntas o incluso superponiéndose), 14–22 μm (arrecife) y 12–22 μm (manglar, posiblemente 12–16 y 17–22). **Sigmas**, en su mayoría en forma de "S", con extremos agudos, 26–40 μm (arrecife) y 30–45 μm (manglar). **Esferoxiásteres** (demasiado pequeñas para ser vistas al microscopio óptico, observadas en todos los especímenes de arrecife estudiados al MEB), 20 o más radios, generalmente cónicos, ligeramente irregulares y agudos, 1,1–1,6 μm .

Ecología – Los especímenes estaban adheridos a las rocas entre 2 y 12 m de profundidad, en asociación con algas verdes y rojas, anémonas, briozoos, poliquetos y tunicados. También estaban fijadas a las raíces de los manglares, en asociación con percebes y gasterópodos o cangrejos ermitaños, en un entorno muy sedimentado.

Distribución – Originalmente descrita en la costa del Pacífico de Panamá, la especie ha sido reportada posteriormente como bastante común más al norte, en el Pacífico mexicano, así como en el Ecuador, en las Islas Galápagos. Si se confirma la identidad, la presencia más meridional de la especie se amplía aquí a Perú, donde se ha encontrado entre Tumbes (03°24'S – Región Tumbes) y El Niño (04°13'S – Región Piura).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 336.

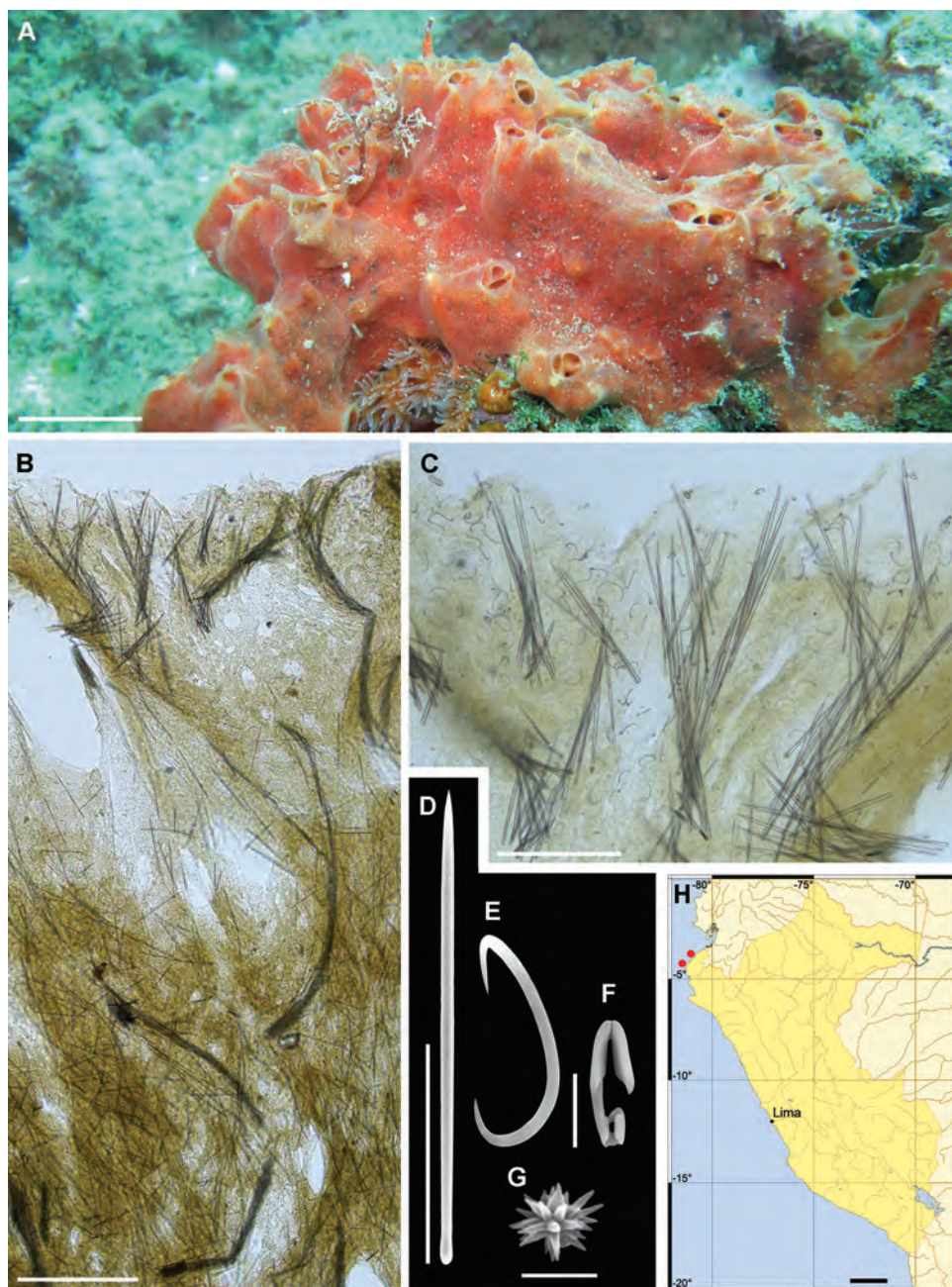


Fig. 94. *Mycale* (*Carmia*) cf. *cecilia* de Laubenfels, 1936. **Espécimen grande.** A, espécimen vivo; B–C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, subtiloestilo; E, sigma; F, anisoquela palmada; G, esferoxiáster; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 500 μ m; C, 200 μ m; D, 100 μ m; E–F, 10 μ m; G, 1 μ m; H, 200 km.

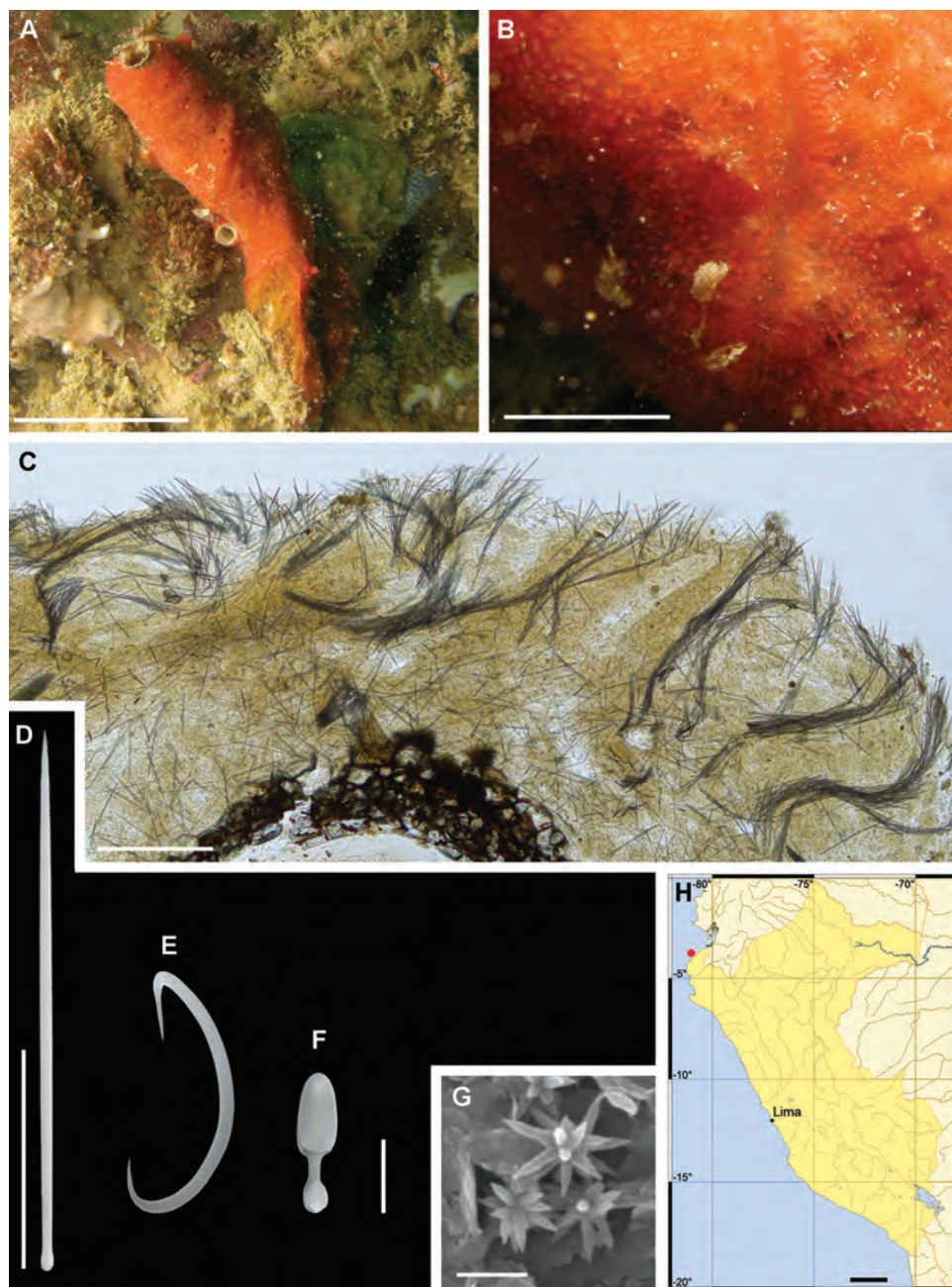


Fig. 95. *Mycale* (*Carmia*) cf. *cecilia* de Laubenfels, 1936. **Espécimen pequeño.** A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, subtiloestilo; E, sigma; F, anisostyle palmada; G, esferostísteres, H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 0,5 cm; C, 500 μ m; D, 100 μ m; E–F, 10 μ m; G, 1 μ m; H, 200 km.

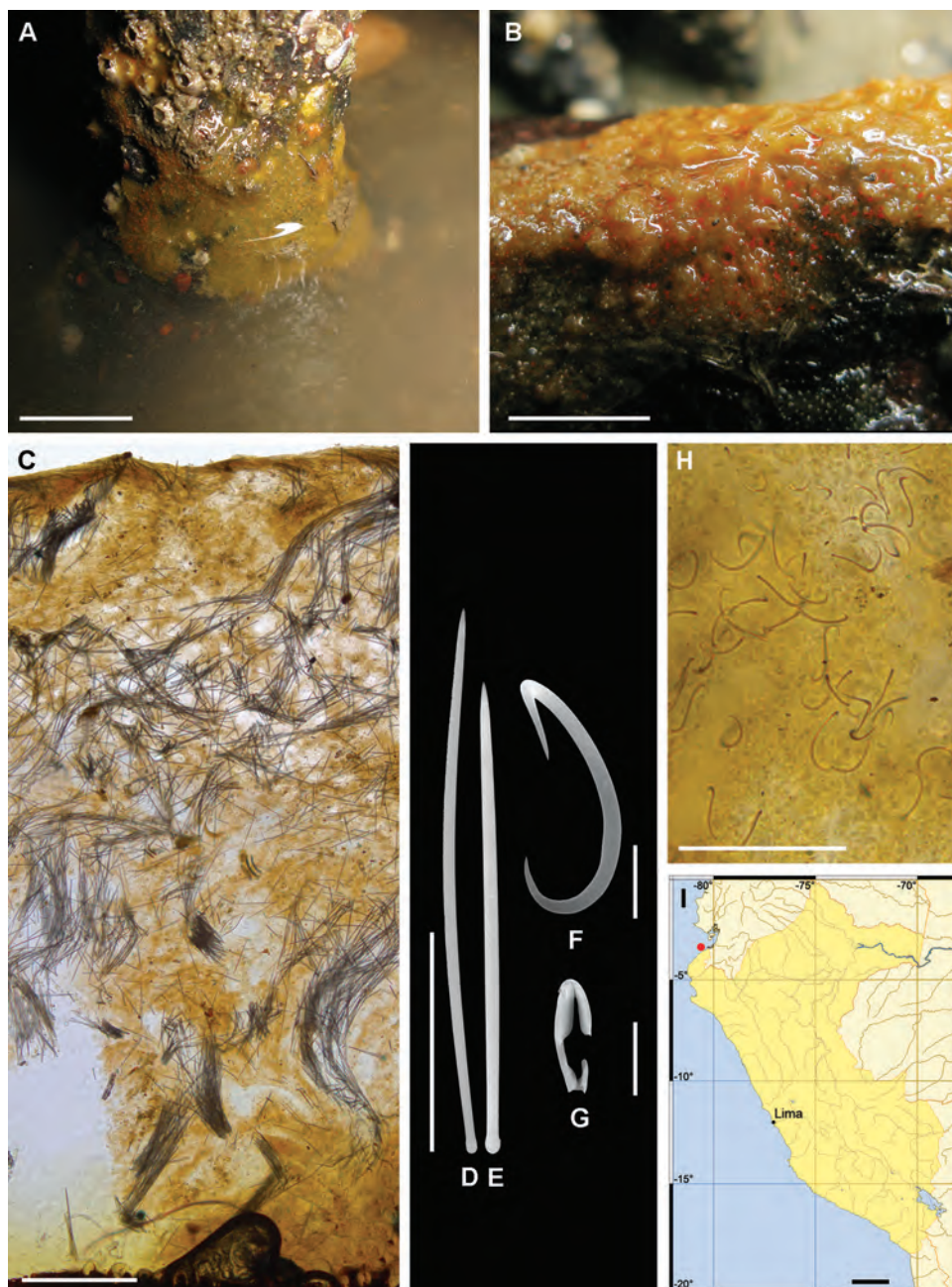


Fig. 96. *Mycale* (*Carmia*) cf. *cecilia* de Laubenfels, 1936. Espécimen del manglar. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–E, subtiloestilos; F, sigma; G, anisoquela palmada; H, sección del mesohilo mostrando las sigmas; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 μm; D–E, 100 μm; F–G, 10 μm; H, 100 μm; I, 200 km.

***Mycale* (*Carmia*) cf. *magnirhaphidifera* van Soest, 1984**

REFERENCIAS: van Soest, 1984; Hajdu & Rützler, 1998; Carballo & Hajdu, 2001; Carballo & Cruz-Barraza, 2010.

Descripción – Esponjas costrosas, normalmente de no más de 2 mm de grosor, que alcanzan más de 10 cm de diámetro máximo. Superficie lisa, con canales subectosómicos conspicuos que convergen en ósculos en un patrón estrellado. Los ósculos son pequeños (1–2 mm de diámetro), circulares y casi planos con la superficie. Consistencia blanda, frágil. Color en vida, púrpura, que se vuelve beige claro cuando se conserva en etanol. Los especímenes de Cancas tenían hermosas larvas parenquímula dentro del mesohilo (aproximadamente 0,5 mm de diámetro mayor) que llevan un conjunto casi completo de espículas (véase la Fig. 11 E).

Esqueleto – Ectosoma sin ningún esqueleto especializado, aparte de la posesión exclusiva de rosetas de anisoquelas I, y ramilletes sueltos de megascleras que representan los extremos de los haces coanosómicos ascendentes de megascleras. A estos últimos, a veces se añaden megatricodragmas hasta justo debajo de la superficie. Una placa basal de espongina es claramente visible, pero los haces de megascleras, que alcanzan más de 60 µm de diámetro, sólo se apoyan en ella en raras ocasiones. En su mayoría se proyectan de forma oblicua y siguen su camino sinuoso hacia la superficie. Espículas en confusión engrosan la arquitectura coanosómica, en particular, los megatricodragmas dispersos (normalmente de unos 100 µm de diámetro).

Espículas – Megascleras. Subtiloestilos, rectos, delgados, puntas romas, cabezas ovales conspicuas, 245–292–320 µm. **Microscleras. Anisoquelas I**, grandes, palmadas, en su mayoría organizadas en rosetas en el ectosoma, 33–38,8–43 µm; **Anisoquelas II** categoría intermedia, 20–24,3–29 µm; **Anisoquelas III** categoría pequeña, 12–15,2–20 µm. **Sigmas**, delgadas, agudas, más bien poco frecuentes, 21–24 µm. **Magnirafidios**, grandes, ligeramente doblados en el centro, 256–346–405 µm. **Microxas**, 7–17 µm.

Ecología – Los especímenes se extendían sobre rocas entre 9 y 12 m de profundidad, a temperaturas de 23–24°C. Las algas rojas se encontraban en estrecha asociación.

Distribución – Los registros de esta especie para el Pacífico necesitan confirmación genética. La especie está ampliamente distribuida en el Atlántico Occidental Tropical, y recientemente se ha registrado en la costa del Pacífico de México. En Perú sólo se ha encontrado en Cancas y Punta Sal (03°55'S y 03°57'S – Región Tumbes).

Observaciones – Los especímenes peruanos se distinguen de *M. (Carmia) magnirhaphidifera* reportados en otras áreas por una combinación de la presencia de raras sigmas pequeñas, tres categorías de anisoquelas generalmente bien reconocibles, y magnirafidios bastante grandes, frecuentemente cercanos a 400 µm. A pesar del reconocimiento previo de esta especie en la costa pácifica de México, los especímenes brasileños son los que parecen más cercanos a los peruanos, lo que sugiere otro caso de posible taxón anfiamericano. Esto se ha demostrado recientemente para *Clathrina aurea* (Calcarea).

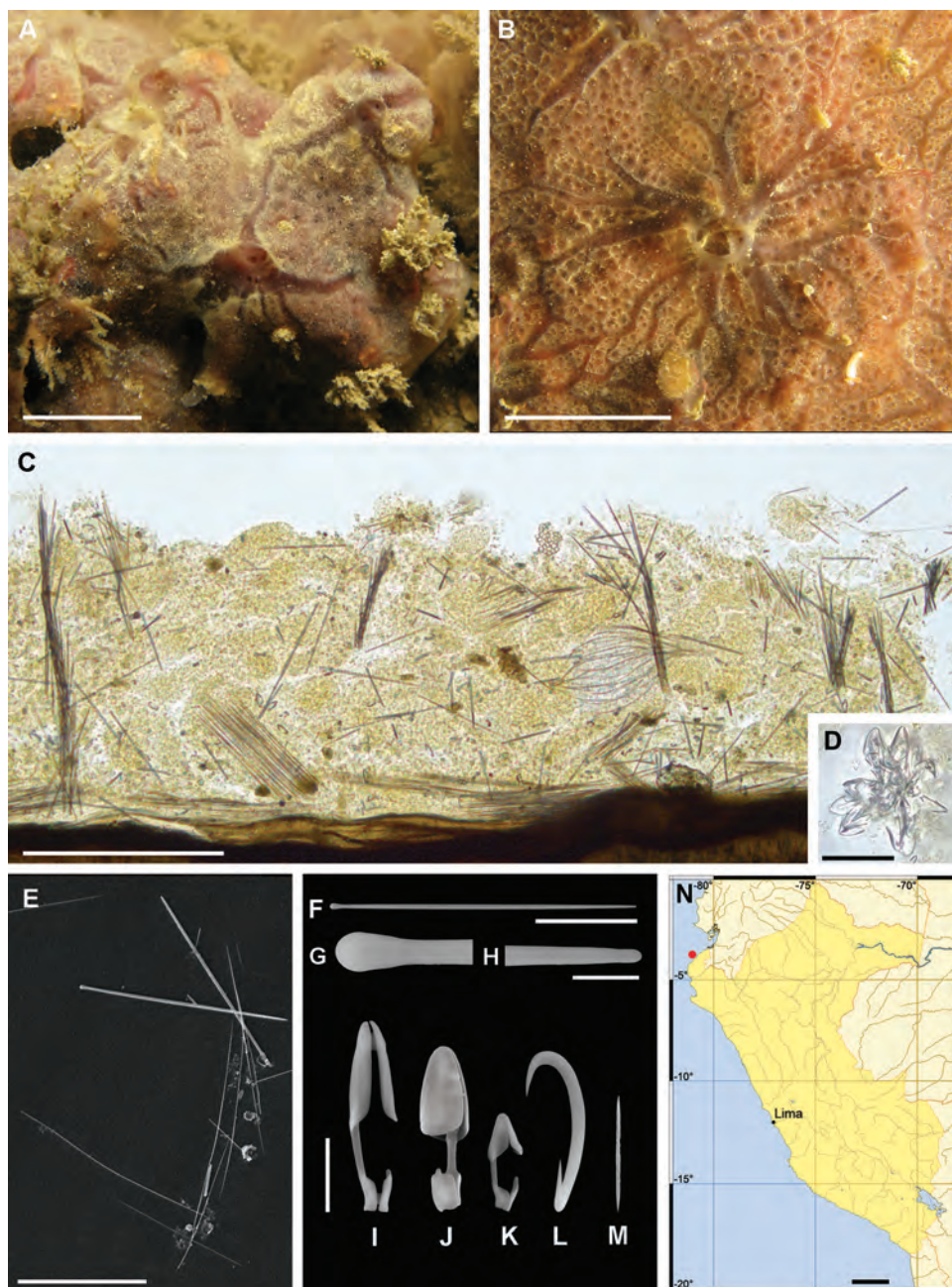


Fig. 97. *Mycale* (*Carmia*) cf. *magnirhaphidifera*. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de las rosetas de las anisoquelas I; E, vista general de los subtiloestilos y de los magnirafidos; F, subtiloestilo; G–H, detalles de F; I, anisoquela I; J, anisoquela II; K, anisoquela III; L, sigma; M, microxela; N, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 50 μ m; E, 200 μ m; F, 100 μ m; G–M, 10 μ m; N, 200 km.

***Mycale* (*Carmia*) sp.**

REFERENCIAS: van Soest, 1984; Hajdu & Rützler, 1998; Carballo & Hajdu, 2001; Carballo & Cruz-Barraza, 2010.

Descripción – Esponjas costrosas, normalmente de no más de 3–4 mm de grosor, que alcanzan unos 5 cm de diámetro máximo. La esponja tiene un hábito general irregular, debido al sustrato subyacente, aparentemente de diversas procedencias. Consistencia blanda, frágil. Superficie lisa, con canales conspicuos y de diversa anchura, vistos por transparencia, la mayoría de ellos ortogonales a la superficie. Los ósculos no se ven fácilmente en las imágenes *in situ*, pero una sola abertura tiene 1–2 mm de diámetro. El color en vida abarca desde un amarillo mate hasta un ocre anaranjado, pasando a un beige claro cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – Ectosoma sin ningún esqueleto especializado, aparte de la posesión exclusiva de rosetas de anisoquelas I, una mayor abundancia de sigmas, y ramilletes sueltos de megascleras que representan los extremos de paquetes coanosómicos ascendentes de megascleras. A estos últimos se añaden a veces megatricodragmas hasta justo debajo de la superficie. No se aprecia una placa basal clara de espongina, pero en cualquier caso, los haces multiespiculares ascendentes de megascleras que alcanzan más de 50 μm de diámetro, en algunas partes parecen estar en la superficie, desde donde inician su camino sinuoso hacia la superficie. Sin embargo, en otras partes, estos haces aparecen casi planos sobre el sustrato. El esquema completo está un poco borroso por las espículas esparcidas de forma confusa por todas partes, sobre todo megascleras, pero también megatricodragmas.

Espículas – Megascleras. **Subtiloestilos**, rectos, delgados, puntas romas, cabezas ovales conspicuas, 222–273–309 x 4–5,3–7 μm . **Microscleras.** **Anisoquelas I**, grandes, palmadas, 29–35,4–40 μm . **Anisoquelas II**, pequeñas, palmadas, 9–12,4–14 μm . **Sigmas**, robustas, afiladas, 64–71–80 μm . **Toxas**, delgadas, diversamente curvas, 24–59,8–111 (valor atípico 263) μm . **Magnirafidios**, ligeramente curvos en el centro, dispuestos en **megatricodragmas**, 152–341–390 μm . **Microxas**, 4–9,6–12 μm .

Ecología – El único ejemplar se extendía sobre la roca a 12 m de profundidad. Los briozoos, los tunicados coloniales y los pólipos de cnidarios se encontraban en estrecha asociación.

Distribución – Sólo se encuentra en Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes).

Observaciones – Esta especie se aproxima a *M. (Carmia) magnirhaphidifera* en muchos aspectos, y ya se había informado de formas amarillos para esta última especie también en el Atlántico Occidental. Sin embargo, dentro del Perú, el color en vida parece corroborar la distinción de ambas especies, lo que se ve apoyado además por la presencia común de sigmas robustas, la ausencia de una categoría intermedia de anisoquelas y la aparición de toxas en esta especie.

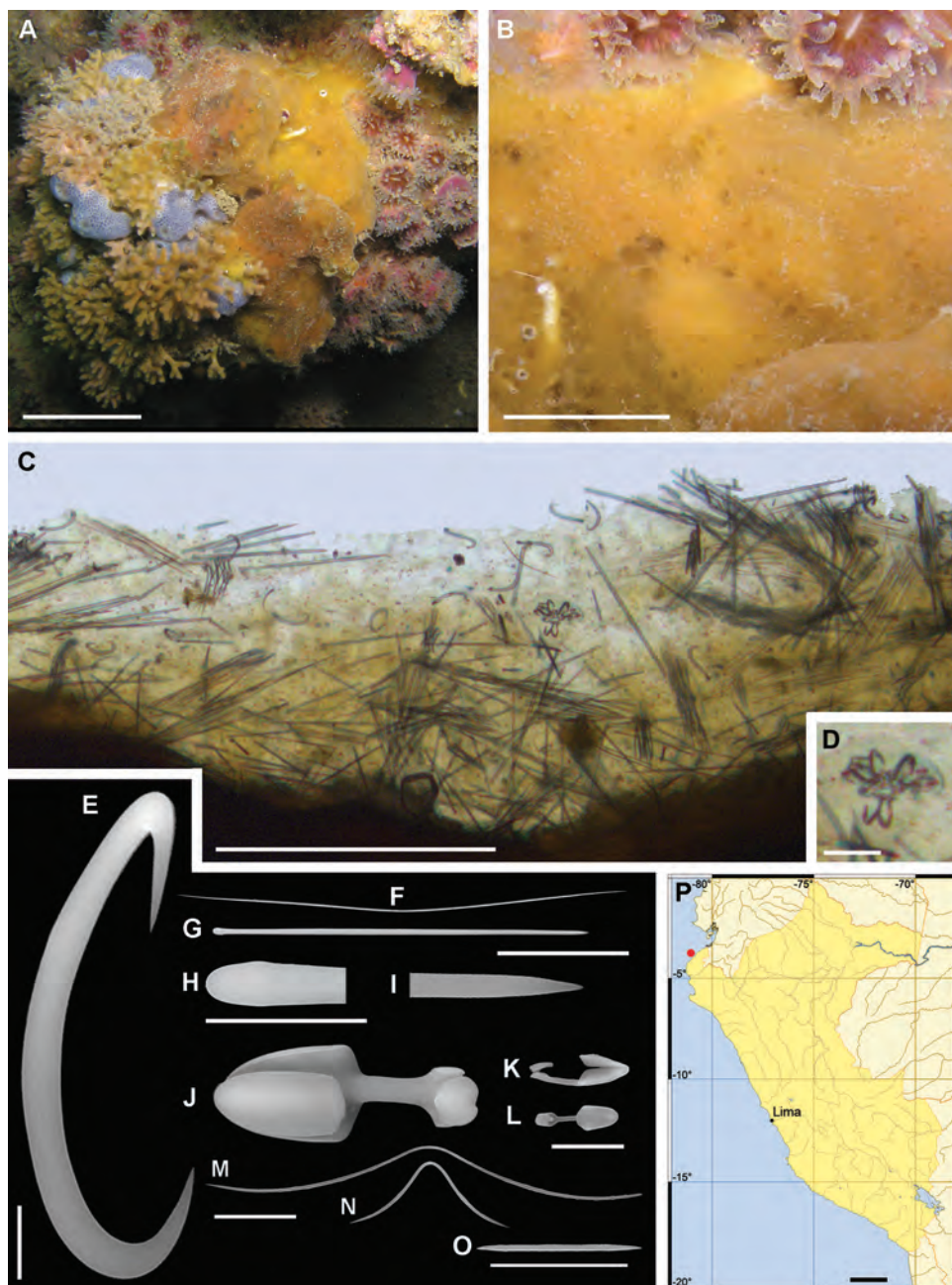


Fig. 98. *Mycale* (*Carmia*) sp. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, detalle de una roseta de anisoquelas I; E, sigma; F, magnirafidio; G, subtiloestilo; H–I, detalles de G; J, anisoquela I, K–L, anisoquelas II; M–N, toxas; O, microxa; P, mapa de distribución. Barras de escala; A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 50 μ m; E, 10 μ m; F–G, 100 μ m; H–I, 20 μ m; J–L, 10 μ m; M–N, 20 μ m; O, 10 μ m; P, 200 km.

***Myxilla* (*Ectyomyxilla*) cf. *chilensis* Thiele, 1905**

REFERENCIA: Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1996.

Descripción – Un solo ejemplar, de unos 7 cm de diámetro máximo, costroso sobre un grupo de briozoos rígidos y erectos. Los ósculos no son visibles. Consistencia blanda, frágil, disimulada por el entramado que proporciona el briozoo. Color en vida amarillo claro, con suficiente transparencia como para permitir ver al briozoo endobionte en su totalidad, pasando a beige claro en etanol. El ejemplar recolectado a mediados de octubre de 2007 lleva larvas parenquímula maduras con espículas en su interior.

Esqueleto – Una capa basal de espongina contiene acantoestilos erectos, y da lugar a haces cortos, ascendentes y pauciespiculares de tornotes que alcanzan la superficie, donde se abren en abanico en ramilletes sueltos. Las isoquelas de las dos clases principales de tamaño abundan por todas partes, pero especialmente cerca de la superficie, donde también se encuentran las sigmas. Los tornotes también aparecen dispersos en el coanosoma y el ectosoma, pero en menor cantidad. También se pueden ver abundantes isoquelas y algunos tornotes dentro de las cavidades del sustrato del esqueleto del briozoo. En general, la arquitectura es plumosa.

Espículas – Megascleras. Acantoestilos I, grandes, ligeramente curvos, 144–176–206 μm . **Acantoestilos II**, pequeños, rectos, 73–84–96 μm . **Tornotes**, delgados, rectos, ligeramente subtilados, mucronados, 116–140–163 μm . **Microscleras. Isoquelas ancoradas I**, grandes 32–38,6–47 μm . **Isoquelas ancoradas II**, intermedias (raras), 26 μm . **Isoquelas ancoradas III**, pequeñas, 9,5–9,8–10,4 μm . **Sigmas**, grandes 30–40–48 μm ; intermedias (raras), 24–25 μm ; pequeñas, 11–14,6–17 μm .

Ecología – La esponja aparece como epibionte en un briozoo erecto, ramificado y rígido, a 10 m de profundidad.

Distribución – Se encuentra sólo en El Ñuro, al sur de la Quebrada Verde (04°13'S – Región Piura). Este es el registro más septentrional de esta especie, que anteriormente se conocía en una amplia zona de los océanos meridionales que comprende la Antártida, muchas islas subantárticas, varias localidades del sur de Sudamérica y un único registro de las costas de Namibia.

Observaciones – El material recolectado en El Ñuro presenta algunas características morfológicas aún no reportadas para *Myxilla* (*Ectyomyxilla*) *chilensis*, que junto con la ubicación más bien ecuatorial, hace que la identificación sea incierta. En particular, presenta una segunda categoría de sigmas, abundantes y de menor tamaño. Además, sus tornotes son algo más pequeños que los materiales chilenos estudiados anteriormente, incluido el holotipo. Concedemos una importancia menor a las categorías de tamaño intermedias detectadas, tanto de anisoquelas como de sigmas, ya que éstas resultaron ser muy escasas, y podrían haber sido fácilmente pasadas por alto en descripciones anteriores. Asimismo, la arquitectura plumosa no es la esperada en esta especie, que suele tener una organización esquelética reticulada. Su hábito costroso y su arquitectura coanosómica poco desarrollada podrían ser una posible explicación.

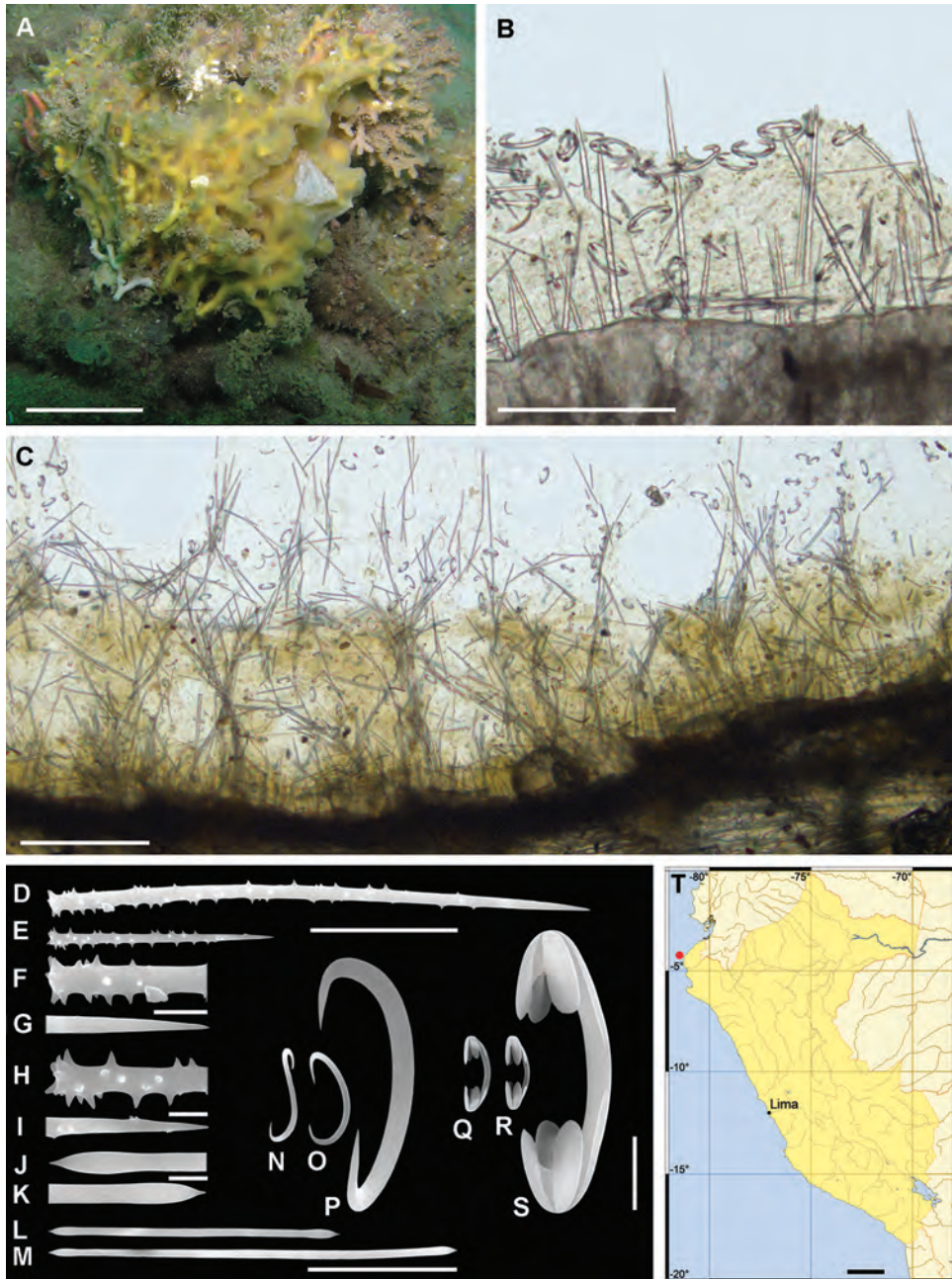


Fig. 99. *Myxilla* (*Ectyomyxilla*) *cf. chilensis* Thiele, 1905. A, espécimen vivo; B–C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, Acantostilo I grande; E, Acantostilo II pequeño; F–G, detalles de D; H–I, detalles de E; J–K, detalles de L; L–M, tornotes; N–O, sigmas pequeñas; P, sigma grande; Q–R, isoquelas ancoradas pequeñas; S, isoquela ancorada grande; T, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 100 μ m; C, 200 μ m; D–E, 50 μ m; F–G, 10 μ m; H–K, 5 μ m; L–M, 50 μ m; N–S, 10 μ m; T, 200 km.

***Myxilla* (*Myxilla*) *mexicensis* Dickinson, 1945**

REFERENCIA: Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1996.

Descripción – Los ejemplares pueden alcanzar más de 20 cm de diámetro mayor y tener más de 5 cm de grosor. El hábito puede ser masivo, algo lobulado, con grandes ósculos (de hasta 1 cm de diámetro) situados en la parte superior de estos lóbulos, pero no sólo allí. La consistencia es frágil, y se produce abundante mucosidad al recogerla. Superficie irregular, con abundantes cónulos y procesos escopiformes cortos, entre surcos y crestas. Una membrana transparente cubre partes de la superficie de la esponja. Color en vida naranja a naranja rojizo cuando está expuesta a la luz, y amarillo en sombra, variando de beige a blanco cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – Capa basal de esponjina de la que surgen fibras pauciespiculares cortas y equinadas. Las megascleras principales están erguidas sobre el sustrato, pero también ligeramente por encima, perforando o equinando las fibras. Las megascleras auxiliares se disponen en ramilletes (sub)ectosómicos, perforando frecuentemente la superficie. Las microscleras están dispersas y son de abundancia variable.

Espículas – Megascleras. Acantoestilos coanosómicos, espinas concentradas en ambos extremos, 169–181–194 x hasta 10 μm . **Tornotes ectosómicos**, estrongiloides, microespinados terminalmente, 165–174–183 x hasta 4 μm . **Microscleras. Isoquelas ancoradas I**, tridentadas, grandes 18–23–26 μm . **Isoquelas ancoradas II**, pequeñas, 13–14–17 μm . Pero posiblemente sólo una categoría variable. Sigmas con terminaciones agudas. **Sigmas I**, grandes, 17–27–35 μm . **Sigmas II**, pequeñas, 9–11–12 μm .

Ecología – Los especímenes crecían sobre diversos sustratos, algunos de ellos de origen biológico, como la base de un octocoral, entre 10 y 13 m de profundidad.

Distribución – Anteriormente conocida sólo de las Islas Galápagos y México (Baja California). Este es el primer registro de la especie para la costa del Pacífico de Sudamérica, donde ha sido recolectada en Punta Sal (03°58'S – Región Tumbes) y El Ñuro (04°14'S – Región Piura).

Observaciones – La coincidencia de los especímenes peruanos con los datos recogidos en registros anteriores de la especie en México y las Islas Galápagos es absolutamente precisa en cuanto a la morfología de las espículas y las micrometrías. La producción abundante de moco no había sido reportada antes para esta especie.

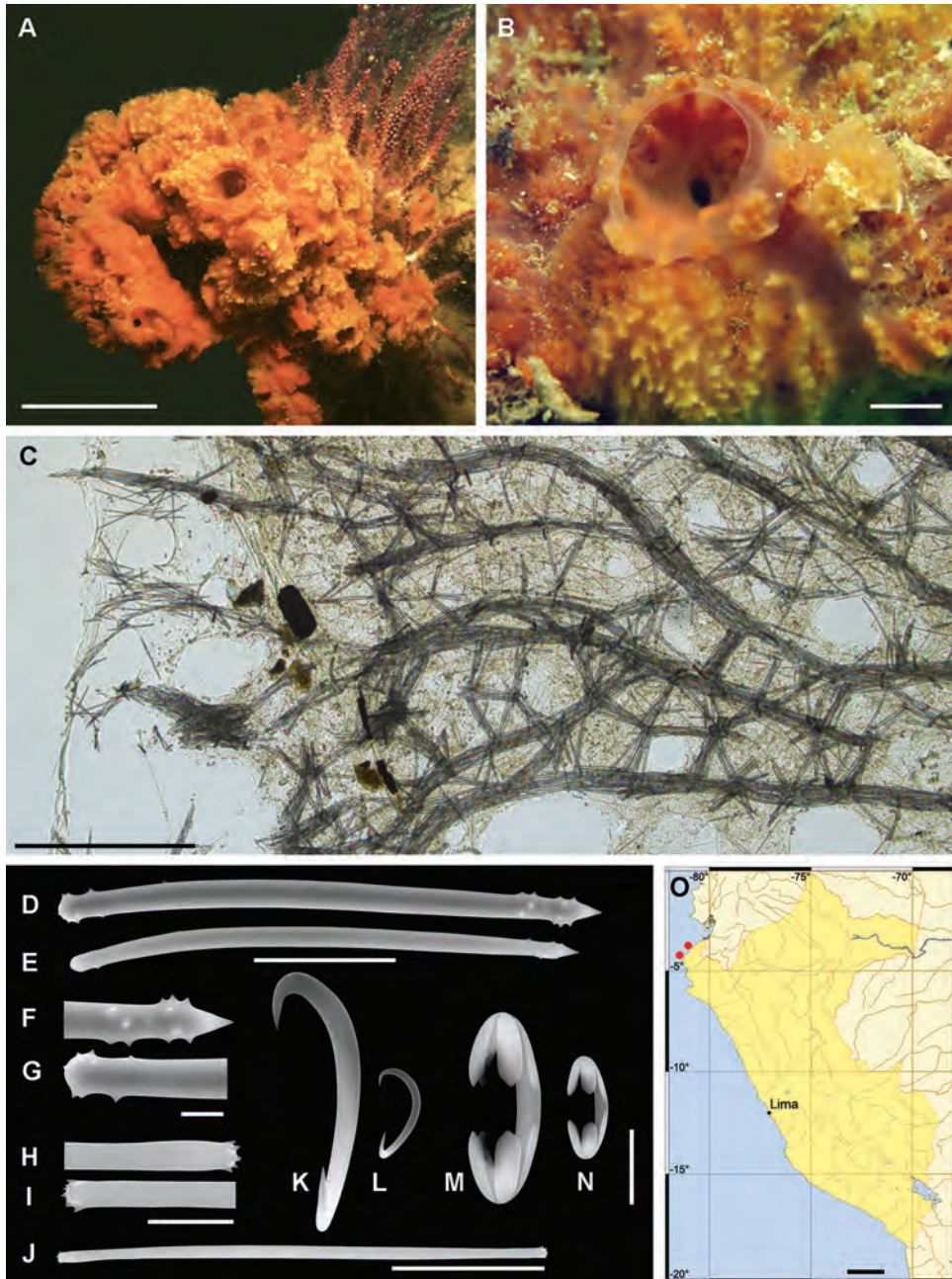


Fig. 100. *Myxilla* (*Myxilla*) *mexicensis* Dickinson, 1945. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal con la superficie de la esponja en el lado izquierdo; D–E, acantoestilos coanosómicos; F–G, detalles de D; H–I, detalles de J; J, tornotes ectosómicos; K, sigma I; L, sigma II; M, isoquela ancorada I; N, isoquela ancorada II; O, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m, D–E, 50 μ m; F–I, 10 μ m; J, 50 μ m; K–N, 10 μ m; O, 200 km.

***Plocamiancora* sp.**

REFERENCIAS: Topsent, 1927; de Laubenfels, 1932; Alander, 1942; Uriz, 1988.

Descripción – Esponja costrosa fina, en su mayoría de menos de 2 mm de grosor. Blanda, frágil, con ósculos pequeños (de aproximadamente 1 mm de diámetro), dispersos y redondos. Estos se ubican sobre pequeños montículos y llevan una chimenea membranosa. Los canales subectosómicos son visibles frecuentemente, y convergen hacia los ósculos en un patrón estrellado y serpenteante. El color en vida varía entre el naranja y el amarillo, variando de beige a gris claro en el etanol.

Esqueleto – Hay tres capas principales, basal, coanosómica y (sub)ectosómica. La capa basal es una reticulación densa de acantotilotes, que sostiene los acantoestilos erectos del esqueleto coanosómico. Estos últimos alcanzan y perforan la superficie de la esponja. La capa (sub)ectosómica está formada por tornotes dispuestos (para)tangencialmente con morfología, principalmente, de subtiloestilos acerados. Es probable que los comunes anisosubtilotes a subtiloestilos astados sean (sub)ectosómicos, pero no los hemos detectado en las secciones analizadas.

Espículas – **Megascleras**. **Acantoestilos**, robustos, ligeramente curvos, estrechándose gradualmente hacia un ápice agudo, espinas concentradas en la base y escasamente distribuidas en el eje, 119–614 μm . **Acantotilotes**, robustos, rectos o ligeramente curvos, cabezas redondas microespinadas, 81–99 μm . **Anisosubtilotes** a **subtiloestilos** (en su mayoría astados), delgados, rectos, aparentemente siempre microespinados en la base, pero a menudo no en el ápice, 114–131–166 μm . **Subtiloestilos** (en su mayoría acerados), delgados, rectos, aparentemente siempre completamente lisos, 168–195–315 μm . **Microscleras**. **Isoquelas ancoradas**, unguiferadas, polidentadas, 10–13 μm .

Ecología – Costrosa sobre sustratos duros entre 14 y 21 m de profundidad, en aguas de 11–19°C.

Distribución – Este es el primer registro de este género para el Pacífico SE. A pesar de su rareza, esta especie está ampliamente distribuida en la costa peruana, entre al menos El Ñuro (04°14'S – Región Piura); Isla San Gallan, Paracas (13°49'S – Región Ica) e Ilo (17°39'S – Región Moquegua).

Observaciones – A nivel mundial, sólo se reconocen cuatro especies de *Plocamiancora*. La que se ha reportado a menor distancia geográfica, *P. igzo*, de California, difiere de la especie peruana en varios aspectos, entre los que destacan las megascleras principales mucho más pequeñas (tiloestilos, acantoestilos), tilotes más grandes, e isoquelas aparentemente con muchos menos dientes. Todas las especies restantes se encuentran en el Atlántico, en un hábitat considerablemente más profundo, y poseen isoquelas ancoradas mucho más grandes, hasta 4–5 veces más grandes que las observadas aquí.

