

CECILIA HISSAMI KANO

**Delesseriaceae (Ceramiales, Rhodophyta) no
sudeste brasileiro baseada em morfologia, DNA
barcode e distribuição geográfica**

Dissertação apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de MESTRE em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

SÃO PAULO

2015

CECÍLIA HISSAMI KANO

**Delesseriaceae (Ceramiales, Rhodophyta) no
Sudeste Brasileiro Baseada em morfologia,
DNA barcode e Distribuição Geográfica**

Dissertação apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de MESTRE em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Avasculares e Fungos em Análises Ambientais.

ORIENTADORA: DRA. MUTUE TOYOTA FUJII

Ficha Catalográfica elaborada pelo **NÚCLEO DE BIBLIOTECA E MEMÓRIA**

Kano, Cecilia Hissami

K16d Delesseriaceae (Ceramiales, Rhodophyta) no sudeste brasileiro baseada em morfologia, DNA barcode e distribuição geográfica / Cecilia Hissami Kano – São Paulo, 2015
110 p. il.

Dissertação (Mestrado) -- Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, 2015
Bibliografia.

1. Algas. 2. Barcoding. 3. Taxonomia. I. Título

CDU: 582.26

"Troque suas folhas, mas não perca suas raízes...
mude suas opiniões, mas não perca seus princípios."

LISTA DE ABREVIATURAS

BOLD: “Barcode of Life database System”

Cbol: “Consortium barcode of Life”

COI-5P, Cox1: gene que codifica a subunidade I da enzima citocromo c oxidase

Ddntp: dideoxynucleosides

IBt: Instituto de Botânica

Insdels: Inserções e deleções

EDTA: Ácido etilenodiamino tetra-acético

Kb: kilobase 1Kb=1000 pb

NJ: Neighbor Joining

Pb: Pares de base

PCR: ‘Polymerase Chain Reaction’ ou reação em cadeia da polimerase’

LSU: Subunidade grande da estrutura secundária do ribossomo

rbcl: gene que codifica a subunidade grande da Rubisco

rRNA: Ácido ribonucleico ribossomal

Tab.: tabela

UPA: ‘Universal Plastid Amplicon domínio V’ do gene plastidial que transcreve a subunidade grande do ribossomo

LISTA DE TABELA

Tabela 1 – Espécies de Delesseriaceae citadas para o Brasil.....	3
Tabela 2 – Relação de “primers” direta (F) e reversa (R) para os marcadores utilizados na PCR e Sequenciamento.	17
Tabela 3 - Ciclos de PCR utilizados para amplificação dos marcadores moleculares. ..	17
Tabela 4 – Relação dos gêneros estudados e suas diagnoses.....	71
Tabela 5 – Espécies de Delesseriaceae que foram sequenciadas para os marcadores <i>COI-5P</i> , <i>UPA</i> e <i>rbcL</i>	73
Tabela 6. Divergência intraespecífica e interespecífica do marcador <i>rbcL</i> das espécies de <i>Acrosorium</i>	93
Tabela 7. Variação intraespecífica e interespecífica para o marcador <i>rbcL</i>	94
Tabela 8 - “Barcode gap” para as espécies <i>C. leprieurii</i> (Montagne) G. Martens e <i>C. apomeiotica</i> utilizando o marcador <i>rbcL</i>	95
Tabela 9- “Barcode gap” para as espécies <i>C. confusa</i> Kraysky, J.A. West & Kamiya e <i>C. monosticha</i> utilizando o marcador <i>rbcL</i>	95
Tabela 10. Divergência intraespecífica destacada e interespecífica do marcador <i>rbcL</i> das espécies de <i>Cryptopleura</i>	96
Tabela 11. Divergência intraespecífica e interespecífica de <i>rbcL</i> de <i>Acrosorium</i> e <i>Cryptopleura</i>	96
Tabela 12. Divergência intraespecífica destacada e interespecífica do marcador <i>rbcL</i> das espécies de <i>Hypoglossum</i>	97
Tabela 13. Sequências do marcador <i>rbcL</i> obtidas do GenBank.	98

Lista de Figuras

Fig. 1-10. <i>Acrosorium ciliolatum</i> (Harvey) Kylin caracteres vegetativos	26
Figs. 11-14. <i>Acrosorium ciliolatum</i> caracteres reprodutivos..	27
Figuras 15-18 <i>Apoglossum gregarium</i> (E.Y. Dawson) M.J. Wynne	30
Fig. 19-27. <i>Caloglossa confusa</i> Krayesky, J.A. West & Kamiya.....	34
Figuras 28–32. <i>Caloglossa leprieurii</i> (Montagne) G.Martens	37
Figuras 33-37. <i>Caloglossa ogasawaraensis</i> Okamura.....	40
Fig.38-43. <i>Caloglossa rotundata</i> Kamiya.....	42
Figuras 44-50. <i>Cryptopleura crispa</i> Kylin	45
Fig.51-57 <i>Cryptopleura crispa</i> Kylin caracteres reprodutivos	46
Fig. 58-64. <i>Cryptopleura peltata</i> (Montagne) M.J. Wynne	48
Figuras 65-71. <i>Cryptopleura ramosa</i> (Hudson) L. Newton. caracteres vegetativos	51
Figuras 72- 75. <i>Cryptopleura ramosa</i> (Hudson) L. Newton caracteres reprodutivos.	52
Fig. 76-80. <i>Haraldia tenuis</i> E.C. Oliveira Filho	54
Fig. 81-84. <i>Hypoglossum anomallum</i> M.J. Wynne & Ballantine	56
Fig.85-92. <i>Hypoglossum hypoglossoides</i> (Stackhouse) F.S. Collins & Harvey	59
Fig.93-96. <i>Hypoglossum tenuifolium</i>	62
Fig 97-100. <i>Nitophyllum adhaerens</i> M. J. Wynne	64
Fig. 101-104. <i>Nitophyllum wilkinsoniae</i> F. S. Collins & Hervey	66
Fig. 105-108. <i>Taenioma perpusillum</i> (J. Agardh) J. Agardh	68
Fig. 109. Análise de Neighbour Joining (NJ) para as sequências do marcador <i>UPA</i> mostrando a falta de agrupamentos das espécies de <i>Delesseriaceae</i>	74
Fig. 110. Análise de Neighbour Joining (NJ) para as sequências do marcador <i>COI-5P</i> mostrando os agrupamentos das espécies de <i>Delesseriaceae</i> obtidas neste trabalho.....	75
Fig. 111. Análise de Neighbour Joining (NJ) para as sequencias do marcador <i>rbcL</i> , mostrando os agrupamentos das espécies de <i>Delesseriaceae</i>	76
Fig. 112. Análise de Neighbour Joining (NJ) com marcador <i>rbcL</i> com finalidade de agrupar e identificar as espécies de <i>Delesseriaceae</i>	77

Agradecimentos

Agradeço à minha orientadora Dra. Mutue Toyota Fujii por me aceitar como aluna, pela paciência e pelos ensinamentos ao longo desses anos, pois sem ela não seria possível a realização desse trabalho e agradeço à Adilma Montenegro pela amizade e ter me ajudado a corrigir a dissertação.

As agências financiadoras CAPES, PROAP, FAPESP e CNPq as quais auxiliaram em bolsas, aprovação de projetos temáticos como o RHODO SP (2007/51270-7) e “Abordagem filogenética e filogeográfica, com base em dados moleculares, em representantes de Ceramiales e Gelidiales (Rhodophyta) no Brasil” (FAPESP Processo: 2012/18775-6), auxílios PROAP para participações em congressos e conferências.

Agradeço aos professores e técnicos de laboratórios que me auxiliaram em todas as coletas, triagem do material, culturas de alga, disciplinas, e todos os ensinamentos que aprendi durante esses dois anos.