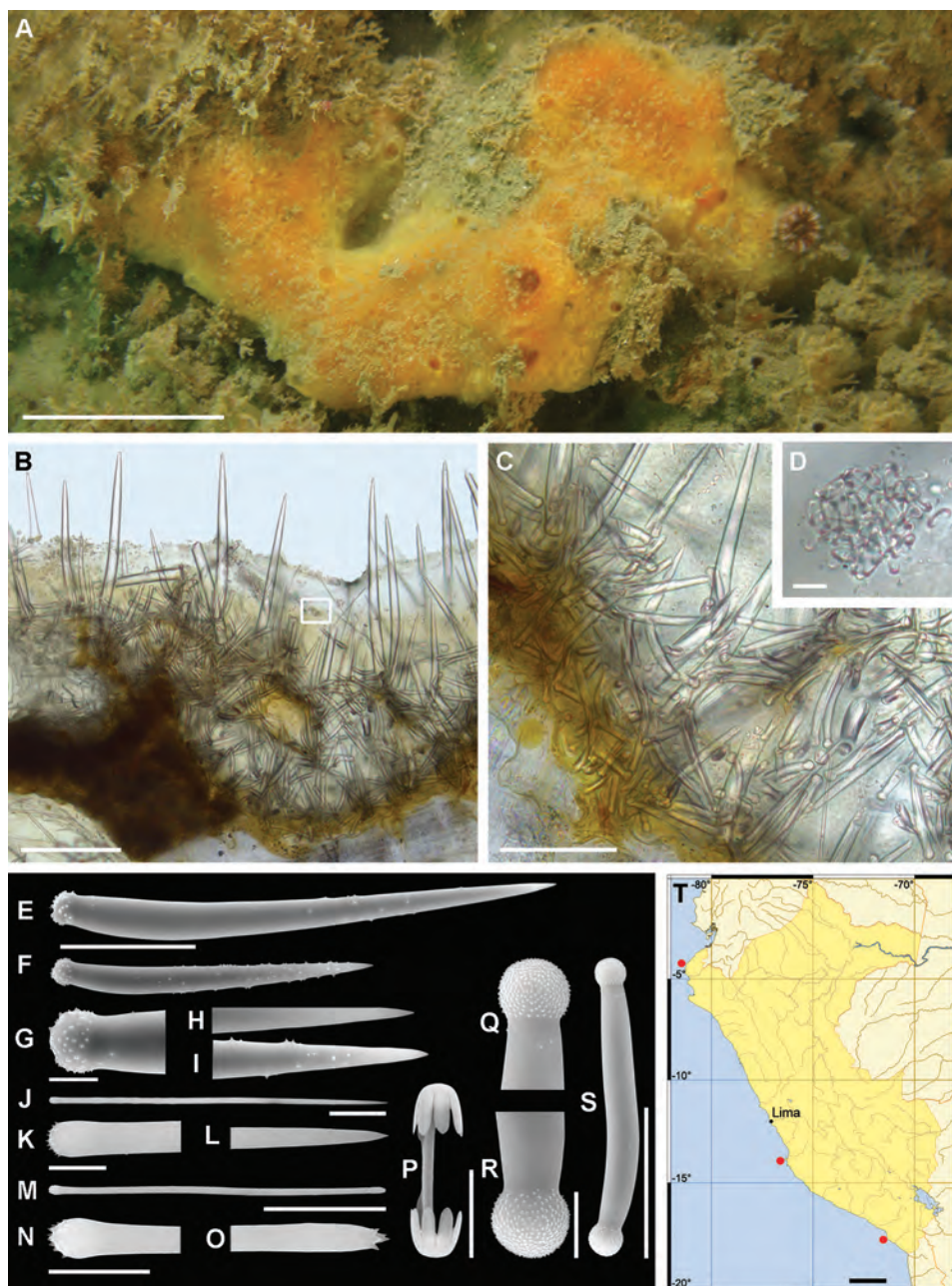


Fig. 101. *Plocamiancora* sp. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C, detalle de B en la base de la esponja; D, detalle del marco indicado en B con grupo de isoquelas; E–F, acantoestilos; G–I detalles de E y F; J, subtiloestilos; K–L, detalles de J; M, anisostilotes; N–O detalles de M; P, isoquela ancorada; Q–R, detalles de S; S, acantolite; T, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 200 μ m; C, 100 μ m; D, 10 μ m; E–F, 50 μ m; G–I, 10 μ m; J, 50 μ m; K–L, 10 μ m; M, 50 μ m; N–O, 10 μ m; P, 5 μ m; Q–R, 10 μ m; S, 50 μ m; T, 200 km.

***Tedania* (*Tedania*) *ecuadoriensis* Jaramillo & Hajdu, 2021**

REFERENCIAS: Aguilar-Camacho, Carballo & Cruz-Barraza, 2018; Jaramillo, Córdor-Luján, Longakit *et al.*, 2021.

Descripción – Esponja costrosa gruesa a masiva (3–4 mm de espesor). El ejemplar más grande mide 9 x 13 cm. Los canales exhalantes translúcidos convergen en ósculos situados en la parte superior de las elevaciones cortas. Consistencia blanda y suave. El color en vida es anaranjado, tornándose violeta oscuro cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica con tilotes agrupados en ramilletes, algunos de los cuales perforan la superficie. Arquitectura coanosómica, una reticulación densa y confusa de estilos. Oniquetas dispersas de dos categorías, tanto en el esqueleto ectosómico como en el coanosómico.

Espículas – Megascleras. Tilotes ectosómicos, rectos o casi rectos, con cabezas sólo ligeramente hinchadas y muy espinosas, 145–175–191 x 5–6 μm . **Estilos coanosómicos**, lisos, ligeramente curvados, ligeramente fusiformes, con un estrechamiento, aunque sutil, de su segmento basal, 151–171–183 x 5–8 μm . **Microscleras. Oniquetas I**, grandes, 89–137–188 μm . **Oniquetas II**, pequeñas, 29–53–74 μm .

Ecología – Los ejemplares se encuentran sobre rocas o mejillones a unos 10 m de profundidad.

Distribución – Reportada previamente de la Reserva Marina El Pelado (Santa Elena), Ecuador. Este es el primer registro para Perú: en Cancas y Punta Sal (03°56'S y 03°58'S – Región Tumbes).

Observaciones – La literatura reporta seis especies de *Tedania* (*Tedania*) del Pacífico Este Tropical, a saber *T. (T.) fulvum* (del Pacífico mexicano); *T. (T.) galapagensis* (de Islas Galápagos); *T. (T.) obscurata* (de California); *T. (T.) tepitootehenuaensis* (de la Isla de Pascua); *T. (T.) toxicalis* (de California) y *T. (T.) tropicalis* (del Pacífico mexicano). *Tedania (T.) ecuadoriensis* con sus tilotes y estilos cortos es distinta de todas las especies de *Tedania* conocidas del Pacífico Oriental (sub)Tropical que presentan estas espículas de alrededor de 200 μm o más grandes. Los especímenes peruanos sólo se diferencian ligeramente de los ecuatorianos en la robustez de las megascleras, siendo más gruesas en Perú, y en las mayores dimensiones alcanzadas por las oniquetas (133 μm en Ecuador, 188 μm en Perú).

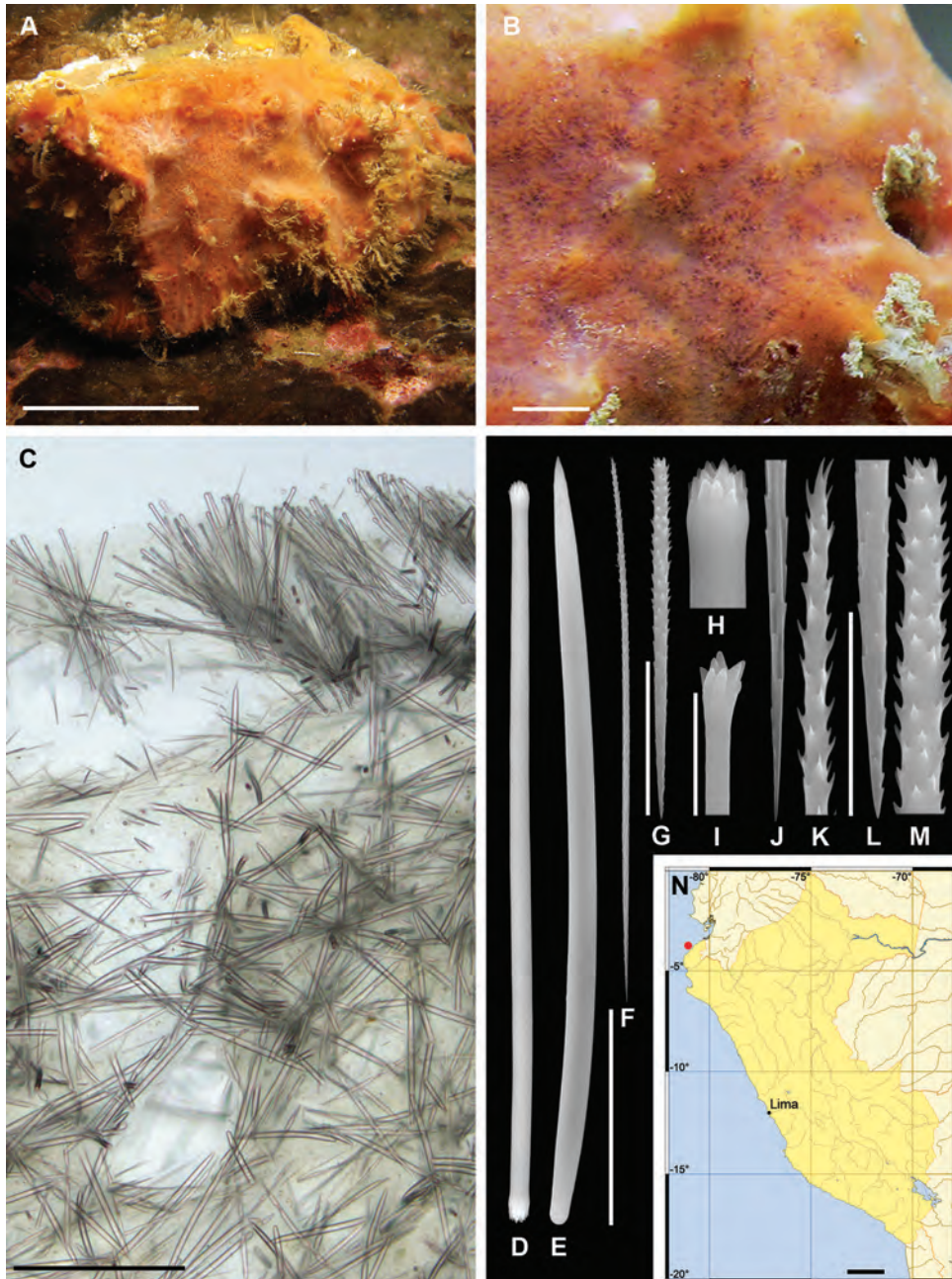


Fig. 102. *Tedania* (*Tedania*) *ecuadoriensis* Jaramillo & Hajdu, 2021. A, espécimen vivo; B, detalle de A; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, tilote ectosómico; E, estilo coanosómico; F, oniqueta I; G, oniqueta II; H–I, detalle de las terminaciones microespinosas de diferentes tilotes; J–K, detalle de las terminaciones de F; L–M, detalle de las terminaciones de G; N, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 0,5 cm; C, 200 μ m; D–F, 50 μ m; G, 20 μ m; H–M, 10 μ m; N, 200 km.

Introducción a Clionaidae

Biología – Las esponjas Clionaide suelen excavar sustratos calcáreos, creando una red tridimensional de cámaras o galerías interconectadas bajo la superficie del sustrato. La comunicación con el entorno se mantiene a través de papilas provistas de ostiolos y ósculos que sobresalen ligeramente del sustrato (estadio alfa) o pueden fusionarse y crear una corteza de esponja continua (estadio beta). Algunas especies se vuelven masivas con la edad (estadio gamma).

La excavación del sustrato calcáreo se completa con el grabado de los metabolitos producidos por las extensiones pseudopodiales de las células especializadas que ayudan a liberar "chips" microscópicos (de hasta unos 60 μm) expulsadas con el agua excurrente.

El carácter principal del esqueleto es la presencia de tiloestilos organizados en ramilletes o en empalizada en las papilas y más abundantemente sin organización en el coanosoma. En algunas especies están presentes las microscleras sin importancia estructural como oxas delgadas (rafidios) y espirásteres.

Clave de los géneros y especies de Clionaidae peruanos

- (1) Con microscleras (acantoxas, microrabdos, espirásteres, etc.) 2
Sin microscleras, sólo megascleras tiloestilos ***Cliona chilensis*** (p. 230)
- (2) Las microscleras incluyen oxas microespinadas comunes y microrabdos ***Pione sp.*** (p. 238)
Las microscleras son de morfología distinta (microestróngilos lisos, rafidios, espirásteres) 3
- (3) Las microscleras son rafidios de 100–140 μm de longitud, de color amarillo vivo ***Cliona aff. amplicavata*** (p. 234)
Las microscleras son de morfología distinta (microestróngilos lisos, espirásteres) 4
- (4) Las microscleras son abundantes, espirásteres robustos de 11–31 μm de longitud; tiloestilos de 190–350 μm de longitud ***Cliona aff. euryphylle*** (p. 232)
Las microscleras son microestróngilos poco frecuentes (30–50 μm de longitud); tiloestilos de 200–440 μm de longitud ***Cliona sp.*** (p. 236)



Orden Clionaida

Cliona chilensis

***Cliona chilensis* Thiele, 1905**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997; Willenz, Hajdu, Desqueyroux-Faúndez *et al.*, 2009; de Paula, Zilberberg, Hajdu *et al.*, 2012.

Descripción – Esponja excavadora con papilas inhalantes características, de aproximadamente 4 mm de diámetro, que emergen del sustrato calcáreo. Los especímenes jóvenes presentan un estadio alfa; los ejemplares maduros pueden alcanzar de 20 a 30 cm de diámetro en el estadio gamma con papilas osculares ligeramente prominentes, de aproximadamente 3 a 6 mm de diámetro generalmente agrupadas en filas. Consistencia firme, cartilaginosa. El color en vida es amarillo, pasando de beige pálido a marrón oscuro en etanol.

Esqueleto – Ectosómico: empalizado denso de tiloestilos con puntas orientadas hacia fuera. Coanosómico: completamente confuso, con tiloestilos dispuestos de forma entrecruzada.

Espículas – Megascleras solamente. **Tiloestilos** ligeramente curvos, variando de 186–290–358 x 6–9,2–14 μm a 238–342–415 x 8–11,8–15 μm . Cabezas de los tiloestilos irregulares, generalmente ligeramente subterminales.

Ecología – Perfora el sustrato calcáreo y conchas de bivalvos. Profundidad entre 5 y 12 m. Se han recolectado especímenes parecidos a *C. chilensis* hasta 25 m, pero no se ha verificado su identificación.

Distribución – Desde Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes) hasta Bahía Samanco (09°12'S – Región Ancash). La especie también podría presentarse en San Juan de Marcona (15°22'S – Región Ica), Matarani, (17°00'S – Región Arequipa), Ilo (17°42'S – Región Moquegua). En otros lugares, la especie ha sido reportada en Islas Galápagos, Chile, Argentina.

Observaciones – Los especímenes peruanos tienen el mismo aspecto que sus primos chilenos y argentinos. Esta especie puede ser imposible de distinguir de *Clionopsis platei* en el campo, pero se distingue fácilmente bajo el microscopio. Por motivos genéticos, se ha demostrado que *C. chilensis* se diferencia de la ampliamente distribuida *C. celata*. No obstante, queda por demostrar si *Cliona californiana* es realmente distinta de *C. chilensis*.

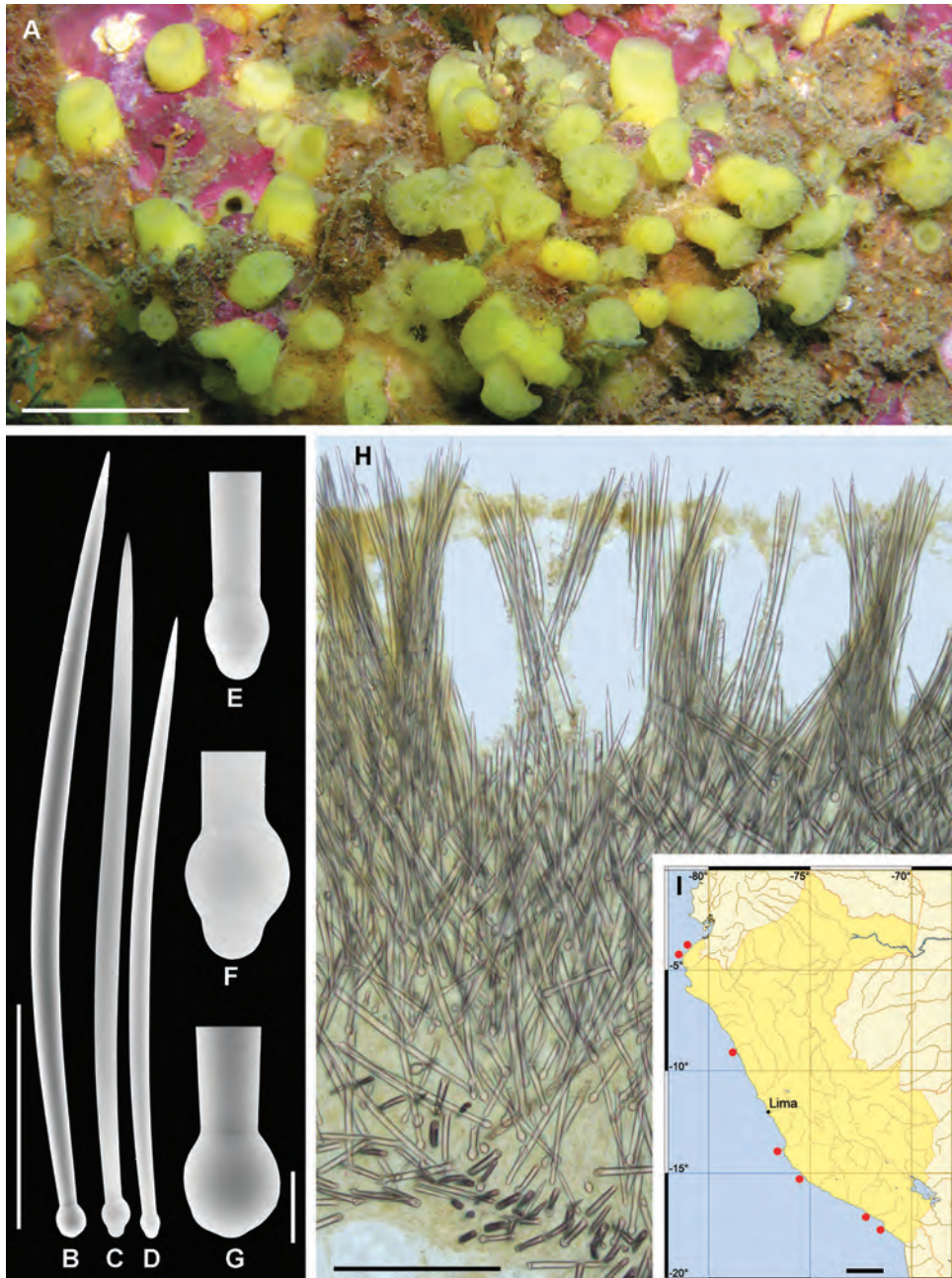


Fig. 103. *Cliona chilensis* Thiele, 1905. A, espécimen vivo en estado alfa; B–D, tiloestilos; E–G, detalles de las cabezas de los tiloestilos; H arquitectura del esqueleto en sección transversal; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–D, 100 μ m; E–G, 10 μ m; H, 200 μ m; I, 200 km.

***Cliona* aff. *euryphylle* Topsent, 1888**

REFERENCIAS: Topsent, 1888; Pacheco, Carballo, Cortés *et al.*, 2018; Jaramillo, Córdor-Luján, Longakit *et al.*, 2021.

Descripción – Esponja que se encuentra en fase beta con forma irregular, de 1 a 4 mm de grosor. Papilas poco definidas pero ósculos que sobresalen del sustrato hasta 3 mm, de 2 a 5 mm de diámetro. Consistencia firme. El color en vida es naranja brillante y pasa a ser beige claro en el etanol.

Esqueleto – Arreglo típico de las especies de *Cliona* con tiloestilos organizados en ramilletes en el ectosoma y sin organización en el coanosoma.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos, rectos o suavemente doblados con cabezas redondeadas a ovaladas, ocasionalmente subterminales, 191–290–352 x 6–8,5–12 µm. **Microscleras. Espirásteres** cortos y robustos con espinas pesadas distribuidas uniformemente a lo largo de los lados del eje convexo (11–25,6–31 µm).

Ecología – Perfora rocas, conchas de bivalvos, etc. Profundidad 10–12 m.

Distribución – Sólo se encuentra frente a Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes). Originalmente, la especie ha sido reportada en la región del Caribe, posteriormente, en varias localidades del Pacífico, incluyendo un registro reciente para Ecuador, pero estos deben ser verificados.

Observaciones – Los registros de esta especie en el Pacífico incluyen Costa Rica, Ecuador, México, Micronesia y Nueva Zelanda. Hasta ahora, *C. chilensis* es la única *Cliona* con registros interoceánicos confirmados. Todas las demás propuestas similares para *Cliona* spp. deben considerarse tentativas hasta que sean confirmadas por fuentes de datos independientes.

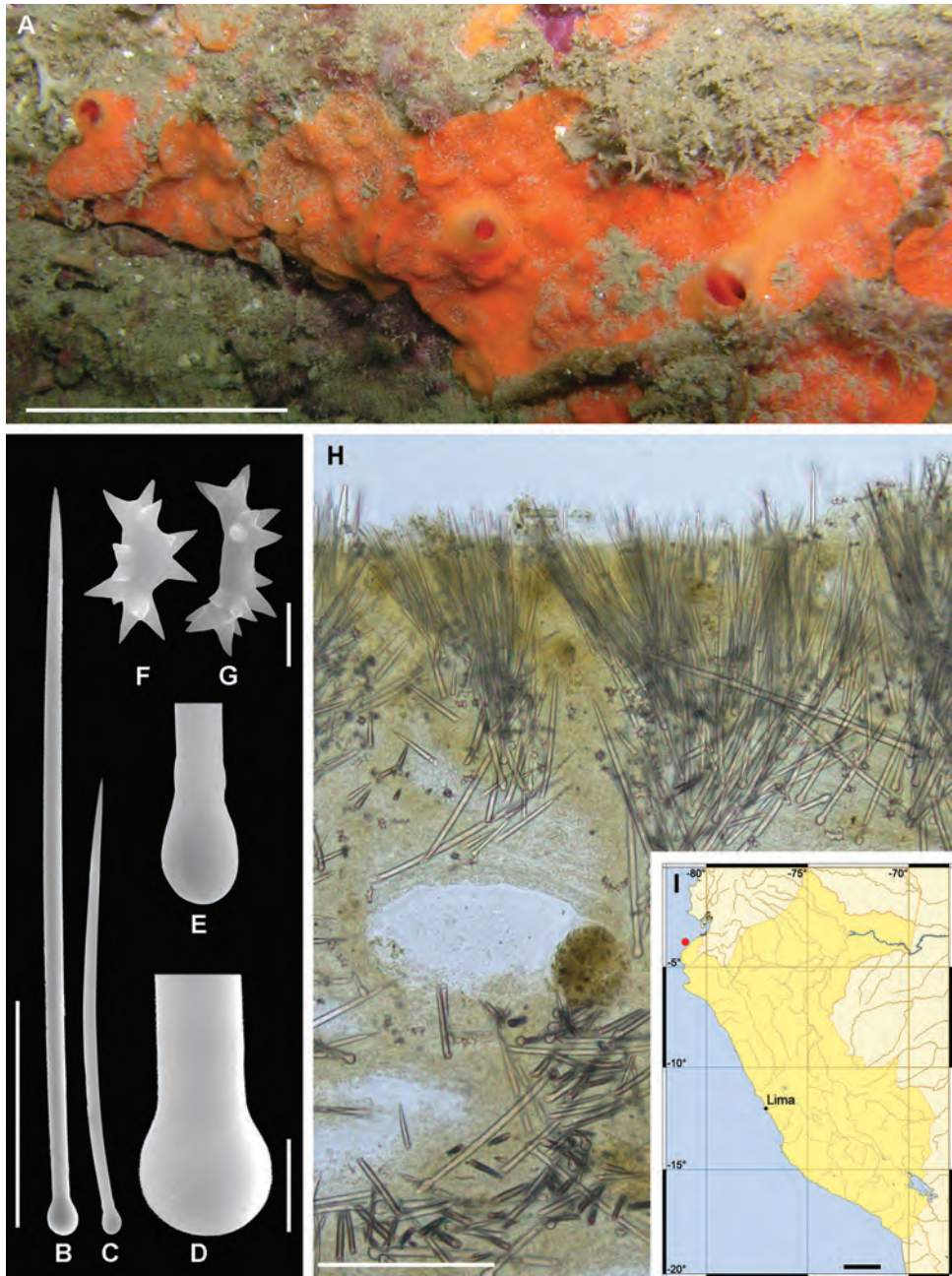


Fig. 104. *Cliona* aff. *euryphylle* Topsent, 1888. A, espécimen vivo en estado beta; B–C, tiloestilos; D–E, detalles de las cabezas de los tiloestilos; F–G, espirásteres; H, arquitectura del esqueleto en sección transversal; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–C, 100 μ m; D–G, 10 μ m; H, 200 μ m; I, 200 km.

***Cliona* aff. *amplivata* Rützler, 1974**

REFERENCIAS: Rützler, 1974; Carballo, Cruz-Barraza & Gómez, 2004; Pacheco, Carballo, Cortés *et al.*, 2018.

Descripción – Esponja en fase alfa o beta excavando el sustrato. Los ejemplares vistos tenían entre 5 y 10 cm de diámetro mayor, y parecían excavar al menos unos centímetros de profundidad en el sustrato. Las papilas, en su mayoría inhalantes, son circulares (2–3 mm de diámetro) y sobresalen apenas del sustrato. Las papilas osculares son raras y pueden tener forma de cono. Color en vida de beige a amarillo claro en el exterior, y un amarillo más oscuro en el interior, pasando a marrón claro en el etanol.

Esqueleto – Región exterior con un conjunto confuso de tiloestilos, algunos emergiendo en la superficie de la esponja, sin formar empalizada ni ramillete alguno. En las papilas se aprecia una reticulación pauciespicular de tiloestilos alrededor de los ostiolos, donde también se aprecian fácilmente los rafidios. El coanosoma en las cavidades es cavernoso, más bien pauciespicular en su conjunto, con ocasionales haces pauciespiculares ascendentes de tiloestilos.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos, generalmente ligeramente curvos y fusiformes, 196–336–524 x 8–10,5–14 μm , cabezas bien definidas, elípticas a ovaladas, ocasionalmente subterminales, especialmente en las espículas más jóvenes. **Microscleras. Rafidios**, poco frecuentes, delgados, ligeramente curvos en el centro, 95–126–142 x < 1 μm .

Ecología – Perfora el sustrato calcáreo. Profundidad 16–19 m.

Distribución – Punta Sal (03°57'S – Región Tumbes) a Islote Ferrol, Chimbote (09°09'S – Región Ancash). Reportada originalmente de las Bermudas.

Observaciones – Al comparar los registros del Atlántico y del Pacífico de esta especie no aparece una separación clara en términos de morfología. Hasta que se confirme mediante un conjunto independiente de caracteres, normalmente marcadores moleculares, preferimos denominar a los especímenes del Pacífico como aff. *amplivata*, ya que las especies de esponjas anfiamericanas son, en el mejor de los casos, de ocurrencia bastante rara. Los dos ejemplares peruanos estudiados presentaban importantes diferencias en cuanto a las dimensiones de los tiloestilos y a la abundancia de los rafidios, lo que exige un estudio más profundo de la variabilidad.

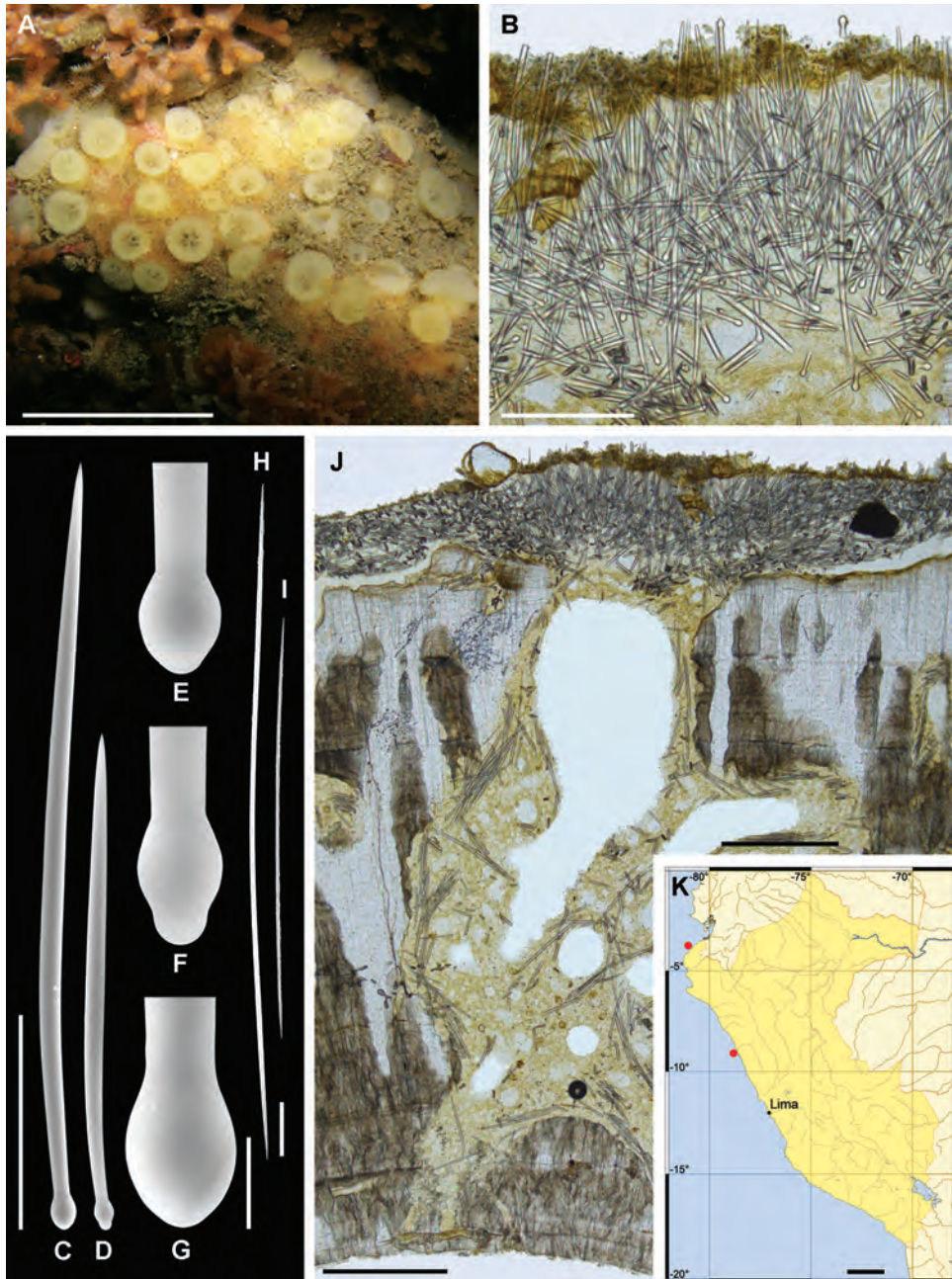


Fig. 105. *Cliona* aff. *amplicavata* Rützler, 1974. A, espécimen vivo; B y J, arquitectura del esqueleto en sección transversal (detalle); C–D, tilostilos; E–G, detalles de las cabezas de los tilostilos; H–I, rafidios; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 200 µm; C–D, 100 µm; E–I, 10 µm; J, 500 µm; K, 200 km.

***Cliona* sp.**

REFERENCIAS: Carballo & Cruz-Barraza, 2005; Pacheco, Carballo, Cortés *et al.*, 2018.

Descripción – *Cliona* en fase alfa con sólo papilas que emergen del sustrato, cubiertas por un briozoo rojo, finamente costroso. Las papilas, principalmente osculares, miden de 2 a 5 mm de diámetro y no se elevan más de 2 mm por encima del briozoo, están separadas entre sí de uno a varios cm, o aparecen en hileras irregulares. Color en vida amarillo, pasando a beige oscuro en etanol.

Esqueleto – Arreglo confuso y denso de tiloestilos que emergen en la superficie de la esponja. Estilos aparentemente alineados radialmente alrededor de los poros. Raros microestróngilos sueltos en el coanosoma.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos rectos o curvos, 202–331–436 x 4–8,2–14 µm. Estilos a subtiloestilos, rectos o ligeramente curvos, base con más rugosidad que cabeza propia, punta acerada, 113–132–151 x 3–5 µm. **Microscleras. Microestróngilos**, escasos, 29–42–56 µm.

Ecología – Perfora el sustrato calcáreo. Cubierto por un briozoo. Profundidad 10 m.

Distribución – Se encuentra frente al Islote El Lagarto, Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Se trata de otra *Cliona* amarilla, encontrada únicamente en las Islas Lobos de Afuera. Se distingue de *C. chilensis* por estar aparentemente siempre asociada a un briozoo epibionte, no alcanzar nunca el estadio gamma, y poseer una categoría de pequeños estilos además de raras microscleras. También podría confundirse con *C. aff. amplicavata*, pero esta última no ha sido vista con una epibiosis similar, y tampoco tiene verdaderas categorías de estilos o microestróngilos. Los rafidios presentes en *C. aff. amplicavata* resuelven la distinción de ambas especies. Sólo se conocen unas pocas especies de *Cliona* con microestróngilos, y todas ellas difieren notablemente de la presente especie en uno o más aspectos importantes de su espiculación. La única otra especie con microestróngilos pequeños y lisos es la *C. microstrongylata* anaranjada del Golfo de California (México), donde estas espículas son en su mayoría más pequeñas, robustas y con forma de riñón, además de ser abundantes. Todas estas características hacen que las especies peruanas y mexicanas se diferencien bien entre sí.

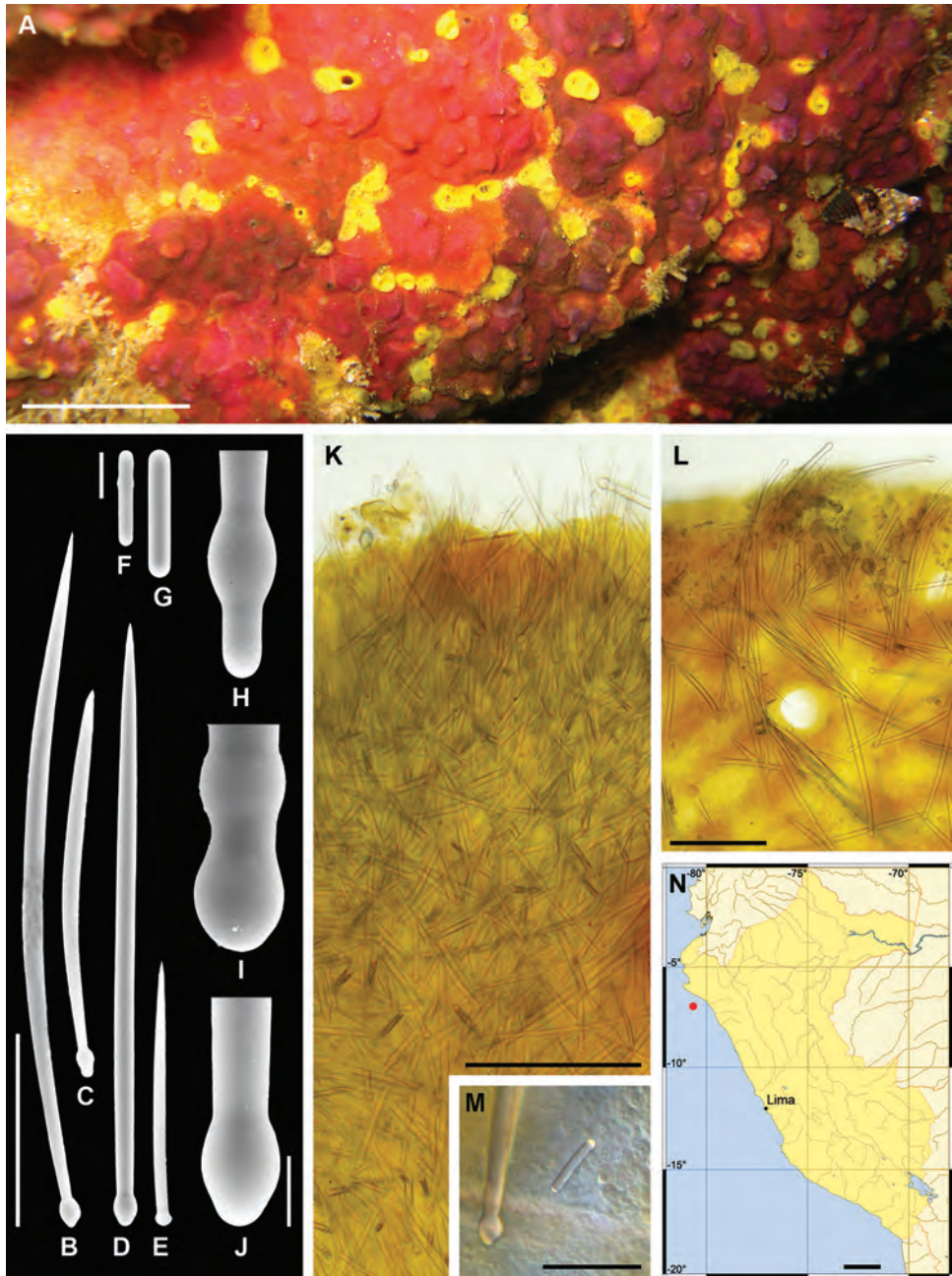


Fig. 106. *Cliona* sp. A, espécimen vivo; B–E, tiloestilos; F–G, microestróngilos; H–J, cabezas de tiloestilo; K–L, arquitectura del esqueleto en sección transversal; M, microestróngilo en el mesohilo; N, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; H–J, 10 μ m; K–L, 200 μ m; M, 50 μ m; N, 200 km.

***Pione* sp.**

REFERENCIAS: Old, 1941; Rützler & Stone, 1986; Desqueyroux-Faúndez, 1990; Carballo *et al.*, 2004; Austin *et al.*, 2014.

Descripción – Costrosa fina, menos de 1 mm de espesor, unos 10 cm de diámetro mayor. La superficie parece lisa, las aberturas no se ven en las imágenes submarinas. El color en la vida es rojo anaranjado, volviéndose blanco en el etanol.

Esqueleto – Los **tiloestilos** son los componentes principales, formando una capa fina, confusa y paratangencial cerca del sustrato, donde los tiloestilos erectos pegan sus bases, los ápices se acercan al ectosoma. Allí, los tiloestilos adicionales forman cepillos sueltos que se apoyan en los erectos y perforan la superficie. Las microscleras no se distinguen entre los tiloestilos, sino que aparecen abundantemente en el interior de algunas cavidades. No se observan tiloestilos en las cavidades.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos lisos, por lo general, ligeramente curvos o doblados, con cabezas terminales limpias y hemisféricas y ápices agudos, 69–193–311 x 7–8,7–10 μm . **Microscleras. Acantoxas**, en su mayoría dobladas en el centro, fusiformes, totalmente microespinadas, espinas agudas, orientadas hacia la parte central, ápices agudos, 34–42,4–55 μm . **Microrabdos**, de morfología variable, pero no se observan patrones helicoidales, ondulados o centrotilote, algunos desprovistos de espinas en el tercio central, espinas romas, cortas, ocasionalmente partidas, algunos totalmente espinados, espinas largas y agudas, también partidas ocasionalmente, algunos estrongiloides o oxeoides, 6,9–10,8–13,1 μm .

Ecología – El único espécimen se recolectó a 11 m de profundidad, extendiéndose sobre una roca plana, en la que crecían pequeños tubos de poliquetos, y estaba aparentemente sometido a un cepillado de arena por la abundante arena gruesa adyacente.

Distribución – Hasta ahora sólo se conoce de las Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 336.

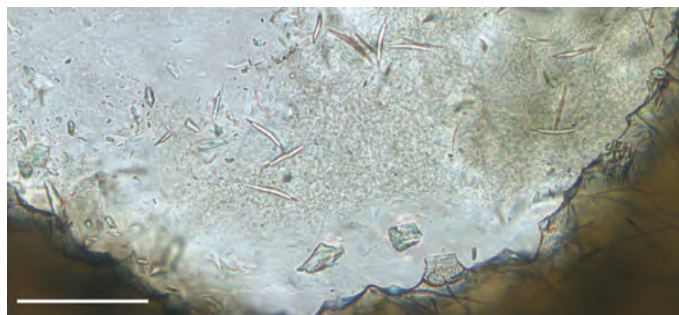


Fig. 107. *Pione* sp. Sección con microscleras en una cavidad perforada en el sustrato. Barra de escala: 100 μm .

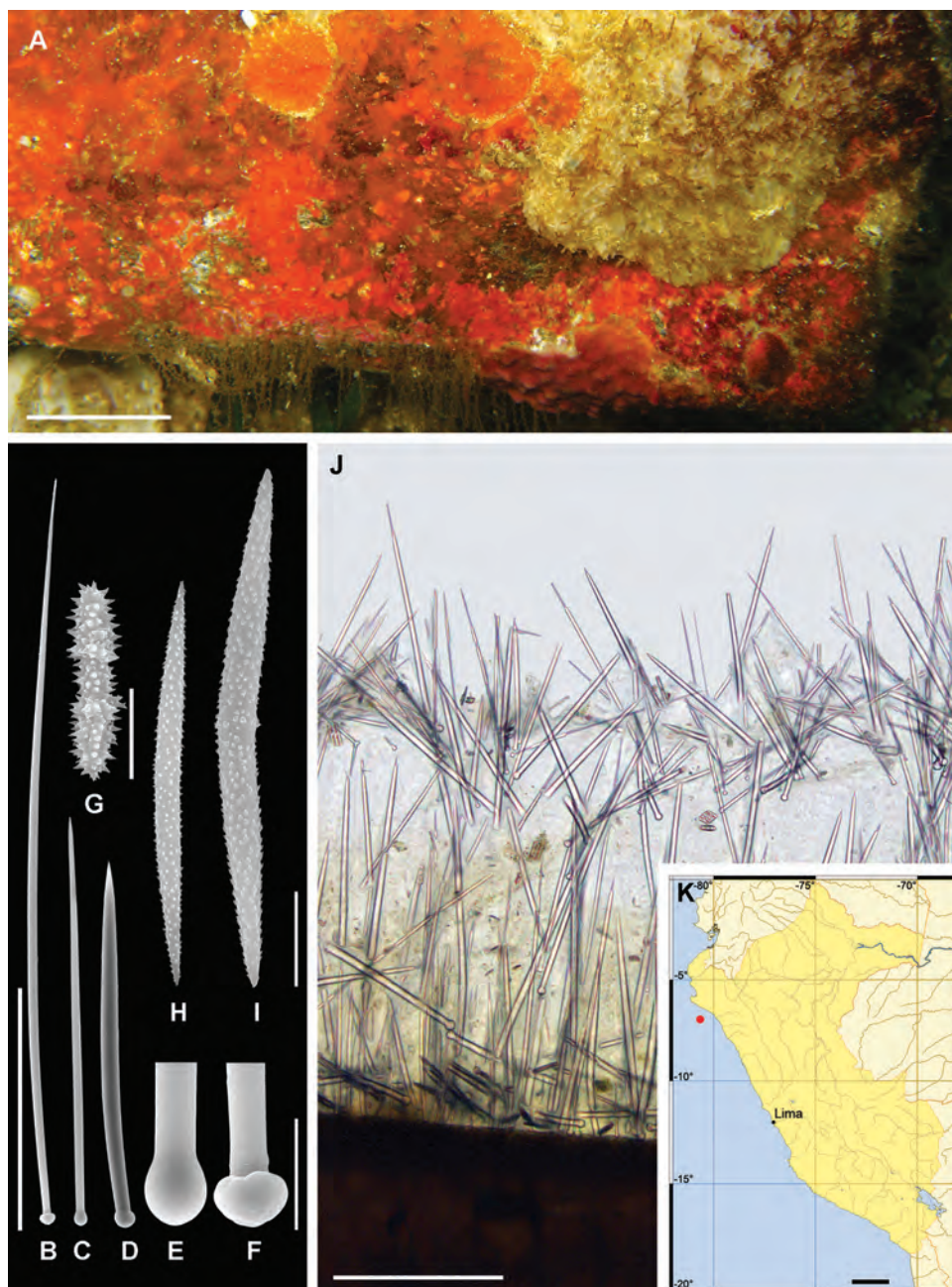


Fig. 108. *Pione* sp. A, espécimen vivo; B–D, tiloestilos; E–F, detalles de las cabezas de los tiloestilos; G, microrabdos; H–I, acantoxas; J, arquitectura del esqueleto en sección transversal; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–D, 100 μ m; E–F, 10 μ m; G, 5 μ m; H–I, 10 μ m; J, 200 μ m; K, 200 km.



Orden Tethyida

Tethya cf. socius

***Tethya* cf. *socius* Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfortipo blanco)**

REFERENCIAS: Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997; Sarà, Bavestrello & Calcinai, 2000; Sarà, Gómez & Sarà, 2001; Hajdu, Desqueyroux-Faúndez, Carvalho *et al.*, 2013; Sim-Smith, Hickman & Kelly, 2021.

Descripción – Especímenes redondeados, de 3–4 cm de diámetro, frecuentemente fusionados en racimos de 10–20 individuos, llegando a superar los 15–20 cm de diámetro total. La fusión puede observarse sólo en sus bases, o en caras completas. Ocasionalmente se observan estolones, lo que plantea la cuestión de si se trata de una estrategia de desplazamiento o de reproducción asexual, alternativa a la típica brotación. Consistencia comprimible, volviéndose bastante más firme por la contracción en respuesta a la recolección y manipulación. La superficie presenta abundantes verrugas, siendo visibles en las imágenes *in situ* las depresiones entre los ostiolos posteriores. El crecimiento discreto de algas filamentosas en cada verruga da un aspecto moteado a los especímenes. Los ósculos aparecen en las partes apicales de las esponjas, principalmente uno por individuo, a veces compuesto, y de hasta 1 cm de diámetro. El color vivo es blanquecino con manchas marrones en algunos ejemplares, siendo el mismo en el etanol.

Esqueleto – Una mayor concentración de micrásteres justo debajo del ectosoma es lo más parecido a una costra superficial. Ésta se ve interrumpida frecuentemente por densos cepillos en abanico de megascleras principales, de unos 1,5 mm de diámetro. El espacio entre estos cepillos alberga canales acuíferos y lagunas. Esta capa cortical tiene un grosor de aproximadamente 1 mm y presenta abundantes micrásteres y megásteres dispersos. Los megásteres aparecen exclusivamente en los haces que dan lugar a los cepillos mencionados. Es en el coanosoma de arreglo radial donde la abundancia de megascleras aumenta considerablemente, al mismo tiempo que las microscleras casi desaparecen, con la excepción de algunas megascleras.