Agradeço aos colegas do Núcleo de Pesquisa em Ficologia e do Herbário pela força, amizade, carinho, pelos almoços juntos, troca de informações, auxílios laboratoriais, na elaboração de relatórios, realização de coleta, pela parceria e por acreditar que esse trabalho iria ser finalizado.

Agradeço as secretárias por sempre estarem auxiliando em toda a parte burocrática do dia a dia.

Agradeço à banca avaliadora da qualificação e da defesa, por fazer considerações relevantes para melhoria da qualidade do trabalho.

Agradeço ao pessoal do Laboratório da USP, LAM, por serem sempre pessoas abertas a nos receber e auxiliar nas técnicas de laboratório.

Agradeço a minha família pelo suporte e apoio em tudo que precisei, quando e onde sem hesitar qualquer tipo de obstáculo.

Muito Obrigada!

Resumo

Delesseriaceae é composta atualmente por 469 espécies amplamente distribuídas. Alguns critérios para o reconhecimento de gêneros e espécies tem se mostrado inconsistentes, tornando a delimitação taxonômica uma tarefa difícil. Muitos dos critérios para delimitação de espécies são baseados em estruturas reprodutivas, porém há uma grande dificuldade em encontrar plantas férteis principalmente os gametófitos. Em vista disso, estudos morfológicos e moleculares foram realizados para auxiliar na identificação das espécies estudadas. Entretanto, nem todas as espécies foram passíveis de acessar molecularmente devido ao seu tamanho reduzido e biomassa insuficiente, mesmo após cultivar os exemplares coletados na natureza em laboratório. No Brasil, há referência de 26 espécies de Delesseriaceae, distribuídos em 15 gêneros. Assim, o objetivo deste trabalho foi estudar as espécies de Delesseriaceae no litoral sudeste do Brasil. No presente estudo, foram identificadas 16 espécies de Delesseriaceae, constituídas por oito gêneros: *Acrosorium*, *Apoglossum*, *Caloglossa*, *Cryptopleura*, *Haraldia*, *Hypoglossum*, *Nitophyllum* e *Taenioma*. *Caloglossa* foi o gênero mais bem representado, com quatro espécies, seguido por *Cryptopleura* e *Hypoglossum*, com três espécies cada e *Nitophyllum* com duas; todos os demais gêneros foram representados por apenas uma espécie. Os agrupamentos das espécies obtidos com os marcadores plastidiais *rbcL* e UPA, através da análise de Neighbor Joining aplicado com propósito de barcodes corroborou com a identificação de *Caloglossa rotundata*, pela primeira vez para o Brasil, e de nova ocorrência de *Caloglossa confusa* para Piauí e Paraná. *Acrosorium ciliolatum* revelou estar intimamente relacionada às espécies de *Cryptopleura*, sugerindo a necessidade de estudos mais amplos para o posicionamento correto desse táxon. Ainda, os gêneros *Cryptopleura* e *Hypoglossum* não foram confirmados como monofiléticos, necessitando de estudos mais aprofundados para esclarecer a posição taxonômica dessas espécies.

Palavras-chave: *barcoding*, biodiversidade, morfologia, taxonomia, *rbcL*.

Abstract

Delesseriaceae is currently composed of 469 widely distributed species. Some diagnosis for the recognition of genera and species has been inconsistent. Many features for delimitation of species are based on reproductive structures, but there is great difficulty in finding fertile plants especially the gametophytes. As a result, morphological and molecular studies were conducted to assist in the identification of species. However, not all species were likely to access molecularly due to its small size and insufficient biomass, even after cultivating specimens from nature in the laboratory. In Brazil, there are reports of 26 species of Delesseriaceae, distributed in 15 genera. The objective of this work was to study the species Delesseriaceae the southeastern coast of Brazil. In the present study, 16 species was identified, consisting of eight genera: *Acrosorium*, *Apoglossum*, *Caloglossa*, *Cryptopleura*, *Haraldia*, *Hypoglossum*, *Nitophyllum* and *Taenioma*. *Caloglossa* was gender best represented, with four species, followed by *Cryptopleura* and *Hypoglossum*, with three species each and *Nitophyllum* with two; all other genera were represented by only one species. The groupings of species obtained from the plastid *rbcL* markers and UPA by Neighbor Joining analysis applied for the purpose of barcodes corroborated the identification *Caloglossa rotundata* for the first time to Brazil, and recurrence of *Caloglossa confusa* to Piauí, Espírito Santo and Paraná. *Acrosorium ciliolatum* was found to be closely related to *Cryptopleura*, and will be able to do a new combination for this species. *Cryptopleura* and *Hypoglossum* genera were not monophyletic, requiring further study to clarify the taxonomic status of these species.

Keywords: barcoding, biodiversity, morphology, taxonomy, *rbcL*.

Sumário

Lista de Abreviaturas	
Lista de Tabelas	
Lista de Figuras	
Agradecimentos	
Resumo	
Abstract	
Introdução	1
Família Delesseriaceae	2
DNA Barcoding.....	5
Justificativa	7
Objetivo.....	8
Geral	8
Específicos.....	8
Material e Métodos	9
Coleta.....	9
Área de estudo	9
Estudos morfológicos	10
Características vegetativas	11
Estudos Moleculares	16
Extração de DNA	16
Amplificação dos Marcadores Alvos	16
Limpeza do produto de PCR	18
Sequenciamento.....	18
Armazenamento das Extrações	18
Alinhamento das sequências	18
Análises de DNA barcoding.....	19
Banco de Dados.....	20
Cultura do material biológico.....	20
Resultados	21
Estudos Morfológicos.....	21
Sinopse dos Táxon Identificado	21
Acrosorium ciliolatum (Harvey) Kylin	23

Apoglossum gregarium (E.Y. Dawson) M.J. Wynne.....	28
Caloglossa (Martens) Montagne.....	31
Caloglossa confusa Krayesky, J.A. West & Kamiya	31
Caloglossa leprieurii (Montagne) G.Martens	35
Caloglossa ogasawaraensis Okamura.....	38
Caloglossa rotundata Kamiya.....	41
Cryptopleura Kützing	43
Cryptopleura crispa Kylin	43
Cryptopleura peltata (Montagne) M.J. Wynne.....	47
Cryptopleura ramosa (Hudson) L. Newton	49
Haraldia tenuis E.C. Oliveira	53
Hypoglossum Kützing	55
Hypoglossum anomalum M.J. Wynne & D.L. Ballantine	55
Hypoglossum hypoglossoides (Stackhouse) F.S. Collins & Hervey	57
Hypoglossum tenuifolium (Harvey) J. Agardh	60
Nitophyllum adharens M.J. Wynne.....	63
Nitophyllum wilkinsoniae F.S. Collins & Hervey	64
Taenioma perpusillum (J. Agardh) J. Agardh	66
Estudos Moleculares	72
Considerações finais	81
Referências Bibliográficas	83
ANEXO.....	92

Introdução

Rhodophyta formam uma linhagem distinta de eucariontes, com 7118 espécies micro e macroalgas, atualmente representando mais de 60% das espécies de macroalgas (Guiry & Guiry 2015). Dados moleculares indicam que as algas vermelhas (filo Rhodophyta) são monofiléticas (Ragan et al. 1994, Freshwater et al. 1994), apesar da grande diversidade morfológica, reprodutiva e de históricos de vida inerentes a uma linhagem antiga. Esta grande diversificação é refletida nas classificações propostas por Saunders & Hommersand (2004) & Yoon et al. (2006) em sete linhagens principais, embora haja algumas discordâncias entre os dois trabalhos.