Espículas – Megascleras. Estrongiloxas (subtiloestilos a oxas), lisas, delgadas, ligeramente fusiformes, 323–1020–1547 x 3–42 μm . **Microscleras. Megásteres, oxiesferásteres a esferoxiásteres**, robustos, de rayos agudos, rectos o sinuosos, ocasionalmente bifidos o con una sola espina a medio camino, 67–91–111 μm . **Micrásteres, tilásteres** (comúnmente varían a estrongilásteres, 10–12 μm , y raramente oxiásteres, 11 μm), variablemente robustos, 10–11,9–14,6 μm .

Ecología – La especie se encuentra sobre sustratos duros y poco profundos (2 m de profundidad). Se han encontrado ejemplares solos o en grupos. Otra fauna asociada incluye anémonas, zoántidos y briozoos.

Distribución – Punta Sal y Máncora (03°58' y 04°06'S – Región Tumbes).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 pagina 336.

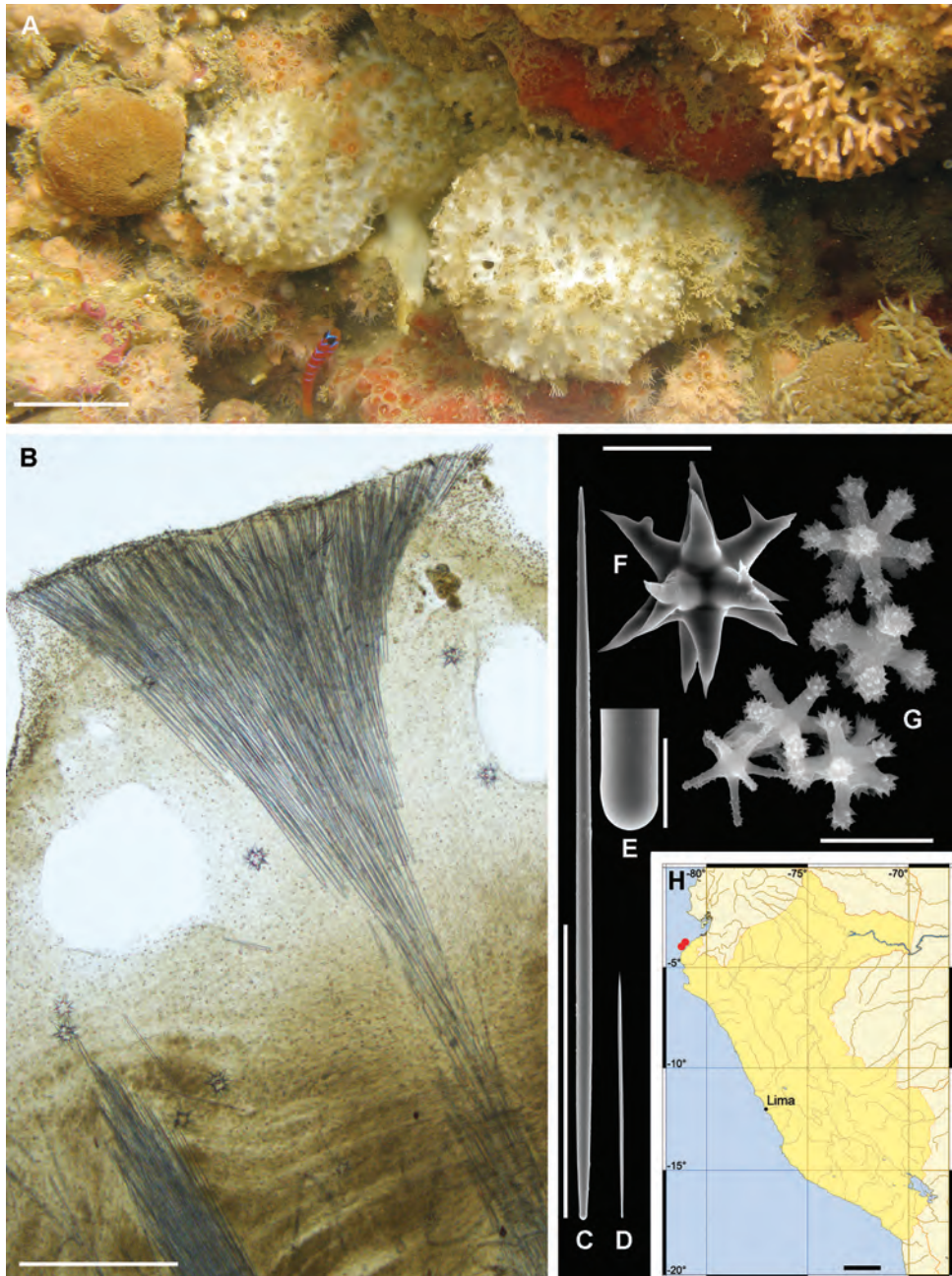


Fig. 109. *Tethya* cf. *socius* Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfortipo blanco). A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C–D estrongiloxas; E, detalle de C; F, esferáster; G, micrásteres; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–D, 500 μ m; E, 20 μ m; F, 50 μ m; G, 10 μ m; H, 200 km.

***Tethya* cf. *socius* Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfo amarillo)**

REFERENCIAS: Desqueyroux-Faúndez & van Soest, 1997; Sarà, Bavestrello & Calcinai, 2000; Sarà, Gómez & Sarà, 2001; Hajdu, Desqueyroux-Faúndez, Carvalho *et al.*, 2013; Sim-Smith, Hickman & Kelly, 2021.

Descripción – Especímenes redondeados, de 3–4 cm de diámetro, frecuentemente fusionados en racimos de 10–20 individuos, llegando a superar los 15–20 cm de diámetro total. La fusión puede observarse sólo en sus bases, o en caras completas. Algunos ejemplares parecen ser epibiontes sobre otros. Consistencia comprimible, pero que se vuelve bastante más firme por la contracción en respuesta a la recolecta y manipulación. La superficie presenta abundantes verrugas, siendo visibles en las imágenes *in situ* las depresiones entre los ostiolos posteriores. El crecimiento discreto de algas filamentosas en cada verruga da un aspecto moteado a los especímenes. Los ósculos aparecen en las partes apicales de las esponjas, en su mayoría uno por individuo, y de hasta 1 cm de diámetro. El color en vida es amarillo con manchas marrones, que se vuelven blanquecinas/beige en etanol.

Esqueleto – Se han seccionado dos especímenes, y ambos difieren un poco en cuanto a su arquitectura esquelética. En ambos no hay una capa gruesa y densa de ninguna espícula en el ectosoma o en la corteza. En su lugar, el ectosoma se apoya en los cepillos terminales que resultan de los haces longitudinales que se abren en abanico. Los cepillos pueden ser densos pero dispersos, o sueltos pero acercándose a una condición de empalizada. Los megásteres no son muy comunes, y en un espécimen parece haber un gradiente en las dimensiones, con ásteres más grandes que ocurren principalmente hacia el ectosoma. La corteza tiene una baja densidad de espículas, pero es donde se encuentran la mayoría de las microscleras. El coanosoma está dispuesto de forma radial, más denso hacia el interior de la esponja. Los haces ascendentes de las megascleras principales alcanzan los 120–260 µm de diámetro donde comienzan a abrirse en abanico. Las megascleras auxiliares sólo se ven claramente en uno de los especímenes. Las microscleras parecen estar ausentes en su mayoría en esta región.

Espículas – Megascleras. Estrongiloxas (subtiloestilos a oxas), lisas, delgadas, ligeramente fusiformes, 170–748–1741 x 3–28 µm. **Microscleras. Megásteres, oxiesferásteres a esferoxiásteres**, robustos, de rayos agudos, rectos o sinuosos, ocasionalmente bifidos o con una sola espina a medio camino, 32–70,4–124 µm. **Micrásteres, tilásteres**, variablemente robustos, 8,4–11,1–14 µm. **Estrongilásteres**, 7,3–11,5 µm (poco frecuentes). **Oxiesferásteres**, 4,1–8 µm (poco frecuente). **Quiásteres**, de contorno irregular, robustos, con rayos a veces como meras protuberancias, 7–10 µm (poco frecuente). **Esférulas**, casi lisas, ligeramente comprimidas, 7 µm (raras).

Ecología – La especie se encuentra en sustrato rocoso, desde el internareal hasta los 14 m de profundidad. Los especímenes no sólo forman grupos por sí mismos, sino que con frecuencia son un componente importante de complejos multiespecies que incluyen anémonas de mar, percebes, erizos de mar, ofiuroideos y algas.

Distribución – Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 337.

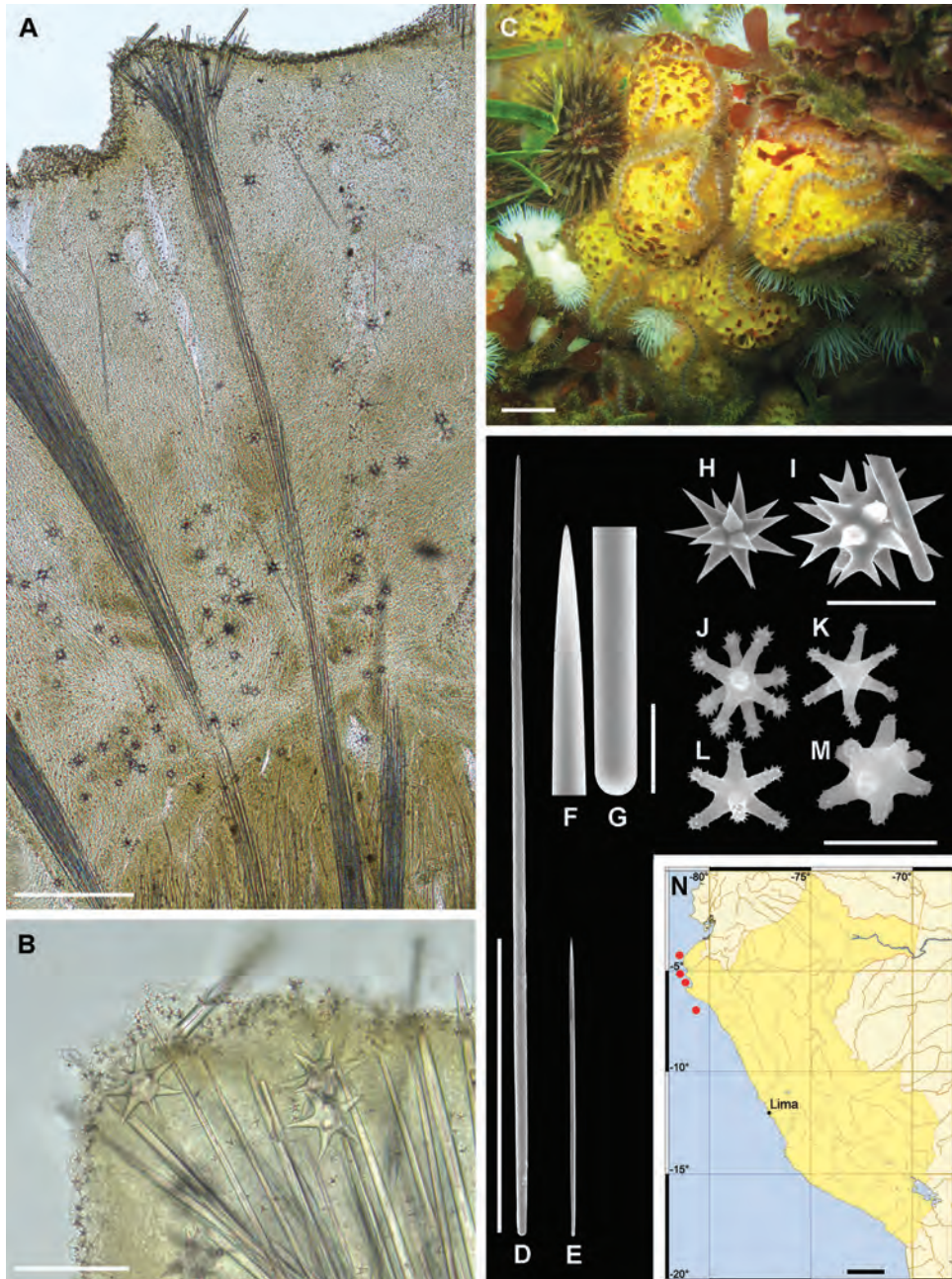


Fig. 110. *Tethya cf. socius* Sarà Gómez & Sarà, 2001 (morfotipo amarillo). A, arquitectura del esqueleto en sección transversal; B, detalle de A; C, espécimen vivo; D–E, estrongiloxas; F–G, detalle de D; H–I, esferásteres; J–M, micrásteres; N, mapa de distribución. Barras de escala: A, 500 μ m; B, 100 μ m; C, 2 cm; D–E 500 μ m; F–G, 20 μ m; H–I, 50 μ m; J–M, 10 μ m; N, 200 km.

***Timea* sp.**

REFERENCIAS: de Laubenfels, 1932; Desqueyroux-Faúndez, 1972; Carballo & Cruz-Barraza, 2006; van Soest, Kaiser & van Syoc, 2011.

Descripción – Especímenes costrosos finos, de hasta 5 cm de diámetro mayor. El espécimen recolectado podría haberse contraído, ya que su superficie parece lisa y uniforme. Otros especímenes vistos mostraban un sistema de surcos de poros entremezclados con placas superficiales de ocurrencia común en el género, y probablemente análogo a los vistos en *Placospongia*. En una de las imágenes *in situ*, es visible un único ósculo circular de 1–2 mm de diámetro. El color en vida es entre amarillento y anaranjado, algo oscurecido por los epibiontes filamentosos, y se vuelve beige oscuro cuando se conserva en etanol. El espécimen recolectado presenta abundantes manchas rojas en su superficie.

Esqueleto – Toda la estructura es básicamente una costra de euásteres, más densa cuanto más cerca de la superficie, pero también notablemente común cerca al sustrato. Las megascleras no son muy comunes. Se pueden ver colocadas en paralelo al sustrato, así como formando haces erectos dispersos de 1–2 espículas de largo, que se abren en abanico al acercarse a la superficie. Los espacios acuíferos no son evidentes.

Espículas – Megascleras. Subtiloestilos, delgados, en su mayoría rectos, ocasionalmente curvos y/o ligeramente fusiformes, con cabezas elípticas y puntas aceradas, 195–414–695 x 1,5–13 μm . **Microscleras**. Conjunto diverso de **euásteres**. **Oxiesferásteres**, rayos fusiformes, ligeramente espinados en las puntas de los rayos, 15–19,6–25 μm . **Estrongiloesferásteres**, radios fusiformes o isodiamétricos, fuertemente espinados en la mitad apical de los radios, 15–17,9–26 μm . **Oxiásteres** a **oxiesferásteres**, rugosos o lisos, radios ligeramente fusiformes, frecuentemente astados, 11–12,9–14 μm . **Estrongilásteres (quiásteres tipo I)**, radios isodiamétricos, fuertemente espinados en las puntas, 3,8–4,7–6 μm . **Esferoxiásteres (quiásteres tipo II)**, radios cónicos, ligeramente espinados en las puntas, 4,5 μm (raro)

Ecología – Se han visto tres especímenes en el sustrato duro a unos 9 m de profundidad, cohabitando con algas, zoántidos, otras esponjas y tunicados.

Distribución – La especie fue encontrada solamente en Cancas (03°55'S – Región Tumbes).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 337.

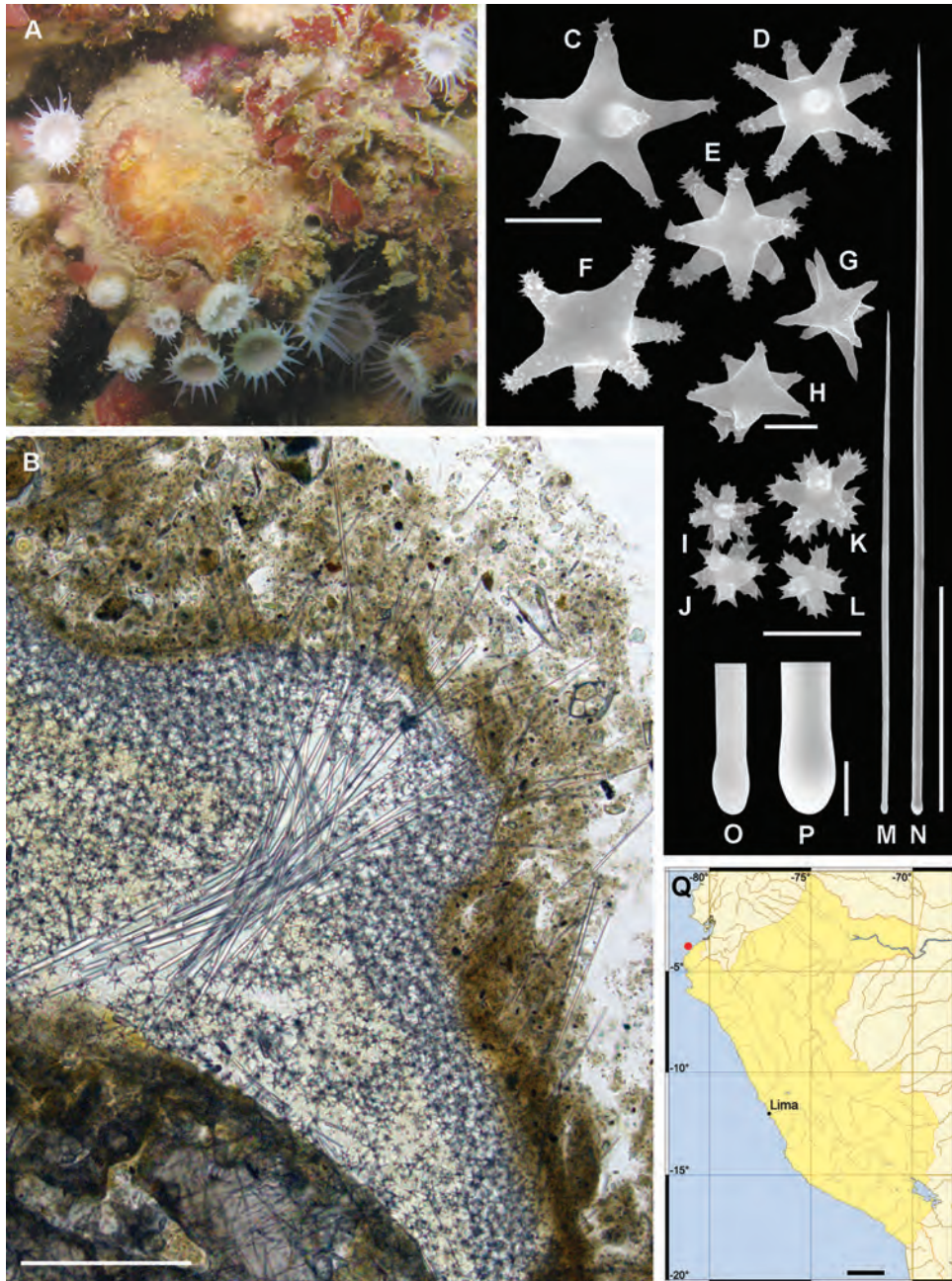
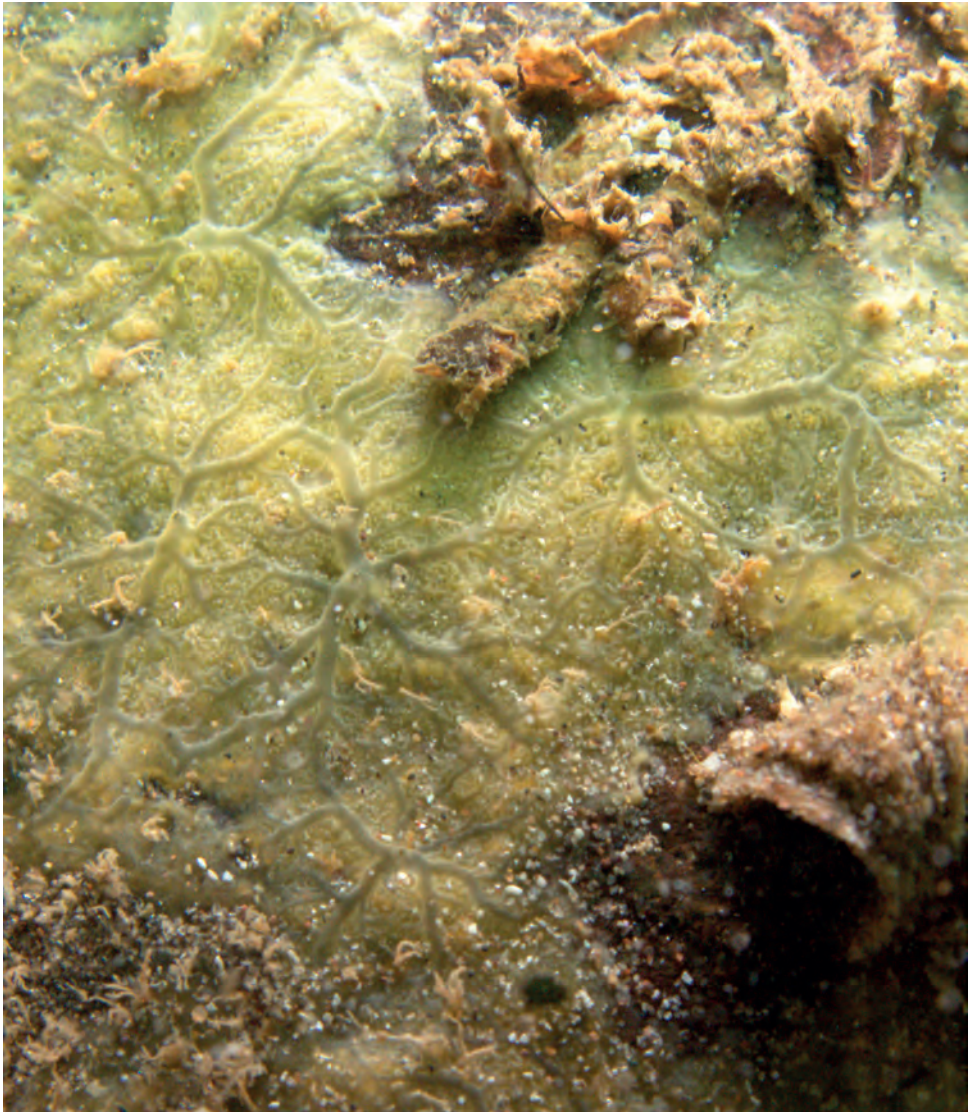


Fig. 111. *Timea* sp. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C, oxiesferáster; D–F, estrongiloesferásteres; G, oxiesferáster; H, esferaoxiáster; I–L, estrongilásteres; M–N, tloestilos de dos clases de tamaño; O–P, detalles de M y N; Q, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B, 200 μ m; C–G, 10 μ m; H, 2 μ m; I–L, 5 μ m; M–N, 200 μ m; O–P, 10 μ m; Q, 200 km.



Orden Trachycladida

Trachycladus aff. *minax*

***Trachycladus* aff. *minax* (Topsent, 1888)**

REFERENCIAS: Topsent, 1888; Bergquist, 1968; Lévi, 1969; Uriz, 1988; Solórzano, 1990; Samaai & Gibbons, 2005.

Descripción – Ambos especímenes son costrosos finos, recolectados sobre sustrato duro, aparentemente granítico, lisos y con un sistema ordenado de canales subectosómicos visibles a simple vista, que convergen en escasos ósculos redondeados (de aproximadamente 1 mm de diámetro) sosteniendo una corta membrana en forma de chimenea. Consistencia frágil. Color en vida amarillo, apagado o de tono limón, que se vuelve blanquecino a beige cuando se conserva en etanol.

Esqueleto – El ectosoma es una costra de espinispiras perforadas frecuentemente por megascleras. Estas últimas se encuentran en su mayoría erectas sobre el sustrato de forma individual en un patrón himedesmioide, formando ocasionalmente mechones sueltos, y a veces aparentemente colocadas sin dirección. El coanosoma tiene una baja densidad de espículas, y las espinispiras muestran una tendencia a agregarse también cerca del sustrato.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos a subtiloestilos, lisos, delgados, ligeramente curvos, ocasionalmente doblados en la base de la cabeza, ápice mayormente astado, ocasionalmente redondeado, 265–473–686 x 4–14 μm .

Microscleras. Espinispiras, helicoidales, en su mayoría con dos vueltas completas, longitud y anchura máximas bastante similares, acantosas en toda su extensión, con espinas primarias y secundarias, estas últimas vistas sólo bajo MEB, 10–14 x 8–11 μm .

Ecología – Se recolectó en aguas poco profundas, de 2 a 3 m de profundidad, con otras esponjas, crustáceos y tubos de poliquetos.

Distribución – Cancas (03°55'S – Región Tumbes); Isla Don Martín, Huacho (11°01'S – Provincia de Lima) y Quilca, Ensenada al norte de Quilca (16°42'S – Región Arequipa).

Observaciones – Véase apéndice 13.1 página 337.

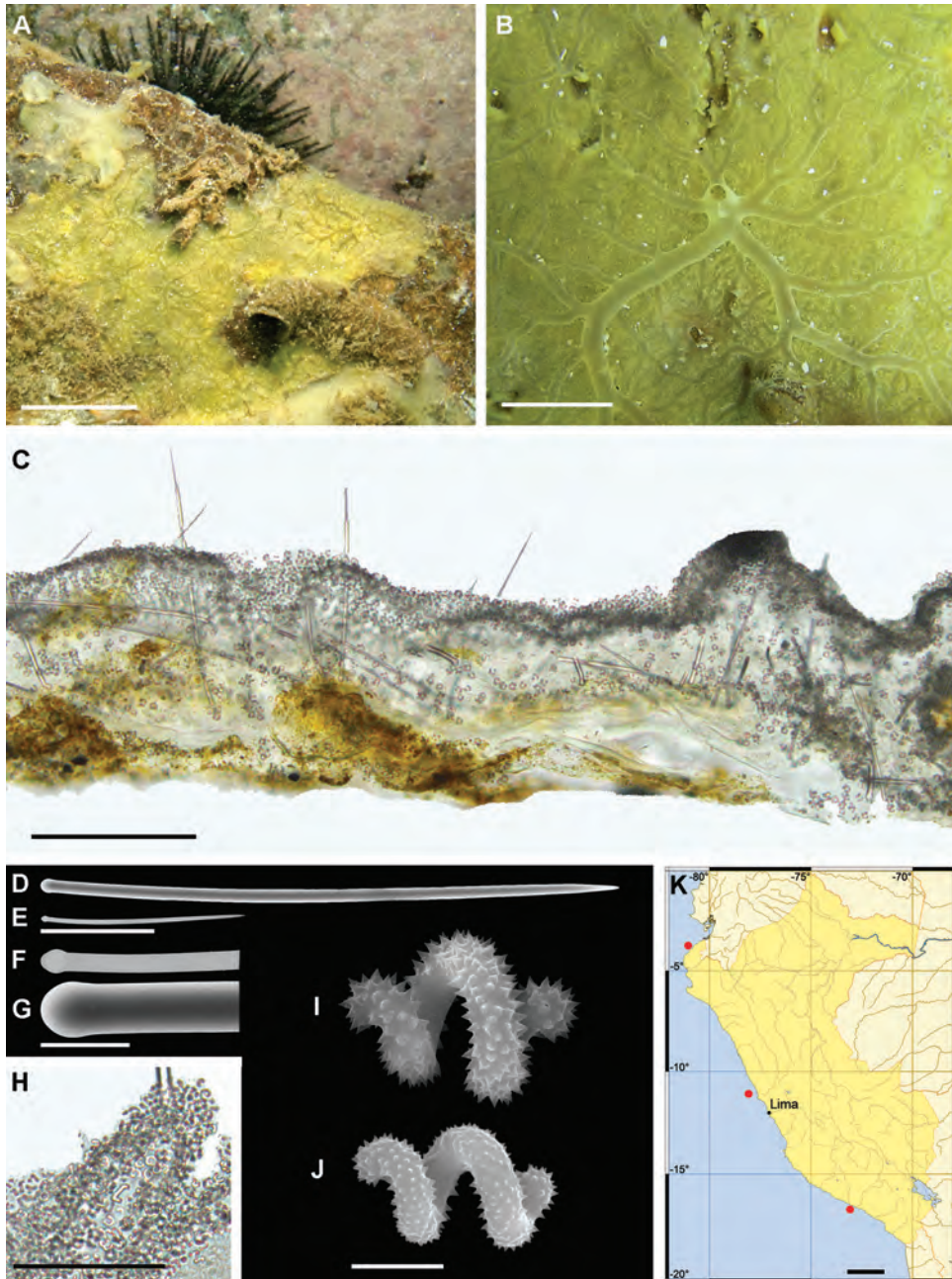


Fig. 112. *Trachycladus* aff. *minax* (Topsent, 1888). A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–E, tiloestilos; F–G, detalles de D y E; H, espinispiras en el ectosoma; I–J, espinispiras; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 200 μ m; D–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; I–J, 5 μ m; K, 200 km.



Orden Suberitida

Hymeniacidon perlevis

***Halichondria* (*Halichondria*) *cristata* Sarà, 1978**

REFERENCIAS: Sarà, 1978; Gastaldi, de Paula, Narvarte *et al.*, 2018.

Descripción – Los especímenes pueden ser costrosos, en forma de cojín más delgados o más gruesos, extendiéndose irregularmente, o tener proyecciones irregulares (lobuladas, digitiformes, volcaniformes). Los ejemplares más grandes tienen más de 10 cm de diámetro. Ósculos comunes o infrecuentes, pequeños (1–3 mm), apicales en proyecciones cortas, o casi planas, y pueden llevar una membrana fina. Consistencia compresible y superficie lisa. Color en vida amarillo claro que se vuelve beige en el etanol.

Esqueleto – Variablemente cavernoso, con abundantes canales y lagunas subectosómicas. Esqueleto ectosómico con una reticulación suelta intersectada por muchas oxas dispuestas oblicuamente formando nodos más densos. Esqueleto coanosómico con sólo raras señales de haces, o que presenta haces radiales sueltos, pauciespiculares, más visibles en la zona subectosómica. En su mayoría, las oxas aparecen esparcidas al azar.

Espículas – Oxas, ligeramente curvas en el centro, estrechándose gradualmente, 205–368–466 x 5–10,5–17,4 µm.

Ecología – Epibionte abundante sobre pastos marinos en las Islas Lobos de Afuera, con varios individuos formando parches de más de 50 cm de diámetro, pero también cubriendo cirrípedos y densamente entremezclados con abundantes briozoos erectos y ramificados. En Islas Independencia y Asia, los ejemplares se encontraban en medio de anémonas (*Anthotoe chilensis*) y algas rojas o asociados al rizoide del alga parda *Eisenia cockeri*. Profundidad de 4 a 13 m.

Distribución – Atlántico Sudoccidental: Tierra del Fuego. Pacífico SE: a lo largo de las costas de Perú, incluyendo las Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque), Isla Vieja, Bahía Independencia (14°16'S – Región Ica) e Isla Asia, Cañete (12°46'S – Provincia de Lima).

Observaciones – La única *Halichondria* conocida hasta ahora en el Pacífico SE es *H. prostrata*, con oxas de sólo 300–320 µm de longitud (véase más abajo). Otras siete especies se conocen en el Atlántico Sudoccidental. Entre ellas, se ha informado de otras dos de color amarillo en vida, *H. (Eumastia) attenuata* y *H. (Halichondria) cristata*, la primera con una superficie densamente fistulosa y oxas que pueden ser telescópicas o mucronadas. La segunda, en cambio, aparte de su superficie reportada con abundantes láminas y crestas, parece indistinguible de los especímenes peruanos. Sarà (1978) mencionó que la ornamentación de la superficie era considerablemente menos pronunciada en los especímenes costrosos, lo que podría explicar su aparente ausencia en los especímenes costrosos peruanos estudiados.

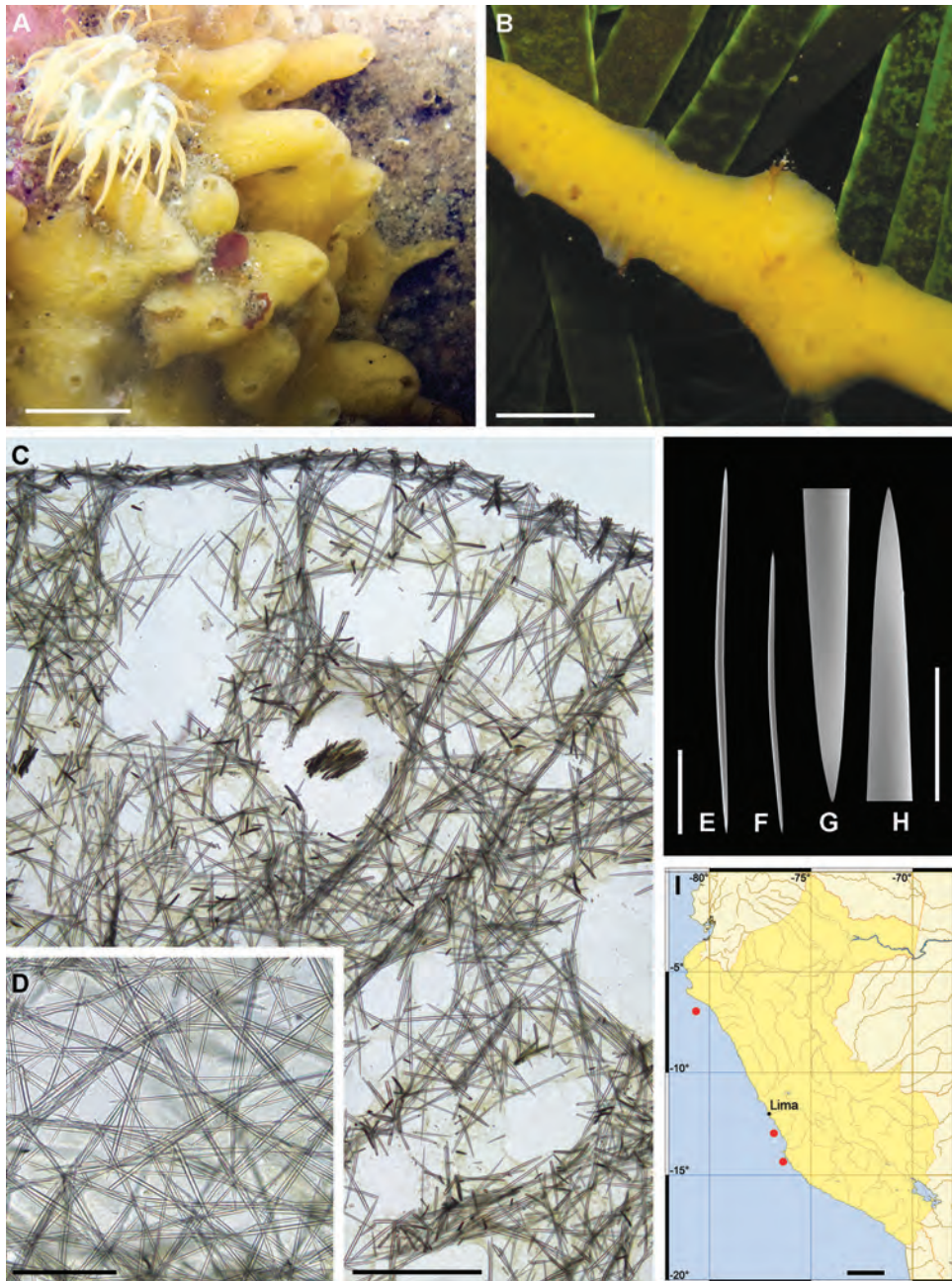


Fig. 113. *Halichondria* (*Halichondria*) *cristata* Sarà, 1978. A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, arquitectura del esqueleto en sección tangencial; E–F, oxas; G–H, detalles de E; I, mapa de distribución. Barras de escala: A–B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–F, 100 μ m; G–H, 20 μ m; I, 200 km.

***Halichondria* (*Halichondria*) *prostrata* Thiele, 1905**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Koltun, 1964; Gastaldi, de Paula, Narvarte *et al.*, 2018.

Descripción – Los ejemplares pueden ser costrosos o irregulares con abundantes proyecciones (lobuladas, estriadas o digitiformes). Superficie con una membrana transparente que deja ver el esqueleto coanosómico por debajo. Encima de las proyecciones se encuentran los ósculos (diámetro máximo = 0,2 cm). Consistencia compresible y superficie lisa. Color amarillo pálido en vida que pasa a beige en etanol.

Esqueleto – Cavernoso, con canales y lagunas subectosómicas. Esqueleto ectosómico delgado y transparente, fácilmente desprendible, con espículas entrecruzadas sin reticulación aparente. Esqueleto coanosómico con haces ascendentes multiespiculares unidos por espículas en algunas partes, abundantes espículas libres en confusión.

Espículas – Oxas, ligeramente dobladas en el centro, se estrechan gradualmente, 195–314–380 x 4,0–8,9–13,0 μm .

Ecología – Los ejemplares se encuentran adheridos o cerca de tubos de poliquetos o anémonas. Profundidad desde submareal hasta 8 m.

Distribución – Atlántico Sudoccidental: Comodoro Rivadavia (Golfos de la Patagonia Norte). Subantártida: Georgia del Sur. Antártida: Mar de Weddell. Pacífico Sudeste: a lo largo de las costas del Perú, incluyendo Isla Asia, Cañete (12°46' S – Provincia de Lima) e Isla Vieja, Bahía Independencia (13°49' S – Región Ica).

Observaciones – Los especímenes peruanos coinciden con *Halichondria* (*Halichondria*) *prostrata* de Chile. Aunque aparentemente tienen oxas ligeramente más grandes y robustas, cuando se comparan con el holotipo (300–320 x 9 μm), esto se puede considerar como una variación intraespecífica. *Halichondria elenae* de la Patagonia Norte argentina también se aproxima a los especímenes de Perú, pero presenta oxas ligeramente más robustas (5,1–19 μm) y es de color amarillo/gris verdoso en vida. Además, aquí se da preferencia al nombre del Pacífico SE, debido a la probabilidad biogeográfica.

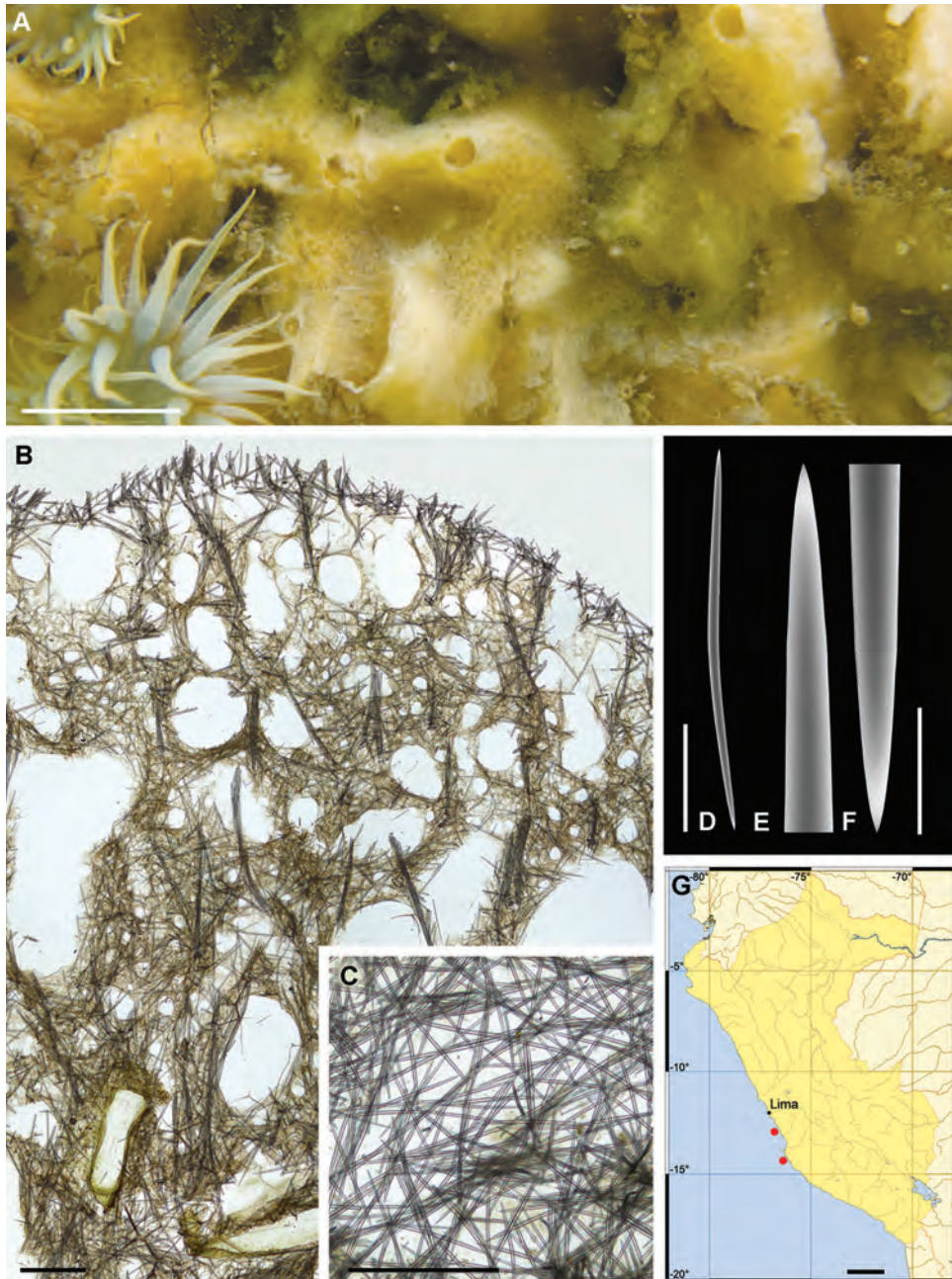


Fig. 114. *Halichondria* (*Halichondria*) *prostrata* Thiele, 1905. A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; C, arquitectura del esqueleto del ectosoma en sección tangencial; D, oxa; E–F, detalles de D; G, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B–C, 500 μ m; D, 100 μ m; E–F, 20 μ m; G, 200 km.

***Hymeniacion perlevis* (Montagu, 1814) (morfos amarillo y naranja)**

REFERENCIAS: Montagu, 1814; Erpenbeck & van Soest, 2002; Gastaldi, de Paula, Narvarte *et al.*, 2018; Turner, 2020.

Descripción – Esponja costrosa a masiva. Ósculos sobre pequeñas elevaciones (altura media = 7 mm), con una o varias aberturas. Superficie rugosa, consistencia ligeramente compresible. Color en vida naranja o amarillo con un tinte ligeramente anaranjado y mostaza oscuro a beige en etanol.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica tangencial o paratangencial, reticulada o parecida a un arreglo en pergamino en vista tangencial, con cavidades subectosómicas (diámetro medio = 430 µm). Arquitectura coanosómica confusa, con terminación ascendente en ramilletes al llegar a la superficie.

Espículas – Estilos a subtiloestilos, lisos, rectos o ligeramente curvos, tilos pequeños subterminales, 102–443 x 2,5–12,5 µm.

Ecología – Esta especie vive adherida a sustratos rocosos, compartiendo el hábitat con macroalgas e invertebrados como anémonas, gasterópodos, mejillones, ofiuros y cirrípedos. Profundidad desde submareal hasta 4 m.

Distribución – Cosmopolita. Atlántico norte y Mediterráneo, Atlántico suroeste, Pacífico noroeste, Pacífico este (Canadá, Estados Unidos, México e Islas Galápagos). A lo largo de la costa peruana: morfotipo amarillo en Máncora (04°06'S – Región Piura), Pucusana (12°28'S – Provincia de Lima) y Paracas (14°09'S – Región Ica); morfotipo naranja en Chimbote (09°11'S – Región Ancash), Isla Vieja, Bahía Independencia (14°16'S – Región Ica), San Juan de Marcona (15°22'S – Región Ica) e Ilo (17°39'S – Región Moquegua).

Observaciones – Se conocen ocho especies válidas de *Hymeniacion* del Pacífico Oriental: *H. actites* y *H. perlevis* de California, *H. adreissiformis* de la Baja California (México), *H. calva*, *H. corticata*, *H. fernandesi*, *H. longistylus* y *H. rubiginosa* del sur de Chile. Los especímenes peruanos coinciden en su mayoría con las descripciones de *H. fernandesi*, *H. perlevis* y *H. rubiginosa*, pero difieren de *H. fernandesi* y *H. rubiginosa* por la presencia de subtiloestilos, sólo descritos para *H. perlevis*. Dado que las tres especies han sido sugeridas como sinónimos debido a sus amplias similitudes morfológicas en cuanto a color, forma de crecimiento, disposición del esqueleto y dimensiones de las espículas, preferimos identificar el material peruano como *H. perlevis*, que también resulta ser el nombre más antiguo.