Saunders & Hommersand (2004) organizaram a sistemática de Rhodophyta em dois filos e cinco classes, enquanto que Yoon et al. (2006, 2010) propuseram uma nova classificação em algas vermelhas baseada em análises multigênicas e concluíram que Rhodophyta pode ser segregada em sete linhagens bem suportadas que contém dois subfilos, Cyanidiophytina com uma única classe Cyanidiophyceae e Rhodophytina com seis classes, Bangiophyceae, Florideophyceae, Rhodellophyceae, Porphyridiophyceae, Compsopogonophyceae e Stylonematophyceae.

Florideophyceae inclui a 99% das espécies de Rhodophyta (cerca de 6.000) e o crescimento é feito por meio de células apicais e consiste inteiramente de filamentos pseudo parenquimatosos ramificados, no qual a ligação entre as células é feita por pit-connections, estruturas que conectam duas células adjacentes e que é preenchida por um tampão de proteínas ou “pit-plug”. (Graham & Wilcox 2009).

Dentro de Florideophyceae está a ordem Ceramiales, caracterizada pela estrutura uniaxial, presença de células pericentrais ou periaxiais e, especialmente, pela formação de célula auxiliar diretamente da célula suporte após a fecundação (Hommersand 1963, Womersley 1998). Atualmente é reconhecida contendo nove famílias: Callithamniaceae Kutzing, Ceramiaceae Dumortier, Dasyaceae Kützing, Delesseriaceae Bory de Saint, Inkyuleeaceae H.-G.Choi, Kraft, H.-S.Kim, Guiry & G.W.Saunders, Rhodomelaceae Areschoug, Sarcomeniaceae Womersley, Spyridiaceae, Wrangeliaceae (Womersley 1998, 2003), sendo Delesseriaceae o objeto do presente estudo.

Família *Delesseriaceae*

Skottsberg (1923) definiu que para o estudo de *Delesseriaceae* é importante estudar a anatomia, o modo de crescimento, posição e formato da célula apical, ramificação e disposição dos ramos, desenvolvimento, estrutura e posição dos órgãos reprodutivos.

Kylin (1924) reorganizou a família em 11 grupos divididos em duas subfamílias, *Delesserieae* e *Nitophyllieae*. A reorganização e revisão dos gêneros da família acarretou um rearranjo morfológico em 83 gêneros (Wynne 1983).

Dentre as características da família *Delesseriaceae* incluem: fronde achatada, foliosa inteiramente ramificada a partir da nervura central ou a partir das margens, lâminas monostromáticas a polistromática, presença ou ausência de nervura ou vênulas. Apressórios discoides ou rizoides podem apresentar estipes em lâminas mais velhas. Procarpo sobre as células pericentrais transversais com ou sem a célula de cobertura e com a célula suporte formando um ou dois grupos estéreis e um ou dois ramos carpogoniais de quatro células. Cistocarpo ovoide, ostiolado e presença de pericarpo. Espermatângios desenvolvidos em soros sobre a lâmina e tetrasporângios divididos tetraedricamente (Lin et al. 2001, Womersley 2003).

Choi et al. (2002) realizou uma análise baseada em dados anatômicos, comprovando que caracteres como pericarpo sobre os gonimoblastos, e carposporângios isolados ou terminados em cadeia são caracteres presentes em *Delesseriaceae*. Além disso, separaram os gêneros de *Delesseriaceae* em dois grupos, *Delesserioideae* e *Nitophylloideae*, os que compartilham características como célula apical piramidal, divisão transversal da célula apical, células pericentrais alternadas aos pares, tetrasporângios agrupados em soros e o outro grupo que apresentam características como presença de divisão intercalar, células pericentrais ausentes, procarpos em posições aleatórias e formação da primeira célula suporte.

Para o Atlântico tropical e subtropical Wynne (2011) citou 19 gêneros 45 espécies pertencentes à *Delesseriaceae* e desses, 15 gêneros e 25 espécies, de acordo com <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> estão referidos para o Brasil, além de *Acrosorium odontophorum* Howe & Taylor (1931) (Tab. 1). Das 26 espécies de *Delesseriaceae* referidas para o Brasil, 20 ocorrem exclusivamente no infralitoral.

Cordeiro-Marino & Guimarães (1981) analisaram rodófitas provenientes de dragagem realizada na plataforma continental do Nordeste brasileiro e identificaram

Hypoglossum tenuifolium (como *H. tenuifolium* var. *tenuifolium*) crescendo como epífita sobre feofíceas maiores em profundidades de 26-83m.

Oliveira Filho (1969), estudando as Ceramiales do Espírito Santo citou 8 espécies de Delesseriaceae, sendo referidas pela primeira vez as espécies *Hypoglossum hypoglossoides* (Stackhouse) F.S. Collins & Harvey (como *H. tenuifolium* var. *carollinianum*), *Cryptopleura crista* Kylin e *Cryptopleura peltata* (Montagne) M.J. Wynne (como *Cryptopleura corallinara*) e descreveu *Haraldia tenuis* E.C. Oliveira Filho como uma espécie nova. Posteriormente, Surati & Guimarães (2007), fizeram a primeira referência de *Nitophyllum adhaerens* para o Brasil, descrevendo a partir de material coletado na Ilha do Francês, sul do Espírito Santo.

Yoneshigue (1985) referiu *Gonimophyllum africanum* Martin & Pocock e *Neuroglossum binderianum* Kutzing pela primeira vez no Brasil, para Cabo Frio, RJ, em local sob influência de ressurgência onde a temperatura da água do mar varia de 17,6 a 19°C no verão. A primeira foi encontrada como parasita de *Cryptopleura ramosa* e a segunda como epífita de *Pterocliadiella capilacea*, crescendo no infralitoral.

Horta & Oliveira Filho (2001) referiram pela primeira vez no litoral brasileiro as espécies *Apoglossum gregarium* (E.Y. Dawson) M.J. Wynne, *Branchioglossum minutum* C.W. Schneider e *Hypoglossum anomalum* M.J. Wynne & D.L. Ballantine, coletadas através de mergulho autônomo em ilhas do Sul e Sudeste do Brasil.

Tabela 1 – Espécies de Delesseriaceae citadas para o Brasil.

Espécie	Localidade	Autores
<i>Apoglossum gregarium</i> (Dawson) Wynne	SP	Horta & Oliveira-Filho (2001)
<i>Acrosorium ciliolatum</i> (Harvey) Kylin	Brasil, BA, ES, RJ, SP, PR, SC	Taylor (1930), Taylor (1960), Nunes (2005), Oliveira Filho (1969), Joly (1957), Ugadim (1976), Cordeiro-Marino (1978), Yoneshigue (1985), Guimarães (2006), Amado-Filho (2006), Vilaça et al. (2008), Yoneshigue- Valentin et al. (2008), Rocha-Jorge (2010)
<i>Acrosorium odontophorum</i> M.A. Howe & W.R.Taylor	Brasil, RJ	Taylor (1930, 1960)
<i>Branchioglossum minutum</i> C. W. Shineider	ES, SP, SC	Horta & Oliveira Filho (2001)