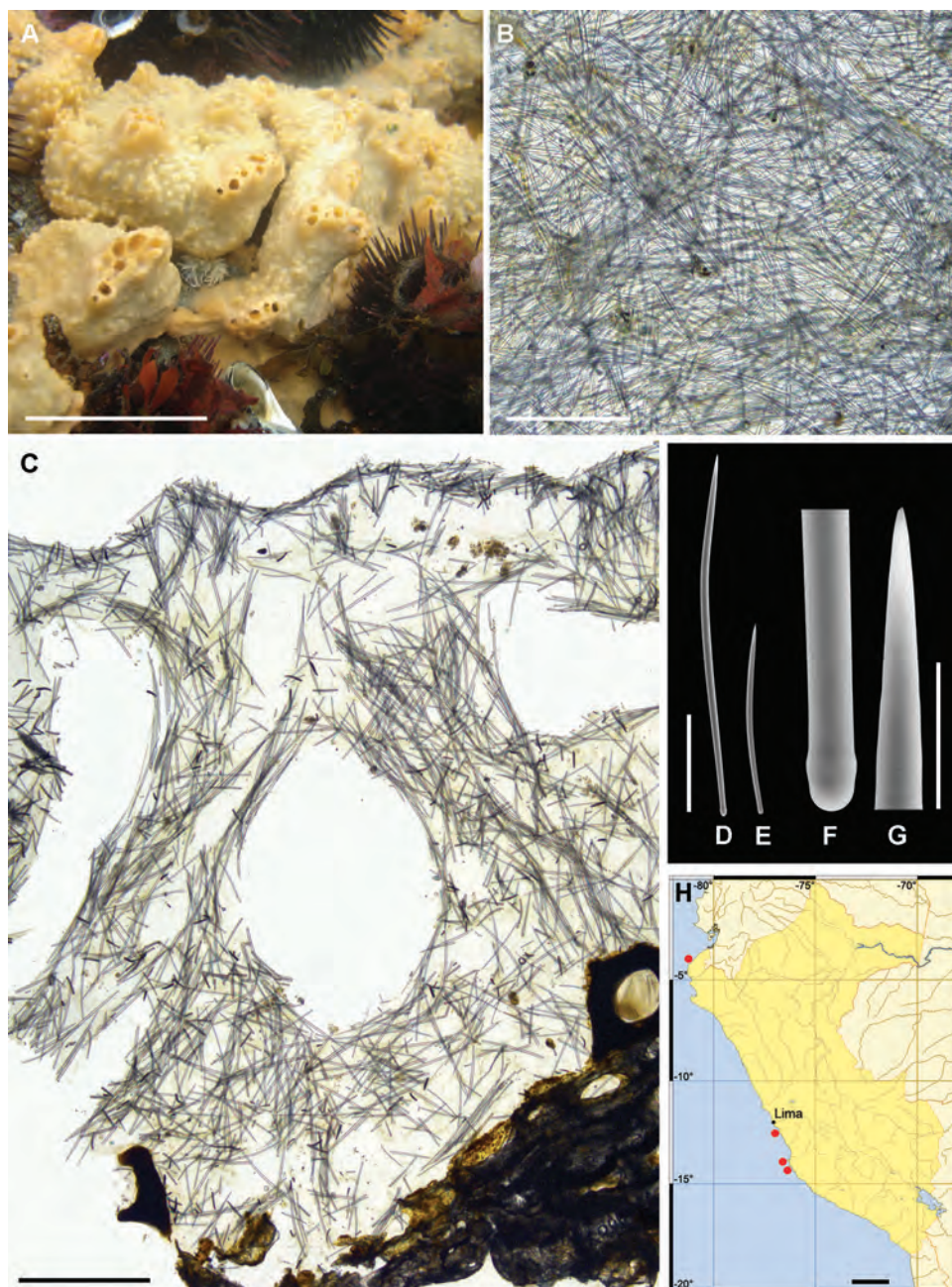


Fig. 115. *Hymeniacion perlevis* (Montagu, 1814) (morfotipo amarillo). A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección tangencial; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–E, oxas; F–G, detalles de D; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 200 μ m; C, 500 μ m; D–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

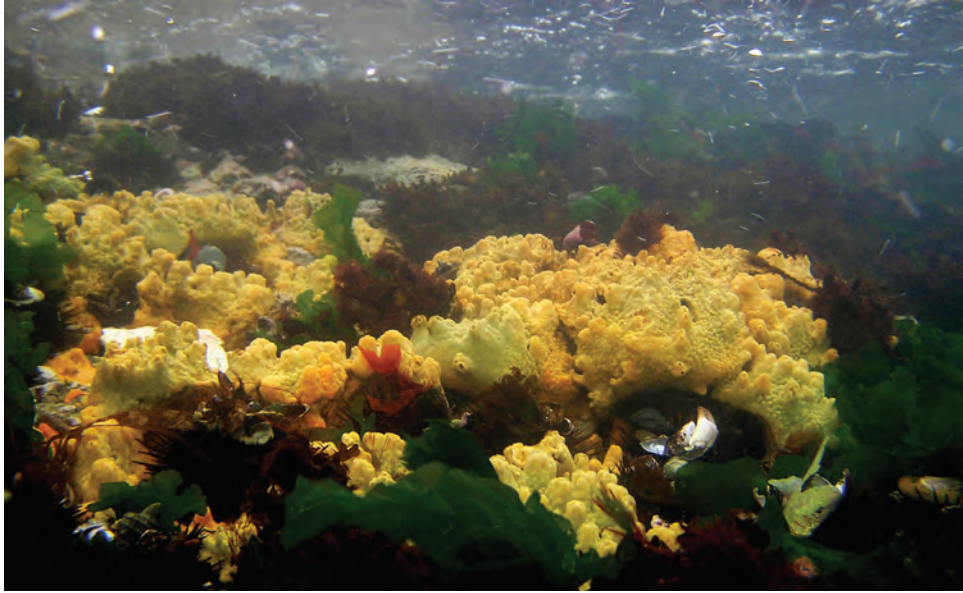


Fig. 116. *Hymeniacidon perlevis* (Montagu, 1814) (morfortipo amarillo). Vista general de los ejemplares que se extienden ampliamente sobre el sustrato en Pucusana.

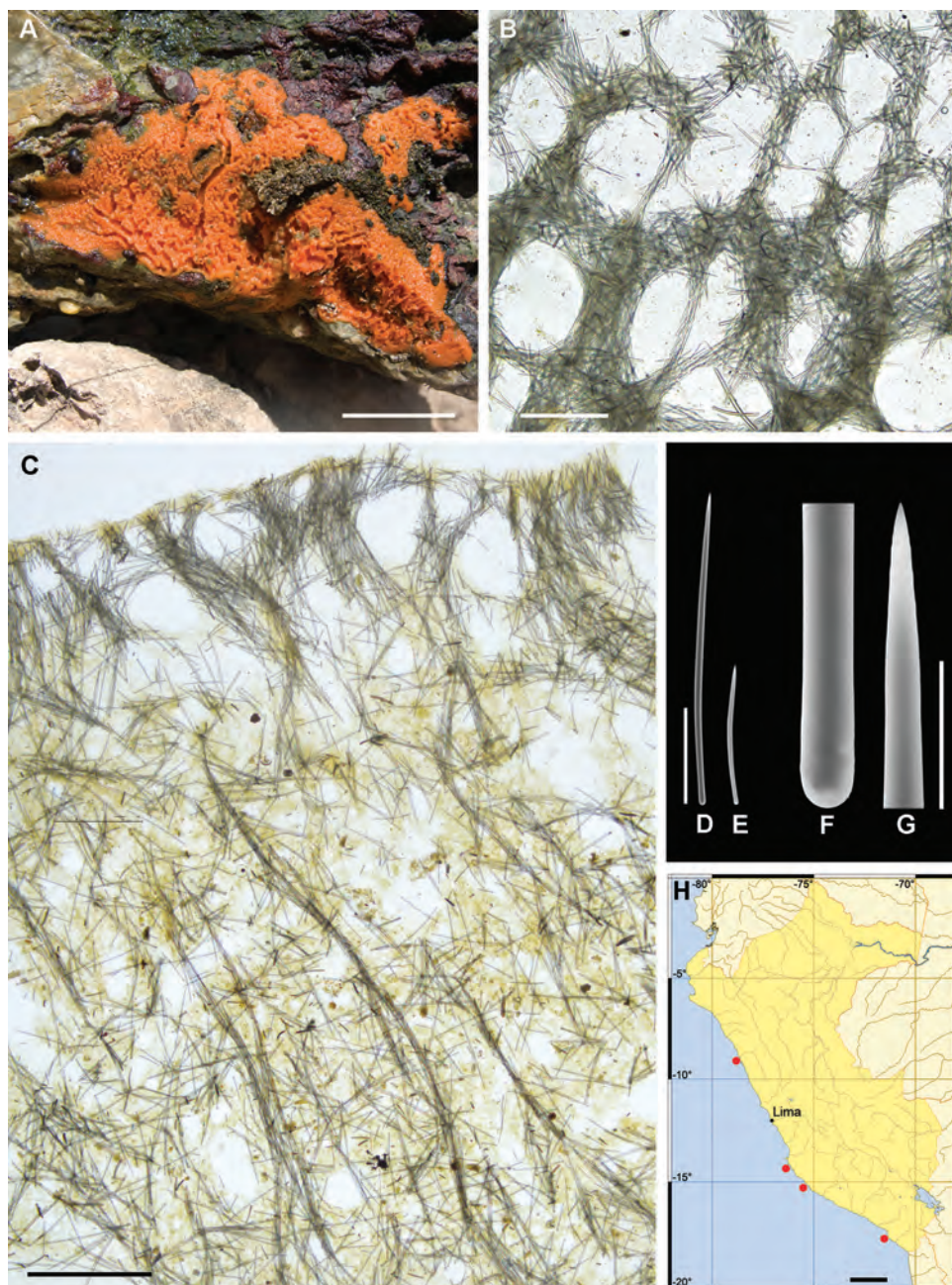


Fig. 117. *Hymeniacidon perlevis* (Montagu, 1814) (morfotipo naranja). A, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección tangencial; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–E, oxas; F–G, detalles de D; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 200 μ m; C, 500 μ m; D–E, 100 μ m; F–G, 20 μ m; H, 200 km.

***Johannesia reticulosa* (Thiele, 1905)**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; Gerasimova, Erpenbeck & Plotkin, 2008.

Descripción – Esponja masiva que alcanza parches de más de 30 cm de ancho. Superficie ligeramente rugosa y estriada. Consistencia compresible. Los ósculos son circulares (1,2 mm de diámetro) y están dispuestos al azar en la superficie. Ectosoma diferenciable y desmontable. Color en vida naranja que pasa a beige en etanol.

Esqueleto – Ectosómico, una capa densa y entrecruzada de subtiloestilos formando ramilletes sueltos, perforando ligeramente la superficie, y cubriendo las terminaciones de los haces coanosómicos ascendentes de las oxas. Estos últimos, mucho menos densos, pauciespiculares a multiespiculares, irregulares, débilmente reticulados, superpuestos por subtiloestilos esparcidos de forma confusa. Se observan grandes lagunas subectosómicas, que seguramente hacen que el ectosoma sea fácilmente separable. También se observan oxas en el ectosoma, en su mayoría colocadas tangencialmente, pero en escaso número.

Espículas – Oxas, desde ligera hasta marcadamente curvas o dobladas, con puntas aceradas, 167–494–840 x 5,4–13,1–22,4 μm . **Subtiloestilos**, ligeramente curvos, cabezas poco pronunciadas, puntas aceradas, 129–256–465 x 4,2–8,3–13,1 μm

Ecología – Recolectada a 4–19 m de profundidad, en asociación con multitud de organismos (anémonas, braquiópodos, cirrípedos, mitílidos, camarones y gusanos tubícolas). El espécimen más grande visto tenía cangrejos inquilinos viviendo en galerías.

Distribución – Desde la Isla Don Martín, Huacho (11°01'S – Provincia de Lima) hasta Ilo (17°38'S – Región Moquega). También se conoce en el norte de Chile (Iquique, 20°11'S).

Observaciones – La variación observada en las dimensiones de las espículas es notable. Los especímenes peruanos reportados por Gerasimova *et al.* (2008) superan considerablemente los valores observados en el espécimen tipo. Dada esta aparente variabilidad, juzgamos que nuestros materiales, a pesar de la gran variación en el hábito y las micrometrías, encajan en esta especie. Se trata de un probable endemismo de las ecorregiones humboldtiana y centro-peruana.

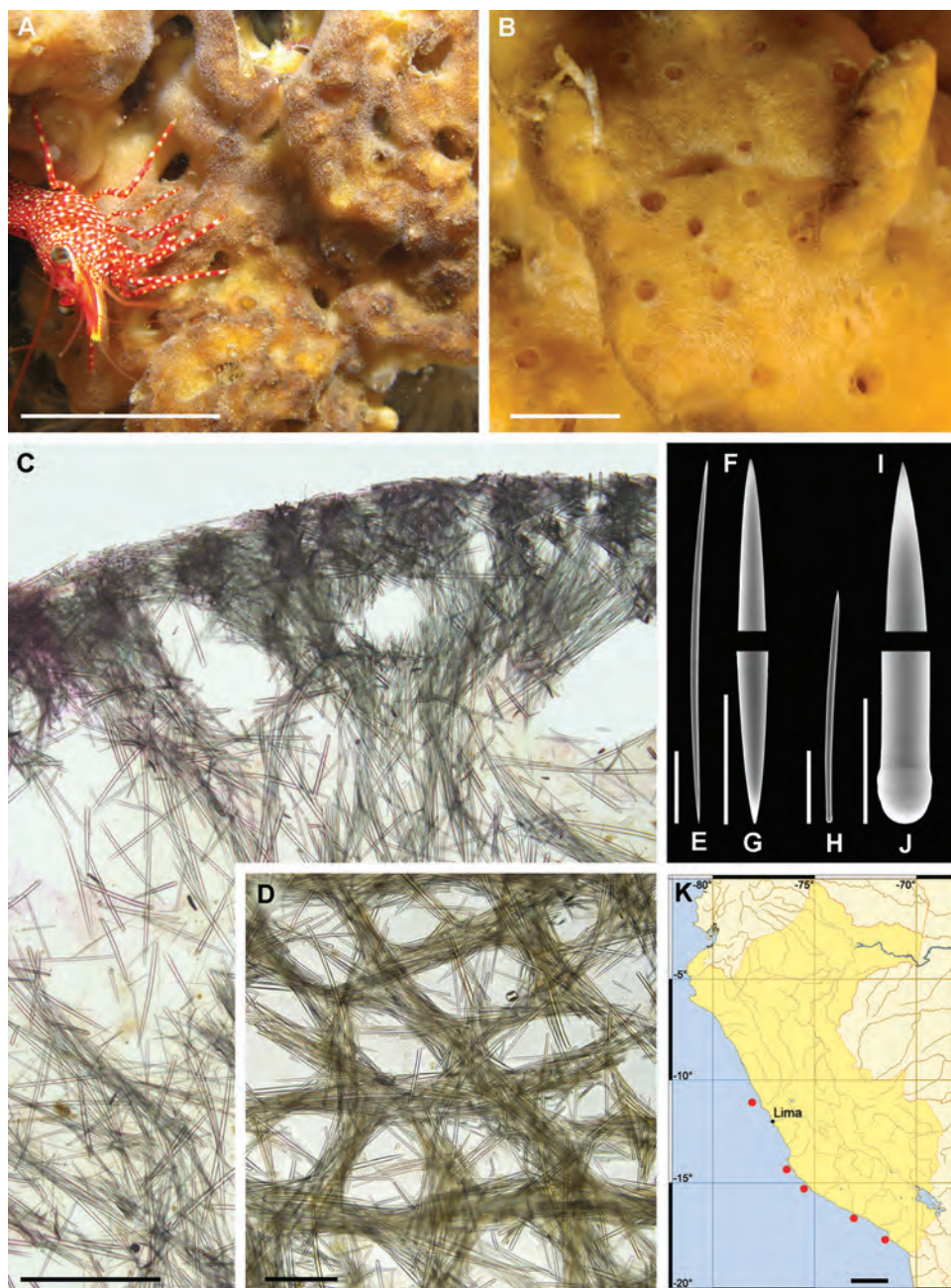


Fig. 118. *Johannesia reticulosa* (Thiele, 1905). A–B, especímenes vivos; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, arquitectura del esqueleto del ectosoma en sección tangencial; E, oxa; F–G, detalles de E; H, tiloestilo; I–J, detalles de H; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–H, 100 μ m; F–G, 50 μ m; I–J, 20 μ m; K, 200 km.

***Ciocalypta magnastyla* Arroyo, Hajdu, Willenz & Córdor-Luján, 2020**

REFERENCIA: Arroyo, Hajdu, Willenz *et al.*, 2020.

Descripción – Masa basal, parcialmente cubierta de sedimento, cónica, ligeramente hispida, con proyecciones fistulares, fístulas transparentes y cavernosas de 1,5–5,0 cm de altura, con un eje central. Ósculos pequeños, de 1 mm de diámetro, apicales sobre las fístulas. Consistencia compresible. Color en vida blanco verdoso, pasando a beige con fístulas ligeramente anaranjadas en etanol.

Esqueleto – Fístulas: ectosoma fácilmente separable, tangencial a la superficie, con esqueleto denso de estilos y pocas oxas. Esqueleto axial coanosómico grueso (35–75 μm), central, formado por estilos paralelos entre sí. Los haces extra-axiales irradian desde el eje central como numerosos estilos que se extienden hacia el ectosoma, sosteniendo este último. Cavidades subectosómicas presentes, de 500–1250 μm de diámetro. Masa basal: ectosoma fácilmente separable y similar al de las fístulas; coanosoma, una masa densa de espículas (estilos y pocas oxas) en haces ascendentes que se dirigen hacia el ectosoma, delimitando cavidades subectosómicas de 150 a 250 μm .

Espículas – Estilos, largos y delgados, ligeramente curvos o rectos, 520–752–1000 x 7,5–18,1–30,0 μm . **Oxas**, largas y ligeramente curvas, 180–285–500 x 6,3–8,9–11,3 μm .

Ecología – Se encontraron sedimentos en la superficie de la esponja y entre las fístulas. Probablemente asociada a fondo blando. Profundidad 10 m.

Distribución – Endémica del sur del Perú y sólo reportada para San Juan de Marcona (15°21'S – Región Ica).

Observaciones – Entre otras 16 especies de *Ciocalypta* conocidas del Océano Indo-Pacífico, sólo dos especies, *C. melichlora* y *C. rutila*, de Indonesia, presentan composiciones esqueléticas similares a *C. magnastyla*, presentando tanto estilos como oxas. Sin embargo, las oxas de *C. melichlora* y *C. rutila* son más grandes (280–940 x 30–40 μm y 980 x 20 μm , respectivamente) que las de la especie peruana.

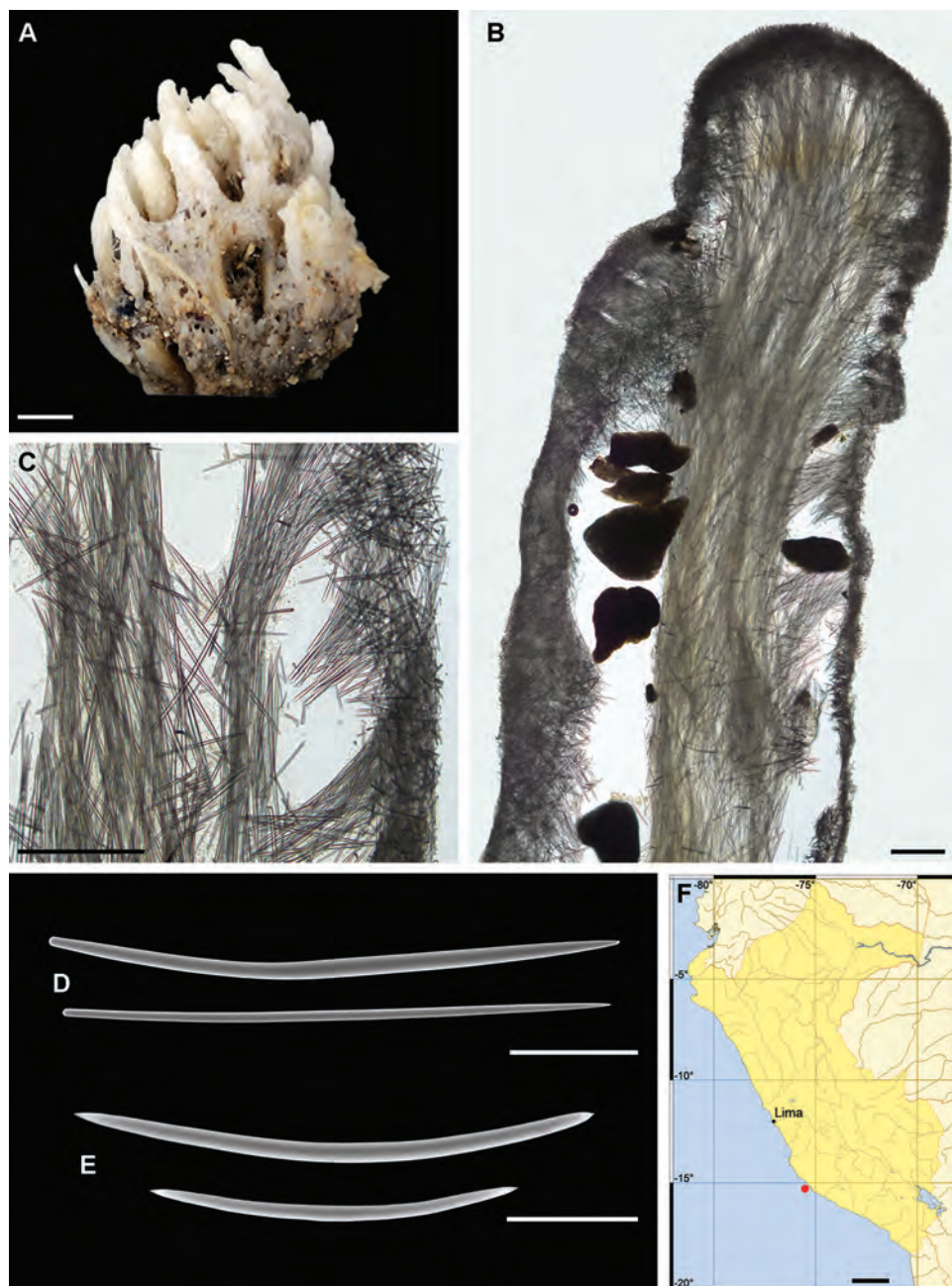


Fig. 119. *Ciocalypta magnastyla* Arroyo, Hajdu, Willenz & C3ndor-Luj3n 2020. A, ejpec3men despu3s de la fijaci3n; B, arquitectura del esqueleto de una fistula en secci3n transversal con inclusiones de granos de arena; C, esqueleto axial y extra-axial de una fistula; D, estilos; E, oxas; F, mapa de distribuci3n. Barras de escala: A, 1 cm; B–C, 500 μ m; D, 200 μ m; E, 50 μ m; F, 200 km.

***Protosuberites epiphytoides* (Thiele, 1905)**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; de Laubenfels, 1932, 1935; van Soest, 2002.

Descripción – Los especímenes son finamente costrosos, ocasionalmente algo más gruesos cuando crecen sobre un sustrato irregular, alcanzando más de 30 cm de diámetro máximo. Los ósculos son dispersos, abundantes y de menos de 1 mm de diámetro. Al ampliar las imágenes subacuáticas, la transparencia de la superficie permite observar las líneas longitudinales coanosómicas, en forma de empalizado, cerca de los bordes de crecimiento de la esponja, y frecuentemente divididas o anastomosadas. Consistencia frágil y color en vida amarillo-limón claro a amarillo-anaranjado.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica formada por cepillos de tiloestilos principalmente pequeños. Coanosómico, con capas basales e intermedias. Cerca del sustrato, los tiloestilos, grandes y pequeños, pueden estar erectos, insertados oblicuamente, o dispuestos paralelamente. La capa intermedia es esencialmente confusa, poco densa, con tiloestilos grandes y pequeños, dispersos o dispuestos en haces cortos e irregulares, que discurren longitudinalmente, aunque sólo rara vez, ortogonalmente, y que aparentemente ofrecen soporte a los cepillos ectosómicos. Los canales irregulares y/o las lagunas parecen abundantes.

Espículas – Tiloestilos, ligeramente curvos, con tilos redondeados, subterminales, ejes casi isodiamétricos, estrechándose gradualmente hasta un ápice agudo, las espículas pequeñas son mucho más comunes que las grandes, pero no se distinguen clases definidas, 88–150–528 x 3–11 μm .

Ecología – Los especímenes se recolectaron entre 7 y 17 m de profundidad, en estrecha asociación con algas rojas, hidroides, moluscos y camarones.

Distribución – Desde Parachique, Bahía Sechura (05°44'S – Región Piura), Matarani, Punta Hornillos e Isla Blanca (16°52'S y 17°00'S – Región Arequipa) hasta Ilo, Puerto Ingles y Mocho Tres Hermanos (17°30'S y 17°39'S – Región Moquega).

Observaciones – Hay 26 especies reconocidas como válidas en *Protosuberites*, de las cuales sólo tres han sido reportadas en el Pacífico Oriental, a saber, la californiana *P. sisyrynus*, la mexicana *P. mexicensis* y la chilena *P. epiphytoides*. La última parece ser la más parecida a la peruana por las dimensiones máximas de sus tiloestilos que alcanzan sólo hasta 450–500 μm , que también son de grosor similar, y la presencia reportada de un pequeño capuchón sobre sus cabezas, que aquí se interpreta como una indicación de que el tilo es subterminal. La especie californiana fue reportada con megascleras que pueden ser mucho más robustas, y con un aspecto aterciopelado, consecuencia de su conspicua hispidación, pareciendo así más lejanamente relacionada con los especímenes peruanos.

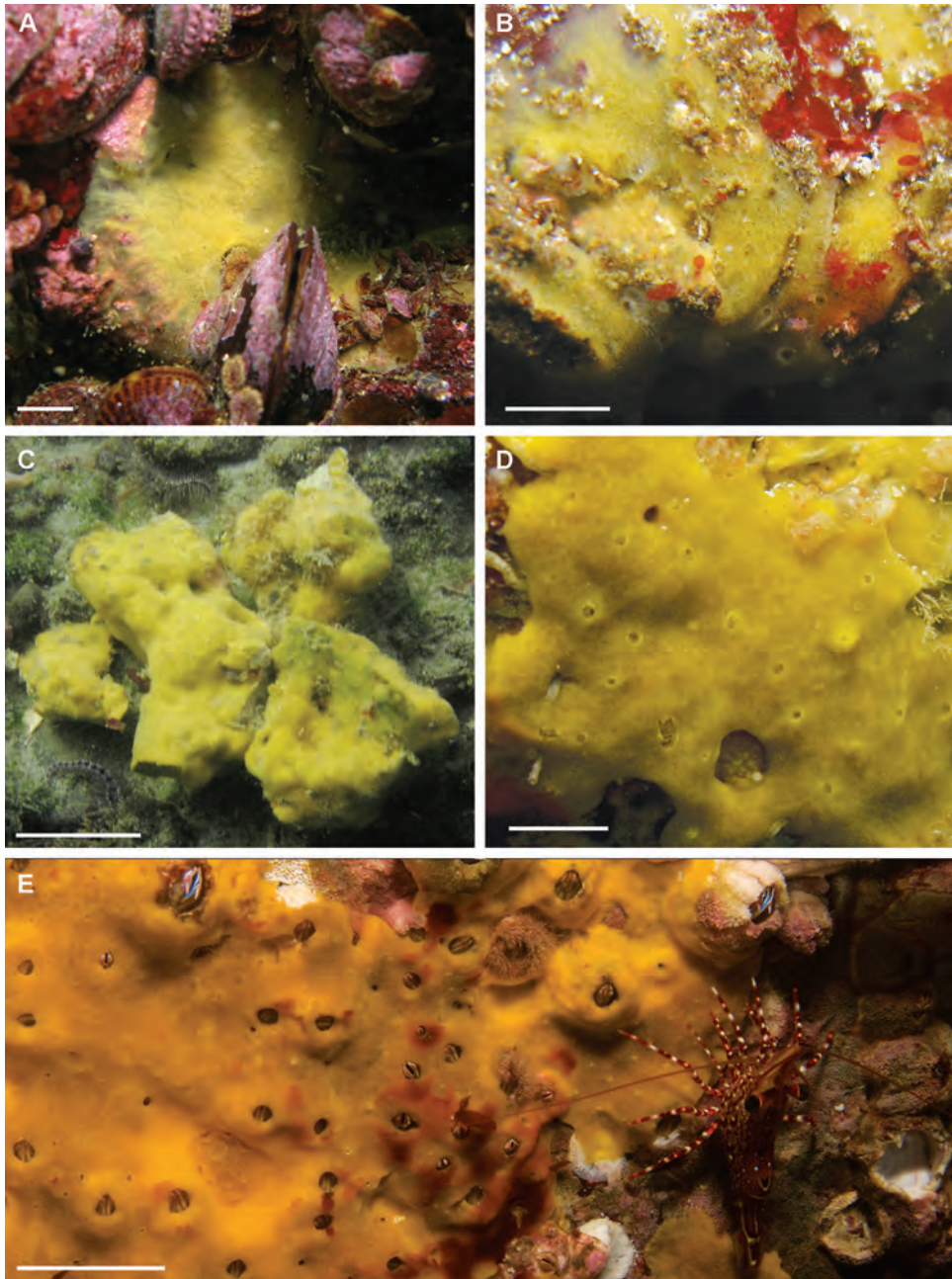


Fig. 120. *Protosuberites epiphytoides* (Thiele, 1905). Especímenes vivos. Barras de escala: A, B, D, 1 cm; C, E, 2 cm.

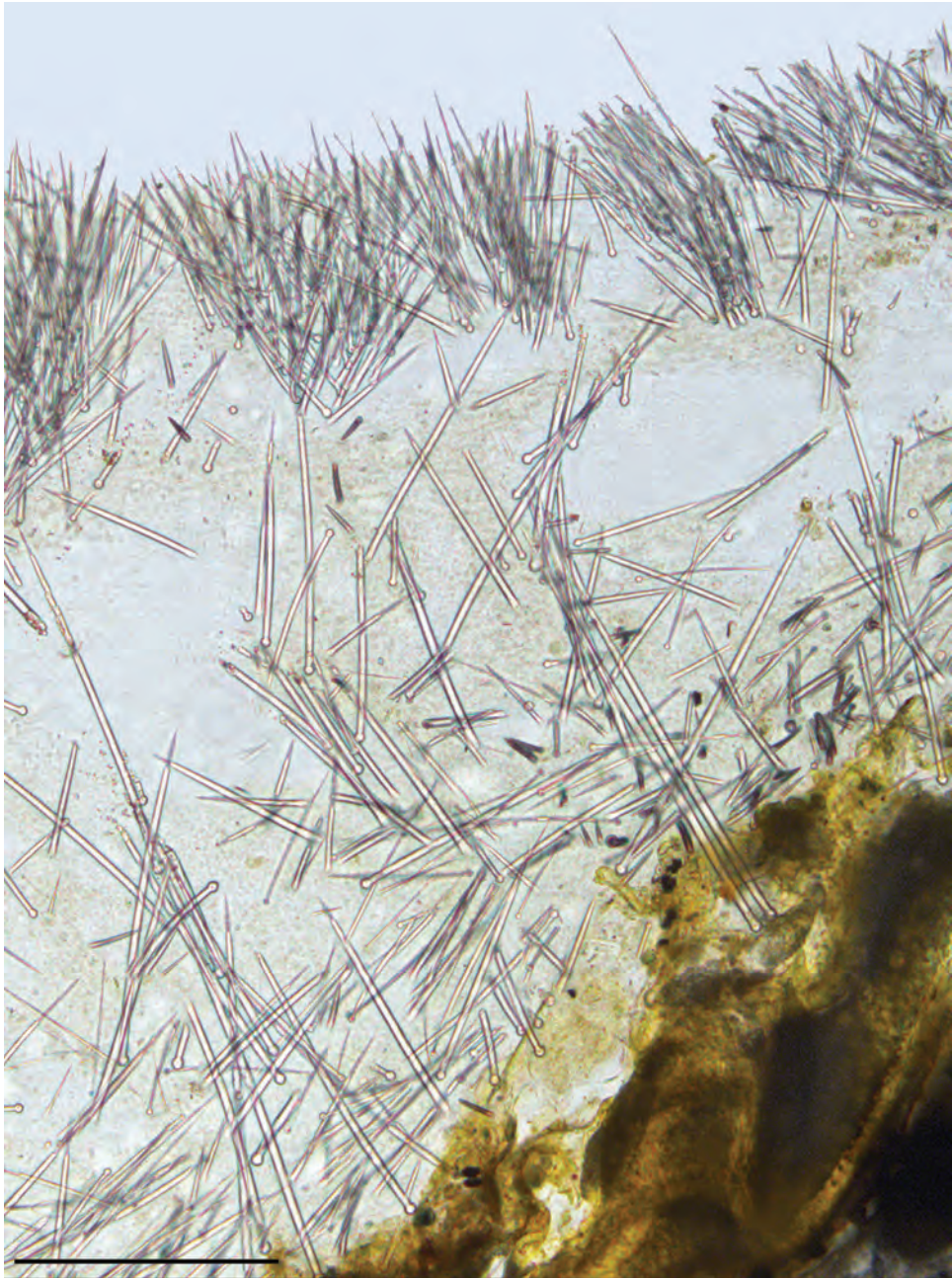


Fig. 121. *Protosuberites epiphytoides* (Thiele, 1905). Arquitectura del esqueleto en sección transversal. Barra de escala: 200 μ m.

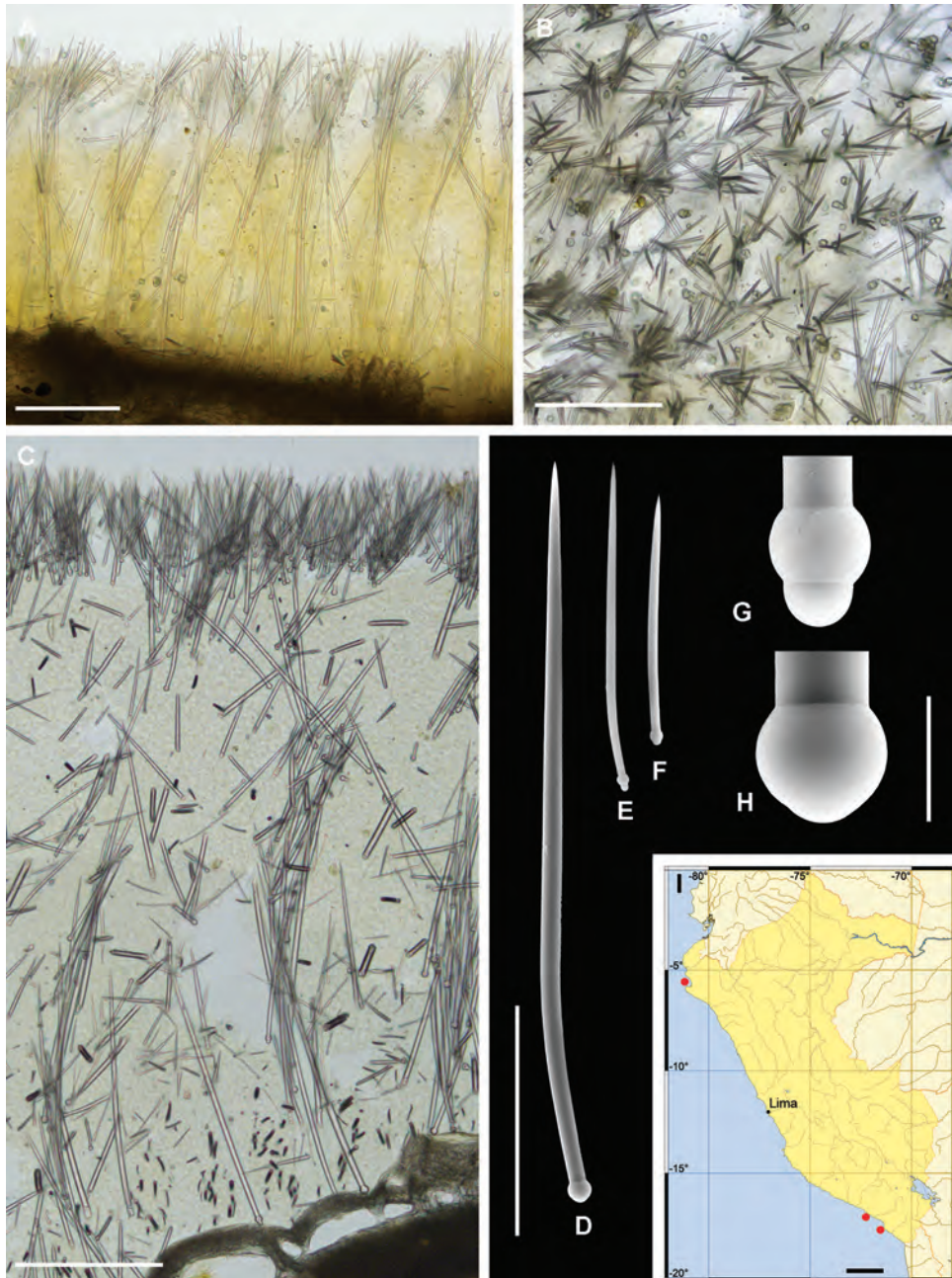


Fig. 122. *Protosuberites epiphytoides* (Thiele, 1905). A y C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; B, arquitectura ectosómica en sección tangencial; D–F, tiloestilos; G–H, detalles de las cabezas de los tiloestilos; I, mapa de distribución. Barras de escala: A–C, 200 μ m; D–F, 100 μ m; G–H, 10 μ m; I, 200 km.

***Protosuberites* sp.**

REFERENCIAS: Thiele, 1905; de Laubenfels, 1932, 1935; van Soest, 2002.

Descripción – Costras finas sobre sustratos biológicos (lapas, bivalvos, percebes), de aproximadamente 1 mm de espesor. Ósculos apenas visibles, de hasta 1 mm de diámetro. La textura es suave y la consistencia algo frágil. Color en vida naranja brillante a rojo, pasando a beige en etanol.

Esqueleto – Arquitectura ectosómica formada por cepillos de tiloestilos principalmente pequeños. Coanosómica, con capas basales y a veces intermedias. Cerca del sustrato, los tiloestilos, grandes y pequeños, pueden estar erectos, insertados oblicuamente, o dispuestos paralelamente. La capa intermedia es esencialmente confusa, no muy densa, con tiloestilos grandes y pequeños dispersos o dispuestos en haces cortos e irregulares, generalmente no más grandes que 1–2 espículas. El espécimen MNRJ 11377 es tan fino que la capa basal casi llega al ectosoma. Se pueden observar canales irregulares y/o lagunas.

Espículas – Tiloestilos, ligeramente curvos, con tilos terminales redondeados, ejes casi isodiamétricos, que se estrechan gradualmente hacia un ápice agudo, las espículas pequeñas son más comunes que las grandes. Tras un estudio de la distribución de la frecuencia de tamaños basado únicamente en la longitud, se aprecian dos clases: I, 123–171–261 x 6–7,8–11 μm ; II, 281–357–527 x 6–9,1–12 μm .

Ecología – Además del sustrato, los especímenes pueden ser parcialmente epibiontes sobre gasterópodos, cirrípedos y tubos de poliquetos, entre 9 y 10 m de profundidad.

Distribución – Varios ejemplares fueron encontrados en el Islote El Lagarto y Bajo El Chile, Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Como se ha señalado en el caso de *Protosuberites epiphytoides*, hasta ahora sólo se había reportado tres especies del género en el Pacífico Oriental. Ninguna de ellas ha sido citada con dos categorías de tiloestilos, pero dadas las breves descripciones originales, la falta de revisiones y la variación relativamente grande en la longitud de los tiloestilos, no se puede descartar la posibilidad de que ocurran. Las especies californianas y mexicanas se consideran más distantes de *Protosuberites* sp. por las mismas razones mencionadas anteriormente. La presente especie se acerca también bastante a *P. epiphytoides*, pero como los tilos subterminales aparecen con mucha menos frecuencia aquí, preferimos dejar los especímenes del sur de Perú identificados preliminarmente como *P. epiphytoides*, mientras que los de las Islas Lobos de Afuera (NE de Perú), como una segunda especie, aún no identificada, quizás nueva. El color en vida sólo se conoce de materiales peruanos, por lo que este carácter tampoco ayuda a distinguir entre todas las especies en cuestión, pero refuerza el argumento de que hay dos especies en aguas peruanas, independientemente del similar aspecto general de sus espículas.

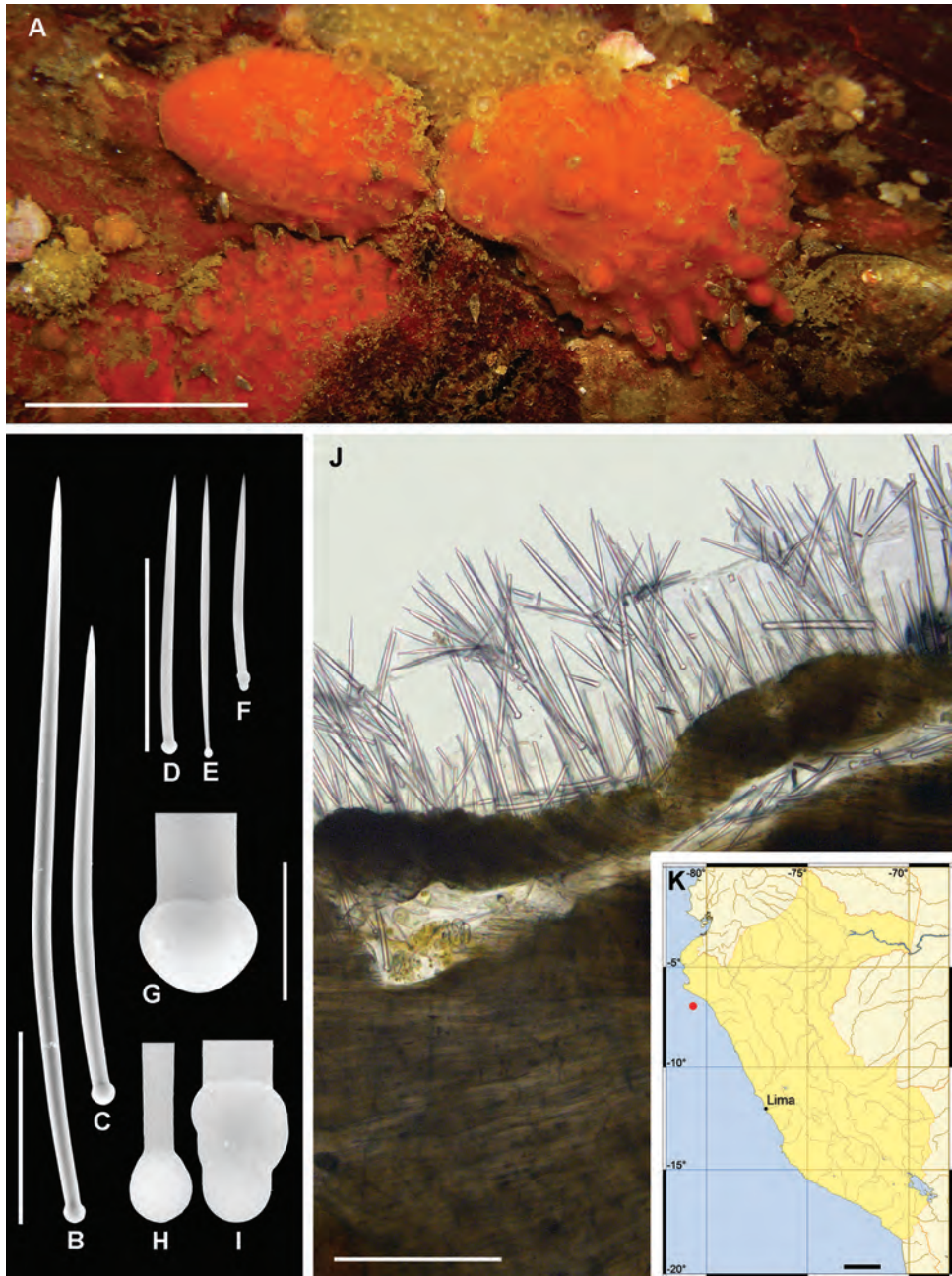


Fig. 123. *Protosuberites* sp. A, espécimen vivo; B–F, tiloestilos; G–I, detalles de las cabezas de los tiloestilos; J, arquitectura del esqueleto en sección transversal; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 1 cm; B–F, 100 μ m; G–I, 10 μ m; J, 200 μ m; K, 200 km.

***Plicatellopsis expansa* (Thiele, 1905)**

REFERENCIA: Thiele, 1905.

Descripción – Masiva con lóbulos redondeados a alargados que pueden formar ramas (parecidas a guantes de mano). El mayor ejemplar recolectado mide 88 x 61 mm, 48 mm de altura). Pequeños ósculos (≤ 2 mm) dispersos o dispuestos en filas en la superficie, algunos en la parte superior o en los lados de las ramas. Superficie lisa, a veces aterciopelada. Textura suave y consistencia comprimible. El color en vida es amarillo, variando de brillante a oscuro que se vuelve de blanco sucio o beige claro a beige en el etanol. Algunos ejemplares estaban parcialmente cubiertos por una fina película de macroalgas rojas que les daba una aparente coloración naranja.

Esqueleto – Ectosómico, una capa empalizada de pequeños subtiloestilos, que pueden dar a la superficie un aspecto aterciopelado o no, según la densidad de las espículas. Esqueleto extra-axial, haces de subtiloestilos más grandes. Esqueleto axial, compuesto por haces de subtiloestilos grandes dispuestos de forma suelta. Espongina abundante.

Espículas – **Subtiloestilos** de dos categorías. **Subtiloestilos I**, grandes, coanosómicos, delgados, casi rectos y algunos ligeramente curvos, con ápice agudo, 445–604–760 μm x 6–9,4–12 μm . **Subtiloestilos II**, pequeños, ectosómicos, delgados, rectos o ligeramente curvos, con ápice agudo, 175–326–452 μm x 3–5,4–7 μm . Los tilos son débilmente pronunciados.

Ecología – Esta especie se encuentra en sustratos rocosos, sobre todo en hábitats protegidos por la luz, como grietas o techos, o creciendo en paredes verticales. Se encontró asociada a macroalgas rojas, briozoos, pólipos de cnidarios, anémonas de mar (*Anthotoe chilensis*), equinoideos (*Arbacia spatuligera*), braquiópodos (*Discinisca lamellosa*), cangrejos ermitaños y nudibranquios (huevos y adultos de *Okenia lunia*, *Phidiana lottini*, *Flabellina* cf. *serverai*). Se observaron algunos pequeños crustáceos cerca o dentro del ósculo de un espécimen. De 10 a 45 m de profundidad.

Distribución – Norte de Chile (Iquique) y Sur de Perú, desde Pucusana (12°28'S–Provincia de Lima) hasta Isla Blanca, Matarani (17°00'S – Región Arequipa).

Observaciones – Los especímenes de Perú coinciden en su mayoría con la descripción original de *P. expansa* de Iquique (Chile, 30 m de profundidad) en cuanto a la organización y composición del esqueleto y las dimensiones de las espículas.

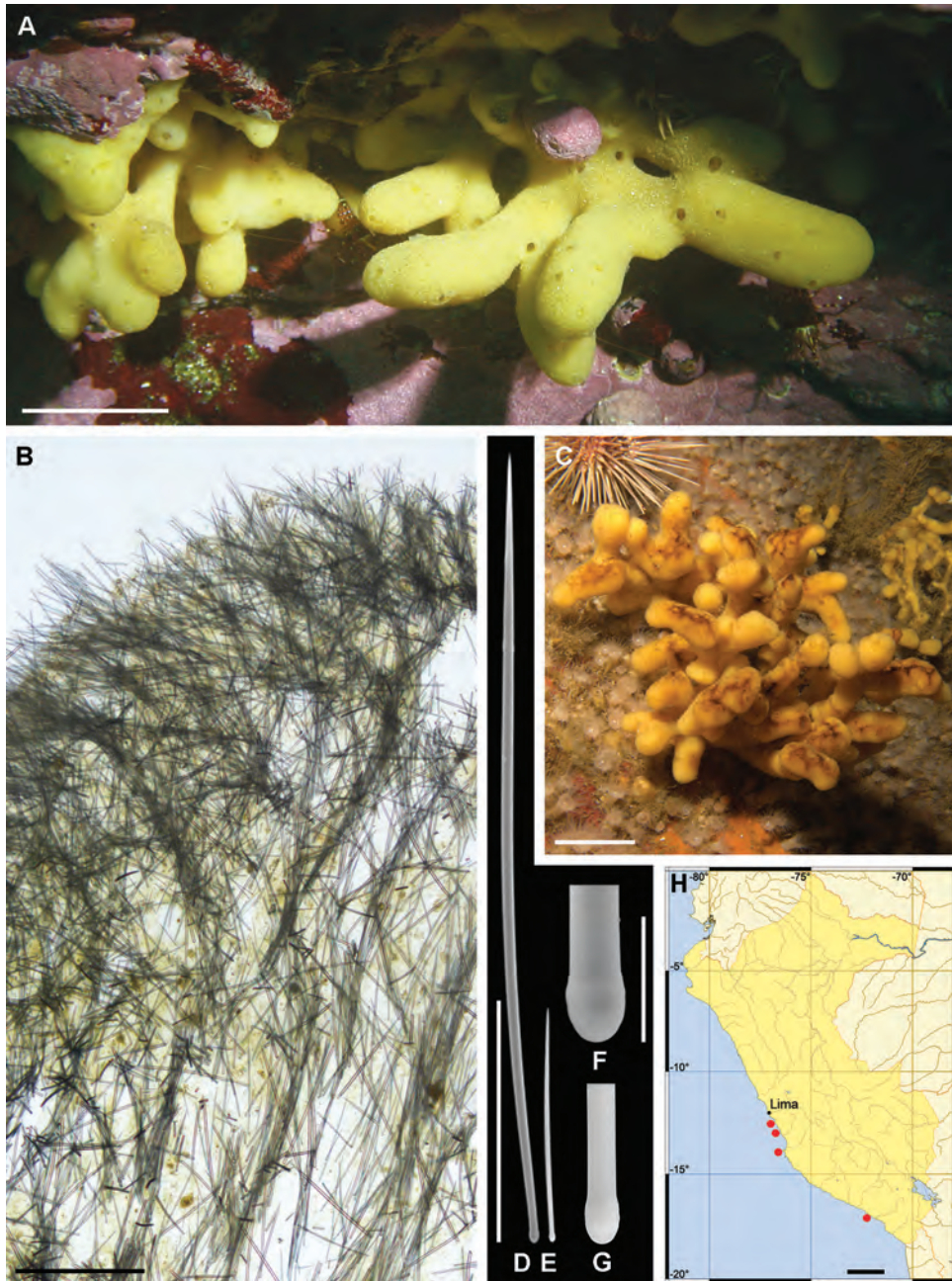


Fig. 124. *Plicatellopsis expansa* (Thiele, 1905). A y C, espécimen vivo; B, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, subtiloestilo I; E, subtiloestilo II; F–G, detalles de D–E respectivamente; H, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 500 µm; C, 2 cm; D–E, 200 µm; F–G, 20 µm; H, 200 km.

***Suberites inti* Córdor-Luján, Arteaga, Polo, Arroyo, Willenz & Hajdu, 2023**

REFERENCIAS: Nardo, 1833; Córdor-Luján, Arteaga, Polo *et al.*, 2023.

Descripción – Masivo a casi hemisférico (2 x 6 cm). Ósculos pequeños y agrupados, ligeramente elevados (2 a 3 mm). Algunas proyecciones minúsculas, en forma de cúpula, correspondientes a chimeneas osculares cortas contraídas. Superficie lisa y aterciopelada. Consistencia compresible. Color en vida naranja-amarillento claro que pasa a blanco sucio en etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico, campo denso de ramilletes compuestos por pequeños tiloestilos. Esqueleto coanosómico, haces multiespiculares sueltos de tiloestilos, aparentemente ocultos por muchas espículas esparcidas en confusión.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos I, grandes, coanosómicos, rectos, con ápices acerados agudos, 423–516–661 x 8–10,8–13 μm . **Tiloestilos II**, pequeños, ectosómicos, rectos con ápices acerados agudos, 235–322–457 x 5–7,7–11 μm . Los tilos son pronunciados y pueden ser subterminales (**subtiloestilos**). Categoría I, 10,5–16,7 μm ; categoría II, 9,3–13,4 μm .

Ecología – Esta especie estaba adherida al sustrato rocoso, y se encontró asociada con ofiuroides, cangrejos, briozoos y algas rojas. Profundidad 18 m.

Distribución – Provisionalmente endémica de la costa sur del Perú. Isla San Gallán (13°50'S – Región Ica).

Observaciones – A pesar de las similitudes en la composición del esqueleto (tiloestilos), existen diferencias notorias entre las tres especies de *Suberites* registradas en el Pacífico Oriental, *S. cranium* del sur de Chile, *S. lambei*, y *S. latus* del Pacífico Noreste Templado y Boreal (Vease *S. aff. latus* abajo). *Suberites inti* se distingue por su forma semiesférica, la presencia de ramos en el ectosoma y de haces multiespiculares en el coanosoma y las dimensiones de sus dos categorías de tiloestilos rectos.

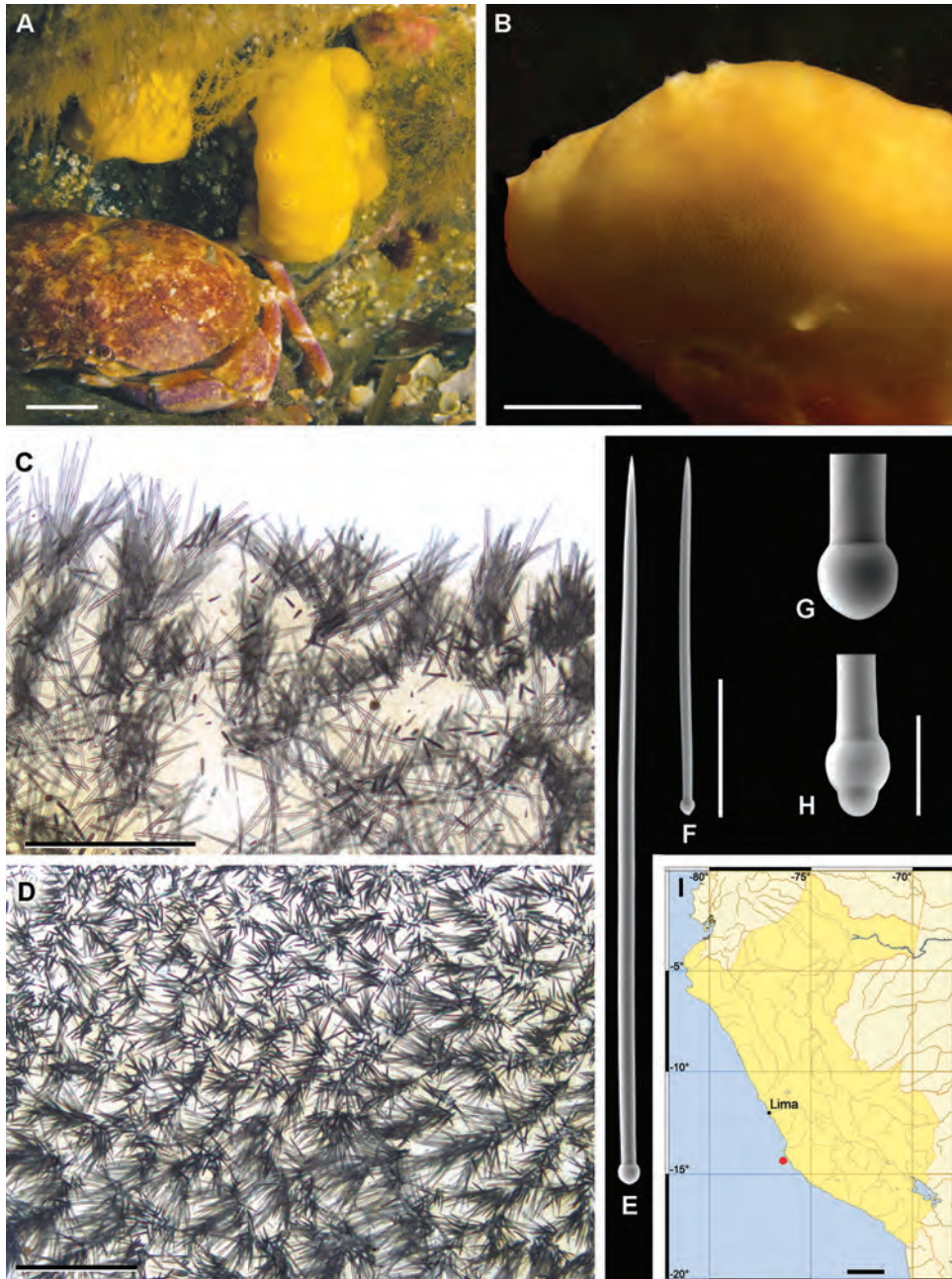


Fig. 125. *Suberites inti* Córdor-Luján, Arteaga, Polo, Arroyo, Hajdu & Willenz, 2022. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, esqueleto ectosómico en sección tangencial; E, tiloestilo I; F, tiloestilo II; G–H, detalles de E y F; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C–D, 500 μ m; E–F, 100 μ m; G–H, 20 μ m; I, 200 km.

***Suberites* aff. *latus* Lambe, 1893**

REFERENCIAS: Lambe, 1893; Lee, Elvin & Reiswig 2007; Austin, Ott, Reiswig *et al.*, 2014.

Descripción – De fino a macizo, con lóbulos más bien pequeños. El ejemplar más grande mide 88 x 41 x 59 mm. Ósculos notorios y pequeños (≤ 3 mm), dispersos en la superficie o situados encima de los lóbulos. Textura ligeramente compresible y superficie algo hispida, pero suave al tacto. Color en vida anaranjado, desvaneciéndose en marrón claro, beige claro, gris claro o blanco sucio en etanol.

Esqueleto – Esqueleto ectosómico, capa densa de tiloestilos pequeños y grandes dispuestos en mechones. Esqueleto coanosómico, haces multiespiculares ascendentes de grandes tiloestilos que forman una trayectoria errática, dejando mallas poligonales detrás.

Espículas – Megascleras. Tiloestilos I: grandes, ectosómicos y coanosómicos, ligeramente curvos y con ápice agudo (150–226–310 x 2–5,8–10 μm). **Tiloestilos II:** pequeños, ectosómicos, en su mayoría curvos y con ápice agudo (70–119–203 x 2–3–8 μm). Todos los tiloestilos son más gruesos en el centro y llevan tilos bien marcados (categoría I: 5–10 μm ; categoría II: 3,8–7,5 μm). **Microscleras. Estróngilos centrotilotos** (la mayoría) u **oxas** (rara vez): ectosómicos y espinados, comunes, raros o ausentes (17–31–50 μm).

Ecología – Esta especie se encontró adherida a sustratos duros. Los especímenes se encontraban cerca de algas rojas, anémonas de mar (*Anthotoe chilensis*), mitílidos y decápodos o creciendo sobre percebes y sujetos a fuertes corrientes, o en asociación con pequeños cangrejos y anfípodos. Profundidad intermareal hasta 13 m.

Distribución – Pacífico NE: Columbia Británica, Alaska, California, Oregón y Washington. Pacífico SE: Isla Foca (05°12'S – Región Piura), Islas San Lorenzo y Pachacamac (12°05' y 12°18'S – Provincia de Lima), Pucusana (12°28'S – Provincia de Lima) y Paracas (13°49'S – Región Ica).

Observaciones – Los especímenes peruanos coinciden con los registros anteriores de *Suberites latus*, incluyendo la disposición del esqueleto coanosómico, que es de ligera a fuertemente reticulada, y la presencia o ausencia de microscleras. Su amplia pero disjunta distribución en el Pacífico Oriental con localidades intermedias desconocidas debería recibir atención en futuros estudios.

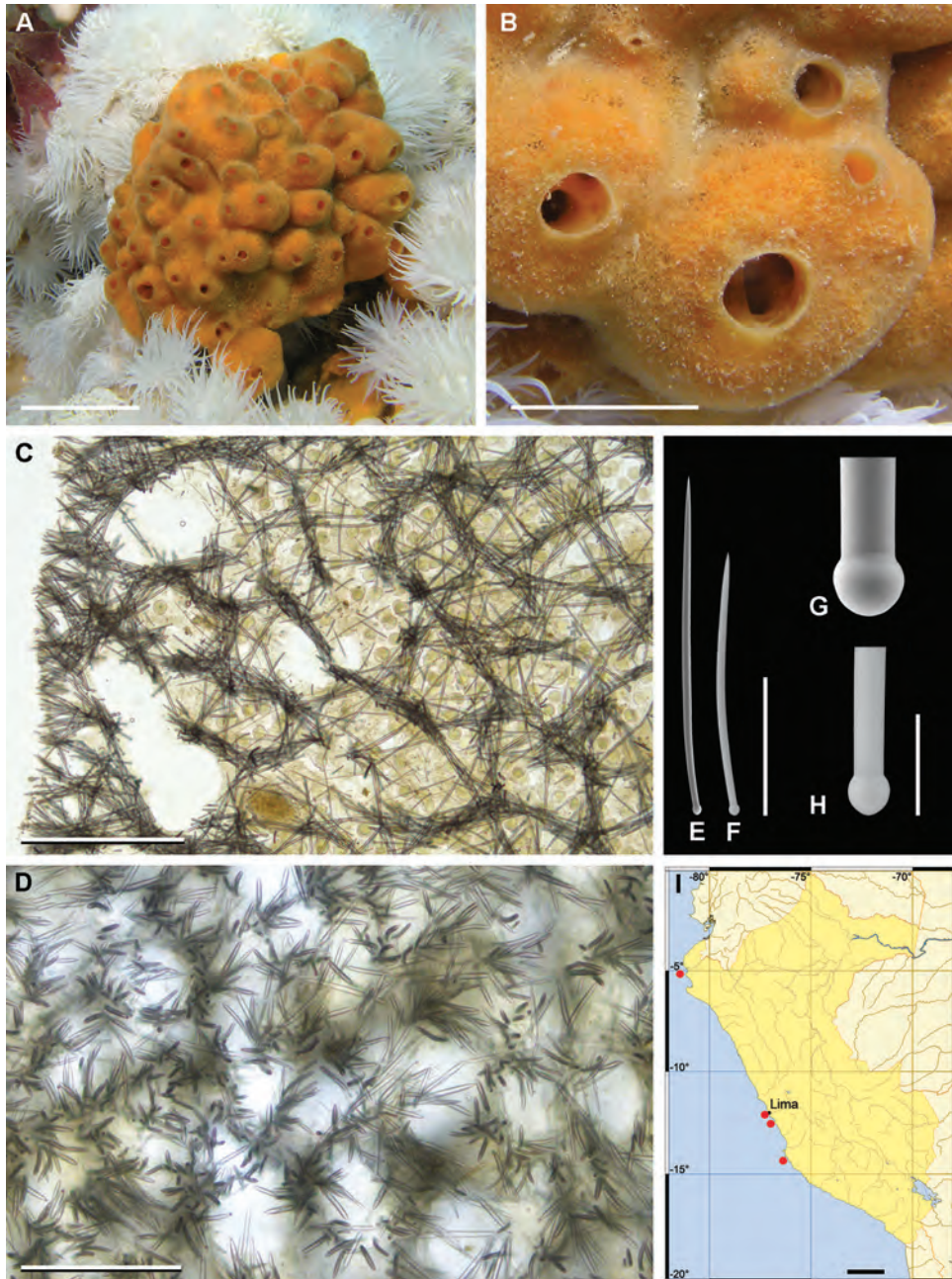


Fig. 126. *Suberites* aff. *latus* Lambe, 1893. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, esqueleto ectosómico en sección tangencial; E, tiloestilo I; F, tiloestilo II; G–H, detalles de E y F; I, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C–D, 500 μ m; E–F, 100 μ m; G–H, 20 μ m; I, 200 km.

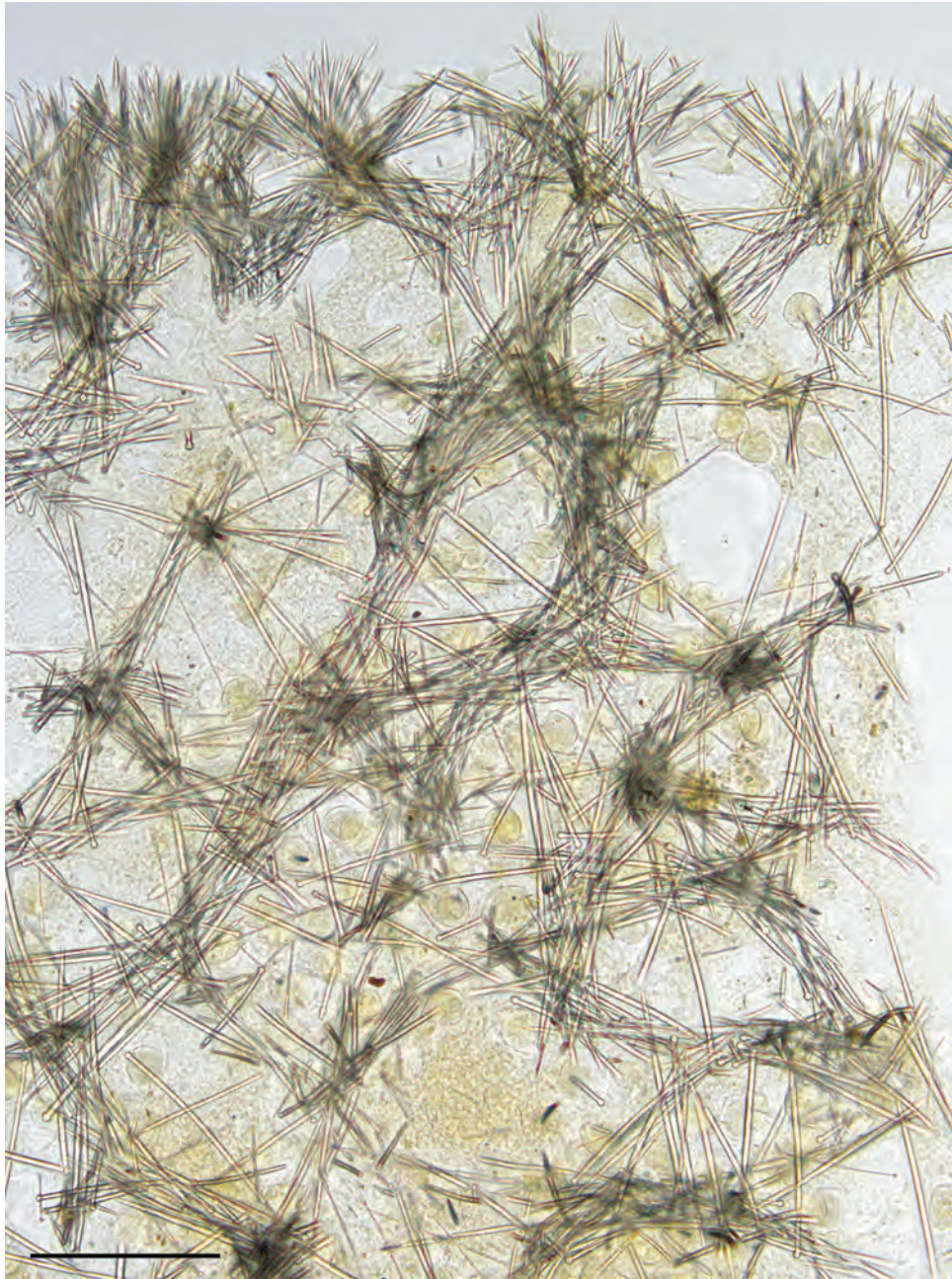


Fig. 127. *Suberites* aff. *latus* Lambe, 1893. Arquitectura del esqueleto en sección transversal. Tiloestilos ectosómicos dispuestos en mechones. Tiloestilos coanosómicos alineados en haces multiespiculares ascendentes. Barra de escala: 200 μ m.

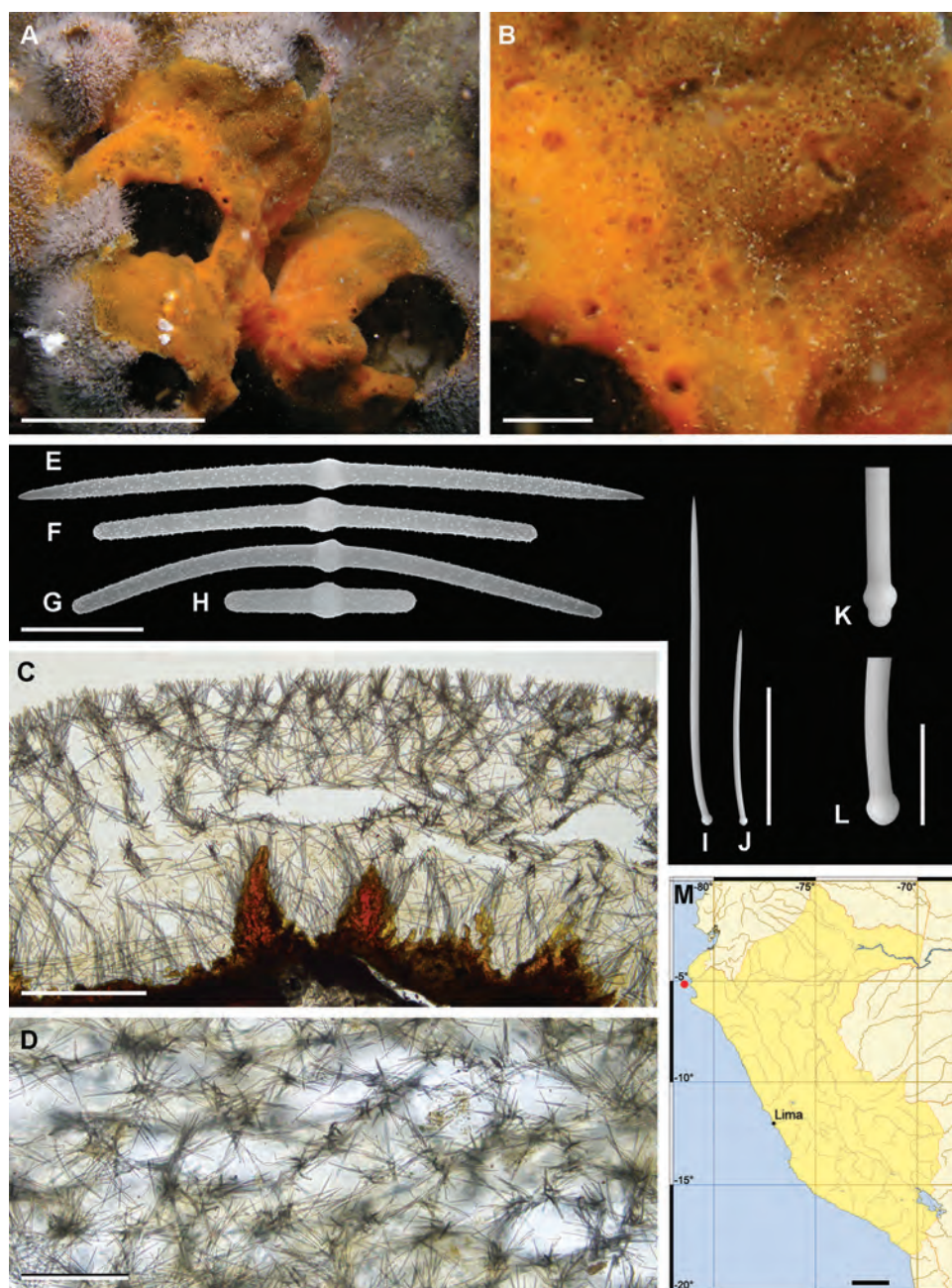


Fig. 128. *Suberites* aff. *latus* Lambe, 1893. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D, esqueleto ectosómico en sección tangencial; E–H, Estróngilos centrotílotos (la mayoría) u oxas (rara vez); I, tiloestilo I; J, tiloestilo II; K–L, detalles de I y J; M, mapa de distribución. Barras de escala: A, aprox. 5 cm; B, 1 cm; C, 500 μ m; D, 200 μ m; E–H, 10 μ m; I–J, 100 μ m; K–L, 20 μ m; M, 200 km.

***Terpios* cf. *granulosus* Bergquist, 1967**

REFERENCIAS: Bergquist, 1967; Vacelet & Vasseur, 1971; Calcinai, Belfiore, Pica *et al.*, 2020.

Descripción – Costrosa fina, normalmente de menos de 1 mm de grosor, y sólo hasta 10 cm de diámetro máximo. Frágil. Pequeños ósculos (≤ 2 mm) dispersos en la superficie, algunos en la parte superior o en los lados de las elevaciones cortas. Microhispida. Color en vida azul intenso (tono cobalto si se somete a luz fuerte), con matices verdes. Los ejemplares conservan su color azul en etanol.

Esqueleto – No hay mucha distinción entre los esqueletos ectosómico y coanosómico, ya que los mechones de tiloestilos erectos en el sustrato, en su mayoría se abren en abanico y perforan la superficie hasta 300 μm . Ocasionalmente, columnas (de unos 50 μm de diámetro) de una espícula de largo pueden unir al sustrato con los mechones (sub)ectosómicos. Abundan los canales o lagunas subsuperficiales (100–300 μm de diámetro).

Espículas – Tiloestilos, rectos o ligeramente curvos, lisos, de ápice agudo, con cabeza lobulada, a menudo irregular, de 101–252–414 x 2,4–4,9–8,6 μm .

Ecología – Los especímenes pueden ser epibiontes sobre gasterópodos, o crecer directamente sobre roca granítica. Los asociados habituales son braquiópodos, zoántidos y otras esponjas. Profundidad 2–12 m.

Distribución – Se encuentra en Cancas, Roca la Chavelera (03°55'S – Región Tumbes), Islas Lobos de Afuera (06°55'S – Región Lambayeque) e Isla Don Martín, Huacho (11°01'S – Provincia de Lima).

Observaciones – Actualmente se reconocen trece especies como válidas en *Terpios*, cuatro de las cuales se reportaron originalmente en el Pacífico, pero ninguna en su lado oriental. Hay especies azuladas/verdosas en el Pacífico (*T. granulosus*, *T. quiza*) y en el Atlántico (*T. fugax*, *T. manglaris*). En general, los tiloestilos de las especies del Atlántico parecen alcanzar mayores dimensiones, con espículas que llegan a más de 400 μm , mientras que las dos especies del Pacífico alcanzan como máximo 350 μm . Los especímenes peruanos también pueden tener tiloestilos de más de 400 μm , y sugieren que es necesaria una revisión de estas especies. Por ahora, la especie del Pacífico que más se acerca a los materiales actuales es *T. granulosus*, por lo que se ha elegido aquí el nombre *T. cf. granulosus*, basándose en la improbabilidad de las distribuciones anfiamericanas de las esponjas.

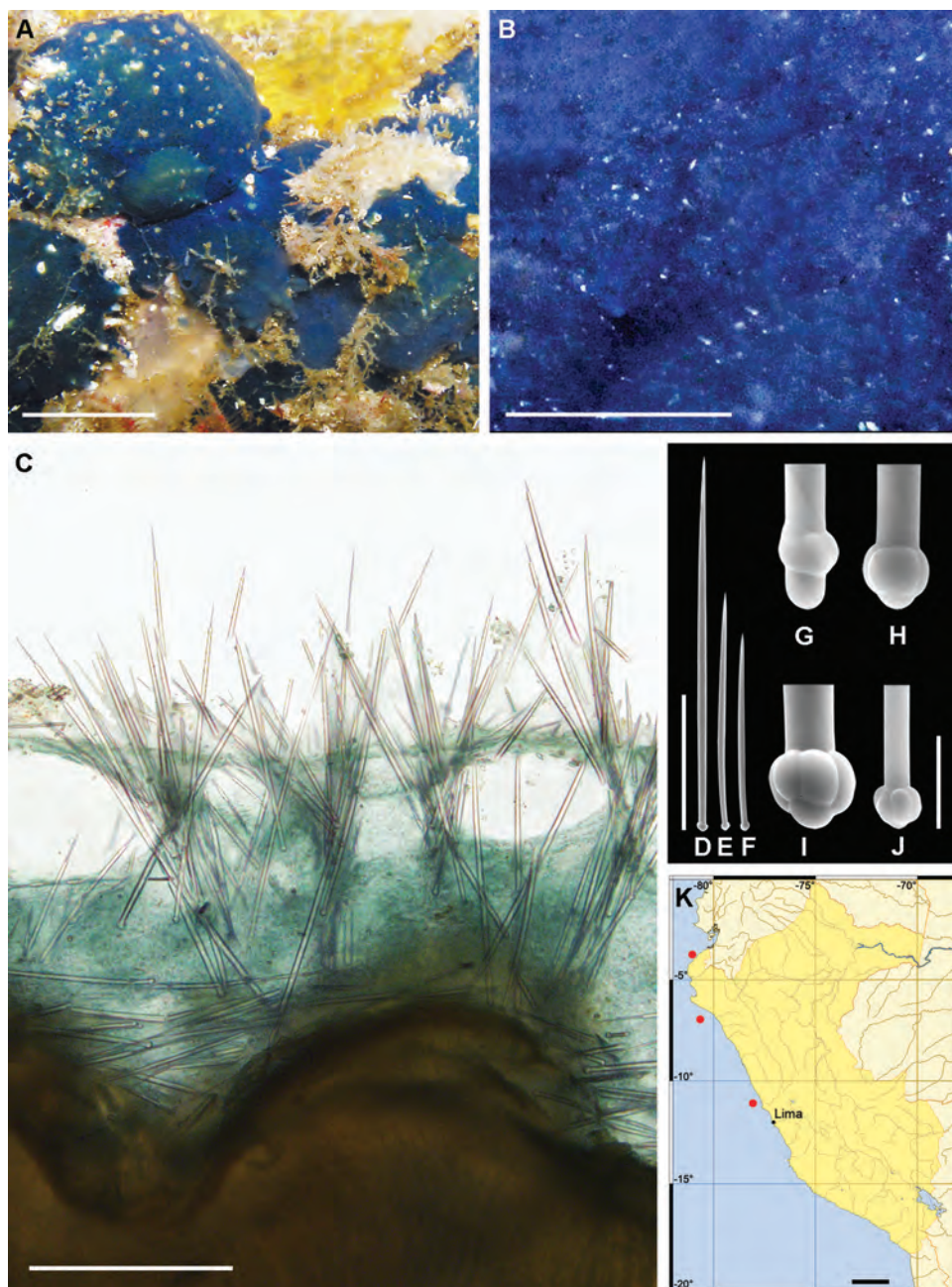




Fig. 129. *Terpios cf. granulatus* Bergquist, 1967. A–B, espécimen vivo; C, arquitectura del esqueleto en sección transversal; D–F, tiloestilos; G–J, detalles de las cabezas de los tiloestilos; K, mapa de distribución. Barras de escala: A, 2 cm; B, 1 cm; C, 500 µm; D, 100 µm; G–J, 10 µm; K, 200 km.

7. Glosario

Esta sección no es un tesoro exhaustivo y se limita a los términos utilizados en esta guía, ordenados alfabéticamente. Adaptado de Boury-Esnault y Rützler (1997).

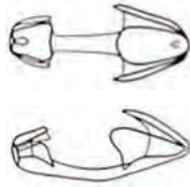
Para un catálogo completo de espículas de esponjas ilustradas en MEB con términos actualizados utilizados actualmente en las descripciones de esponjas, véase Łukowiak *et al.* (2022).

Acanto-	Prefijo que significa espinado, como en acantoestilo o acantotilote.
Acantorabdo	Rabdo espinoso (p. ej. <i>Scleritoderma</i> spp.).
Acantoestilo	 Estilo espinoso (p. ej. <i>Acarnus</i> aff. <i>peruanus</i> , <i>Eurypon lacertus</i>).
Actina (Calcarea)	Rayo centrado de una espícula que contiene un eje o canal axial. Véase clado.
Actina apical (Calcarea)	La cuarta actina de una tetractina, que está unida al sistema basal trirradiado.
Actina impar (Calcarea)	En las espículas sagitales, parasagitales o pseudo-sagitales, el rayo de una triactina o de un sistema basal trirradiado de una tetractina que se opone al ángulo no apareado.
Ala	Una de las estructuras delgadas, en forma de ala o espátula en cada parte curvada de una quela. El ala anterior es la continuación del eje; las otras son alas laterales. Véase quela.
Anatriena	 Triena con clados curvados hacia el rabdoma (p. ej. <i>Stelletta</i> spp.).

Anfiáster Microsclera con rayos microespinados, radiado de las dos puntas del tallo; los rayos son más cortos que el tallo (p. ej. *Neophrissospongia galapagoensis*).

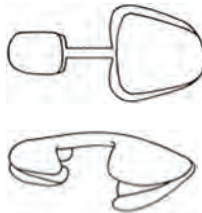
Aniso- Prefijo que significa desigual; generalmente se refiere a los extremos de una espícula.

Anisoquela



Quela con extremos desiguales (p. ej. *Mycale* spp.).

Anisoquela palmada



Anisoquela con alas laterales totalmente fusionadas longitudinalmente con el eje. El ala individual, central, anterior (una en cada extremo de la espícula), queda libre y se ensancha distalmente [p. ej. *Mycale* (*Carmia*) cf. *cecilia*].

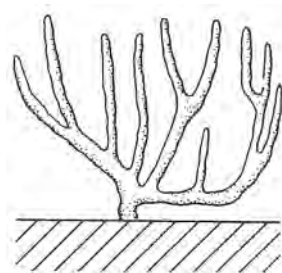
Anisoxa

Oxa con extremos desiguales (p. ej. *Eurypon lacertus*).

Apopilo

Apertura de una cámara coanocitaria en un canal exhalante.

Arborescente



Hábito: erecto, ramificado, con apariencia de árbol. (p. ej. *Aplysina chiriquiensis*).

Arqueocito

Célula ameboide con un gran núcleo nucleolado y capaz de fagocitosis. Puede diferenciarse en otros tipos celulares (Figs 8A y 15E).

Asconoide



Sistema acuífero en el que la cavidad interna de la esponja está totalmente revestida por coanocitos (p. ej. *Clathrina* spp. Esquema de Cavalcanti y Klautau, 2011).

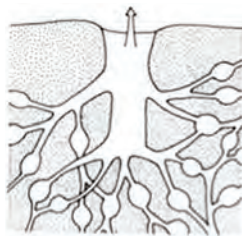
Astada

Espícula que permanece isodiamétrica en la mayor parte de su longitud, con la punta o puntas que se estrechan abruptamente. Véase oxa.

Aterciopelada

Superficie con proyecciones espiculares cortas y densas, de tacto suave y liso (p. ej. *Suberites inti*).

Atrio



Cavidad preoscular. Este término se utiliza específicamente para designar la cavidad exhalante central.

Bacteriocito



Célula que contiene microsimbiontes procariotas (Fig. 8D).

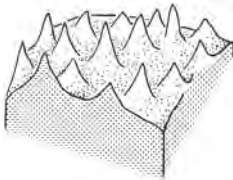


Basopinacocito

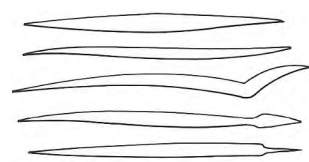


Pinacocito que fija la esponja al sustrato mediante la secreción externa de una matriz colágena (Fig. 5C).

Cámara coanocitaria

Cavidad globulosa, alargada o irregular que contiene los coanocitos responsables del bombeo del agua en el interior de la esponja.

Célula central	Célula solitaria situada en el apopilo de las cámaras coanocitarias (Figs 7F – 7G).
Célula esferulosa	Célula llena de grandes esférulas redondas que ocupan casi todo el cuerpo celular, comprimiendo el citoplasma en finas láminas (Figs 9A – 9C).
Célula microgranular	Célula con el citoplasma lleno de pequeños gránulos densos (Fig. 9F).
Célula nodriza	Células similares a los arqueocitos que rodean a los oocitos en desarrollo para proporcionar nutrientes para el crecimiento.
Célula rabdífera	Célula grande con abundantes inclusiones en forma de varilla (Fig. 9E).
Célula vacuolar	Células llenas de grandes vacuolas generalmente translúcidas en MET (Fig. 9H).
Centrotilote	Espícula con un reborde globular comúnmente cercano al centro.
Clado	 <p>Cualquier rayo o rama axial de una espícula que contenga un eje o canal axial; término utilizado principalmente para espículas trienas.</p>
Cladoma	 <p>Clados de una espícula triena o derivada de triena.</p>
Coanocito	Célula con un flagelo rodeado por un collar de microvellosidades citoplasmáticas unidas por puentes de glucocáliz (Figs 6 – 7).

Coanodermo	Superficie revestida por coanocitos.
Coanosoma	La región interna de una esponja, incluyendo las cámaras coanocitarias.
Compresible	Consistencia: se comprime fácilmente.
Conuloso	 <p>Superficie con numerosas proyecciones cónicas sostenidas por el esqueleto subyacente (p. ej. <i>Mycale</i> spp.).</p>
Cormus	Cuerpo de algunos Clathrinida, compuesto por tubos ramificados o anastomosados (Calcarea).
Córtex	 <p>Región superficial de una esponja reforzada por un esqueleto orgánico o inorgánico especial (p. ej. <i>Geodia</i> spp., <i>Tethya</i> cf. <i>socius</i>).</p>
Costroso	 <p>Hábito: recubrimiento delgado y en forma de lámina del sustrato (p. ej. <i>Chalinula chelysa</i>, <i>Hymedesmia</i> spp.)</p>
Desma	Megasclera típica, entrelazada, con secreción terminal hipertrofica de sílice (p. ej. <i>Neophrissospongia galapagoensis</i>).
Desma dicranoclón	Desma con acoplamientos terminales hinchados (p. ej. <i>Neophrissospongia galapagoensis</i>).

Diactina (Calcarea)		Espícula con dos rayos (p. ej. <i>Leucosolenia</i> spp., <i>Grantia</i> spp.).
Diancistra		Microsclera con extremos ganchudos, en forma de cuchillo, con muescas en el lugar donde se unen al eje y en el centro del mismo [p. ej. <i>Hamacantha</i> (<i>Zygherpe</i>) <i>hyaloderma</i>].
Dicotriena		Espícula de tipo orto o plagiotriena con clados bifurcados (p. ej. <i>Stelletta</i> spp.).
Ectosoma	Región superficial de una esponja que no tiene cámaras coanocitarias.	
Endopinacocito	Pinacocito que recubre los canales inhalantes y exhalantes.	
Endopinacodermo	Superficie revestida por endopinacocitos.	
Erecto / erguido	Hábito: Término general para designar una forma de crecimiento vertical (p. ej. <i>Plicatellopsis expansa</i>).	
Esclerocito	Célula secretora de espículas. En Demospongiae, donde la secreción es intracelular, los esclerocitos contienen numerosas mitocondrias y portan los filamentos axiales de las espículas (Figs 8E – 8F). En Calcarea, la secreción es extracelular con uniones septadas entre los esclerocitos.	
Escopiforme	Con forma de escoba o escobilla.	

Esferáster



Euáster con rayos cortos y centro grueso (el diámetro del centro excede la longitud de los rayos) (p. ej. *Tethya* cf. *socius*).

Esferoxiáster



Euáster con centro discreto que es más de un tercio del diámetro total (p. ej. *Geodia* spp., *Timea* spp.).

Espícula

Componente del esqueleto mineral, típicamente compuesto por sílice (Demospongiae y Hexactinellida) o carbonato de calcio (Calcarea).

Espícula / Esqueleto cortical (Calcarea)

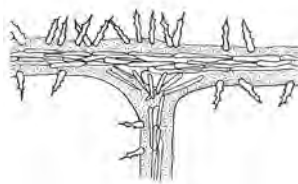


Espícula o esqueleto de la capa externa o córtex de la esponja.

Espícula calcárea (Calcarea)

Espícula compuesta en su mayor parte por calcita presentando una forma radiada, con un número de dos (diactina), tres (trirectina), cuatro (tetractina) o raramente cinco (pentactina) rayos.

Espícula equinante



Megasclera que sobresale de la placa superficial de esponjina, de una fibra o de un haz de espículas (p. ej. *Eurypon hookeri*).

**Espícula parasagital
(Calcarea)**



Triactina con simetría bilateral o tetractina con actinas desiguales, que forman ángulos iguales (120°) entre los rayos basales, cuando se proyectan en un plano perpendicular al eje óptico.

**Espícula pseudosagital
(Calcarea)**



Triactina subcortical esencialmente sagital, pero con rayos desigualmente largos y con curvas diferentes a cada lado del ángulo impar (p. ej. *Leucandra* spp.).

**Espícula regular
(Calcarea)**



Triactina o tetractina con rayos basales de igual longitud y con ángulos iguales (120°) entre ellos, cuando se proyectan en un plano perpendicular al eje óptico.

**Espícula sagital
(Calcarea)**



Triactina o tetractina con dos ángulos iguales (pareados) y un ángulo desigual (impar) en el centro, cuando se proyectan en un plano perpendicular al eje óptico.

Espícula / esqueleto atrial (Calcarea)



Espículas que rodean el atrio (p. ej. *Grantia* spp.)

Espiráster (= espinispira)



Microscleras espirales, en forma de varilla, con espinas dispuestas periféricamente (p. ej. *Cliona* aff. *euryphyllae*, *Trachycladus* aff. *minax*).

Espongina

Sustancia esquelética de Demospongiae formada por microfibrillas de colágeno de unos 10 μm de diámetro.

Espongocito

Célula secretora de fibras de espongina.

Esqueleto

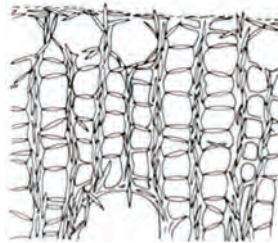
Todas las estructuras que sostienen y protegen el cuerpo de la esponja.

Esqueleto anastomosado



Esqueleto con haces, líneas o fibras interconectados.

Esqueleto anisotrópico



Esqueleto reticulado con haces, líneas o fibras primarias y secundarias [p. ej. *Amphimedon* spp., *Haliclona* (*Rhizoniera*) spp.]

Esqueleto articulado (Calcarea)



Esqueleto coenosómico formado por varias filas de espículas similares (p. ej. *Grantia* spp.).

Esqueleto axial



Organización esquelética que presenta elementos condensados, para formar una región o eje central (p. ej. *Ciocalypta magnastyla*).

Esqueleto coanosómico

Esqueleto del cuerpo principal, que sostiene el sistema de canales y es responsable de la forma de la esponja.

Esqueleto confuso



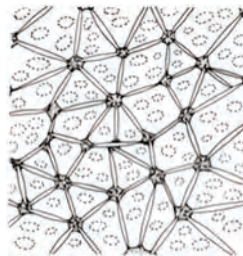
Esqueleto con megascleras dispuestas irregularmente [p. ej. *Halichondria* spp., *Haliclona* (*Gellius*) spp., *Haliclona* (*Halichoclona*) spp.]

Esqueleto dendrítico



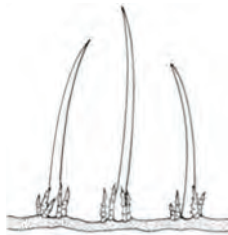
Esqueleto formado por fibras o espículas agrupadas en haces simples o ramificados pero a penas rara vez anastomosados [p. ej. *Aplysina chiriquiensis*, *Mycale (Carmia) cf. cecilia*].

Esqueleto ectosómico



Esqueleto de la región superficial de una esponja, distinto del esqueleto coanosómico.

Esqueleto himedesmioide



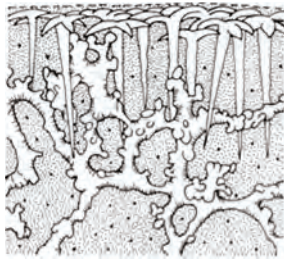
Esqueleto de esponja incrustante cuyas megascleras monoactinas aisladas se fijan a una placa de espongina con el ápice dirigido hacia el exterior (p. ej. *Hymedesmia* spp., *Eurypon lacertus*).

Esqueleto inarticulado (Calcarea)



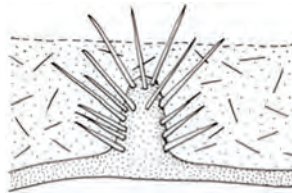
Esqueleto coanosómico formado sólo por los rayos impares de las espículas subtraiales y uno de los rayos de las espículas corticales o subcorticales. Sin espículas específicas del esqueleto coanosómico (p. ej. *Paraleucilla tarazonai*).

Esqueleto litistida



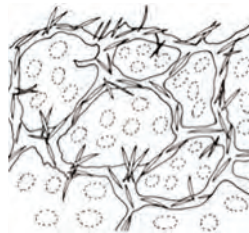
Esqueleto principal formado por un conjunto de desmas entrelazadas (p. ej. *Neophrissospongia galapagoensis*, *Scleritoderma* spp.).

Esqueleto microcionide



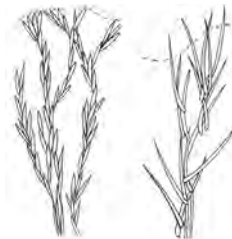
Esqueleto con estructuras cuyas espículas se proyectan desde una elevación de la placa basal de espongina [p. ej. *Clathria (Microciona)* aff. *microjoanna*, *Plocamione mataran*].

Esqueleto paratangencial



Disposición de las espículas ectosómicas intermedia entre el tipo empalizada y tangencial.

Esqueleto plumoso



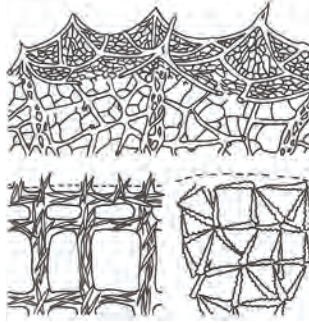
Construcción esquelética formada por fibras primarias o haces espiculares cuyas espículas irradian oblicuamente [p. ej. *Clathria (Microciona)* spp.]