<i>Caloglossa apomeiotica</i> J.A. West & Zuccarello	RJ	Krayesky et al. (2011)
<i>Caloglossa confusa</i> Krayesky, J.A. West & Kamiya	SP	Krayesky et al. (2012)
<i>Caloglossa leprieurii</i> (Montagne) G. Martens	MA, PI, CE, PB, PE, BA, ES, RJ, SP, PA, SC	Joly (1957), Ferreira & Pinheiro (1966), Oliveira Filho (1969), Fonseca (1972), Ugadim (1976), Cordeiro-Marino (1978) Yoneshigue (1985), Ferreira-Correia (1987), Miranda et al (1988), Fortes (1992), Pereira et al. (2002), Nunes (2005), Guimarães (2006), Araújo et al. (2008)
<i>Caloglossa ogasawaraensis</i> Okamura	SE, BA, ES, RJ, SP, SC	(Joly 1957), Ugadim (1976), Cordeiro-Marino (1978), Fortes (1992), Nunes (2005), Krayesky (2011)
<i>Claudea elegans</i> Lamouroux	PB, PE, BA, ES, RJ	Joly et al. (1978), Nunes et al (1998, 2005)
<i>Cryptopleura crispa</i> Kylin	ES	Oliveira Filho(1969)
<i>Cryptopleura peltata</i> (Montagne) M.J. Wynne	ES, SP	Oliveira Filho (1969), Guimarães (2006), Amado Filho et al. (2006)
<i>Cryptopleura ramosa</i> (Hudson) Kylin ex Newton	Brasil, BA, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	Joly (1957), Taylor (1960), Oliveira Filho (1969), Baptista (1974), Ugadim (1976), Cordeiro-Marino (1978), Yoneshigue (1985), Nunes (2005), Amado Filho (2006), Machado et al. (2011)
<i>Gonimophyllum africanum</i> M.T. Martin & M.A.Pocock	RJ	Yoneshigue (1985)
<i>Grinnellia americana</i> (C. Agardh) Harvey	ES	Guimarães (2006)
<i>Frikkiella searlesii</i> M.J.Wynne & C. W. Shineider	ES	Yoneshigue et al. (2006)
<i>Haraldia tenuis</i> E.C. Oliviera	ES,RJ,SP	Oliveira Filho (1969), Yoneshigue (1985), Guimarães(2006), Rocha-Jorge (2010)
<i>Hypoglossum anomalum</i> Wynne & Ballantine	SP	Horta & Oliveira-Filho (2001), Rocha-Jorge (2010)
<i>Hypoglossum hypoglossoides</i> (Stackhouse) F.S. Collins & Hervey	BA, ES, RJ, SP, SC	Joly (1965), Yoneshigue (1985), Oliveira Filho 1969, Nunes (1998), Horta et al. (2000), Guimarães (2006), Rocha-Jorge (2010)

<i>Hypoglossum tenuifolium</i> (Harvey) J. Agardh	MA, CE, RN, PE, AL, BA, ES, SP	Cordeiro-Marino & Guimarães (1981), Nunes (2005), Guimarães (2006)
<i>Myriogramme prostata</i> (Dawson, Neushul & Wildman) Wynne	Sudeste e Sul	Horta (2000)
<i>Neuroglossum binderianum</i> Kutzing	Sudeste e Sul	Yoneshigue (1985), Horta (2000)
<i>Nitophyllum adharens</i> M. J. Wynne	RN, ES	Surati & Guimarães (2007), Silva (2010)
<i>Nitophyllum punctatum</i> (Stackhouse) Greville	RN	Villaça et al. (2010)
<i>Nitophyllum wilkinsoniae</i> F. S. Collins & Hervey	BA, ES, SP	Nunes (2005), Guimarães (2006), Ugadim (1976)
<i>Taenioma perpusillum</i> J. Agardh) J. Agardh	RN, BA, ES, SP, SC	Joly (1965, 1967), Oliveira Filho (1969), Cordeiro-Marino (1978), Nunes (2005) Villaça et al. (2010)
<i>Taenioma nanum</i> (Kutzing) Papenfuss	RN, BA, ES, SP	Joly (1965), Nunes (2005), Guimarães (2006)

DNA Barcoding

A taxonomia de Delesseriaceae é problemática e isso ocorre devido a alguns fatores: trata-se de uma família com grande número de espécies, amplamente distribuídas ocorrendo em regiões temperadas, tropicais e subtropicais (Lin et al. 2001). Apresenta uma morfologia simples com poucos caracteres para discriminação de espécie. (Saunders et al. 2005)

O *DNA barcoding* é uma ferramenta que permite a comparação entre todos os seres vivos e assim podem-se delinear espécies por sequências geradas por marcadores moleculares (Stoeckle 2003). Diversos marcadores moleculares foram propostos como *DNA barcoding* para diferentes filos. Dentre eles, o gene mitocondrial citocromo *c* oxidase I (*COI-5P* ou *cox 1*) é considerado o marcador mais apurado para o estudo de agrupamento.

COI-5P faz parte da via metabólica da cadeia de elétrons proporcionando iniciador universal e robusto com ampla taxa de cobertura do gene. A técnica de *DNA barcoding* é baseada na amplificação por PCR de um fragmento de DNA relativamente curto (~400-700 pb) (Herbert et al. 2003). O gene também é predominantemente de herança haplóide, raramente contém íntrons que podem complicar a amplificação usando a técnica de PCR e apresenta poucos eventos de inserção/deleção (“indels”) (Stoeckle 2003).

Além do *COI-5P*, o UPA (Universal Plastid Amplicon), que é uma região do genoma do cloroplasto que transcreve para o domínio V da subunidade grande do ribossomo de aproximadamente 400 pb, parte que codifica o RNA da subunidade grande do ribossomo (23S rRNA), também tem sido testado como *DNA barcoding* de organismos fotossintetizantes (Presting 2006; Sherwood *et al.*, 2010).

A sequência de DNA da subunidade grande da ribulose bifosfato carboxilase oxigenase (*rbcL*) é outro marcador que tem sido empregado para identificar algas vermelhas seguindo a estratégia de barcode (Freshwater *et al.* 2010), bem como para ajudar na identificação de Delesseriaceae (Lin *et al.* 2002, Kamiya & West 2014).

Atualmente foram considerados marcadores de barcode segundo o Cbol (Consortium of Barcode of Life) as regiões do LSU, 28S D2/D3, (subunidade grande da estrutura secundária do ribossomo no domínio 2 e 3) e *COI-5P* para as algas vermelhas, *tufA* e LSU para as algas verdes, *rbcL-3P* e LSU para as diatomáceas e *COI-5P* e LSU para as algas pardas (Saunders & McDevit 2012).

Justificativa

Considerando que o conhecimento da flora é uma condição primordial para a conservação dos recursos naturais e dos ecossistemas costeiros e também para diagnosticar o estado de saúde ambiental e, considerando também que a identificação dos táxons presentes nesses ambientes deve ser mais rápida devido às profundas mudanças que estão ocorrendo no planeta com perda da biodiversidade, o presente estudo visa obter melhor conhecimento da diversidade de Delesseriaceae no sudeste brasileiro, com base em dados morfológicos associados a moleculares com propósito de *DNA barcoding*.

Estudos com abordagem molecular em Delesseriaceae no litoral paulista iniciaram-se em 2010, com sinalização de alguns resultados interessantes. Porém, para uma melhor compreensão e delimitação dos táxons, é necessário expandir as áreas de amostragens, e desta forma a presente pesquisa englobou os estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo.

O trabalho foi desenvolvido como parte do projeto temático “Diversidade das macroalgas vermelhas (Rhodophyta) do estado de São Paulo baseada em barcoding, morfologia e distribuição geográfica” (Rhodo-SP), financiado pela FAPESP (Processo 2007/51270-7), o qual objetivou fazer o levantamento da diversidade de macroalgas vermelhas marinhas e continentais, focando nas identificações taxonômicas com relevância na morfologia tradicional e nas técnicas de barcode. O presente trabalho também está aliado a “Abordagem filogenética e filogeográfica, com base em dados moleculares, em representantes de Ceramiales e Gelidiales (Rhodophyta) no Brasil” (FAPESP Processo: 2012/18775-6), para realização de coletas na região sudeste do Brasil.

Objetivo

Geral

Investigar a diversidade da família Delesseriaceae no Sudeste do Brasil.

Específicos

- Identificar as espécies de Delesseriaceae que ocorrem no sudeste do Brasil por meio de estudos morfológicos.
- Aplicar a técnica de *DNA barcoding* utilizando os marcadores moleculares nas espécies identificadas pela taxonomia tradicional.
- Conhecer a distribuição das espécies identificadas no sudeste brasileiro.