Esqueleto radial



Esqueleto cuyos componentes estructurales divergen de una región central hacia la superficie de la esponja (p. ej. *Stelletta* spp.).

Esqueleto reticulado



Red tridimensional formada por fibras, haces, líneas espiculares o espículas aisladas

(p. ej. *Aplysina chiriquiensis*, *Balliviaspongia wirrmanni*).

Esqueleto subatrial (Calcarea)



Parte del esqueleto con espículas sagitales con rayos pares adyacentes al esqueleto atrial

(p. ej. *Grantia* spp., *Leucandra losangelensis*).

Esqueleto subcortical (Calcarea)



Parte del esqueleto adyacente al córtex que consiste en triactinas pseudosagitales con actinas impares y actinas pares más cortas, o tetractinas con sistema basal triradial adyacente al córtex

(p. ej. *Leucandra* spp.).

Esqueleto tangencial



Esqueleto ectosómico donde las espículas están dispuestas tangencialmente a la superficie

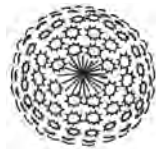
(p. ej. *Haliclona* spp., *Hymeniacidon perlevis*).

**Esqueleto tubar
(Calcarea)**



Esqueleto coanosómico de las especies siconoides (p. ej. *Grantia* spp.).

Esterráster



Microscuera esférica o elipsoidal cubierta por las terminaciones de los rayos en forma de placas estrelladas (p. ej. *Geodia* spp.).

Estilo



Espícula monaxónica con un extremo agudo y otro romo (p. ej. *Plocamione matarani*).

**Estrongiláster
(= quiáster)**



Áster con rayos libres, isodiamétricos y romos (p. ej. *Stelletta* spp.).

Estróngilo



Megasclera diactinal, a menudo isodiamétrica, con extremos [p. ej. *Hymedesmia* (*Hymedesmia*) *santarositae*]

Estrongiloestilo

Megasclera diactinal, a menudo isodiamétrica, con extremos desiguales, uno más agudo y el otro más romo (p. ej. *Celtodoryx* spp.).

Estrongilote Nombre alternativo de estrongilo, utilizado más a menudo para referirse a una categoría que a una sola espícula.

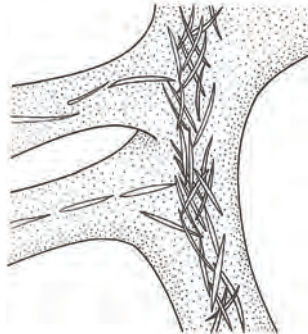
Estrongiloxa Oxa fusiforme con una punta abultada.

Euáster Término colectivo para microscleras de tipo áster cuyos rayos irradian desde un punto central.

Exopinacocito Pinacocito plano o en forma de "T" que cubre la superficie libre de una esponja (Figs 2–4).

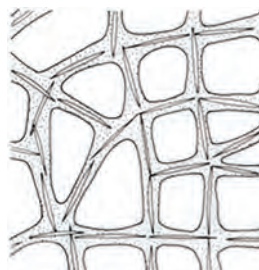
Exopinacodermo Superficie revestida por exopinacocitos.

Fibra



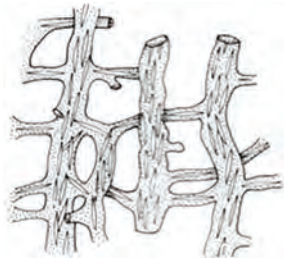
Columna (hebra, hilo) de esponjina que forma un esqueleto reticulado o dendrítico (p. ej. *Aplysina* spp.). Se denomina **fibra nucleada** cuando se incorporan espículas autóctonas o material extraño (espículas o sedimentos). La presencia de núcleos puede ser ligera y limitarse a un eje central o puede llenar toda la fibra (p. ej. *Aplysinopsis* spp., *Dysidea* cf. *lignea*).

Fibra / tracto uniespicular



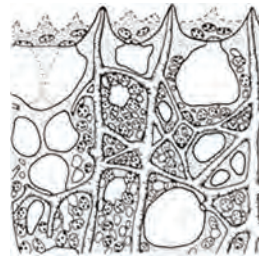
Línea única de megascleras alineadas (p. ej. *Haliclona* spp.).

Fibra o haz pauciespicular



Fibra o haz con dos a cinco megascleras adyacentes [p. ej. *Haliclona* (*Rhizoniera*) *baslaviae*, *Myxilla* (*Myxilla*) cf. *mexicensis*].

Fibra primaria



Fibra ascendente terminada en ángulo recto con respecto a la superficie, que a menudo sostiene cónulos (p. ej. *Aplysinopsis* spp., *Dysidea* cf. *lignea*).

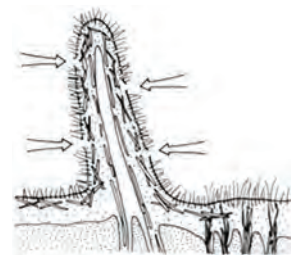
Fibra secundaria

Fibra que une las fibras primarias en un esqueleto reticulado.

Firme

Consistencia: sólida, requiere una presión considerable para deformar la esponja (p. ej. *Geodia* spp., *Stelletta* spp.).

Fístula



Protuberancia tubular que sobresale de la superficie de la esponja y que presenta ostiolo, ósculo o ambos.

Fusiforme

Espícula monactina, cuya forma se estrecha regularmente hacia las puntas.

Gémula

Un cuerpo de resistencia reproductiva asexual, compuesto por una masa de arqueocitos llenos de reservas y encerrados en una envoltura protectora no celular (Figs 13A & 13B).

Glucocito

Célula con dictiosomas conspicuos, caracterizada por la presencia de rosetas de glucógeno e inclusiones osmiófilas sólo vistas en MET. Sinónimo de células grises (Fig. 9G).

Globular



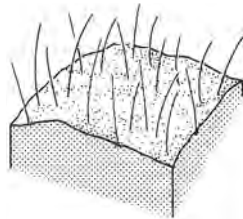
Hábito: En forma de bola, esférica (p. ej. *Geodia* spp., *Tethya* cf. *socius*)

Haz



Una columna o hace de megascleras alineadas.

Hispida



Superficie con proyecciones espiculares largas y dispersas [p. ej. *Clathria* (*Microciona*) *aculeofila*].

Isoquela

Una quela con extremos iguales. Véase quela ancorada, quela arqueada, quela palmada.

Isoquela palmada



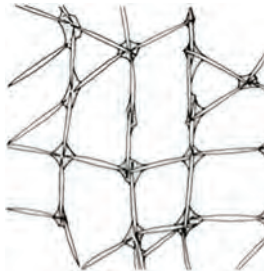
Isoquela con alas laterales que se fusionan con el eje a lo largo de toda su longitud, y la ala individual, central, anterior (una en cada extremo) queda libre y se ensancha distalmente (p. ej. *Acarnus* aff. *peruanus*).

Leuconoide



Sistema acuífero cuyos coanocitos forman cámaras coanocitarias discretas, esféricas o alargadas, pero nunca anastomosadas (p. ej. la mayoría de Demospongiae. Esquema de Cavalcanti & Klautau, 2011).

Línea de espículas



Haz uniespicular (p. ej. *Haliclona* spp.).

Lobulado

Superficie con proyecciones redondeadas [p. ej. *Myxilla* (*Myxilla*) cf. *mexicensis*].

Lofocito

Células del mesohilo que secretan fibras de colágeno (Figs 8B & 8C).

Masivo

Hábito: Estructura grande y compacta sin forma definible (p. ej. *Amphimedon* spp., *Stelletta* spp.).

Megasclera

Espícula estructural, generalmente >100 µm, que forma parte del esqueleto de soporte de las esponjas.

Megáster

Euáster de Tethyidae, bastante más grande que las micrásteres, generalmente el elemento arquitectónico principal del córtex de *Tethya*. Generalmente >40 µm.

Membrana basal

Tipo de matriz extracelular delgada y flexible, que proporciona soporte a las células (esponjas Homoscleromorpha).

Mesohilo

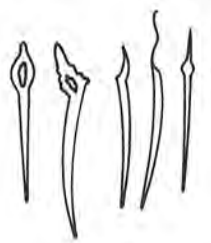
Parte de una esponja comprendida entre el pinacodermo y el coanodermo.

Mesotriena



Triena cuyo rabdo se extiende más allá del cladoma.

Microdiactina (Calcarea)



Espícula diactina pequeña.

Micropilo

Abertura en la capa de la gémula a través de la cual las células dejan la gémula en eclosión.

Microrabdo

Término general para designar una microsclera monaxónica recta.

Microsclera

Espícula generalmente pequeña, a menudo de forma ornamentada y, en su mayoría, no forma parte del esqueleto de soporte.

Mucronado

Adjetivo que se refiere a la punta aguda en forma de pezón de una megasclera.

Oniqueta



Microsclera larga y delgada, finamente espinada, de extremos asimétricos (p. ej. *Tedania ecuadoriensis*).

Ósculo

Abertura a través de la cual el agua sale de la esponja (Fig. 2).

Ostiolo

Abertura de porocitos a través de la cual el agua entra en la esponja (Fig. 3A).

Oxa

Espícula monaxónica (diactinal) puntiaguda en ambos extremos. Los diferentes tipos se distinguen por la forma y la morfología de los extremos de la espícula.



oxa angulada



oxa centrotítila



oxa curvada



oxa flexuosa



oxa fusiforme

Oxiáster

Euáster con rayos libres puntiagudos y con un pequeño centro de diámetro inferior a un tercio del diámetro total de la espícula (p. ej. *Stelletta* spp.1).

Oxiqueta

Una microsclera diactinal muy delgada, parecida a un pelo, microespinada, de extremidades similares y que se adelgazan suavemente. Se distingue de rafidios que no tienen espinas, y de oniquetas con sus extremidades afilando cada cual de forma distinta. A menudo en paquetes llamados oxidragmas (p. ej. *Celtodoryx* spp.).

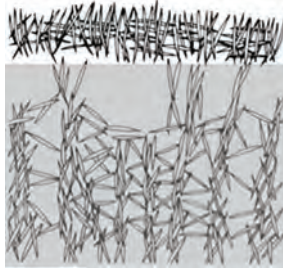
Oxidragma

Un manojo de oxiquetas.

Oxiesferáster

Euáster con evidente centro claramente más pequeño que los rayos (*Geodia* spp., *Timea* spp.).

Palisado



Arreglo perpendicular de las espículas ectosómicas, con las puntas dirigidas hacia fuera (p. ej. *Cliona chilensis*).

Papila

Protuberancia en forma de pezón que sobresale de la superficie de la esponja y que lleva ostiolos, ósculos o ambos. Véase figura de fístula.

Parenquímula

Larva compuesta por una envoltura de células flageladas que rodea una masa interna de células.

Pergamino



Esqueleto ectosómico tangencial en el que las megascleras están dispuestas como en un apretado tejido de fieltro (p. ej. *Hymeniacidon perlevis*).

Pinacocito

Célula que delimita la esponja del medio externo y siempre distribuida en capas de sólo una célula de espesor (Véase exo- y endopinacocito).

Pinacodermo

Superficie revestida por pinacocitos.

Plagiotriena











Triena con clados dirigidos hacia delante que forman un ángulo de unos 45°, con el rabdo, y pueden estar recurvados distalmente (p. ej. *Stelletta* spp.).

Porocito Célula del exopinacodermo que rodea un ostiolo (poro) (Fig. 3A).

Prosopilo Apertura de un canal inhalante en una cámara coanocitaria.

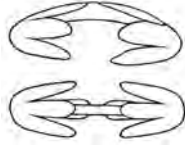
Protiena  Triena con clados dirigidos o fuertemente curvados hacia delante, lejos del rabdo (p. ej. *Geodia* spp.).

Puntas de oxa

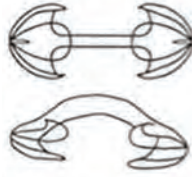
			
acerada	asimétrica	roma	cónica
			
astada	mucronada	escalonada	simétrica

Punteada Superficie aparece con puntos debido a la presencia de poros microscópicos [p. ej. *Haliclona* (*Halichocona*) *marcorios*].

Quela Microsclera con un eje curvado y alas recurvadas en cada extremo. Véase isoquela y anisoquela.

Quela ancorada  Isoquela con tres o más alas libres (en cada extremo) en forma de procesos curvados, que se asemejan a una ancla, con dos alas laterales incipientes fusionadas con el eje en toda su longitud y un eje ligeramente arqueado (p. ej. *Plocamiancora* spp.).

Quela arqueada



Isoquela con tres alas libres en una parte de su longitud y un eje característicamente curvado hacia fuera, a menudo en forma de arco (p. ej. *Lissodendoryx* cf. *carolinensis*).

**Quela unguiferada
ancorada**



Quela ancorada cuyos procesos recurvados tienen forma de garras o hoces y normalmente están conectados al eje por expansiones llamadas "falces" (p. ej. *Plocamiancora* spp.).

Quiáster

Véase estrongiláster.

Rabdoma



Rabdo (rayo) de un triena que se distingue de los otros tres por su longitud, generalmente más larga (p. ej. *Neophrissospongia galapagoensis*).

Rafidio



Microsclera muy fina, parecida a un pelo, a menudo en paquetes llamados tricodragmas. [p. ej. *Mycale* (*Carmia*) cf. *magnirhaphidifera*].

Ramillete

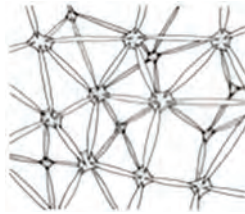


Cepillo ectosómico de espículas perpendicular a la superficie de la esponja, con los extremos puntiagudos hacia fuera (p. ej. *Stelletta* spp.).

Resistente

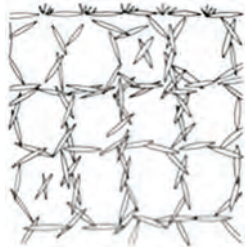
Consistencia retoma la forma original después de la deformación (p. ej. *Aplysina chiriquiensis*).

Reticulación isodictial



Reticulación isotrópica con mallas de forma triangular y lados de una espícula largo [p. ej. *Haliclona (Reniera) parvuloxea*].

Reticulación isotrópica



Reticulación sin diferenciación de fibras, haces o líneas primarias o secundarias [p. ej. *Haliclona (Reniera) spp.*].

Rizoclón



Desma monoaxial irregular no tuberculada, con zigomas de espinosos a rizoidales que suelen ser principalmente laterales (p. ej. *Scleritoderma spp.*).

Sanidáster



Una microsclera recta derivada de un rabdo que tiene espinas espaciadas a lo largo de toda su longitud. Las espinas a lo largo del eje están perpendiculares al mismo y pueden o no estar dispuestas en espiral. Las de los extremos divergen oblicuamente (p. ej. *Neophrissospongia galapagoensis*).

Siconoide



Sistema acuífero con cámaras coanocitarias alargadas que contienen conos distales libres o que se extienden desde el córtex al atrio (*Sycon* spp. Esquema de Cavalcanti & Klautau, 2011).

Sigma



Microsclera de forma de "C" o "S" a depender del ángulo del cual se la observa [p. ej. *Hamacantha* (*Zygherpe*); *Haliclona* (*Gellius*) *concreta*].

Sileibide



Sistema acuífero con cámaras coanocitarias dispuestas radialmente alrededor de invaginaciones de la cavidad atrial (p. ej. *Leucandra* spp., *Leucilla* spp. Esquema de Cavalcanti & Klautau, 2011).

Solenoide



Sistema acuífero compuesto por tubos de coanocitos anastomosados y un atrio que carece de coanocitos (p. ej. *Leucascus* spp. Esquema de Cavalcanti & Klautau, 2011).

Suave

Consistencia: ceden a la presión, se desgarran fácilmente (p. ej. *Clathrina* spp., *Aplysina gerardogreeni*).

Subtiloestilo



Tiloestilo con un extremo puntiagudo y levemente dilatado o protuberante. La dilatación, que puede ser más o menos marcada, puede ser subterminal [p. ej. *Antho (Plocamia) spp.*].

Subtilostróngilo

Megasclera isodiamétrica, diactinal, con terminaciones desiguales, ambos extremos redondos, uno de ellos con una ligera hinchazón (p. ej. *Celtodoryx spp.*).

Subtilote

Tilote con cabezas elípticas débilmente hinchadas [p. ej. *Hymedesmia (Hymedesmia) santarositae*].

Tesocito

Arqueocito latente en gémulas en las que el citoplasma está lleno de reservas parcialmente dispuestas en plaquetas vitelinas (Fig. 13A).

Tetractina (Calcarea)



Espícula con cuatro rayos.

Tiláster



Áster con rayos libres, con espinas concentradas en sus extremidades, confiriéndoles aspecto de tiloestilo al microscopio óptico (p. ej. *Stelletta spp.*, *Tethya cf. socius*).





Tilo

Dilatación o protuberancia redondeada en una espícula.

Tiloestilo



Estilo con un tilo (protuberancia circular) en la base (p. ej. *Cliona chilensis*).

Tilote		Megasclera diactinal con un tilo (protuberancia circular) en cada extremo (p. ej. <i>Acarnus</i> aff. <i>peruanus</i> , <i>Plocamiancora</i> spp.).
Tornote		Megasclera recta, isodiamétrica, diactinal, con extremos cónicos o mucronados [p. ej. <i>Hymedesmia</i> (<i>Hymedesmia</i>) <i>peruana</i>].
Toxa		Microscletra con forma de arco (p. ej. <i>Acarnus</i> aff. <i>peruanus</i>).
Triactina (Calcarea)		Espícula con tres rayos. Véase espícula parasagital, pseudosagital, regular y sagital.
Triena		Término general para designar una megasclera tetractinal que tiene un rabdo desigual (rabdoma) que suele ser mucho más largo que los otros tres (denominados cladós, formando el cladoma). Véase anatriena.
Tricodragma		Manojo de rafidios [p. ej. <i>Mycale</i> (<i>Carmia</i>) cf. <i>magnirhaphidifera</i>].
Tricoxa (Calcarea)		Espícula monaxónica fina del grosor de un cabello, recta y en general alrededor del ósculo o emergiendo del córtex.
Trofocito		Célula que proporciona reservas a los arqueocitos durante la gemulogénesis y a los oocitos durante la oogénesis (Fig. 11D).
Tuberculada		Espícula ornamentada con protuberancias tuberculadas.
Zigoma		Parte de un desma que se entrelaza con otra espícula.

8. Referencias

- AGUILAR-CAMACHO, J.M. & CARBALLO, J.L. 2013. Raspailiidae (Porifera: Demospongiae: Axinellida) from the Mexican Pacific Ocean with the description of seven new species. *Journal of Natural History* 47 (25-28): 1663-1706.
- AGUILAR-CAMACHO, J.M., CARBALLO, J.L. & CRUZ-BARRAZA, J.A. 2013. Acarnidae (Porifera: Demospongiae: Poecilosclerida) from the Mexican Pacific Ocean with the description of six new species. *Scientia Marina* 77 (4): 677-696.
- AGUILAR-CAMACHO, J.M., CARBALLO, J.L. & CRUZ-BARRAZA, J.A. 2018. *Tedania* (Porifera: Demospongiae: Poecilosclerida) from the Mexican Pacific with the description of two new species. *Journal of Natural History* 52 (19-20): 1311-1332.
- AGUIRRE, L.K., HOOKER, Y., WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2011. A new *Clathria* (Demospongiae, Microcionidae) from Peru occurring on rocky substrates as well as epibiontic on *Eucidaris thouarsii* sea urchins. *Zootaxa* 3085: 41-54.
- ALANDER, H. 1942. Sponges from the Swedish west-coast and adjacent waters. PhD Thesis, Lund University, Göteborg, Sweden. 95 pp., pls 16.
- ARROYO, Y., HAJDU, E., WILLENZ, Ph. & CÓNDOR-LUJÁN, B. 2020. First record of *Ciocalypta* Bowerbank, 1862 (Demospongiae, Suberitida, Halichondriidae) in the Eastern Pacific, with description of a new species from Peru. *Zootaxa* 4853 (3): 429-441.
- AUSTIN, W.C., OTT, B.S., REISWIG, H.M., ROMAGOSA, P. & McDANIEL, N.G. 2014. Taxonomic review of Hadromerida (Porifera, Demospongiae) from British Columbia, Canada, and adjacent waters, with the description of nine new species. *Zootaxa* 3823 (1): 1-84.
- AZEVEDO, F., CÓNDOR-LUJÁN, B., WILLENZ, Ph., HAJDU, E., HOOKER, Y. & KLAUTAU, M. 2015. Integrative taxonomy of calcareous sponges (subclass Calcinea) from the Peruvian coast: morphology, molecules, and biogeography. *Zoological Journal of the Linnean Society* 173 (4): 787-817.
- AZEVEDO, F., HAJDU, E., WILLENZ, Ph. & KLAUTAU, M. 2009. New records of Calcareous sponges (Porifera, Calcarea) from the Chilean coast. *Zootaxa* 2072: 1-30.
- AZEVEDO, F., PADUA, A., MORAES, F., ROSSI, A., MURICY, G. & KLAUTAU, M. 2017. Taxonomy and phylogeny of calcareous sponges (Porifera: Calcarea: Calcinea) from Brazilian mid-shelf and oceanic islands. *Zootaxa* 4311 (3): 301-344.
- BAKUS, G.J. 1966. Marine poeciloscleridan sponges of the San Juan Archipelago, Washington. *Journal of Zoology* 149: 415-531.
- BARTHEL, D. & TENDAL, O.S. 1994. Antarctic Hexactinellida. *Theses Zoologicae* 23. Fricke, R. (Ed.). Synopses of the Antarctic Benthos 6. Wägele, J.W. & Sieg, J. (Eds). Koeltz Scientific Books. Champaign, Illinois / Königstein, Germany: 154 pp.
- BERGMANN, W. & FEENEY, R. 1950. The isolation of a new thymine pentoside from sponges. *Journal of the American Chemical Society* 72 (6): 2809-2810.
- BERGQUIST, P.R. 1967. Additions to the Sponge Fauna of the Hawaiian Islands. *Micronesica* 3 (2): 159-174.

- BERGQUIST, P.R. 1968. The Marine Fauna of New Zealand: Porifera, Demospongiae, Part 1. (Tetractinomorpha and Lithistida). New Zealand Department of Scientific and Industrial Research Bulletin *New Zealand Oceanographic Institute Memoir* 188 (37): 1-105.
- BERGQUIST, P.R. 1978. *Sponges*. Hutchinson, London / University of California Press, Berkeley & Los Angeles: 268 pp.
- BERGQUIST, P.R. 1995. Dictyoceratida, Dendroceratida and Verongida from the New Caledonia Lagoon (Porifera: Demospongiae). *Memoirs of the Queensland Museum* 38 (1): 1-51.
- BERGQUIST, P.R. & HOGG, J.J. 1969. Free amino acid patterns in Demospongiae; a biochemical approach to sponge classification. *Cahiers de Biologie Marine* 10: 205-220.
- BHUSHAN, A., PETERS, E.E. & PIEL, J. 2017. *Entotheonella* Bacteria as Source of Sponge-Derived Natural Products: Opportunities for Biotechnological Production. *Progress in Molecular and Subcellular Biology* 55: 291-314.
- BIDDER, G.P. 1898. The Skeleton and Classification of Calcareous Sponges. *Proceedings of the Royal Society* 64: 61-76.
- BISPO, A., WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2022. Diving into the unknown: fourteen new species of haplosclerid sponges (Demospongiae: Haplosclerida) revealed along the Peruvian coast (Southeastern Pacific). *Zootaxa* 5087 (2): 201-252.
- BOROJEVIC, R., BOURY-ESNAULT, N. & VACELET, J. 2000. A revision of the supraspecific classification of the subclass Calcaronea (Porifera, class Calcarea). *Zoosystema* 22 (2): 203-263.
- BOURY-ESNAULT, N. & RÜTZLER, K. 1997. Thesaurus of sponge morphology. *Smithsonian Contributions to Zoology* 596: 1-55.
- BOURY-ESNAULT, N., VACELET, J., REISWIG, H.M., FOURT, M., AGUILAR, R. & CHEVALDONNÉ, P. 2015. Mediterranean hexactinellid sponges, with the description of a new *Sympagella* species (Porifera, Hexactinellida). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 95 (7): 1353-1364.
- BOURY-ESNAULT, N. & VOLKMER-RIBEIRO, C. 1992. The Porifera: Description of a new taxon *Balliviaspongia wirrmanni* n. g., n. sp. In: Dejoux, C. & Iltis, A. (Eds). *Lake Titicaca. A synthesis of Limnological Knowledge*. Kluwer Academic Publishers: 295-301.
- BOWERBANK, J.S. 1864. *A Monograph of the British Spongiadae*. Ray Society, London: i-xx, 1-290, pls I-XXXVII.
- BRÜCK, W.M., SENNETT, S.H., POMPONI, S.A., WILLENZ, Ph. & MCCARTHY, P.J. 2008. Identification of the bacterial symbiont *Entotheonella* sp. in the mesohyl of the marine sponge *Discodermia* sp. *The ISME Journal* 2 (3): 335-339.
- BURTON, M. 1959. Sponges. *Scientific Reports. John Murray Expedition 1933-34. British Museum (Natural History): London* 10 (5): 151-281.

- BURTON, M. 1963. *A Revision of the Classification of the Calcareous Sponges. With a Catalogue of the specimens in the British Museum (Natural History)*. W. Clowes & Sons Ltd, London: 693 pp.
- CALCINAI, B., BELFIORE, G., PICA, D., TORSANI, F., PALMA, M. & CERRANO, C. 2020. Porifera from Ponta do Ouro (Mozambique). *European Journal of Taxonomy* 698: 1-56.
- CARBALLO, J.L. & CRUZ-BARRAZA, J.A. 2006. The genus *Timea* (Porifera: Timeidae) in the Eastern Pacific Ocean: revision of type material, new species and intraspecific variability. *Cahiers de Biologie Marine* 47: 301-320.
- CARBALLO, J.L. & CRUZ-BARRAZA, J.A. 2010. A revision of the genus *Mycale* (Poecilosclerida: Mycalidae) from the Mexican Pacific Ocean. *Contributions to Zoology* 79 (4): 165-191.
- CARBALLO, J.L., CRUZ-BARRAZA, J.A. & GÓMEZ, P. 2004. Taxonomy and description of clionaid sponges (Hadromerida, Clionaidae) from the Pacific Ocean of Mexico. *Zoological Journal of the Linnean Society* 141: 353-397.
- CARBALLO, J.L. & HAJDU, E. 2001. *Mycale* (*Aegogropila*) sp. n. from the SE Atlantic, with comments on the species of *Mycale* Gray with raphidotoxas (Mycalidae, Demospongiae, Porifera). *Revista brasileira de Zoologia* 18 (Supl. 1): 205-217.
- CÁRDENAS, P., PÉREZ, T. & BOURY-ESNAULT, N. 2012. Sponge Systematics Facing New Challenges. *Advances in Marine Biology* 61: 79-209.
- CARTER, H.J. 1875. Notes Introductory to the Study and Classification of the Spongida. Part II. Proposed Classification of the Spongida. *Annals and Magazine of Natural History* (4) 16 (92): 126-145, 177-200.
- CARTER, H.J. 1879. Contributions to our Knowledge of the Spongida. *Annals and Magazine of Natural History* (5) 3: 284-304, 343-360, pls XXV-XXVII.
- CASTILLO-PÁEZ, A., LLERA-HERRERA, R. & CRUZ-BARRAZA, J.A. 2021. *De novo* transcriptome assembly for two color types of the marine sponge *Mycale* (*Carmia*) *cecilia*. *Molecular Biology Reports* 48 (3): 3023-3026.
- CAVALCANTI, F.F. & KLAUTAU, M. 2011. Solenoid: a new aquiferous system to Porifera. *Zoomorphology* 130 (4): 255-260.
- CHOMBARD, C. & BOURY-ESNAULT, N. 1999. Good congruence between morphology and molecular phylogeny of Hadromerida, or how to bother sponge taxonomists. *In*: Hooper, J.N.A. (Ed.) Origin and Outlook. Proceedings of the 5th International Sponge Symposium 1998. *Memoirs of the Queensland Museum* 44: 100.
- CÓNDOR-LUJÁN, B., ARTEAGA, A., POLO, Ch., ARROYO, Y., WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2023. Shallow Suberitida (Porifera, Demospongiae) from Peru. *Zootaxa*: 5264 (4): 451-489.
- CÓNDOR-LUJÁN, B., AZEVEDO, F., HAJDU, E., HOOKER, Y., WILLENZ, Ph. & KLAUTAU, M. 2019. Tropical Eastern Pacific Amphoriscidae Dendy, 1892 (Porifera: Calcarea: Calcaronea: Leucosolenida) from the Peruvian coast. *Marine Biodiversity* 49: 1813-1830.

- CÓNDOR-LUJÁN, B., LEOCORNÝ, P., PADUA, A., AZEVEDO, F., SEIXAS, V.C., HOOKER, Y., HAJDU, E., WILLENZ, Ph., PÉREZ, T. & KLAUTAU, M. 2021. Evolutionary history of the calcareous sponge *Clathrina aurea*: genetic connectivity in the Western Atlantic and intriguing occurrence in the Eastern Pacific. *Marine Biology* 168 (127): 1-23.
- CÓNDOR-LUJÁN, B., LOUZADA, T., HAJDU, E. & KLAUTAU, M. 2018. Morphological and molecular taxonomy of calcareous sponges (Porifera: Calcarea) from Curaçao, Caribbean Sea. *Zoological Journal of the Linnean Society* 183 (3): 459-525.
- COOK, S.D.C. 2007. Clarification of dictyoceratid taxonomic characters, and the determination of genera. In: Custódio, M.R., Lôbo-Hajdu, G., Hajdu, E. & Muricy, G. (Eds). *Porifera Research Biodiversity, Innovation and Sustainability*. Rio de Janeiro: Museu Nacional, 265-274.
- CRUZ-BARRAZA, J.A. & CARBALLO, J.L. 2006. A new species of *Haliclona* (Demospongiae: Haplosclerida) living in association with *Geodia media* Bowerbank (Mexican Pacific coast). *Zootaxa* 1343: 43-54.
- CRUZ-BARRAZA, J.A., CARBALLO, J.L., ROCHA-OLIVARES, A., EHRLICH, H. & HOG, M. 2012. Integrative Taxonomy and Molecular Phylogeny of Genus *Aplysina* (Demospongiae: Verongida) from Mexican Pacific. *PLoS One* 7 (8): e42049.
- DE GOEIJ, J.M., VAN OEELEEN, D., VERMEIJ, M.J.A., OSINGA, R., MIDDELBURG, J.J., DE GOEIJ, A.F.P.M. & ADMIRAAL, W. 2013. Surviving in a Marine Desert: The Sponge Loop Retains Resources Within Coral Reefs. *Science* 342 (6154): 108-110.
- DE LAUBENFELS, M.W. 1927. The red sponges of Monterey Peninsula, California. *Annals and Magazine of Natural History* 9 (19): 258-266.
- DE LAUBENFELS, M.W. 1930. The Sponges of California. (Abstracts of dissertations for the degree of doctor of philosophy). *Stanford University Bulletin* 5 (98): 24-29.
- DE LAUBENFELS, M.W. 1932. The marine and fresh-water sponges of California. *Proceedings of the United States National Museum* 81 (2927): 1-140.
- DE LAUBENFELS, M.W. 1936. A Discussion of the Sponge Fauna of the Dry Tortugas in Particular and the West Indies in General, with Material for a Revision of the Families and Orders of the Porifera. *Carnegie Institute of Washington (Tortugas Laboratory Paper N° 467)* 30: 1-225, pls 221-222.
- DE LAUBENFELS, M.W. 1954. The Sponges of the West-Central Pacific. *Oregon State Monographs. Studies in Zoology* 7: i-x, 1-306, pls I-XII.
- DE PAULA, T.S., ZILBERBERG, C., HAJDU, E. & LÔBO-HAJDU, G. 2012. Morphology and molecules on opposite sides of the diversity gradient: four cryptic species of the *Cliona celata* (Porifera, Demospongiae) complex in South America revealed by mitochondrial and nuclear markers. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 62 (1): 529-541.

DE VOOGD, N.J., ALVAREZ, B., BOURY-ESNAULT, N., CARBALLO, J.L., CÁRDENAS, P., DÍAZ, M.-C., DOHRMANN, M., DOWNEY, R., HAJDU, E., HOOPER, J.N.A., KELLY, M., KLAUTAU, M., MANCONI, R., MORROW, C.C., PISERA, A.B., RÍOS, P., RÜTZLER, K., SCHÖNBERG, C., VACELET, J. & VAN SOEST, R.W.M. 2022. World Porifera Database. Accessed at <https://www.marinespecies.org/porifera> on 2022-04-21.

DEBRENNE, F. & VACELET, J. 1984. Archaeocyatha: Is the sponge model consistent with their structural organization? *Palaeontographica Americana* 54: 358-368.

DENDY, A. 1892. Synopsis of the Australian Calcarea Heterocoela; with a proposed Classification of the Group and Descriptions of some New Genera and Species. *Proceedings of the Royal Society of Victoria (New Series)* 5: 69-116.

DENDY, A. 1893. Studies on the comparative anatomy of sponges. V. Observations on the structure and classification of the Calcarea Heterocoela. *Quarterly Journal of Microscopical Science* 35: 159-257.

DENDY, A. 1922. Report on the Sigmatotetraxonida collected by H.M.S.' Sealark' in the Indian Ocean. In: Reports of the Percy Sladen Trust Expedition to the Indian Ocean in 1905, Vol. 7. *Transactions of the Linnean Society of London* 18 (1): 1-164, pls 161-118.

DENDY, A. 1924. Porifera. Part I. Non-Antarctic sponges. *Natural History Report. British Antarctic ("Terra Nova") Expedition, 1910 (Zoology)* 6 (3): 269-392, pls I-XV.

DESHMUKH, U.B. 2023. *Neoernsta* nom. nov. (Calcarea, Porifera), a new genus name to replace *Ernsta* Klautau, Azevedo & Córdor-Luján, 2021. *Zootaxa* 5330(4): 597-599.

DESQUEYROUX, R.P. 1972. Demospongiae (Porifera) de la costa de Chile. *Gayana* 20: 1-71.

DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R. 1990. Spongiaires (Demospongiae) de l'Île de Pâques (Isla de Pascua). *Revue suisse de Zoologie* 97 (2): 373-409.

DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R. & VAN SOEST, R.W.M. 1996. A review of Lophonidae, Myxillidae and Tedaniidae occurring in the South East Pacific (Porifera: Poecilosclerida). *Revue suisse de Zoologie* 103 (1): 3-79.

DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R. & VAN SOEST, R.W.M. 1997. Shallow waters Demosponges of the Galápagos Islands. *Revue suisse de Zoologie* 104 (2): 379-467.

DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R. & VALENTINE, C. 2002. Family Phloeodictyidae Carter. In: Hooper, J.N.A., van Soest, R.W.M. & Willenz, Ph. (Eds). *Systema Porifera. A Guide to the Classification of Sponges*. Kluwer Academic / Plenum Publishers, New York, Boston, Dordrecht, London, Moscow: 893-905.

DÍAZ, M.C., VAN SOEST, R.W.M., RÜTZLER, K. & GUZMAN, H.M. 2005. *Aplysina chiriquiensis*, a new pedunculate sponge from the Gulf of Chiriquí, Panamá, Eastern Pacific (Aplysinidae, Verongida). *Zootaxa* 1012: 1-12.

DICKINSON, M. 1945. Sponges of the Gulf of California. In: *Reports on the collections obtained by Alan Hancock Pacific Expeditions of Velero III off the coast of Mexico, Central America, South America, and Galápagos Islands in 1932, in 1933, in 1934, in 1937, in 1939, and 1940*. The University of Southern California Press, Los Angeles: 1-55, pls 51-97.

- ERPENBECK, D. & VAN SOEST, R.W.M. 2002. Family Halichondriidae Gray, 1867. In: Hooper, J.N.A., van Soest, R.W.M. & Willenz, Ph. (Eds). *Systema Porifera: A Guide to the Classification of Sponges*. Kluwer Academic / Plenum Publishers, New York, Boston, Dordrecht, London, Moscow: 787-816.
- ERPENBECK, D., SUTCLIFFE, P., COOK SDE, C., DIETZEL, A., MALDONADO, M., VAN SOEST, R.W.M., HOOPER, J.N. & WÖRHEIDE, G. 2012. Horny sponges and their affairs: on the phylogenetic relationships of keratose sponges. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 63 (3): 809-816.
- FLEMING, J. 1828. Spongiadae. In: *A History of British Animals, Exhibiting the Descriptive Characters and Systematical Arrangement of the Genera and Species of Quadrapeds, Birds, Reptiles, Fishes, Mollusca, and Radiata of the United Kingdom; including the Indigenous, Extirpated, and Extinct Kinds, together with Periodical and Occasional Visitants*. Bell & Bradfute, Edimburgh / James Duncan, London: 518-527.
- GASTALDI, M., DE PAULA, T.S., NARVARTE, M.A., LÔBO-HAJDU, G. & HAJDU, E. 2018. Marine sponges (Porifera) from the Bahía San Antonio (North Patagonian Gulfs, Argentina), with additions to the phylogeography of the widely distributed *Cliona* aff. *celata* and *Hymeniacion perlevis*, and the description of two new species. *Marine Biology Research* 14 (7): 682-716.
- GAZAVE, E., LAPÉBIE, P., ERESKOVSKY, A.V., VACELET, J., RENARD, E., CÁRDENAS, P. & BORCHIPELLINI, C. 2012. No longer Demospongiae: Homoscleromorpha formal nomination as a fourth class of Porifera. *Hydrobiologia* 687 (1): 3-10.
- GERASIMOVA, E., ERPENBECK, D. & PLOTKIN, A. 2008. *Vosmaeria* Fristedt, 1885 (Porifera, Demospongiae, Halichondriidae): revision of species, phylogenetic reconstruction and evidence for split. *Zootaxa* 1694: 1-37.
- GÓMEZ, P. & BAKUS, G.J. 1992. *Aplysina gerardogreeni* and *Aplysina aztecus* (Porifera: Demospongiae) new species from the Mexican Pacific). *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Autónoma de México* 19 (2): 175-180.
- GÓMEZ, P., GONZÁLEZ-ACOSTA, B., SÁNCHEZ-ORTÍZ, C., HOFFMAN, Z.V.I. & HERNÁNDEZ-GUERRERO, C.J. 2018. Amended definitions for Aplysinidae and *Aplysina* (Porifera, Demospongiae, Verongiida): on three new species from a remarkable population in the Gulf of California. *Zootaxa* 4455 (2): 322.
- GOODWIN, C., BREWIN, P.E. & BRICKLE, P. 2012. Sponge biodiversity of South Georgia island with descriptions of fifteen new species. *Zootaxa* 3542 (1): 1-48.
- GOODWIN, C., JONES, J., NEELY, K. & BRICKLE, P. 2014. Sponge biodiversity of Beauchêne and the Sea Lion Islands and south-east East Falkland, Falkland Islands, with a description of nine new species. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 96 (2): 263-290.
- GRANT, R.E. 1836. Animal Kingdom. In: Todd, R.B. (Ed.). *The Cyclopaedia of Anatomy and Physiology. Volume 1*. Sherwood, Gilbert & Piper, London: 107-118.

GRANT, R.E. 1861. Tabular view of the primary divisions of the Animal Kingdom, intended to serve as an outline of an elementary course of recent Zoology (Cainozoology), or the Natural History of existing animals. Walton and Maberley, London: i-vi, 1-91.

GRAY, J.E. 1848. *List of the Specimens of British Sponges in the collection of the British Museum*. British Museum, London: 24 pp.

GRAY, J.E. 1867. Notes on the arrangement of sponges, with the descriptions of some new genera. *Proceedings of the Zoological Society of London* 1867 (2): 492-558, pls XXVII-XXVIII.

GRAY, J.E. 1872. Notes on the Classification of the Sponges. *Annals and Magazine of Natural History* (4) 9 (54): 442-461.

GUNASEKERA, S.P., GUNASEKERA, M., LONGLEY, R.E. & SCHULTE G.K. 1990. Discodermolide: a new bioactive polyhydroxylated lactone from the marine sponge *Discodermia dissoluta*. *Journal of Organic Chemistry* 55 (16): 4912-4915.

HAECKEL, E. 1870. Prodrömus of a system of the calcareous sponges. *Annals and Magazine of Natural History* (4) 5 (27): 176-191.

HAECKEL, E. 1872. *Die Kalkschwämme. Eine Monographie in zwei Bänden Text und einem Atlas mit 60 Tafeln Abbildungen*. G. Reimer (Ed.). Berlin: 1: 1-484; 2: 1-418; 3: pls 1-60.

HAJDU, E., DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R., CARVALHO, M.D.S., LÓBO-HAJDU, G. & WILLENZ, Ph. 2013. Twelve new Demospongiae (Porifera) from Chilean fjords, with remarks upon sponge-derived biogeographic compartments in the SE Pacific. *Zootaxa* 3744 (1): 1-64.

HAJDU, E., HOOKER, Y. & WILLENZ, Ph. 2015. New *Hamacantha* from Peru and resurrection of *Zygherpe* as subgenus (Demospongiae, Poecilosclerida, Hamacanthidae). *Zootaxa* 3926 (1): 87-99.

HAJDU, E. & RÜTZLER, K. 1998. Sponges, genus *Mycale* (Poecilosclerida: Demospongiae: Porifera), from a Caribbean mangrove and comments on subgeneric classification. *Proceedings of the Biological Society of Washington, D.C* 111 (4): 737-773.

HALLMANN, E.F. 1917. A revision of the genera with microscleres included, or provisionally included, in the family Axinellidae; with descriptions of some Australian species. Part III. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales* 41 (164): 634-675, pls XXIX, figs 633, 635, 636; XXXIII, fig. 636; XXXVIII, figs 635-639.

HARTMAN, W.D. 1958. A re-examination of Bidder's classification of the Calcareous. *Systematic Zoology* 7 (3): 97-110.

HENKEL, D. & JANUSSEN, D. 2011. Redescription and new records of *Celtodoryx ciocalyptoides* (Demospongiae: Poecilosclerida)—a sponge invader in the north east Atlantic Ocean of Asian origin? *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 91 (2): 347-355.

HIRATA, Y. & UEMURA, D. 1986. Halichondrins – antitumor polyether macrolides from a marine sponge. *Pure and Applied Chemistry* 58 (5): 701-710.

- HOOPER, J.N.A. 2002. Family Raspailiidae Hentschel, 1923. In: Hooper, J.N.A., van Soest, R.W.M. & Willenz, Ph. (Eds). *Systema Porifera. A Guide to the Classification of Sponges*. Kluwer Academic / Plenum Publishers, New York, Boston, Dordrecht, London, Moscow: 469-510.
- HÓZAWA, S. 1940. Report on the calcareous sponges obtained by the Zoological Institute and Museum of Hamburg. *Science Reports of the Tôhoku Imperial University* 15: 131-163.
- HYATT, A. 1877. Revision of the North American Poriferae; with remarks upon foreign species. Part II. *Memoirs of the Boston Society of Natural History* 2: 481-554, pls XV-XVII.
- JARAMILLO, K.B., CÓNDROR-LUJÁN, B., LONGAKIT, B., RODRIGUEZ, J., THOMAS, O.P., MCCORMACK, G. & HAJDU, E. 2021. New records of Demospongiae (Porifera) from Reserva Marina El Pelado (Santa Elena, Ecuador), with description of *Tedania (Tedania) ecuadoriensis* sp. nov. *Zookeys* 1011: 101-120.
- KLAUTAU, M., AZEVEDO, F. & CÓNDROR-LUJÁN, B. 2021. *Ernstia* nom. nov. (Calcarea, Porifera), a new genus name to replace *Ernstia* Klautau et al., 2013. *Zootaxa* 4991 (2): 398-400.
- KLAUTAU, M., AZEVEDO, F., CÓNDROR-LUJÁN, B., RAPP, H.T., COLLINS, A. & RUSSO, C.A. 2013. A Molecular Phylogeny for the Order Clathrinida Rekindles and Refines Haeckel's Taxonomic Proposal for Calcareous Sponges. *Integrative and Comparative Biology* 53 (3): 447-461.
- KLAUTAU, M. & BOROJEVIC, R. 2001. Sponges of the genus *Clathrina* Gray, 1867 from Arraial do Cabo, Brazil. *Zoosystema* 23 (3): 395-410.
- KOLTUN, V.M. 1964. Sponges of the Antarctic. 1 Tetraxonida and Cornacuspongida. In: Pavlovskii, E.P., Andriyashev, A.P. & Ushakov, P.V. (Eds). *Biological Reports of the Soviet Antarctic Expedition (1955–1958)*. Akademya Nauk SSSR [English translation, 1966, Israel Program for Scientific Translations]. 2 (10), Monson, Jerusalem: 6-133, 443-448.
- KOLTUN, V.M. 1970. Sponge fauna of the northwestern Pacific from the shallows to the hadal depths. In: Bogorov, V.G. (Eds). *Fauna of the Kurile-Kamchatka Trench and its environment*. Institute of Oceanology of the Academy of Sciences of the U.S.S.R., 86: 165-221, pls 161-168.
- LAMARCK, J.-B. DE. 1815 [1814]. Suite des polypiers empâtés. *Mémoires du Muséum d'Histoire naturelle, Paris* 1: 69-80, 162-168, 331-340.
- LAMBE, L.M. 1893 [1894]. Sponges from the Pacific coast of Canada. *Proceedings and Transactions of the Royal Society of Canada* 11 (4): 25-43, pls II-IV.
- LEE, W.L., ELVIN, D.W. & REISWIG, H.M. 2007. *The Sponges of California. A Guide and Key to the Marine Sponges of California*. Monterey Bay Sanctuary Foundation: Monterey, CA, USA: 265 pp.
- LÉVI, C. 1953. Sur une nouvelle classification des Démosponges. *Compte-rendu hebdomadaire des séances de l'Académie des sciences, Paris* 236 (8): 853-855.

- LÉVI, C. 1969. Spongiaires du Vema Seamount (Atlantique Sud). *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle* (2) 41 (4): 952-973.
- LÉVI, C. & LÉVI, P. 1983. Démosponges bathyales récoltées par le N/O « Vauban » au sud de la Nouvelle-Calédonie. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle* 4 (A) 5 (4): 931-997.
- LIZARAZO, N., ZEA, S., CHASQUI, L. & RINCÓN-DÍAZ, N. 2020. Biodiversidad de esponjas en arrecifes rocosos del Chocó norte, Pacífico colombiano. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras* 49 (2): 79-130.
- LOPES, D.A., BRAVO, A. & HAJDU, E. 2011. New carnivorous sponges (Cladorhizidae: Poecilosclerida: Demospongiae) from off Diego Ramírez Archipelago (south Chile), with comments on taxonomy and biogeography of the family. *Invertebrate Systematics* 25: 407-443.
- ŁUKOWIAK, M., VAN SOEST, R., KLAUTAU, M., PÉREZ, T., PISERA, A. & TABACHNICK, T. 2022. The terminology of sponge spicules. *Journal of Morphology* 2022: 1-29.
- LUNDBECK, W. 1905. Porifera. (Part II.) Desmacidonidae (pars.) (Eds). *The Danish Ingolf-Expedition* 6(2). Bianco Luno, Copenhagen: 1-219, pls I-XX.
- MANCONI, R. & PRONZATO, R. 2002. Suborder Spongillina subord. nov.: Freshwater sponges. In: Hooper, J.N.A., van Soest, R.W.M. & Willenz, Ph. (Eds). *Systema Porifera. A Guide to the Classification of Sponges*. Kluwer Academic / Plenum Publishers, New York, Boston, Dordrecht, London, Moscow: 921-1020.
- MARSHALL, W. 1876. Ideen über die Verwandtschaftsverhältnisse der Hexactinelliden. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie* 27 (1): 113-136.
- McMURRAY, S.E., PAWLIK, J.R. & FINELLI, C.M. 2014. Trait-mediated ecosystem impacts: how morphology and size affect pumping rates of the Caribbean giant barrel sponge. *Aquatic Biology* 23 (1): 1-13.
- MEREJKOWSKY, C. 1879. Études sur les Éponges de la Mer Blanche. *Mémoires de l'Académie Impériale des sciences de St. Pétersbourg, VII^e série* 26 (7): 1-51, pls I-III.
- MINCHIN, E.A. 1900. Chapter III. Sponges. Pp. 1-178. In: Lankester, E.R. (Ed.). *A Treatise on Zoology. Part II. The Porifera and Coelenterata*. 2. Adam & Charles Black, London.
- MONTAGU, G. 1818. An Essay on Sponges, with Descriptions of all the Species that have been discovered on the Coast of Great Britain. *Memoirs of the Wernerian Natural History Society* 2 (1): 67-122, pls III-XVI.
- MORROW, C. & CÁRDENAS, P. 2015. Proposal for a revised classification of the Demospongiae (Porifera). *Frontiers in Zoology* 12: 7-27.
- MURICY, G. 1989. Sponges as pollution-biomonitoring at Arraial do Cabo, South-eastern Brazil. *Revista Brasileira de Biologia* 49: 347-354.
- NARDO, G.D. 1833. Auszug aus einem neuen System der Spongiarien, wonach bereits die Aufstellung in der Universitäts-Sammlung zu Padua gemacht ist. *Isis, oder Encyclopädische Zeitung Coll. Oken, Jena*: 519-523.

- OLD, M.C. 1941. The taxonomy and distribution of the boring sponges (Clionidae) along the Atlantic coast of north America. *Chesapeake Biological Laboratory, Solomons Island, Maryland* 44: 3-30.
- PACHECO, C., CARBALLO, J.L., CORTÉS, J., SEGOVIA, J. & TREJO, A. 2018. Excavating sponges from the Pacific of Central America, descriptions and a faunistic record. *Zootaxa* 4370 (5): 451-491.
- PÉREZ, T., PERRIN, B., CARTERON, S., VACELET, J. & BOURY-ESNAULT, N. 2006. *Celtodoryx girardae* gen. nov. sp. nov., a new sponge species (Poecilosclerida: Demospongiae) invading the Gulf of Morbihan (North East Atlantic, France). *Cahiers de Biologie Marine* 47: 205-214.
- PICTON, B.E., MORROW, C.C. & VAN SOEST, R.W.M. 2011. Sponges of Britain and Ireland. http://www.habitas.org.uk/marinelife/sponge_guide/sponges.asp?item=C9040
- PINHEIRO, U. & HAJDU, E. 2001. Shallow-water *Aplysina* Nardo (Aplysinidae, Verongida, Demospongiae) from the São Sebastião Channel and its environs (Tropical southwestern Atlantic), with the description of a new species and a literature review of other Brazilian records of the genus. *Revista Brasileira de Zoologica* 18 (Supl. 1): 143-160.
- PISERA, A. & LÉVI, C. 2002. Family Corallistidae Sollas, 1888. In: Hooper, J.N.A., van Soest, R.W.M. & Willenz, Ph. (Eds). *Systema Porifera. A Guide to the Classification of Sponges*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, Boston, Dordrecht, London, Moscow: 312-320.
- RECINOS, R., PINHEIRO, U., WILLENZ, Ph. & HAJDU, E. 2020. Three new Raspailiidae Hentschel, 1923 (Axinellida, Demospongiae) from Peru. *Zootaxa* 4778 (3): 521-545.
- REISWIG, H. 1971. Particle feeding in natural populations of three marine Demosponges. *Biological Bulletin* 141: 568-591.
- RIDLEY, S.O. & DENDY, A. 1886. Preliminary Report on the Monaxonida collected by H.M.S. "Challenger". *Annals and Magazine of Natural History* (5) 18: 325-351; 470-493.
- RÜTZLER, K. 1974. The Burrowing Sponges of Bermuda. *Smithsonian Contributions to Zoology* 165: 1-32.
- RÜTZLER, K. 1990. Associations between Caribbean Sponges and Photosynthetic Organisms. In: Rützler, K. (Ed.). *New Perspectives in Sponge Biology*. Proceedings of the Third International Conference on the Biology of Sponges. Woods Hole, 1985. Smithsonian Institution Press: 455-466.
- RÜTZLER, K., PIANTONI, C. & DIAZ, M.C. 2007. *Lissodendoryx*: rediscovered type and new tropical western Atlantic species (Porifera: Demospongiae: Poecilosclerida: Coelosphaeridae). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 87 (6): 1491-1510.
- RÜTZLER, K. & STONE, R.P. 1986. Discovery and significance of Albany Hancock's microscope preparations of excavating sponges (Porifera: Hadromerida: Clionidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 99 (4): 658-675.

- SALANI, S., WILLENZ, Ph., FERNANDEZ, J.C.C. & HAJDU, E. 2022. Three new *Hymedesmia* Bowerbank, 1864 (Demospongiae, Poecilosclerida, Hymedesmiidae) from the Southeast Pacific (Peru and Chile). *Zootaxa* 5165 (2): 217-240.
- SAMAAL, T. & GIBBONS, M.J. 2005. Demospongiae taxonomy and biodiversity of the Benguela region on the west coast of South Africa. *African Natural History* 1: 1-96.
- SARÀ, M. 1978. Demospongie di acque superficiali della Terra del Fuoco (Spedizioni AMF Mares–GRSTS e SAI). *Bollettino dei Musei e degli Istituti Biologici della (R.) Università di Genova* 46: 7-117.
- SARÀ, M., BAVESTRELLO, G. & CALCINAI, B. 2000. New *Tethya* species (Porifera, Demospongiae) from the Pacific area. *Zoosystema* 22 (2): 345-354.
- SARÀ, M., GÓMEZ, P. & SARÀ, A. 2001. East Pacific Mexican *Tethya* (Porifera: Demospongiae) with descriptions of five new species. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 114 (3): 794-821.
- SCHMIDT, O. 1870. *Grundzüge einer Spongien-Fauna des atlantischen Gebietes*. Wilhelm Engelmann, Leipzig: iii-iv, 1-88, pls I-VI.
- SCHULZE, F.E. 1878. Untersuchungen über den Bau und die Entwicklung der Spongien. Vierte Mittheilung. Die Familie der Aplysinidae. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie* 30: 379-420, pls XXI-XXIV.
- SCHUSTER, A., CÁRDENAS, P., PISERA, A., POMPONI, S.A., KELLY, M., WÖRHEIDE, G. & ERPENBECK, D. 2018. Seven new deep-water Tetractinellida (Porifera: Demospongiae) from the Galápagos Islands – morphological descriptions and DNA barcodes. *Zoological Journal of the Linnean Society* 20: 1-31.
- SIM-SMITH, C., HICKMAN, J.C. & KELLY, M. 2021. New shallow-water sponges (Porifera) from the Galápagos Islands. *Zootaxa* 5012 (1): 1-71.
- SIMPSON, T.L. 1984. *The Cell Biology of Sponges*. Springer-Verlag: New York: 662 pp.
- SOLÉ-CAVA, A.M., KLAUTAU, M., BOURY-ESNAULT, N., BOROJEVIC, R. & THORPE, J.P. 1991. Genetic evidence for cryptic speciation in allopatric populations of two cosmopolitan species of the calcareous sponge genus *Clathrina*. *Marine Biology* 111: 381-386.
- SOLLAS, W.J. 1885. A Classification of the Sponges. *Annals and Magazine of Natural History* (5) 16 (95): 395.
- SOLLAS, W.J. 1886. Preliminary account of the tetractinellid sponges dredged by H.M.S. *Challenger*, 1872-76. *Scientific Proceedings of the Royal Dublin Society (new series)* 5: 177-199.
- SOLLAS, W.J. 1887. Sponges. In: A & C Black (Eds). *Encyclopaedia Britannica, 9th Edition*. 22, Edinburgh: 412-429.
- SOLLAS, W.J. 1888. Report on the Tetractinellida collected by H.M.S. “*Challenger*”, during the years 1873-1876. *Report on the Scientific Results of the Voyage of H.M.S. “Challenger”, 1873-1876. Zoology* 25 (63): 1-458, pls I-XLIV, 451 map.
- SOLÓRZANO, M.R. 1990. *Poríferos del litoral Gallego: Estudio faunístico, distribución e inventario*. PhD Thesis, Universidad de Santiago de Compostela, Spain: 1295 pp.

- SOLÓRZANO, M.R., CRISTOBO, F.J., C. & URGORRI, V. 1991. Introducción al poblamiento de poríferos de la biocenosis de maërl en la Ría de Arousa (Galicia, España) - Introduction to the assemblage of Porifera of the maërl biocoenoses on the Ria de Arousa (Galicia, Spain). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural* 87 (1-4): 175-185.
- TARAZONA, J. & ARNTZ, W. 2001. The Peruvian Coastal Upwelling System. *In*: Seeliger, U. & Kjerfve, B. (Eds). *Coastal Marine Ecosystems of Latin America*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg: 229-244.
- TERNON, E., ZARATE, L., CHENESSEAU, S., CROUE, J., DUMOLLARD, R., SUZUKI, M.T. & THOMAS, O.P. 2016. Spherulization as a process for the exudation of chemical cues by the encrusting sponge *C. crambe*. *Scientific Reports* 6: 29474.
- THIELE, J. 1905. Die Kiesel- und Hornschwämme der Sammlung Plate. Supplement 6 (Fauna Chiliensis III). *Zoologische Jahrbücher* 1905 (6): 407-496, pls 427-433.
- TOPSENT, E. 1888. Contribution à l'étude des Clionides. *Archives de Zoologie expérimentale et générale* 2 (5 bis): 1-165, pls I-VIII.
- TOPSENT, E. 1927. Diagnoses d'Éponges nouvelles recueillies par le Prince Albert I^{er} de Monaco. *Bulletin de l'Institut océanographique, Monaco* 502: 1-19.
- TOPSENT, E. 1928. Spongiaires de l'Atlantique et de la Méditerranée provenant des croisières du Prince Albert I^{er} de Monaco. *Résultats des campagnes scientifiques accomplies par le Prince Albert I* 74: 1-376, pls I-XI.
- TURNER, T. 2020. The marine sponge *Hymeniacion perlevis* is a globally-distributed exotic species. *Aquatic Invasions* 15 (4): 542-561.
- URIZ, M.-J. 1988. Deep-water sponges from the continental shelf and slope of Namibia (Southwest Africa): Classes Hexactinellida and Demospongia. *Monografias de Zoologia Marina* 3: 9-157.
- VACELET, J. 1979. Descriptions et affinités d'une éponge sphinctozoaire actuelle. *In*: Lévi, C. & Boury-Esnault, N. (Eds). *Biologie des Spongiaires. Sponge Biology*. Paris: Colloques Internationaux du Centre National de la Recherche Scientifique. 483-493.
- VACELET, J. & BOURY-ESNAULT, N. 1995. Carnivorous sponges. *Nature* 373 (6512): 333-335.
- VACELET, J. & VASSEUR, P. 1971. Éponges des récifs coralliens de Tuléar (Madagascar). *Téthys Supplément* 1: 51-126.
- VACELET, J., WILLENZ, Ph. & HARTMAN, W.D. 2010. Living hypercalcified sponges. *In*: Webby, B.D. (Eds). *Treatise on Invertebrate Paleontology. Part E. Revised. Porifera*. University of Kansas, Lawrence, Kansas: 1-14.
- VAN SOEST, R.W.M. 1984. Marine sponges from Curaçao and other Caribbean localities. Part III. Poecilosclerida. *Studies on the Fauna of Curaçao and other Caribbean Islands* 66 (199): 1-167, pls I-X.

- VAN SOEST, R.W.M., DE KLUIJVER, M.J., VAN BRAGT, P.H., FAASSE, M., NIJLAND, R., BEGLINGER, E.J., DE WEERDT, W.H. & DE VOOGD, N.J. 2007. Sponge invaders in Dutch coastal waters. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 87 (06): 1733-1748.
- VAN SOEST, R.W.M., HOOPER, J.N.A. & HIEMSTRA, F. 1991. Taxonomy, phylogeny and biogeography of the marine sponge genus *Acarus* (Porifera: Poecilosclerida). *Beaufortia* 42 (3): 49-88.
- VAN SOEST, R.W.M., KAISER, K.L. & VAN SYOC, R. 2011. Sponges from Clipperton Island, East Pacific. *Zootaxa* 2839: 1-46.
- VON LENDENFELD, R. 1910. The Sponges. 1. The Geodidae. *In*: Reports on the Scientific Results of the Expedition to the Eastern Tropical Pacific, in charge of Alexander Agassiz, by the U.S. Fish Commission Steamer "Albatross", from October, 1904, to March 1905, Lieut. Commander L.M. Garrett, U.S.N., commanding, and of other Expeditions of the "Albatross", 1888-1904. (21). *Memoirs of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College* 41 (1): 1-259, pls 251-248.
- VON LENDENFELD, R. 1915. The Sponges. 3. Hexactinellida. *In*: Reports on the Scientific Results of the Expedition to the Eastern Tropical Pacific, in charge of Alexander Agassiz, by the U.S. Fish Commission Steamer "Albatross", from October, 1904, to March, 1905, Lieut. Commander L.M. Garrett, U.S.N., Commanding, and of other Expeditions of the "Albatross", 1891-1899. (29). *Memoirs of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College* 42 (2): 1-396, pls 1-109.
- WILKINSON, C.R. 1987. Significance of Microbial Symbionts in Sponge Evolution and Ecology. *Symbiosis* 4: 135-146.
- WILLENZ, Ph., HAJDU, E., DESQUEYROUX-FAÚNDEZ, R., LÓBO-HAJDU, G. & CARVALHO, M.S. 2009. Class Demospongiae. *In*: Häussermann, V. & Försterra, G. (Eds). *Marine Benthic Fauna of Chilean Patagonia*. Nature in Focus, Santiago de Chile: 107-157.
- WILSON, H.V. 1904. The Sponges. Reports on an Exploration off the West Coasts of Mexico, Central and South America, and off the Galápagos Islands, in charge of Alexander Agassiz, by the U.S. Fish Commission Steamer "Albatross" during 1891, Lieut. Commander Z.L. Tanner, U.S.N., commanding. *Memoirs of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College* 30 (1): 1-164, pls I-XXVI.
- WILSON, H.V. 1911. Development of sponges from dissociated tissue cells. *Bulletin of the Bureau of Fisheries* 30: 1-30, pls 31-35.
- WULFF, J. 2001. Assessing and monitoring coral reef sponges: Why and how? *Bulletin of Marine Science* 69 (2): 831-846.

9. Agradecimientos

Organismos de financiación e instituciones de apoyo

El proyecto ESPER concedido a RBINS en 2007, 2008 y 2009 fue financiado por la Iniciativa Global de Taxonomía (GTI) de la Cooperación Belga al Desarrollo (DGDC) (proyecto ESPER, 2419JVG2, 2431JVG2 y 2433FRK2).

El Proyecto EsponjAS fue financiado por el Consejo Nacional de Desarrollo Científico y Tecnológico (CNPq/PROSUL – 490425/2007-0; CNPq/Universal – 476558/2012-3; CNPq/Universal 476597/2013-7) y por la Coordinación para el Perfeccionamiento del Personal de Educación Superior (CAPES/Protax – 561782/2010-5).

Se reconoce al Servicio Nacional de Áreas Naturales Protegidas (SERNANP), a Agrorural (ex Proabonos) y a la Dirección de Hidrografía y Navegación del Perú por facilitar el alojamiento gratuito en las Islas Lobos de Afuera (Reserva Nacional Sistema de Islas, Islotes y Puntas Guaneras) y en la guanera de la Isla Independencia, así como por permitir el acceso a la Isla Don Martín, la Isla Guañape, la Punta San Juan Afuera (Reserva Nacional Sistema de Islas, Islotes y Puntas Guaneras), la Reserva Nacional de San Fernando y la Reserva Nacional de Paracas. El IMARPE (Instituto del Mar del Perú) nos ofreció alojamiento gratuito en diferentes estaciones de campo: Ilo (Raúl Castillo, antiguo director), los Laboratorios Costero de Chimbote y de Paita.

La financiación brasileña adicional para completar esta guía vino a través de CAPES (CIMAR 2014 – 23038.001427) y la Fundación de Apoyo a la Investigación de Río de Janeiro (FAPERJ – CNE E-26/102.365/2009, E-26/202.624/2019), que permitió a Eduardo Hajdu participar en la investigación colaborativa en RBINS. EH obtuvo financiación complementaria de RBINS para subvencionar sus visitas a Bruselas en 2010, 2012, 2014, 2017, 2018 y 2019.

Karem Aguirre recibió una beca del Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica de Perú (CONCYTEC) para realizar una breve visita al Museu Nacional/UFRJ para recibir formación básica en taxonomía de esponjas.

Báslavi Córdor-Luján recibió becas de Investigador Asociado 2019 – 2021 de la Universidad Científica del Sur y del Proyecto Fondo Semilla 2019 "Evaluación de la diversidad de Demospongiae (Phylum Porifera) de las costas central y sur del Perú" (N°015-2019-PRO99) autorizado bajo el permiso N° 00120352-2018-1 por PRODUCE (Ministerio de la Producción del Perú). Previamente, BCL recibió una beca del CONCYTEC para una breve capacitación en la UFRJ para recibir formación básica en taxonomía de esponjas calcáreas.

El primer autor fue apoyado por la beca de viaje #18834 del FNRS (Fonds National de la Recherche Scientifique) y una beca CAPES (CIMAR 2014 – 23038.001427) para realizar parte de este estudio en el MNRJ y la UFRJ.

Personas

Agradecemos a Yuri Hooker (UPCH) por dirigir nuestras expediciones en el campo y por su ayuda crucial en la recolecta de muestras y en la toma de gran parte de las fotografías submarinas. Este proyecto no podría haberse completado sin su conocimiento de toda la costa de Perú. Carlos Pizarro y Raúl Jáymes (Motormundo) nos prestaron una camioneta Mahindra para realizar nuestra expedición de 2008. Graciano Del Carpio Tejad, director del Instituto de Investigación y Desarrollo Hidrobiológico de la Universidad Nacional San Agustín de Arequipa (UNSA) nos dio alojamiento gratuito en la estación de campo de Mollendo. Al Sr. Pablo Arriola, Director de Agrorural (Proabonos) por autorizar el ingreso y estadía en las islas visitadas. Se agradece a Martha Giraldo y su familia por el apoyo logístico necesario para el buceo en la Isla Suasi (Lago Titicaca) y el alojamiento gratuito. La comunidad campesina de Ccotos (Península de Capachica) nos brindó amablemente su apoyo y alojamiento. Apreciamos infinitamente la colaboración y paciencia mostrada por todos los pescadores que nos embarcaron en sus lanchas. El trabajo de campo se ha hecho mucho más efectivo, fácil y agradable gracias a la participación de estudiantes o biólogos recién graduados, tanto de Perú como de Brasil (ver 10.4).

Fuimos invitados a dar conferencias sobre nuestras investigaciones sobre la biodiversidad de Porifera en la costa peruana por varias autoridades: Dr. J. Alberto Morales Hurtado, Director de la Escuela Profesional y Académica de Biología, Universidad Nacional de San Agustín, Arequipa; IMARPE (Instituto del Mar del Perú), Ilo; Dirección Regional de Producción de la Región Moquegua, Ilo; Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima.

Larissa Bettcher ayudó a comprobar los colores de las muestras conservadas en etanol. El paciente apoyo de Julien Cillis en el MEB fue inestimable. Nathalie Deneumoustier y Nathalie Marquet se encargaron de integrar los datos y las fotografías en la base de datos de Porifera de RBINS. Céline Husson ayudó a desempaquetar los ejemplares traídos a RBINS y a clasificar la colección. Emmanuel Tardy, registró cuidadosamente las muestras depositadas en la colección de Porifera del MHNG. Donat Willenz diseñó los logotipos de las expediciones ESPER 2008 y 2009. A todos ellos les agradecemos su ayuda.

Agradecemos a Jackie Van Goethem (RBINS) sus ánimos cuando emprendimos este proyecto y a los editores de la seria *Abc Taxa*, que ciertamente no esperaban tener que ser pacientes durante tantos años cuando nos invitaron a elaborar esta guía. Se agradece a Olivier Retout (RBINS) el apoyo para participar en el Segundo Congreso de Ciencias del Mar del Perú (COCIMAR II) en 2010, dándonos la oportunidad de presentar nuestros resultados preliminares a la comunidad científica peruana incluso antes de nuestra primera publicación. Thierry Backeljau, jefe de la Dirección de Taxonomía y Filogenia (RBINS) ayudó a ambos autores a trabajar conjuntamente en sus respectivos laboratorios durante este proyecto. Expresamos nuestra gratitud a Patrick Martin (RBINS) por darnos acceso al microscopio de luz Leica DM 5500B a su cargo.

Agradecemos calurosamente a los colegas y a los conservadores de las colecciones que nos han facilitado material comparativo en préstamo: William C. Austin *in memoriam* (Khoyatan Marine Laboratory, British Columbia, Canadá), Gerald J. Bakus *in memoriam* (University of Southern California, California, USA), Isabelle Domart-Coulon (Muséum National d'Histoire Naturelle, París), Patricia Gómez (ICML, Universidad Nacional Autónoma de México, D.F. México), Carsten Lüter (Museum für Naturkunde, Berlín), Klaus Rützler (USNM, Smithsonian Institution, Washington, D.C., USA), Emma Sherlock y Clare Valentine (Natural History Museum, Londres), Rob van Soest, Nicole de Voogd y Eli Beglinger (Naturalis Biodiversity Center, Leiden).

La fallecida Ruth Desqueyroux-Faúndez inició con entusiasmo la descripción de las haploscléridas y nos aconsejó pacientemente cuando participó en nuestras estancias de investigación conjuntas en Río y siguió nuestros progresos posteriormente. Agradecemos a André Bispo y a Rob van Soest que hayan debatido con nosotros algunas identificaciones durante la redacción de este libro y a Jean Vacelet, que aceptó amablemente revisar nuestro manuscrito e hizo útiles comentarios.

En seguida, el primer autor expresa su agradecimiento a su familia por aceptar sus largas ausencias mientras estaba en el campo, por tolerar que convirtiera parte de la cocina en un laboratorio durante los demasiado largos meses de encierro para seguir obteniendo preparaciones de microscopio y por consentir sus desapariciones encerrado en casa en su estudio mientras completaba este libro.

Y por último, pero no por ello menos importante, agradecemos sinceramente a Kristiaan Hoedemacker (RBINS) su paciente apoyo y sus eficientes consejos durante el proceso editorial final.

10. Asistencia al trabajo de campo

10.1. Pescadores y guardianes ESPER 2007



Fila 1. Carlo Manuel Sernaguez; Mauro León Meza; Victor Ramirez Quiroz.
Fila 2. Adriano Rodríguez Robles; Oscar Eduardo Carrasco Fuentes; Carlos Cirilo Ocaña. **Fila 3.** Pescador en la Isla Don Martín; Alfredo Arroyo García; José Romero. **Fila 4.** Luiz Fiestas Flores; Román Fiestas Flores; Hector Herrera Tume.
Fila 5. Juan Moscol Ruiz; Eduardo Moscol Ruiz; Guillermo Villcas Casaverde.
Fila 6. Eduardo Moscol Ruiz; Jonathan Fiestas Nunura; Manuel Fiestas Nunura.

10.2. Pescadores y guardianes ESPER 2008



Fila 1. Fausto Ordoño Alca; Carlos Alberto Maguiña; Pescadores de la comunidad de Ccotos. **Fila 2.** Pescadores y damas de la comunidad de Ccotos; Edgar Charca Coila e hijo. **Fila 3.** Trabajador de la Casa Andina en Suasi; Señor Isidre; Trabajador de la Casa Andina en Suasi. **Fila 4.** Señor Isidre; Pascuala Quispe de Colca; Genaro Sanchez Cruz e hijo. **Fila 5.** Víctor Maxiño Díaz; Alex Mendosa y hermano; Christian Bardoles Rojas. **Fila 6.** Julián Torres Ferreyra y Fernando Uchuya; Magno Mejía; Esteban Ramos Araujo.

10.3. Pescadores y guardianes ESPER 2009



Fila 1. Adriano Rugel Castillo; Richard Paiva Chulle; Hector Herrera Tume. **Fila 2.** Exequiel & Christian Panta Chulle; Hector Herrera Tume; Esteban Ancajima Soplapuco. **Fila 3.** Edgar Apolo Olivo; Jorge Luis Peña Reymundo; Layer Cesar Alfaro Fiestas. **Fila 4.** Carlos Alfaro Fiestas; Wesley Chulle Colmenarez; Alfredo Altamirano Rufino. **Fila 5.** Manuel Bruno Sosa tripulante; Manuel Bruno Sosa tripulante; Manuel Bruno Sosa tripulante. **Fila 6.** Martin Silva Sernaque; hijo de Juan Pazos Bancayan; Juan Pazos Bancayan.

10.4. Participantes en el Proyecto ESPER y en el Proyecto EsponjAS



Fila 1. Yuri Hooker, Ulrich Zanabria, Marco Rios. **Fila 2.** Nelly Mostajo Berrospi, Karem Aguirre, Carolina Segami. **Fila 3.** Krizia Manzon, Gisele Lôbo Hajdu, Katherine Altamariano. **Fila 4.** Rodrigo Castro, Francisco Menéndez, Jorge Leal. **Fila 5.** Manuel Vilchez, Bruno Ibañez, Welington Vieira.

11. Colaboradores



Lic. Karem Aguirre

Primera autora de *Clathria aculeofila*
Puesto actual: Asistente de Laboratorio Técnico Médico
División de Oncología Ginecológica
University Women's Clinic, Ulm, Alemania



Yessenia Arroyo

Primera autora de *Ciocalypta magnastyla*
Puesto actual: Estudiante de Biología Marina
Universidad Científica del Sur. Lima, Perú
Campo de trabajo: Taxonomía de Porifera



Alvaro Arteaga

Coautor de Suberitida
Puesto actual: Tesista en Biología Marina
Universidad Científica del Sur. Lima, Peru
Campo de trabajo: Taxonomía de Porifera



Dr. Fernanda Azevedo

Coautora de Calcarea
Puesto actual: Científica investigadora postdoctoral
Laboratorio de Biología de Porifera
Universidade Federal do Rio de Janeiro, Brasil
Campo de trabajo: Taxonomía, filogenia y biogeografía de Calcarea



Dr. André Bispo

Primer autor de Haplosclerida
Puesto actual: Post-doctorado
Laboratório de Taxonomia de Porifera
Museo Nacional / Universidade Federal do Rio de Janeiro, Brasil
Campo de trabajo: Taxonomía y filogenia de Porifera



Dr Básilavi Córdor-Luján

Coautora de Calcareia, primera autora de Suberitida
Traductor de inglés a español
Puesto actual: Docente Tiempo completo
Departamento de Zoología
Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Y Docente Tiempo Parcial
Carrera de Biología Marina
Universidad Científica del Sur. Lima, Perú
Campo de trabajo: Taxonomía, filogenia y biogeografía de Porifera



Dr Julio C.C. Fernandez

Coautor de Hymedesmiidae
Puesto actual: Postdoctoral Investigador Asociado
Museo Nacional
Universidade Federal do Rio de Janeiro, Brasil
Campo de trabajo: Taxonomía y filogenia de Demospongiae



Christian Polo

Coautor de Suberitida
Puesto actual: Colaborador en Biología Marina
Universidad Científica del Sur. Lima, Perú
Campo de trabajo: Taxonomía de Porifera



Dr Radharanne Recinos

Primera autora de Raspailiidae
Puesto actual: Investigadora Asociada
Laboratório de Porifera – LABPOR
Universidade Federal de Pernambuco, Brasil
Campo de trabajo: Taxonomía de esponjas y biología marina



Dr Sula Salani

Primera autora de Hymedesmiidae
Puesto actual: Investigadora Asociada
Laboratório de Taxonomía de Bentos
Universidade de Brasília, Brasil
Campo de trabajo: Taxonomía, filogenia y biogeografía de Demospongiae

12. Sobre los autores



Philippe Willenz obtuvo un máster en Zoología por la Université Libre de Bruxelles (ULB) en 1973, y un máster en Oceanografía por la Université de Liège en 1975. Fue ayudante de cátedra de Biología en la ULB hasta 1983, año en que se doctoró en Zoología con una tesis sobre la descripción ultraestructural de los mecanismos de nutrición de una esponja de agua dulce. De 1984 a 1987 realizó un postdoctorado en el Departamento de Biología de la Universidad de Yale, donde aplicó técnicas de MET y MEB para comprender mejor la posición taxonómica de las esponjas hipercalcificadas de Jamaica y las Bahamas entre las demosponjas y desarrolló técnicas *in situ* para registrar las tasas de crecimiento de sus esqueletos. Más tarde, cuando se incorporó al Departamento de Taxonomía y Filogenia del Real Instituto Belga de Ciencias Naturales en 1992, las utilizó como indicadores del cambio climático. Desarrolló varios proyectos con el Laboratorio de Biología Marina de la ULB como científico invitado y asesoró a varios estudiantes de doctorado. También es colaborador de investigación en el Museo Nacional de la Universidad Federal de Río de Janeiro.



Eduardo Hajdu se graduó en Biología por la Universidad Federal de Río de Janeiro (UFRJ) en 1987, obtuvo un máster en Ciencias Biológicas por la Universidad de São Paulo en 1991 y un doctorado en Biología por la Universidad de Amsterdam en 1995. Realizó un postdoctorado en la Universidad de São Paulo entre 1995 y 1997, año en el que fue seleccionado para un puesto de profesor adjunto en la UFRJ. Desde entonces, en los programas de postgrado de Ciencias Biológicas - Zoología (Museo Nacional) y más recientemente, en el de Genética (Instituto de Biología, UFRJ). Eduardo centra su investigación en el tema de la Biodiversidad Marina, en particular en Porifera (esponjas). Sus principales líneas de actuación son la taxonomía, la filogenia y la biogeografía, llevadas a cabo con la preocupación adicional de apoyar la investigación en química y farmacología de productos naturales. Sus principales áreas de trabajo se encuentran en Brasil, la Antártida, Argentina, Chile y Perú, donde busca entender los patrones de distribución de las esponjas en una escala regional, así como los aspectos ecológicos y evolutivos responsables del establecimiento de estos patrones. Ha publicado unos 180 estudios y ha sido mentor de decenas de estudiantes de grado y posgrado.

Desde hace veinte años, Philippe Willenz y Eduardo Hajdu se reúnen regularmente en expediciones conjuntas en Chile, Argentina y Perú, explorando las esponjas sudamericanas y cooperando cada año en los laboratorios del otro. Describieron y publicaron juntos numerosas especies de esponjas nuevas para la ciencia.

13. Apéndices

13.1. Observaciones taxonómicas adicionales

***Leucandra losangelensis* (de Laubenfels, 1930)** (p. 94)

Reproducción – Desconocida.

Ecología – Un solo individuo encontrado en un peñasco cubierto de algas rojas costrosas, compartiendo el sustrato con hidrozooos a 3 m de profundidad.

Distribución – Muelle de Máncora (04°06'S – Región Piura).

Observaciones – No hay confusión posible con otras especies.

***Leucandra* sp. 1** (p. 96)

Distribución – Desde las Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque) hasta la Isla Santa Rosa, Paracas (14°19'S – Región Ica).

Observaciones – La combinación de microdiactinas corticales y atriales y un atrio compuesto exclusivamente por tetractinas es un importante carácter taxonómico de esta especie. Aunque existen otras cuatro especies conocidas con microdiactinas tanto en el esqueleto cortical como en el atrial, se pueden diferenciar de *Leucandra* sp. 1 por otros caracteres. Por ejemplo, *L. fragilis* y *L. onigaseana* (ambas de Japón) tienen también triactinas además de tetractinas en la región atrial, mientras que *L. regina* (Nueva Zelanda) y *L. rigida* (Japón) son las más parecidas, con sólo tetractinas en el atrio. *Leucandra* sp. 1 se distingue fácilmente de *L. regina* por la ausencia de tetractinas en el esqueleto coanosómico de la última especie y la presencia de esta categoría en los canales y lagunas de la primera. Por último, *Leucandra* sp. 1 puede diferenciarse de *L. rigida* por la presencia de diactinas en su córtex, así como por el ancho de las triactinas de la región coanosómica, que es tres veces más grueso que en *Leucandra* sp. 1.

***Leucandra* sp. 2** (p. 98)

Las ocho especies de *Leucandra* registradas en el Pacífico Oriental, a saber, *L. apicalis* (California), *L. heathi* (California), *L. losangelensis* (California), *L. masatierrae* (Juan Fernández), *L. meandrina* (Australia), *L. platei* (Punta Arenas), *L. pyriformis* (Isla de Vancouver), y *L. reniformis* (sur de Chile) llevan diactinas o microdiactinas en sus esqueletos, al igual que *Leucandra* sp. 1 descrita anteriormente, que son categorías de espículas que no se observan en *Leucandra* sp. 2. Esta característica por sí sola distingue a *Leucandra* sp. 2 como una nueva especie de Perú.

***Paraleucilla tarazonai* Córdor-Luján, Azevedo, Hajdu, Hooker, Willenz & Klautau, 2019** (p. 102)

Entre las 13 especies válidas de *Paraleucilla*, *P. crosslandi* del Mar Rojo y *P. proteus* del Océano Índico presentan una composición esquelética similar a la de *P. tarazonai*. Sin embargo, a diferencia de esta última, *P. crosslandi* y *P. proteus* no tienen diactinas, ni microdiactinas.

***Aplysina gerardogreeni* Gómez & Bakus, 1992** (p. 110)

Los especímenes de *A. gerardogreeni* estudiados tienen un esqueleto no tan dendrítico como el de *A. airapii* del Pacífico de México, ni tan reticulado como el de *A. sinuscaliforniensis* (también del Pacífico de México) y muchos más habituales de *Aplysina* spp. tanto del Atlántico como del Pacífico. Genéticamente, teniendo en cuenta el único marcador molecular cuyas secuencias están disponibles hasta ahora (ITS1–5.8S–ITS2 nrDNA), *A. gerardogreeni* y *A. airapii* son 100% idénticos en BLAST, y menos del 2% distintos según las secuencias ITS2, y a juzgar por su morfología externa, bastante parecidos. Parece que se necesita una comparación más detallada de ambos para establecer sólidamente su estatus como especies separadas. Dado que *A. gerardogreeni* es el nombre más antiguo, es la variabilidad de sus rasgos anatómicos la que debe estudiarse más a fondo para verificar si ambas especies habitan en morfoespacios distintos. Paralelamente, el tercer marcador molecular sugerido para un enfoque multilocus hacia la identificación de las esponjas, el ARNr 28S (C2–D2), podría ser un buen objetivo para seguir explorando las afinidades genéticas de ambas especies.

***Eurypon hookeri* Recinos, Pinheiro, Willenz & Hajdu, 2020** (p. 164)

Las ocho especies de *Eurypon* conocidas en el Pacífico Central y Oriental pueden diferenciarse fácilmente en base a las características de las espículas. Tres especies tienen categorías adicionales de espículas subectosómicas, a saber, dos en *E. brunum* y *E. nigrum*, y tres en *E. miniaceum*, lo que contrasta con la única categoría presente en *E. hookeri*. *Eurypon hookeri* se diferencia de *E. debrumi* por la ausencia de acantoestilos y estilos ectosómicos, y de *E. diversicolor* por la ausencia de estilos ectosómicos. *Eurypon hookeri* tiene dos categorías de acantoestilos, por lo que se diferencia de *E. tylospinosum* que sólo tiene uno. La especie más similar parece ser *E. patriciae* de México, pero esta última tiene megascleras subectosómicas ligeramente más grandes y robustas (hasta 2400 x 25 µm), y acantoestilos I y II más pequeños y delgados (hasta 180 x 7,5 µm y 87,5 x 5 µm, respectivamente). Además, *E. patriciae* es de color amarillo o verde, en marcado contraste con el color rubí intenso que exhibe *E. hookeri*. El otro *Eurypon* peruano, *E. lacertus*, es también marcadamente distinto, a partir de su color anaranjado cuando está vivo, megascleras ectosómicas y subectosómicas ligeramente mayores (607 µm y 2100 µm, respectivamente), y la posesión de una sola categoría de acantoestilos.

***Celtodoryx* sp.** (p. 196)

Sólo se conoce una especie del género, *C. ciocalyptoides*. Se considera una especie invasora en el Atlántico nororiental, probablemente de origen asiático, transportada en semillas de ostras para su cultivo. Esta especie presenta importantes rasgos distintivos cuando se la compara con los materiales peruanos, a saber, la forma y las dimensiones de sus megascleras, la ausencia de acantoestilos y sigmas, así como las mayores dimensiones de sus isoquelas I y oxiquetas, estas últimas también aparentemente más toscamente espinadas que las de los especímenes peruanos, que probablemente pertenecen a una nueva especie.

***Clathria (Microciona) aculeofila* Aguirre, Hooker, Willenz & Hajdu, 2011** (p. 208)

Posibilidad de confusión – Las costras de esponjas amarillas y rojas recogidas en sustratos rocosos comprenden varias especies distintas clasificadas en géneros, familias y órdenes diferentes, por lo que la identificación no debe ensayarse únicamente sobre aspectos externos. La diferenciación de éstas al microscopio suele ser fácil. Por otra parte, todas las recolectadas en las espinas de los erizos de mar parecen pertenecer a esta especie. Hemos revisado los datos proporcionados en la descripción original de la especie y no hemos podido confirmar las isoquelas de gran tamaño (> 30 µm) señaladas en algunos ejemplares. Estos valores se han corregido aquí, en consecuencia.

***Mycale (Carmia) cf. cecilia* de Laubenfels, 1936** (p. 212)

Se ha informado de que *Mycale cecilia* es bastante variada en términos morfológicos, con un color en vida que varía entre el rojo, el verde o casi el azul, pero supuestamente siempre con pequeñas manchas anaranjadas distintivas. Los autores anteriores divergían según el número de categorías de quelas presentes. Encontramos al menos dos morfotipos asignables a *M. cecilia* en Perú, uno en el arrecife y otro en el manglar. Estos variaban según el color en vida y la presencia de motas anaranjadas, la forma de las anisoquelas y, posiblemente, las categorías, y la presencia/ausencia de esferoxiásteres. Estos últimos son un primer hallazgo para todo el orden Poecilosclerida, y se encuentran entre los ásteres más pequeños jamás encontrados en Porifera. A pesar de su abundancia en el MEB, no pudimos detectarlos en el cuerpo de la esponja, incluso después de ensayar la técnica de criofractura. Es necesario un enfoque integrador para verificar la identidad de los dos morfotipos peruanos, en contraste con los mexicanos y panameños – los datos genéticos preliminares sugieren que los morfotipos de color en México pueden pertenecer a especies diferentes. Esta especie parece cercana a la *M. microsigmatosa* del Atlántico Occidental y a la *M. maunakea* de Hawai.

***Pione* sp.** (p. 238)

Actualmente se conocen 23 spp. de *Pione* en todo el mundo. Las escasas dimensiones de las microscleras combinadas con el aspecto casi recto de los microrabdos son los principales aspectos distintivos de las especies peruanas. Hasta ahora, sólo se han registrado en el Pacífico Oriental: *P. carpenteri*, *P. gibraltarensis*, *P. mazatlanensis* y *P. vastifica*. Todas tienen acantoxas bastante largas.

***Tethya* cf. *socius* Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfotipo blanco)** (p. 242)

La distinción de las megascleras en categorías exige una evaluación más detallada, por lo que consideraremos únicamente las mayores dimensiones alcanzadas. El Pacífico Oriental cuenta con 14 especies de *Tethya* registradas hasta ahora, incluyendo cuatro de las Islas Galápagos. Cinco de ellas tienen megascleras mucho más grandes y/o robustas, o más pequeñas que las observadas en las especies peruanas. Se trata de *T. californiana*, *T. ensis*, *T. mexicana*, *T. paroxeata*, *T. sorbetus* y *T. vacua*. Otras tres tienen megásteres mucho más pequeños, a saber, *T. melinka*, *T. papillosa* y *T. taboga*. Las cinco especies restantes incluyen a *T. annona*, *T. sarai* y *T. strongylata* de las Islas

Galápagos, ninguna de las cuales tiene tilásteres verdaderos predominantes de menos de 15 µm de diámetro (prolijamente y fuertemente espinados en las puntas de los rayos) como micrásteres. Dos especies mexicanas se acercan más a los materiales peruanos, *T. ovum* y *T. socius*. Esta última, con un hábito similar de formar grupos de individuos fusionados, es seleccionada como objetivo principal para la posterior comparación detallada. Una distinción aparentemente importante, aunque sutil, proviene de la mención de que los micrásteres son principalmente estrombilásteres en *T. socius*, mientras que los tilásteres verdaderos prevalecen en los especímenes estudiados aquí.

***Tethya* cf. *socius* Sarà, Gómez & Sarà, 2001 (morfotipo amarillo)** (p. 244)

Distribución – Desde El Ñuro (04°13'S – Región Piura) hasta las Islas Lobos de Afuera (06°56'S – Región Lambayeque).

Observaciones – Como para *Tethya* cf. *socius* (morfo blanco) arriba.

***Timea* sp** (p. 246)

En todo el Pacífico Indo-occidental hay 25 especies de *Timea* actualmente reconocidas, de las cuales sólo cinco proceden del Pacífico Oriental. Entre estas últimas, tres poseen megascleras mucho más grandes, a saber, *T. clippertoni*, *T. floridusa* y *T. ohuirae*. Las otras dos, *T. chiasterina* y *T. juantotoi*, pueden diferenciarse por la morfología y la diversidad de sus euásteres. La mayoría de las veinte especies restantes pueden diferenciarse fácilmente por las dimensiones de sus megascleras. Otras pocas, por su morfología de euásteres muy peculiar (lofáster, caltropiforme) o por sus grandes dimensiones. Quedan cinco especies, *T. aurantiaca*, *T. granulata*, *T. lowchoyi*, *T. ornata* y *T. stellivarians*. Las menores o mayores dimensiones que alcanzan sus euásteres, o la falta de abundantes quiásteres, separan a *T. granulata*, *T. lowchoyi* y *T. ornata* del espécimen peruano. *Timea aurantiaca* fue reportada con un color entre amarillo brillante y rojo en vida, además de la posesión de euásteres que siempre tienen un centro claramente definido. Ambos son rasgos que no coinciden con lo observado en el espécimen de Cancas. Por último, *T. stellivarians*, además de su lejana distribución en el Océano Índico, ya sugestiva de la no-coespecificidad, parece no tener megascleras ni microscleras tan pequeñas como los encontrados aquí. El conjunto de aspectos destacados arriba mencionados sugiere fuertemente que el espécimen peruano pertenece a una especie aún no descrita.

***Trachycladus* aff. *minax* (Topsent, 1888)** (p. 250)

Entre las seis especies conocidas de *Trachycladus*, los especímenes peruanos son más parecidos a *T. minax* y *T. spinispirulifer*. *Trachycladus minax* se encuentra en el Atlántico nororiental y en el Mediterráneo, mientras que *T. spinispirulifer*, originalmente reportado de Sudáfrica, se cree que tiene una distribución mucho más amplia (Atlántico suroriental y Pacífico Indo-occidental). Los pocos registros que llegan junto a las descripciones ya apuntan con fuerza a la necesidad de revisar esta última especie, ya que las megascleras registradas en la literatura posterior son tres veces tan grandes como se reportó originalmente. En este sentido, los registros de Namibia y Nueva Zelanda son probablemente identificaciones erróneas. Ambas especies se acercan bastante entre sí, pero nunca se han comparado en detalle,

a pesar de los varios registros de la literatura para cada una. Ambas tienen un color vivo rojo anaranjado, megascleras menores de 600 μm (si se dejan de lado las posibles identificaciones erróneas), y espinispiras en el rango de 10–20 μm . La ligera distinción proviene de la capacidad de *minax* de segregar megascleras más pequeñas, en el rango de 200–300 μm , y el hábito costroso aparentemente obligatorio, que coincide con los materiales peruanos. El único carácter distintivo que queda para estos últimos es su color vivo amarillo más claro. Por razones biogeográficas, esperamos que la especie peruana sea distinta de las dos especies comparadas anteriormente, pero por ahora su identificación no es concluyente.

13.2. Lista de acrónimos

DIC	Microscopía de Interferencia Diferencial
MEB	Microscopía Electrónica de Barrido
MET	Microscopía Electrónica de Transmisión
MHNG	Museo Nacional de Historia Natural de Ginebra
MNRJ	Museo Nacional, Universidad Federal de Río de Janeiro
RBINS	Real Instituto Belga de Ciencias Naturales
UFRJ	Universidad Federal de Río de Janeiro
UPCH	Universidad Peruana Cayetano Heredia

13.3. Lista de especies registradas con los códigos MNRJ/RBINS

(Orden taxonómico). Los números en negrita se ilustran *in situ*.