Material e Métodos

Coleta

As coletas foram realizadas na região de entremarés ao infra litoral raso dos ambientes recifais e nos manguezais sobre pneumatóforos de *Rhizophora*, durante a maré baixa, na região sudeste do Brasil, que engloba os estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo.

Foram adicionados ao estudo, material em excicata de profundidade coletado a partir de 1992, e material de pertencentes aos estados do Nordeste e Sul, os quais estão depositado e armazenados no Núcleo de Pesquisa em Ficologia, Instituto de Botânica (IBt).

Área de estudo

O litoral da região Sudeste do Brasil engloba três estados: Espírito Santo, Rio de Janeiro e São Paulo. Guimarães (1990) caracterizou o clima na área de estudo, segundo Nimer (1977), como quente e úmido com máximas pluviométricas no verão e mínima no inverno. A temperatura média anual registrada variou de 20 a 25°C.

Além desses fatores, a região é influenciada pela ACAS (Água Central do Atlântico Sul), originadas na ressurgência entre os meses de outubro e março. Como consequência, a temperatura superficial da água é mais baixa nesse período do ano (Guimarães 2003).

Os principais substratos consolidados disponíveis para o crescimento das macroalgas na área de estudo são constituídos por recifes de arenito ferruginoso, recifes de arenito de praia e costão rochoso. Os recifes de arenito ferruginoso são de origem continental e constituem-se de sedimentos arenosos e areno-argilosos, cimentados por material ferruginoso (Petri & Fúlfaro 1983). Os recifes são de arenito de praia são de origem litorânea, formados pela areia de praia consolidados com fragmentos de organismos calcáreos (Mabesoone & Coutinho 1970). Costão rochoso é constituído por rochas do tipo granito-gnaiss correspondente ao afloramento do Pré-Cambriano. (Suguo & Tessler 1984).

Os substratos recifais são característicos de ambientes tropicais, e no Brasil ocorrem em todo o Nordeste até o Espírito Santo. A partir do Sul do Espírito Santo predominam os costões rochosos. Regiões de manguezal também foram visitadas, onde as macroalgas crescem, principalmente, sobre os pneumatóforos e raízes de árvores.

Nos manguezais ocorrem importantes associações de macroalgas aderidas em pneumatóforos, rizóforos e troncos de árvores dos gêneros *Avicennia*, *Rhizophora* e *Laguncularia* denominada inicialmente como “bostrychietum (Post, 1936). Essa associação incluem bactérias, clorofíceas e uma dominância de rodofíceas, mais precisamente espécies do gênero *Bostrychia* Montagne, *Caloglossa* (Harvey) G. Martens e *Catenella* Greville (Pedroche et al 1995).

As coletas foram feitas manualmente com auxílio de uma espátula, na região de entremares, sobre os manguezal na região do encontro do rio com o mar e eventuais coletas de profundidade também foram realizadas. Todas as amostras obtidas foram georeferenciadas.

A triagem do material foi feita próximo ao local de coleta para garantir a preservação do DNA. Para análises moleculares, regiões apicais ou indivíduos inteiros dependendo do tamanho da espécie, normalmente livre de epífitas foram selecionados secos em papel absorvente colocados imediatamente em frascos contendo sílica gel, que foram mantidos e fechados em temperatura ambiente. O restante do indivíduo ou da indivíduos da mesma população em que foram coletadas as amostras para DNA, foram fixados em formol 4% em água do mar, para posterior estudo morfológico, anatômico e confecção das esxicatas. Estas foram incluídas no núcleo de pesquisa em Ficologia do Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente (SP).

Estudos morfológicos

Os estudos morfológicos dos materiais foi baseado em abordagem taxonômica atualizada com detalhamento dos caracteres morfológicos, comparando-se ao material tipo sempre que possível.

Os estudos morfológicos foram realizados com base no material fixado em formol e complementados com acervo da coleção de macroalgas depositadas no Herbário SP. As observações da morfologia consistiram em comparação do formato do ápice, presença ou ausência de nervura ou vênulas, número de fileiras de células, origem da ramificação, número de camadas de células no talo, localização e formato dos procarpos, espermatângios e tetrasporângios (Tab. 4).

Os cortes anatômicos foram feitos a mão livre com auxílio de uma lamina de barbear na região mediana do talo, corados com azul de anilina a 0,5%, acidificado com HCl 1Normal (Tsuda & Abbott 1985) e montados entre uma lâmina e lamínula. Para cada

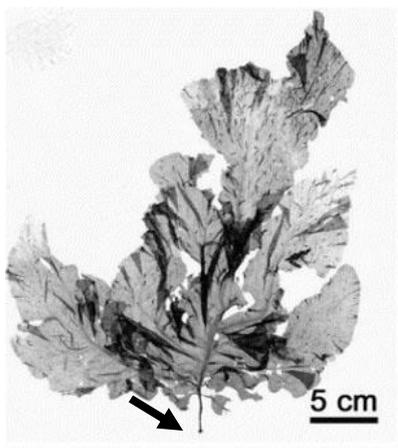
espécie foi feito, pelo menos, cinco medidas das estruturas consideradas diagnósticas, para fins de comparação. As medidas são dadas em altura (alt.) x largura (larg.) e diâmetro (diam.), quando forem os casos. As características diagnósticas foram foto-documentadas por uma câmera acoplada ao microscópio e ao microscópio estereoscópio (Zeiss). Para preservação das lâminas, o corante foi gradativamente substituído por uma mistura de xarope de milho (karo) com água do mar na proporção de 1:1, adicionando-se cristais de fenol como conservante.

O material observado foi identificado segundo o sistema de classificação utilizado apresentado por Wynne (2011), herborizado segundo os métodos do manual de “Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico” e incluído no Herbário do Instituto de Botânica de São Paulo “Maria Eneyda P. Kauffmann Fidalgo” (SP).

A determinação dos caracteres morfo anatômicos foram baseado principalmente na literatura de artigos específicos.

Características vegetativas

Hábito



Paraglossum larsenii
Lin et al. 2012

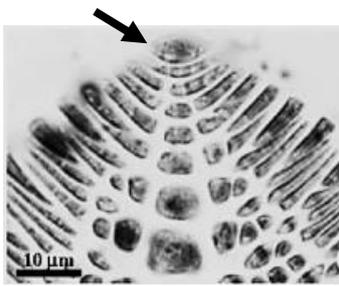


Caloglossa leprieurii
Kamiya et al 2003.

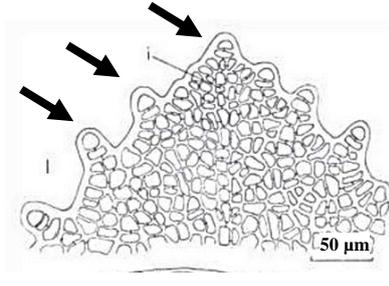


Nitophyllum adhaerens
Suratti & Guimarães 2007

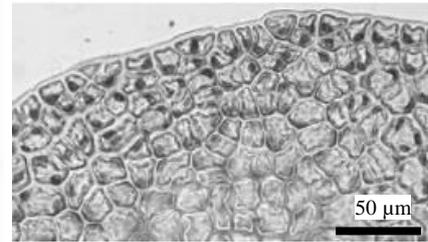
Forma de Crescimento



Apoglossum gregarium
Horta & Oliveira Filho 2001

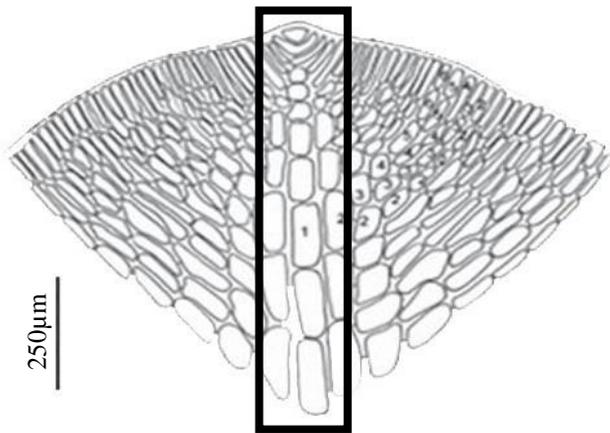


Searleasia subtropica
Schneider & Eiseman 1979

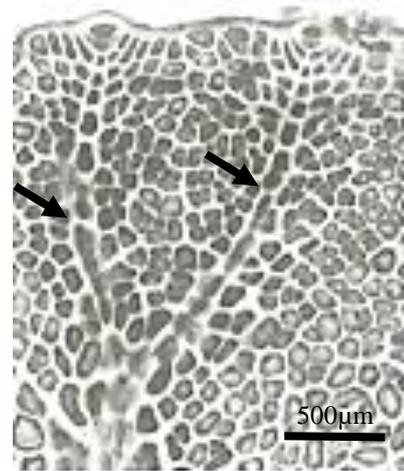


Haraldiophyllum bonnemaisonii
Lin et al. 2002

Nervura central



Frikiella searlesii
Oliveira & Valentin 2014



Hemineura frondosa
Lin et al. 2001

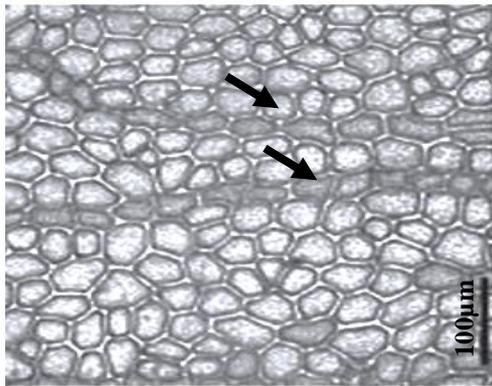
Número de fileiras de Células



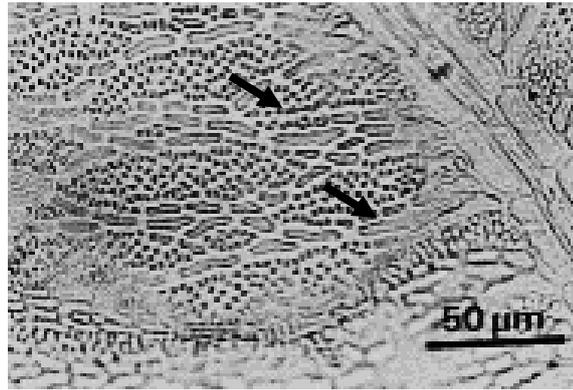
P= pericentral, i = célula intercalar, 2 = fileira de segunda ordem, 3 = fileiras de terceira ordem, 4 = fileiras de quarta ordem, 5 = fileiras de quinta ordem

Paraglossum lancifolium
Lin et al. 2012a

Vênulas



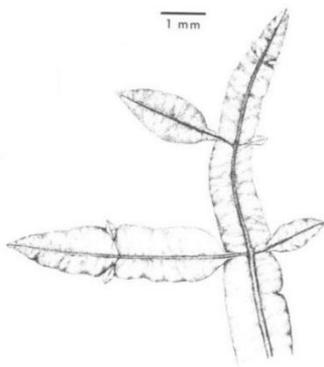
Acorosorium ciliolatum
Escudero & Gallardo 2009



Apoglossum gregarium
Ballantine & Wynne 1985

Tipos da ramificação

Prolongamento da nervura central



Hypoglossum anomallum
Wynne & Ballantine 1986

A partir das margens do talo



Patulophycus eclipses
Millar & Wynne 1992

Sobre a nervura



Hypoglossum hypoglossoides
Horta et al. 2003

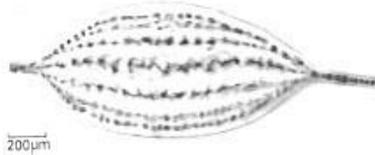
Número de camadas de células em corte transversal

Monostromático

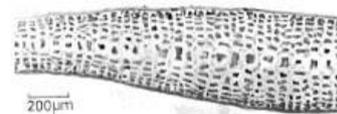


Nitophyllum hommersandii
Lin & Fredericq 2003

Polistromático



Myriogramme sp.
Womersley 2003



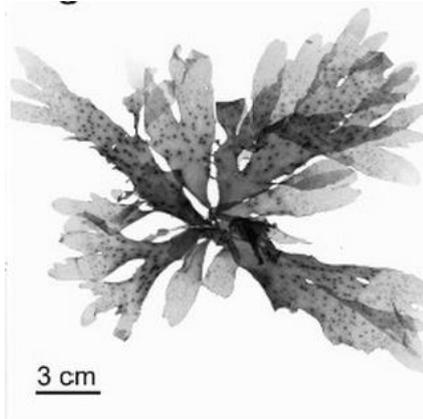
Cryptopleura ramosa
Womersley 2003

II Características reprodutivas

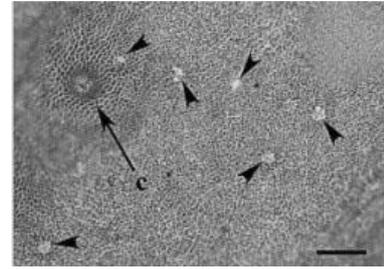
Disposição do cistocampo



Hypoglossum minutum
Oak et al. 2002

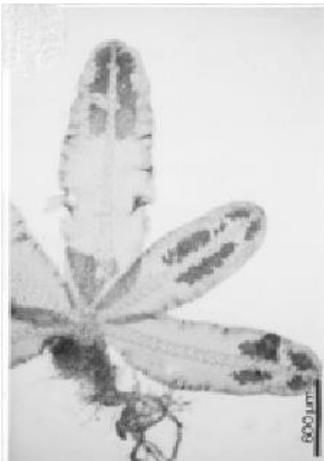


Hymenopsis heterophylla
Lin et al. 2012b

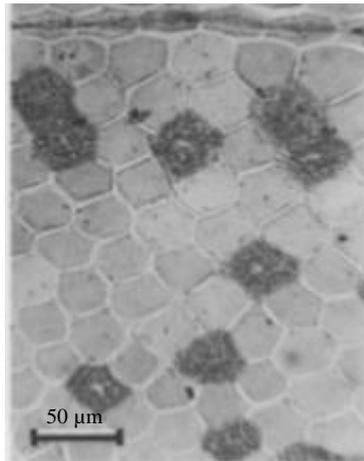


Yedonia crassifolia
Selivanova & Zhigadlova 2013

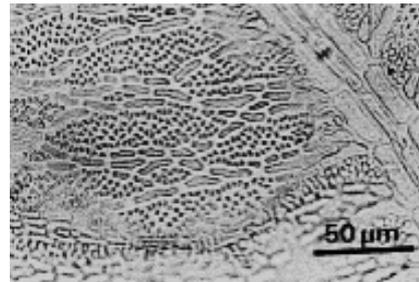
Disposição dos soros espermatangiais



Hypoglossum minutum
Oak et al. 2002



Frikiella searlesii
Wynne & Schneider 1996



Apoglossum gregarium
Ballantine & Wynne 1985

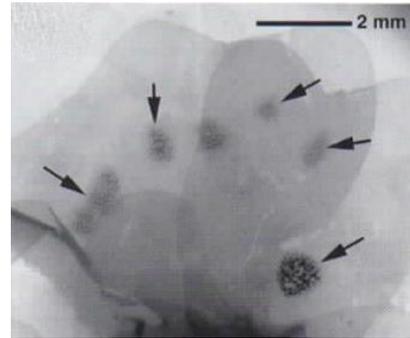
Disposição dos soros tetrasporangiais



Apoglossum minutum
Park et al. 2006



Hymenena palmata
Lin et al. 2012



Nitophyllum homersandii
Lin & Fredericq 2003

Estudos Moleculares

Extração de DNA

O DNA do material algáceo desidratado foi macerado em um homogeneizador de tecidos (Precellys), utilizando-se os tubos com “beads” de metal, em três ciclos de 10 segundos, a 5300 rpm, com intervalo de 15 segundos por ciclo. As extrações de DNA foram feitas utilizando o kit “Nucleo Spin Plant II (Macherey-Nagel, Düren, Alemanha), seguindo as instruções do fabricante. O material contendo o DNA gnômico foi acondicionado para então ser utilizado na amplificação das sequências de interesse.