Cl. Calcarea

Subcl. Calcinea

O. Clathrinida

Fam. Clathrinidae

Arturia spirallata – MNRJ 11397, **11414**, **12860**, 12864, 13652, 16745.

Clathrina antofagastensis – MNRJ 11294, **13148**, 13674.

Clathrina aurea – MNRJ **12840**, 13124, 13129, 13130, 13138, 13139, 13143.

Clathrina aphrodita – MNRJ 12994, **13021**, 14180.

Clathrina nuroensis – MNRJ **13032**.

Clathrina peruana – MNRJ 11277, **12839**, 12849, 13127, 13141, 13144.

Neoernsta tetractina – MNRJ **11344**.

Fam. Dendyidae

Soleneiscus pedicellatus – MNRJ **16746**, 16781, 16782.

Subcl. Calcaronea

O. Leucosolenida

Fam. Leucosoleniidae

Leucosolenia cf. *variabilis*. MNRJ **13017**, 13070.

Fam. Grantiidae

Grantia sp. 1 – MNRJ 11283, **12836**, 13130, 13148, 13152, **13155**, 13157, 13163.

Grantia sp. 2 – MNRJ **13078**.

Leucandra losangelensis - MNRJ 11420, 11456, 11458, **11459**, 12824, 12961, 13030, 13036.

Leucandra sp. 1 - MNRJ **11339**, 11358, 11365, 11394, 12831, **12834**, 12863.

Leucandra sp. 2 - MNRJ **11337**, 11350, 11360, 11368, 11378, 12953, 14204.

Fam. Amphorisciidae

Leucilla mancoraensis - MNRJ **12948**, 21304, 21305.

Paraleucilla tarazonai - MNRJ **11448**, 21306, 21307.

Cl. Demospongiae

Subcl. Verongiomorpha

O. Verongiida

Fam. Aplysinidae

Aplysina chiriquiensis - MNRJ **11483**, 12983, 13068, **14182** 14190.

Aplysina cf. *chiriquiensis* - MNRJ **12976**.

Aplysina gerardogreeni - MNRJ 11436, 11475, **11482**, **12973**, 13002.

Subcl. Keratosa

O. Dendroceratida

Fam. Darwinellidae

Aplysilla cf. *sulfurea* - MNRJ **12861**, 13025.

O. Dyctioceratida

Fam. Thorectidae

Aplysinopsis sp. - MNRJ 11438, **11464**.

Fam. Dysideidae

Dysidea cf. *ligneana* - MNRJ 11305, **11328**, 11333, 11351, 11371, 11392, 11402, 11404, **11405**, 11406, 11416.

Subcl. Heteroscleromorpha

O. Haplosclerida

Fam. Chalinidae

Chalinula chelysa - MNRJ **11272**, **12075**, 12080, 12145, 12837.

Chalinula ramiculosa - MNRJ 12820, **12889**, **12892**.

Haliclona (*Gellius*) *concreta* - MNRJ **11274**, 11262, 11318, 11362, 13647.

Haliclona (*Halichoclona*) *arequipaensis* - MNRJ **12140**, **12147**.

Haliclona (*Halichoclona*) *marcoriosi* - MNRJ 11470, **12975**, **13069**, 13001.

Haliclona (*Halichoclona*) *multiosculata* - MNRJ **13682**.

Haliclona (*Halichoclona*) *paracas* - MNRJ **12841**.

Haliclona (*Halichoclona*) *pellucida* - MNRJ **12149**.

Haliclona (*Reniera*) *parvuloxea* - MNRJ **13044**.

Haliclona (*Rhizoniera*) *baslaviae* - MNRJ **12856**.

- Haliclona (Rhizoniera) manglarensis* - MNRJ **13052**.
Haliclona (Rhizoniera) zanabriai - MNRJ **12155**.
- Fam. Niphatidae van Soest, 1980
Niphates ruthecitae - MNRJ **12141**, **12159**, 12066, 12139.
Pachychalina lupusapia - MNRJ **11357**, 11349, 13676, 13687.
Amphimedon sp. - MNRJ **11432**.
- O. Spongillida
Incertae sedis
Balliviaspongia wirrmanni - MNRJ 12094, 12095, 12097, **12098**,
12100, 12102, 12103, 12105, 12107, 12108, 12109, 12110, 12111,
12113, 12114, 12115, 12116, 12117, 12118, 12119, 12121, **12122**,
12123, 12124, 12125, 12126, 12127, 12128, 12129, 13703.
- O. Axinellida
Fam. Raspailiidae / Subfam. Raspailiinae
Eurypon lacertus - MNRJ **11334**.
Eurypon hookeri - MNRJ 11363, **11408**.
Plocamione matarani - MNRJ **12131**.
- O. Tetractinellida
Fam. Ancorinidae
Stelletta sp.1 - MNRJ **11369**, 13015.
Stelletta sp.2 - MNRJ **12970**.
- Fam. Corallistidae
Neophrissospongia galapagoensis- MNRJ **13057**, 13709.
- Fam. Geodiidae / Subfam. Geodiinae
Geodia sp. - MNRJ 11444, **13000**.
- Fam. Scleritodermidae
Scleritoderma sp. - MNRJ **13748**.
- O. Merliida
Fam. Hamacanthidae
Hamacantha (Zygherpe) desmacelloides - MNRJ 11342, 12167,
13661, **13690**, 13699, 14501.
Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma - MNRJ **12146**, **12160**, 12162.
- O. Poecilosclerida
Fam. Acarnidae
Acarus aff. *peruanus* - MNRJ **11442**.
- Fam. Coelosphaeridae
Celtodoryx sp. - MNRJ **11419**, 14497.
Lissodendoryx (Lissodendoryx) cf. carolinensis - MNRJ **13043**.
- Fam. Hymedesmiidae
Hymedesmia (Hymedesmia) humboldti - MNRJ **12078**, 12144.
Hymedesmia (Hymedesmia) peruana - MNRJ **13694**.
Hymedesmia (Hymedesmia) santarositae - MNRJ **12843**.
- Fam. Microcionidae
Antho (Plocamia) sp. - MNRJ **13080**.
Clathria (Microcionia) aculeofila - MNRJ **11332**, 11380, **11437**, 11449,
11453, 11490, 12955, 12981, 12982, 12989, **13031**, 13066, 13317.
Clathria (Microcionia) aff. microjoanna - MNRJ 12189, **12190**.
- Fam. Mycalidae
Mycale (Carmia) cf. cecilia (del mar) - MNRJ 11445, 12957, 12996,
13011, **13059** 14183, **14195**, 14199.
Mycale (Carmia) cf. cecilia (del manglar) - MNRJ **13045**, **13046**, 13053.

- Mycale* (*Carmia*) cf. *magnirhaphidifera* - MNRJ **13061**, **13067**, 14196.
Mycale (*Carmia*) sp. - MNRJ **11472**.
- Fam. Myxillidae
Myxilla (*Ectomyxilla*) cf. *chilensis* - MNRJ **11439**.
Myxilla (*Myxilla*) *mexicensis* - MNRJ **12987**, **13014**, 14193.
Plocamiancora sp. - MNRJ **12074**, 12990, 12993.
- Fam. Tedaniidae
Tedania (*Tedania*) *ecuadoriensis* - MNRJ **13013**, 13072.
- O. Clionaida
Fam. Clionaidae
Cliona chilensis - MNRJ 11280, 11443, **11468**, 12069, 12130, 12175, 12178, 12877.
Cliona aff. *euryphylle* - MNRJ **11471**, 13073, 14198.
Cliona amplicavata - MNRJ **11290**, 11461.
Cliona sp. - MNRJ 11312, 11316, **11331**.
Pione sp. - MNRJ **11341**.
- O. Tethyida
Fam. Tethyidae
Tethya cf. *socius* (morfo blanco) - MNRJ 11450, **13016**.
Tethya cf. *socius* (morfo amarillo) - MNRJ 11413, 11446, 12995, 13642, 13644, 13681, **14173**, 14492.
- Fam. Timeidae
Timea sp. - MNRJ **11478**.
- O. Trachycladida
Fam. Trachycladidae
Trachycladus aff. *minax* - MNRJ 11478, **11503**, **12168**.
- O. Suberitida
Fam. Halichondriidae
Halichondria (*Halichondria*) *cristata* - MNRJ **12884**.
Halichondria (*Halichondria*) *prostrata* - MNRJ 11286, 11386, 11387, **11388**, 11389, 12208, **12821**.
Hymeniacidon perlevis (morfo amarillo) - MNRJ **11252**, 11430, 12859, 12886.
Hymeniacidon perlevis (morfo naranja) - MNRJ 11288, 12084, 12181, **12183**, 12205, 12206.
Johannesia reticulosa - MNRJ 11496, **12073**, 12161, 12171, **12198**, 12845, 12852.
Ciocalypta magnastyla – **UCSUR 07-000009**.
- Fam. Suberitidae
Protosuberites cf. *epiphytoides* - MNRJ **12076**, **12082**, **12133**, 12148, **13665**.
Protosuberites sp. - MNRJ 11330, **11353**, 11377.
Plicatellopsis expansa - MNRJ **11247**, 11248, 12151, 12152, 12868, 12873.
Suberites inti - MNRJ **12869**.
Suberites aff. *latus* - MNRJ 12882, **13688**, 13697, **13698**.
Terpios cf. *granulosus* - MNRJ 11361, 11366, **11390**, 11399, 11412, **11495**, 13062.

13.4. Créditos fotográficos

F. Azevedo: Figs 31C–D, 32B–D, 33C–F, 34B–D, 35B–D, 36B–E, 37B–E, 38B–D, 39B, 39I, 40BC, 43B, 45B–H, 46A–B.

B. Cóndor-Luján: Fig. 119A.

E. Hajdu: Cubierta, Figs 44A, 47B, 83C–D, 94, 110C, 123A. Páginas 193, 241.

Y. Hooker: Figs 31A–B, 32A, 33A, 34A, 35A, 36A, 37A, 38A, 39A, 40A, 42A, 45A, 48A–B, 49A–B, 50A, 50C, 51A, 52B, 53B, 54A–B, 55A–B, 56A–B, 57A–B, 58A–B, 59A–B, 60A–B, 62A, 64A–B, 65B, 66A–B, 67A–B, 70D, 71A–B, 73A, 76A–B, 77A, 79A, 83A–B, 84A–B, 85A, 86A–B, 88A, 89A, 90A–B, 91A–B, 92B–C, 93A, 95A–B, 97A–B, 98A–B, 99A, 100A–B, 101A, 102A–B, 103A, 104A, 105A, 109A, 111A, 112A–B, 113A–B, 114A, 115A, 116, 117A, 118A–B, 119A–E, 124C, 125A–B, 126A–B, 128A–B, 129A–B. Páginas 69, 87, 105, 113, 163, 171, 187, 229, 249, 253.

Ph. Willenz: Figs 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 41A, 43A, 47C–G, 48C–E, 49C–G, 50B, 50D, 51B–D, 52A, 52 C–E, 53A, 53C–D, 54C–E, 55C–D, 56C–E, 57C–E, 58C–D, 59C–E, 60C–E, 61A–E, 62B–C, 63A–D, 64C–D, 65A, 65C–E, 66C–D, 67C–D, 68A–D, 69, 70A–C, 71C, 72A–C, 73B–F, 74A–D, 75, 76C–E, 77B–D, 78A–B, 79B–E, 80, 82, 83E, 84C–D, 85B–D, 86C, 87A–C, 88B–C, 89B–C, 90C–D, 91C, 92A, 92D, 93B–D, 94B–C, 95C, 96A–H, 97C–D, 98C–D, 99B–C, 100C, 101B–D, 102C, 103H, 104H, 105B–J, 106A, 106K–M, 107, 108A–J, 109B, 110A–B, 111B, 112C, 112H, 113C–D, 114B–C, 115B–C, 117B–C, 18C–D, 119B–C, 121, 122A–C, 123J, 124A–B, 125C–D, 126C–D, 127, 128C–D, 129C. Páginas 3, 117, 123, 157.

14. Índice taxonómico

A

Acarus aff. peruanus	194, 195, 283, 299, 309, 340
<i>Amphimedon reticulosa</i>	154
<i>Amphimedon texotli</i>	154
<i>Amphimedon trindanea</i>	154
Amphimedon sp.	154, 155, 292, 300, 341
<i>Antho (Plocamia) inconspicua</i>	206
<i>Antho (Plocamia) karykina</i>	206
<i>Antho (Plocamia) karyoka</i>	206
Antho (Plocamia) sp.	206, 207, 308, 340
Aplysilla cf. sulfurea	114, 115, 339
<i>Aplysina airapii</i>	110, 335
Aplysina chiriquiensis	106, 107, 284, 293, 306, 339
Aplysina cf. chiriquiensis	108, 109, 339
Aplysina gerardogreeni	110, 111, 307, 335, 339
<i>Aplysina sinuscaliforniensis</i>	335
<i>Aplysina sp.</i>	335
Aplysinopsis sp.	118, 119, 297, 298, 339
<i>Arturia africana</i>	70
<i>Arturia alcatraziensis</i>	70
<i>Arturia canariensis</i>	70
<i>Arturia dubia</i>	70
<i>Arturia hirsuta</i>	70
Arturia spirallata	70, 71, 84, 338
<i>Arturia tenuipilosa</i>	70
<i>Arturia vansoesti</i>	70
<i>Asbestopluma occidentalis</i>	17

B

Balliviaspongia wirrmanni	15, 58, 158, 159, 160, 161, 295, 340
--	--------------------------------------

C

<i>Celtodoryx ciocalyptoides</i>	335
Celtodoryx sp.	196, 197, 296, 302, 308, 335, 340
<i>Ceratoporella nicholsoni</i>	25, 29, 32, 34
Chalinula chelysa	125, 126, 127, 128, 287, 339
<i>Chalinula ecbasis</i>	126
<i>Chalinula ignobilis</i>	126
<i>Chalinula molitba</i>	126
<i>Chalinula nematifera</i>	126
Chalinula ramiculosa	125, 128, 129, 339
<i>Chalinula variabilis</i>	126
Ciocalypta magnastyla	264, 265, 292, 330, 341

<i>Ciocalypta melichlora</i>	264
<i>Ciocalypta rutila</i>	264
<i>Clathria (Microcionia) aculeofila</i>	13, 208, 209 , 299, 330, 336, 340
<i>Clathria (Microcionia) microjoanna</i>	210
<i>Clathria (Microcionia) aff. microjoanna</i>	210, 211 , 294, 340
<i>Clathrina antofagastensis</i>	72, 73 , 338
<i>Clathrina aphrodita</i>	74, 75 , 338
<i>Clathrina aurea</i>	14, 76, 77 , 80, 216, 338
<i>Clathrina cribrata</i>	74, 80
<i>Clathrina cylindractina</i>	80
<i>Clathrina heronensis</i>	80
<i>Clathrina hispanica</i>	80
<i>Clathrina laminoclathrata</i>	78
<i>Clathrina nuroensis</i>	78, 79 , 338
<i>Clathrina parva</i>	80
<i>Clathrina peruana</i>	76, 80, 81 , 338
<i>Clathrina wistariensis</i>	80
<i>Cliona aff. amplicavata</i>	228, 234, 235 , 236, 341
<i>Cliona californiana</i>	230
<i>Cliona chilensis</i>	230, 231 , 232, 236, 303, 308, 341
<i>Cliona aff. euryphyllae</i>	228, 232, 233 , 291, 341
<i>Cliona microstrongylata</i>	236
<i>Cliona sp.</i>	15, 229, 236, 237 , 341
<i>Clionaopsis platei</i>	230

D

<i>Discodermia dissoluta</i>	16, 34
<i>Dysidea lignea</i>	13, 120
<i>Dysidea cf. lignea</i>	120, 121 , 298, 339

E

<i>Ernstia tetractina</i>	82
<i>Ernstia sp.</i>	82
<i>Euplectella aspergillum</i>	25
<i>Eurypon brunum</i>	166, 335
<i>Eurypon debrumi</i>	166, 335
<i>Eurypon diversicolor</i>	166, 335
<i>Eurypon hookeri</i>	164, 165 , 166, 289, 335, 340
<i>Eurypon lacertus</i>	164, 166, 167 , 283, 284, 293, 335, 340
<i>Eurypon miniaceum</i>	166, 335
<i>Eurypon nigrum</i>	166, 335
<i>Eurypon patriciae</i>	166, 335
<i>Eurypon tylospinosum</i>	166, 335

G

<i>Geodia amphistrongyla</i>	182
<i>Geodia ataxastra</i>	182

<i>Geodia media</i>	182
<i>Geodia micropora</i>	182
<i>Geodia oxyastra</i>	182
Geodia sp.	180, 181, 182, 183, 287, 289, 296, 298, 299, 302, 304, 340
<i>Grantia capillosa</i>	90
<i>Grantia comoxensis</i>	90
<i>Grantia compressa</i>	90
<i>Grantia extusarticulata</i>	90
<i>Grantia foliacea</i>	90
<i>Grantia mexico</i>	90
<i>Grantia nipponica</i>	90
<i>Grantia vosmaeri</i>	90
Grantia sp. 1	90, 91, 92, 339
Grantia sp. 2	92, 93, 339

H

<i>Halichondria elenae</i>	256
<i>Halichondria (Eumastia) attenuata</i>	254
Halichondria (Halichondria) cristata	254, 255, 341
<i>Halichondria (Halichondria) panicea</i>	23
Halichondria (Halichondria) prostrata	254, 256, 257, 341
<i>Haliclona agglutinata</i>	132, 134, 136
<i>Haliclona rapanui</i>	132, 140
<i>Haliclona rugosa</i>	148
<i>Haliclona siphonella</i>	142
<i>Haliclona translucida</i>	140, 142
<i>Haliclona turquoisia</i>	146
Haliclona (Gellius) concreta	124, 130, 131, 307, 339
<i>Haliclona (Gellius) laubenfelsi</i>	130, 146
<i>Haliclona (Gellius) perforata</i>	130, 146
<i>Haliclona (Gellius) tenerrima</i>	130
<i>Haliclona (Gellius) textapatina</i>	130
Haliclona (Halichoelona) arequipaensis	124, 132, 133, 140, 339
<i>Haliclona (Halichoelona) conica</i>	136
<i>Haliclona (Halichoelona) gellindra</i>	132, 136, 138, 144
Haliclona (Halichoelona) marcoriosi	124, 134, 135, 142, 304, 339
<i>Haliclona (Halichoelona) mokuoloea</i>	142
Haliclona (Halichoelona) multiosculata	124, 136, 137, 142, 339
Haliclona (Halichoelona) paracas	124, 132, 138, 139, 140, 339
Haliclona (Halichoelona) pellucida	124, 140, 141, 339
<i>Haliclona (Halichoelona) thielei</i>	132, 136, 138, 144, 148
<i>Haliclona (Haliclona) ambrosia</i>	134, 146
<i>Haliclona (Haliclona) clairae</i>	134
<i>Haliclona (Haliclona) diana</i>	132
<i>Haliclona (Haliclona) macropora</i>	142, 148
<i>Haliclona (Haliclona) sonorensis</i>	146
<i>Haliclona (Haliclona) spinosella</i>	134, 142

<i>Haliclona (Haliclona) verrucosa</i>	144, 148
<i>Haliclona (Reniera) algicola</i>	132, 138, 140
<i>Haliclona (Reniera) caduca</i>	134
<i>Haliclona (Reniera) oberi</i>	138, 146
<i>Haliclona (Reniera) parvuloxea</i>	124, 142, 143 , 146, 306, 339
<i>Haliclona (Reniera) sordida</i>	136, 138, 148
<i>Haliclona (Reniera) topsenti</i>	138, 144
<i>Haliclona (Rhizoniera) anceps</i>	142, 148
<i>Haliclona (Rhizoniera) baslaviae</i>	124, 144, 145 , 298, 339
<i>Haliclona (Rhizoniera) enamela</i>	128, 146, 148
<i>Haliclona (Rhizoniera) manglarensis</i>	124, 142, 146, 147 , 340
<i>Haliclona (Rhizoniera) zanabriai</i>	124, 148, 149 , 340
<i>Haliclona (Soestella) auletta</i>	134, 142, 148
<i>Haliclona (Soestella) caerulea</i>	146
<i>Haliclona (Soestella) chilensis</i>	134, 148
<i>Haliclona (Soestella) inepta</i>	148
<i>Haliclona (Soestella) roslynnae</i>	134, 146
<i>Haliclona (Soestella) spuma</i>	140, 146
<i>Halisarca magellanica</i>	25, 27, 31, 33, 36, 37
<i>Halisarca</i> sp.	15, 20
<i>Hamacantha (Zygherpe) desmacelloides</i>	188, 189 , 340
<i>Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma</i>	188, 190, 191 , 288, 340
<i>Hexadella</i> sp.	15
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) humboldti</i>	200, 201 , 340
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) peruana</i>	200, 202, 203 , 309, 340
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) santarositae</i>	204, 205 , 308, 340
<i>Hymeniacidon actites</i>	258
<i>Hymeniacidon adreissiformis</i>	258
<i>Hymeniacidon calva</i>	258
<i>Hymeniacidon corticata</i>	258
<i>Hymeniacidon fernandezi</i>	258
<i>Hymeniacidon longistylus</i>	258
<i>Hymeniacidon perlevis</i>	15
<i>Hymeniacidon perlevis (morfo naranja)</i>	258, 261 , 295, 303, 341
<i>Hymeniacidon perlevis (morfo amarillo)</i>	258, 259, 260 , 295, 303, 341
<i>Hymeniacidon rubiginosa</i>	258

J

<i>Johannesia reticulosa</i>	262, 263 , 341
---	-----------------------

L

<i>Leucandra apicalis</i>	334
<i>Leucandra fragilis</i>	334
<i>Leucandra heathi</i>	334
<i>Leucandra losangelensis</i>	94, 95 , 295, 334, 339
<i>Leucandra masatierrae</i>	334
<i>Leucandra meandrina</i>	334

<i>Leucandra onigaseana</i>	334
<i>Leucandra platei</i>	334
<i>Leucandra pyriformis</i>	334
<i>Leucandra regina</i>	334
<i>Leucandra rigida</i>	334
<i>Leucandra</i> sp. 1	96, 97, 334, 339
<i>Leucandra</i> sp. 2	98, 99, 334, 339
<i>Leucilla mancoraensis</i>	100, 101, 339
<i>Leucilla micropilosa</i>	100
<i>Leucilla nuttingi</i>	100
<i>Leucosolenia</i> cf. <i>variabilis</i>	88, 89, 339
<i>Lissodendoryx</i> (<i>Lissodendoryx</i>) cf. <i>carolinensis</i>	198, 199, 305, 340
<i>Lycopodina occidentalis</i>	17

M

<i>Mycale cecilia</i>	330
<i>Mycale</i> (<i>Carmia</i>) cf. <i>cecilia</i> (del mar)	212, 213, 214, 284, 293, 340
<i>Mycale</i> (<i>Carmia</i>) cf. <i>cecilia</i> (del manglar)	215, 341
<i>Mycale</i> (<i>Carmia</i>) cf. <i>magnirhaphidifera</i>	23, 36, 216, 217, 218, 305, 309, 341
<i>Mycale</i> (<i>Carmia</i>) sp.	218, 219, 341
<i>Mycale maunakea</i>	336
<i>Mycale microsigmatosa</i>	336
<i>Myxilla</i> (<i>Ectyomyxilla</i>) cf. <i>chilensis</i>	220, 221, 341
<i>Myxilla</i> (<i>Myxilla</i>) <i>mexicensis</i>	222, 223, 298, 300, 341

N

<i>Neornsta tetractina</i>	82, 83, 338
<i>Neophrissospongia endoumensis</i>	178
<i>Neophrissospongia galapagoensis</i>	178, 179, 287, 294, 305, 306, 340
<i>Neophrissospongia microstylifera</i>	178
<i>Neophrissospongia nana</i>	178
<i>Neophrissospongia nolintangere</i>	178
<i>Neophrissospongia radjae</i>	178
<i>Neophrissospongia tubulata</i>	178
<i>Niphates lunisimilis</i>	150
<i>Niphates ruthecitae</i>	124, 132, 150, 151, 340

O

<i>Oceanapia microtoxa</i>	130
<i>Oscarella ruthae</i>	30
<i>Oscarella</i> sp.	15, 27

P

<i>Pachychalina acapulcensis</i>	152
<i>Pachychalina lupusapia</i>	124, 152, 153, 340
<i>Pachychalina tenera</i>	152
<i>Paraleucilla crosslandi</i>	334

<i>Paraleucilla proteus</i>	334
<i>Paraleucilla tarazonai</i>	102, 103, 293, 334, 339
<i>Petrobiona massiliana</i>	25
<i>Pione carpenteri</i>	236
<i>Pione gibraltarensis</i>	236
<i>Pione mazatlanensis</i>	236
<i>Pione sp.</i>	16, 228, 238, 239, 336, 341
<i>Pione vastifica</i>	236
<i>Plakina nathaliae</i>	25, 33, 36
<i>Plicatellopsis expansa</i>	272, 273, 288, 341
<i>Plocamiancora igzo</i>	224
<i>Plocamiancora sp.</i>	224, 225, 304, 305, 309, 341
<i>Plocamione matarani</i>	168, 169, 294, 296, 340
<i>Plocamione ornata</i>	168
<i>Plocamione pachysclera</i>	168
<i>Protosuberites epiphytoides</i>	266, 267, 268, 269, 270, 341
<i>Protosuberites mexicensis</i>	266
<i>Protosuberites sisyrnus</i>	266
<i>Protosuberites sp.</i>	270, 271, 341

S

<i>Scleritoderma camusi</i>	184
<i>Scleritoderma flabelliforme</i>	184
<i>Scleritoderma nodosum</i>	184
<i>Scleritoderma tortuga</i>	184
<i>Scleritoderma sp.</i>	184, 185, 283, 294, 306, 340
<i>Soleneiscus pedicellatus</i>	70, 78, 84, 85, 304, 331
<i>Stelletta clarella</i>	172
<i>Stelletta eduardoi</i>	172
<i>Stelletta estrella</i>	172
<i>Stelletta phrissens</i>	172
<i>Stelletta vosmaeri</i>	172
<i>Stelletta sp. 1</i>	172, 173, 174, 175, 176, 302, 340
<i>Stelletta sp. 2</i>	176, 177, 340
<i>Stromatospongia norae</i>	25
<i>Suberites latus</i>	274
<i>Suberites aff. latus</i>	276, 277, 278, 279, 341
<i>Suberites cranium</i>	274
<i>Suberites inti</i>	274, 275, 285, 341
<i>Suberites lambei</i>	274

T

<i>Tectytethya crypta</i>	16
<i>Tedania fulvum</i>	226
<i>Tedania galapagensis</i>	226
<i>Tedania ignis</i>	23
<i>Tedania obscurata</i>	226

<i>Tedania (Tedania) ecuadoriensis</i>	226, 227, 301, 341
<i>Tedania tepitootehenuaensis</i>	226
<i>Tedania toxicalis</i>	226
<i>Tedania tropicalis</i>	226
<i>Terpios fugax</i>	280
<i>Terpios granulatus</i>	280
<i>Terpios cf. granulatus</i>	280, 281, 341
<i>Terpios manglaris</i>	280
<i>Terpios quiza</i>	280
<i>Tethya</i>	24
<i>Tethya annona</i>	336
<i>Tethya californiana</i>	336
<i>Tethya ensis</i>	336
<i>Tethya melinka</i>	336
<i>Tethya mexicana</i>	336
<i>Tethya ovum</i>	337
<i>Tethya papillosa</i>	37, 336
<i>Tethya paroxeata</i>	336
<i>Tethya sarai</i>	336
<i>Tethya socius</i>	337
<i>Tethya cf. socius (morfo blanco)</i>	15, 242, 243, 287, 289, 299, 308, 336, 341
<i>Tethya cf. socius (morfo amarillo)</i>	244, 245, 287, 289, 299, 308, 337, 341
<i>Tethya sorbetus</i>	336
<i>Tethya strongylata</i>	336
<i>Tethya taboga</i>	336
<i>Tethya vacua</i>	336
<i>Timea aurantiaca</i>	337
<i>Timea chiasterina</i>	337
<i>Timea clippertoni</i>	337
<i>Timea floridusa</i>	337
<i>Timea granulata</i>	337
<i>Timea juantotoi</i>	337
<i>Timea lowchoyi</i>	337
<i>Timea ohuirae</i>	337
<i>Timea ornata</i>	337
<i>Timea stellivarians</i>	337
<i>Timea sp.</i>	246, 247, 289, 302, 305, 341
<i>Trachycladus minax</i>	337
<i>Trachycladus aff. minax</i>	250, 251, 291, 337, 341
<i>Trachycladus spinispirulifer</i>	337

Volúmenes anteriores de *Abc Taxa*

Abc Taxa es una serie de manuales revisados por pares y dedicados al desarrollo de capacidades en taxonomía zoológica y botánica, en gestión de colecciones y en buenas prácticas de investigación taxonómica y curatorial. La colección completa puede descargarse en www.abctaxa.be



Volume 1

SAMYN, Y., VANDENSPIEGEL, D. & MASSIN, C. 2006. Taxonomie des holothuries des Comores. *Abc Taxa* 1: 130 pp.



Volume 2

DE PRINS, R. & ROUR, E. 2007. Détérioration des collections de coquilles. Causes, conséquences et traitement. *Abc Taxa* 2: 60 pp.



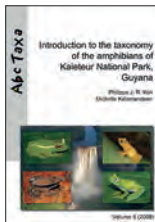
Volume 3

DE MORAES, P.L.R. 2007. Taxonomy of *Cryptocarya* species of Brazil. *Abc Taxa* 3: 191 pp.



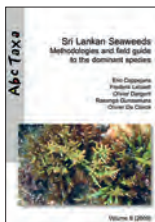
Volume 4

DIAZ, L. & CADIZ, A. 2007. Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *Abc Taxa* 4: 294 pp.



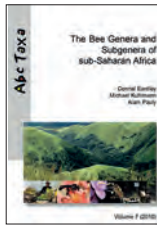
Volume 5

KOK, P.J.R. & KALAMANDEEN, M. 2008. Introduction to the taxonomy of the amphibians of Kaieteur National Park, Guyana. *Abc Taxa* 5: 278 pp.



Volume 6

COPPEJANS, E., LELIAERT, F., DARGENT, O., GUNASEKARA, R. & DE CLERCK, O. 2009. Sri Lankan Seaweeds. Methodologies and field guide to the dominant species. *Abc Taxa* 6: 265 pp.



Volume 7

EARDLEY, C., KUHLMANN, M. & PAULY, A. 2010. The Bee Genera and Subgenera of sub-Saharan Africa. *Abc Taxa* 7: 138 pp.



Volume 8

EYMAN, J., DEGREEF, J., HÄUSER, C., MONJE, J.C., SAMYN, Y. & VANDEN SPIEGEL, D. 2010. Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring. *Abc Taxa* 8: part 1: 1-330; part 2: 331-635.



Volume 9

EARDLEY, C., KUHLMANN, M. & PAULY, A. 2010. Les genres et sous-genres d'abeilles de l'Afrique subsaharienne. *Abc Taxa* 9: 143 pp.



Volume 10

EYI NDONG, H., DEGREEF, J. & DE KESEL, A. 2011. Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. Taxonomie et identification. *Abc Taxa* 10: 253 pp.



Volume 11

WALTERS, M., FIGUEIREDO, E., CROUCH, N.R., WINTER, P.J.D., SMITH, G.F., ZIMMERMANN, H.G. & MASHOPE, B.K. 2011. Naturalised and invasive succulents of southern Africa. *Abc Taxa* 11: 370 pp.



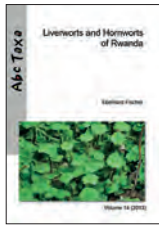
Volume 12

MARTIN, P. & BOUGHROUS, A.A. 2012. Guide taxonomique des oligochètes dulçaquicoles du Maghreb. *Abc Taxa* 12: 194 pp.



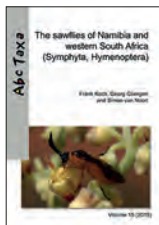
Volume 13

ANDRÉ, H.M. & N'DRI, J.K. 2013. Bréviaire de taxonomie des acariens. *Abc Taxa* 13: 200 pp.



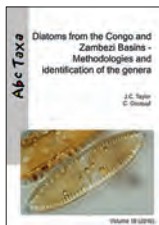
Volume 14

FISCHER, E. 2013. Liverworts and Hornworts of Rwanda. *Abc Taxa* 14: 552 pp.



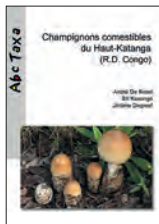
Volume 15

KOCH, F., GOERGEN, G. & VAN NOORT, S. 2015. The sawflies of Namibia and western South Africa (Symphyta, Hymenoptera). *Abc Taxa* 15: 262 pp.



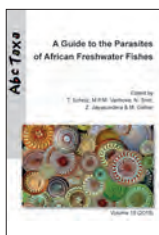
Volume 16

TAYLOR, J.C. & COCQUYT, C. 2016. Diatoms from the Congo and Zambezi Basins. Methodologies and identification of the genera. *Abc Taxa* 16: 364 pp.



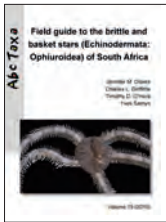
Volume 17

DE KESEL, A., KASONGO, B. & DEGREEF, J. 2017. Champignons comestibles du Haut-Katanga (R.D. Congo). *Abc Taxa* 17: 296 pp.



Volume 18

SCHOLZ, T., VANHOVE, M.P.M., SMIT, N., JAYASUNDERA, Z. & GELNAR, M. 2018. A Guide to the Parasites of African Freshwater Fishes. *Abc Taxa* 18: 420 pp.



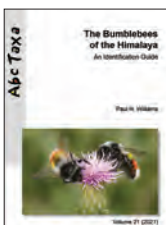
Volume 19

OLBERS, J.M., GRIFFITHS, C.L., O'HARA, T.D. & SAMYN, Y. 2019. Field guide to the brittle and basket stars (Echinodermata: Ophiuroidea) of South Africa. *Abc Taxa* 19: 346 pp.



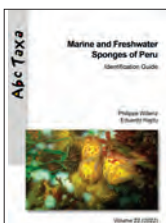
Volume 20

TAEDOUMG, H.E. 2020. Taxonomie du genre *Craterispermum* Benth. (Gentianales – Rubiaceae) en Afrique continentale. Méthodologie de révision taxonomique chez les Angiospermes. *Abc Taxa* 20: 174 pp.



Volume 21

WILLIAMS, P.H. 2022. The Bumblebees of the Himalaya. An Identification Guide. *Abc Taxa* 21: 202 pp.



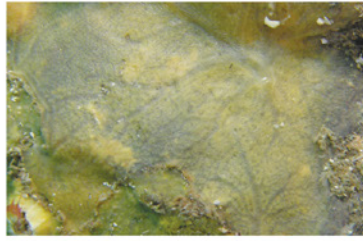
Volume 22

WILLENZ, PH. & Hajdu, E. 2022. Marine and Freshwater Sponges of Peru. Identification Guide. *Abc Taxa* 22: 347 pp.

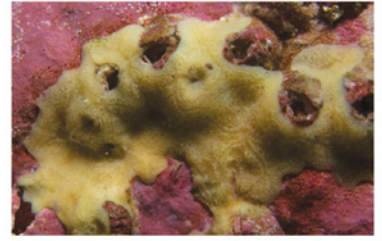
Un vistazo a las esponjas del Perú (continuación)



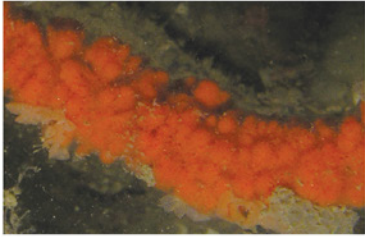
Scleritoderma sp. 184



Hamacantha (Zygherpe) desmacelloides 188



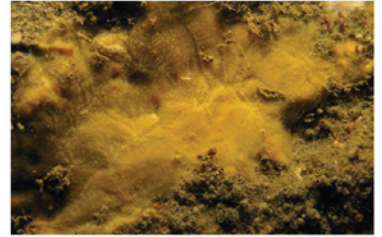
Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma 190



Antho (Plocamia) sp. 206



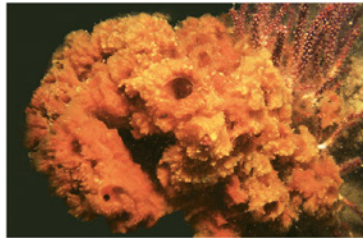
Clathria (Microciona) aculeofila (rojo) 208



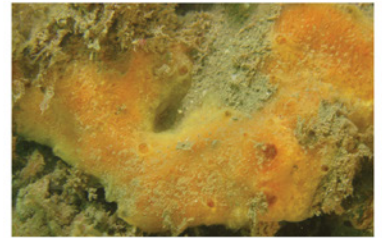
Clathria (Microciona) aculeofila (amarillo) 208



Myxilla (Ectyomyxilla) cf. chilensis 220



Myxilla (Myxilla) mexicensis 222



Plocamiancora sp. 224



Tethya cf. socius (blanco) 242



Tethya cf. socius (amarillo) 244



Timea sp. 246



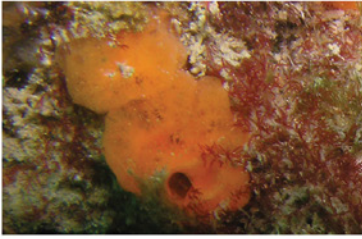
Ciocalypta magnastyla 264



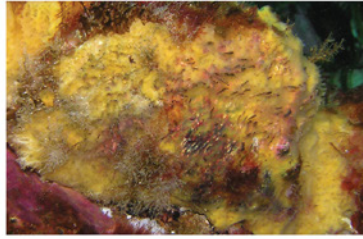
Protosuberites epiphytoides 266



Protosuberites epiphytoides 266



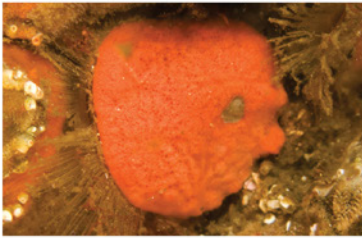
Acarnus aff. peruanus 194



Celtodoryx sp. 196



Lissodendoryx
cf. carolinensis 198



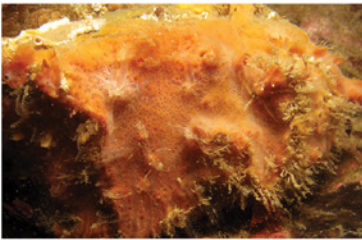
Clathria (Microcionia)
aff. microjoanna 210



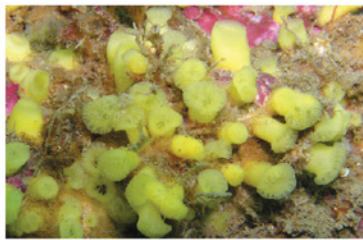
Mycale (Carmia)
cf. cecilia (del mar) 212



Mycale (Carmia)
cf. cecilia (del mar) 212



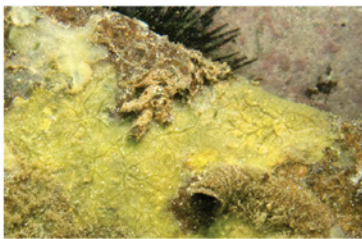
Tedania (Tedania)
ecuadoriensis 226



Cliona chilensis 230



Cliona aff. euryphyllae 232



Trachycladus aff. minax 250



Halichondria (Halichondria)
cristata 254



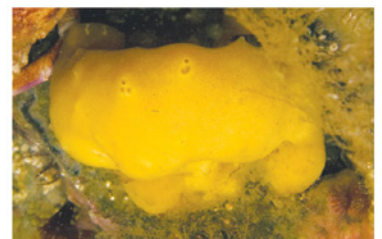
Halichondria (Halichondria)
prostrata 256



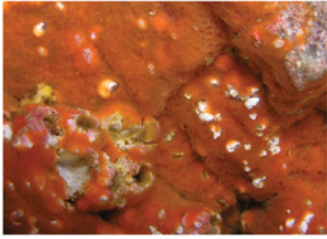
Protosuberites sp. 270



Plicatellopsis expansa 272



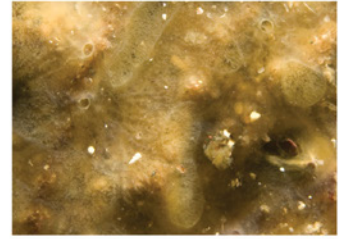
Suberites inti 274



Hymedesmia (Hymedesmia) 200 humboldti



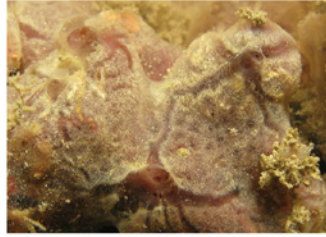
Hymedesmia (Hymedesmia) 202 peruana



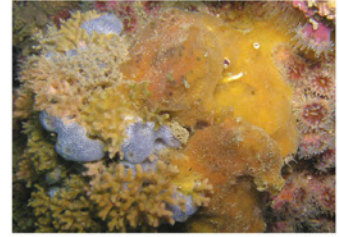
Hymedesmia (Hymedesmia) 204 santarositae



Mycale (Carmia) 215 cf. cecilia (del manglar)



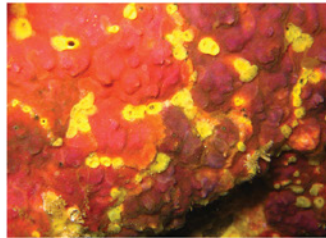
Mycale (Carmia) 216 cf. magniraphidifera



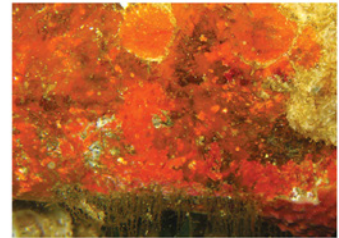
Mycale (Carmia) sp. 218



Cliona aff. amplicavata 234



Cliona sp. 236



Pione sp. 238



Hymeniacion perlevis 258 (amarillo)



Hymeniacion perlevis 258 (naranja)



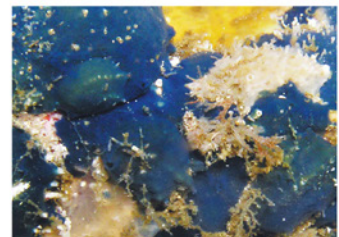
Johannesia reticulosa 262



Suberites aff. latus 276



Suberites aff. latus 276



Terpios cf. granulatus 280

Un vistazo a las esponjas del Perú (continuación)

<i>Hamacantha (Zygherpe) desmacelloides</i>	188
<i>Hamacantha (Zygherpe) hyaloderma</i>	190
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) humboldti</i>	200
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) peruana</i>	202
<i>Hymedesmia (Hymedesmia) santarositae</i>	204
<i>Hymeniacion perlevis</i> (morfortipo naranja)	258
<i>Hymeniacion perlevis</i> (morfortipo amarillo)	258
<i>Johannesia reticulosa</i>	262
<i>Leucandra losangelensis</i>	94
<i>Leucandra</i> sp. 1	96
<i>Leucandra</i> sp. 2	98
<i>Leucilla mancoraensis</i>	100
<i>Leucosolenia</i> cf. <i>variabilis</i>	88
<i>Lissodendoryx (Lissodendoryx)</i> cf. <i>carolinensis</i>	198
<i>Mycale (Carmia)</i> cf. <i>cecilia</i> (del mar)	212
<i>Mycale (Carmia)</i> cf. <i>cecilia</i> (del manglar)	215
<i>Mycale (Carmia)</i> cf. <i>magnirhaphidifera</i>	216
<i>Mycale (Carmia)</i> sp.	218
<i>Myxilla (Ectyomyxilla)</i> cf. <i>chilensis</i>	220
<i>Myxilla (Myxilla) mexicensis</i>	222
<i>Neoernsta tetractina</i>	82
<i>Neophrissospongia galapagoensis</i>	178
<i>Niphates ruthecitae</i>	150
<i>Pachychalina lupusapia</i>	152
<i>Paraleucilla tarazonai</i>	102
<i>Pione</i> sp.	238
<i>Plicatellopsis expansa</i>	272
<i>Plocamiancora</i> sp.	224
<i>Plocamione matarani</i>	168
<i>Protosuberites epiphytoides</i>	266
<i>Protosuberites</i> sp.	270
<i>Scleritoderma</i> sp.	184
<i>Soleneiscus pedicellatus</i>	84
<i>Stelletta</i> sp. 1	172
<i>Stelletta</i> sp. 2	176
<i>Suberites</i> aff. <i>latus</i>	276
<i>Suberites inti</i>	274
<i>Tedania (Tedania) ecuadoriensis</i>	226
<i>Terpios</i> cf. <i>granulosus</i>	280
<i>Tethya</i> cf. <i>socius</i> (morfortipo blanco)	242
<i>Tethya</i> cf. <i>socius</i> (morfortipo amarillo)	244
<i>Timea</i> sp.	246
<i>Trachycladus</i> aff. <i>minax</i>	250

Esponjas marinas y de agua dulce del Perú

Guía de identificación

Las esponjas, filo Porifera, son organismos filtradores muy eficientes que poseen una importante función ecológica y una gran diversidad en varios ecosistemas marinos y de agua dulce. Actualmente, las esponjas se consideran la fuente más rica de compuestos bioactivos naturales. Cabe esperar que estos animales desempeñen una función importante en los ecosistemas marinos a lo largo de los casi 3.000 km de costa del Perú. Sin embargo, el conocimiento de la fauna de esponjas peruanas era extremadamente pobre, con sólo 13 especies reportadas a finales del siglo XX. Este libro es el resultado de dos proyectos conjuntos. Cuyo objetivo fue realizar un intenso muestreo de la fauna de esponjas a lo largo de toda la costa del Perú. Alrededor de un tercio de las especies ilustradas aquí fueron publicadas recientemente como especies nuevas para la ciencia. Todas las especies no sólo se muestran tal y como se ven *in situ* y con mapas de distribución, sino que se detallan las características anatómicas utilizadas para identificarlas, en microscopía electrónica y óptica. Una presentación general de la biología celular de Porifera e información técnica sobre cómo recolectar, conservar e identificar estos organismos confieren también una orientación didáctica a este libro. No cabe duda de que será ampliamente utilizado por zoólogos, ecólogos y estudiantes interesados en las costas del Pacífico de Sudamérica.

Dr. Jean Vacelet

Station marine d'Endoume
Aix Marseille Université & CNRS
Marseille, France



Belgium
partner in development