Amplificação dos Marcadores Alvos

A amplificação dos marcadores moleculares foi feita na concentração de 10Mmol. Foram utilizadas duas combinações de “primers” para o marcador *COI-5P* gene que codifica a subunidade 1 da citocromo oxidase c e UPA região do gene do cloroplasto que transcreve para o domínio cinco da subunidade grande do ribossomo, além desse foram utilizados para identificação das espécies um fragmento do gene *rbcL* 3P’ que codifica a região final do gene que codifica a subunidade grande da rubisco, foram utilizados para a análise de DNA barcoding; uma combinação para o marcador e uma para o marcador *rbcL*, sendo este parcial com aproximadamente 700 pares de base. As sequências de base de cada primer estão descritas na tabela 2.

O DNA extraído foi utilizado para a amplificação através da "Polymerase Chain Reaction" ou PCR (Sambrook et al. 1989). A PCR foi utilizada o kit da Sigma, as condições de amplificação para um volume final de 25µL, 12,5 µL de Master Mix, 10,5 µL de Água Miliq, 0,5 µL de Primer F e 0,5 µL de Primer R e 1 µL de DNA. As reações de PCR foram feitas nos termocicladores Techne TC-4000 (Bibby Scientific Ltd., Staffordshire, UK), os ciclos utilizados estão detalhados na tabela 3.

Após a PCR, os produtos foram analisados por eletroforese em gel de agarose 0,7%, com marcador de tamanho padrão (1 Kb DNA Ladder- Gibco BRL) para verificar o tamanho dos fragmentos amplificados.

Tabela 2 – Relação de “primers” direta (F) e reversa (R) para os marcadores utilizados na PCR e Sequenciamento.

Marcador	Direção	PRIMER	SEQUÊNCIA 5’-3’
<i>COI-5P</i> (Saunders et al. (2005, Saunders & Mc Devit 2012))	Direta	<i>GAZ F1</i>	TCAACAAATCATAAAGATATTGG
		<i>GWS Ft</i>	CAAAYCAYAAARGATATYGGTAC
	Reversa	<i>GWS Fn</i>	TCAACAAYCAYAAAGATATYGG
		<i>GAZ R1</i>	ACTTCTGGATGTCCAAAAAYCA
<i>UPA</i> (Presting & Sherwood 2007)	Direta	<i>P23SrV f1</i>	GGACAGAAAGACCCTATGA
	Reversa	<i>P23SrV r1</i>	CTCTAGGGATAACAGGCTGA
<i>rbcL</i> (Freshwater & Rueness 1994)	Direta	<i>F57</i>	GTAATTCGATATGCWAAAATGG
	Reversa	<i>R753</i>	CGAGAAAGRATGTATAGYAG

Tabela 3 - Ciclos de PCR utilizados para amplificação dos marcadores moleculares. Os ciclos de *rbcL* foram baseados em Lin et al. (2001), o de *COI-5P*, de acordo com Cassano (2009) e *UPA* baseado em Sherwood & Presting (2007).

Marcadores	Desnaturaçã ão Inicial	Desnaturaçã o	Anelamento	Extensão	Extensão Final	Ciclos
<i>rbcL</i>	94°C / 4’	94°C / 1’	42°C ou 45°C ou 50°C / 1’	72°C / 1’30”	72°C / 10’	35*
<i>COI-5P</i>	94°C / 5’	94°C / 30”	45°C / 1’	72°C / 30”	72°C / 7’	35*
<i>UPA</i>	94°C / 2’	94°C / 20”	55°C / 30”	72°C / 30”	72°C / 10’	35*
<i>Sequenciamento</i>		96°C / 10”	54°C / 20”	60°C / 4’		40*

*Etapa de extensão de desnaturaçã

Após a reação de PCR os produtos foram submetidos à eletroforese em gel de agarose 0,7% e tampão tris-borato-EDTA (TBE: Tris-base 50Mm, ácido bórico 50Mm, EDTA 2Mm). Gel Red na concentração de 1:500 foi usado para verificar o tamanho dos fragmentos amplificados. O marcador de tamanho utilizado foi o 1Kb DNA ladder (Invitrogen). O DNA foi visualizado através de um transiluminador de UV.

Limpeza do produto de PCR

Os produtos de PCR foram purificados em colunas “Gel Band Purification kit” (GE Healthcare) de acordo com o protocolo do fornecedor. A quantificação do DNA amplificado foi feita visualmente através da eletroforese marcado com corante Gel Red na concentração de 1:500, e a leitura do fragmento foi através do transluminador de UV.

Sequenciamento

O sequenciamento dos marcadores moleculares a partir de PCR purificado e quantificado será realizado no sequenciador automático (ABI PRISM 3100) usando-se o kit “Cycle Sequencing, Big-Dye Terminator” (Applied Biosystems, Foster City, EUA) utilizando os mesmos “primers” da reação de PCR com concentração de 3~5picomol/ μ L, dideoxynucleosídeos (ddntp) com marcadores fluorescentes, tampão, cloreto de magnésio e a enzima *Taq* polimerase, a reação foi feita na mesma termocicladora que a reação de PCR e o ciclo de sequenciamento estão na tabela 3.

Os produtos de PCR contendo os ddntps marcados foram concentrados e precipitados em uma reação em EDTA 125Mm, Acetato de Sódio 3M e etanol 100%, seguida de lavagem em etanol 70%, segundo recomendações da Applied Biosystems para a remoção dos resíduos e otimização da leitura e qualidade da sequência. Assim as alíquotas de DNA precipitadas foram para o sequenciador automático ABI PRISM™ 3100, esta fase foi feita pelo técnico de laboratório de algas marinhas (LAM) da USP e na empresa Genomic Engenharia Molecular.

Armazenamento das Extrações

Após a obtenção dos marcadores moleculares, as extrações de DNA foram catalogadas e estocadas a -80°C formando um banco que ficará disponível para outros estudos (Chase *et al.* 2005).

Alinhamento das sequências

As sequências consenso para cada marcador de amostra foram montadas usando o programa BioEdit a partir das sequências obtidas nas direções direta e reversa (Hall 1999). Nucleotídeos divergentes ocorrendo na mesma posição foram verificados nos cromatogramas das sequências. As sequências consenso obtidas foram comparadas com as sequências disponíveis no GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>), com o uso do programa BLAST (Altschul et al. 1997).

Análises de DNA barcoding

As sequências obtidas foram editadas e alinhadas e foram inferidas através do método de distância, “pairwise”, que indicam as divergências genéticas entre as espécies para cada marcador estudado com o uso do programa MEGA 6 (Molecular Evolutionary Genetics Analysis) (Tamura et al. 2011).

Para o *DNA barcoding* foram construídas árvores de agrupamento utilizando o método de distância (Neighbour Joining, NJ) com o uso do programa MEGA 6 (Tamura et al. 2011) com 5000 réplicas de bootstrap. Gaps foram considerados dados faltantes e todas as posições foram consideradas com o mesmo peso.

Para a delimitação da espécie foi calculado o “barcode gap”, a partir das análises de distância dos valores intra e interespecíficos. Esta análise foi utilizada apenas para as espécies próximas que consistem na diferença entre a divergência interespecífica mínima e intraespecífica máxima das espécies. O cálculo utilizado foi dividir o valor da divergência interespecífica mínima (Min Inter) entre as espécies pelo maior valor de divergência intraespecífica máxima (Max Intra). A verificação do ‘barcode gap’ foi feita relacionando quantas vezes a divergência interespecífica mínima é maior do que a divergência intraespecífica máxima entre duas espécies. Sendo assim, valores maiores que um mostra a distância entre a divergência específica enquanto que valores próximos ou menores que um, significa sobreposição dos táxons (Freshwater et al. 2010).

$$\text{Valor de 'barcode-} \\ \text{gap'} = \frac{\text{Min Inter}}{\text{Max Intra}}$$

Banco de Dados

As informações geradas no presente trabalho serão integradas ao banco de dados de “Rhodo-SP” e os resultados serão disponibilizados em *website*, na forma de prancha composta por fotografias do aspecto geral e de detalhes morfológicos diagnósticos, sequências dos marcadores moleculares e distribuição geográfica dos táxons no Brasil. Estas informações ficarão disponíveis no sistema BOLD (Barcode of Life Data Systems).

Cultura do material biológico

Espécies de Delesseriaceae encontradas com biomassa insuficiente para a extração de DNA e demais processos da análise molecular foram cultivadas em laboratório, com troca do meio de cultura semanal, além da limpeza e retirada das epífitas com auxílio de uma agulha e de uma pinça, como foi o caso de *Caloglossa leprieurii* e *Caloglossa ogasawaraensis*. Essa cultura foi mantida durante 6 meses para que pudesse alcançar a biomassa suficiente, cerca de 5mg, para fazer a extração de DNA do material seco.

Os espécimes foram cultivados em meio de cultura composto por água do mar esterilizada enriquecida com 25% da solução de von Stosch preparada segundo Edwards (1970) e modificada por Yokoya (1996), em frascos de boca larga com capacidade de 100 mL. Foram utilizados 70 mL de meio de cultura por frasco. Os frascos foram fechados com filme de PVC transparente. Toda a vidraria utilizada foi autoclavada a 121°C durante 30 minutos e os instrumentos utilizados no manuseio das algas foram esterilizados em etanol 70% e flambados. As culturas foram mantidas em uma sala, no Laboratório de Cultura de Algas “Marilza Cordeiro Marino” do Núcleo de Pesquisa em Ficologia do Instituto de Botânica nas seguintes condições: temperatura de 23±2 °C, fotoperíodo de 14 horas, salinidade de 15ups, densidade de fluxo fotônico de 60 a 70 $\mu\text{mol de fótons}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ fornecidos por duas lâmpadas fluorescentes de 40W, do tipo “Luz do dia” dispostas horizontalmente acima dos frascos de cultura. A irradiância foi mensurada com um sensor plano, modelo Li-COR 192, conectado a um medidor de quanta Li-COR, modelo LI-185.

Resultados

Estudos Morfológicos

No presente trabalho, foram identificadas 16 espécies de Delesseriaceae, constituídas por oito gêneros: *Acrosorium*, *Apoglossum*, *Caloglossa*, *Cryptopleura*, *Haraldia*, *Hypoglossum*, *Nitophyllum* e *Taenioma*. *Caloglossa* foi o gênero mais bem representado, com quatro espécies, seguido por *Cryptopleura* e *Hypoglossum*, com três espécies cada e *Nitophyllum* com duas; todos os demais gêneros foram representados por apenas uma espécie.

Sinopse dos Táxon Identificado

Acrosorium ciliolatum (Harvey) Kylin

Apoglossum gregarium (E.Y. Dawson) M.J. Wynne

Caloglossa confusa Krayesky, J.A. West & Kamiya

Caloglossa leprieurii (Montagne) G. Martens

Caloglossa ogasawaraensis Okamura

Caloglossa rotundata Kamiya

Cryptopleura crispa Kylin

Cryptopleura peltata (Montagne) M.J. Wynne

Cryptopleura sp.

Haraldia tenuis E.C. Oliveira

Hypoglossum anomallum M.J. Wynne & D.L. Ballantine

Hypoglossum hypoglossoides (Stackhouse) F.S. Collins & Hervey

Hypoglossum tenuifolium (Harvey) J. Agardh

Nitophyllum adhaerens M. J. Wynne

Nitophyllum wilkinsoniae Collins & Hervey

Taenioma perpusillum (J. Agardh) J. Agardh

Chave de Identificação dos gêneros identificados

- 1a. Talo terminados em pelos apicais *Taenioma*
 1b. Talo com ausência de pelos apicais 2
- 2a. Presença de nervura central 3
 2b. Ausência de nervura central 5
- 3a. Constrição proeminente sobre os nós *Caloglossa*
 3b. Ausência de nós e constrições 4
- 4a. Formação de fileiras de células de até terceira ordem que alcanças as margens do talo
 *Hypoglossum*
 4b. Formação de fileiras de células pequenas de quarta a quinta ordem alcançando as
 margens *Apoglossum*
- 5a. Presença de vênulas 6
 5b. Ausência de vênulas 7
- 6a. Talo lobado com ápice terminado em gavinha ou afunilado *Acrosorium*
 6b. Talo lobado com ápice arredondado..... *Cryptopleura*
- 7a. Talo em forma de folha *Haraldia*
 7b. Talo de âmbito amplo ou lobado *Nitophyllum*

Acrosorium ciliolatum (Harvey) Kylin

Acta Universitatis Lundensis 20: 78, 1924

Basiônimo: *Nitophyllum ciliolatum* Harvey

Localidade tipo: King George Sound, Western Austrália

Figuras 1-14.

Planta de coloração rosada, membranácea, em forma de fita estreita, com ápice afilado encurvado ou terminado em gavinhas, com 2,0 cm alt. x 0,5 cm larg., crescendo em forma de tufo sobre o substrato ou como epífita de outras macroalgas. A fixação se faz por apressório discoide e por rizoides multicelulares produzidos esporadicamente nos talos. Ramificação dicotômica a irregular, com ramos longos a lobados, margens com lobos curtos em todo o talo. Talo com crescimento marginal por um conjunto de células triangulares a quadráticas, 15–20 µm alt. x 10–25 µm larg. Em vista superficial, vênulas dicotomicamente ramificadas, formadas por células retangulares, com 70-100 µm alt. x 10-15 µm larg., que percorrem todo o talo, exceto na região apical. As demais células do talo são poligonais, multinucleadas, 60–110 µm diâm. Em corte transversal, o talo é monostromático, com células mais altas que largas, com 30-40 µm alt. x 10-25 µm larg., exceto na região das vênulas, que são constituídas por três camadas de células menores, porém mais baixas, com 15–25 µm alt. x 20-40 µm larg., sem que haja aumento na espessura do talo. Tetrasporângios tetraedricamente divididos, 40-60 µm diâm., formando soros arredondados nas porções apicais do talo. Gametófito masculino com ápice dicotômico, reto, e espermatângios reunidos em soros de formato irregular sobre o talo. Gametófitos femininos não foram observados.

Habitat: ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas. É mais frequentemente encontrada no infralitoral, em profundidades de até 30 m, como epífitas de algas maiores, tais como *Pterocliadiella* e *Corallinaceae*.

Material examinado: Rio de Janeiro: Cabo Frio, Praia das Conchas, 24.12.2013, col. C.H. Kano (SP469143). Arraial do Cabo, Praia do Forno, 25.12.2013, col. C.H. Kano (SP469145). Búzios, Praia da Foca, 22.10.2011, col. M.T. Fujii, Lagoinha, 23.10.2011 e 08.05.2012, col. M.T. Fujii. São Paulo: Ubatuba, Ilha Vitória, 19.05.2008, col. M.T. Fujii

et al. Ilhabela, Praia de Jabaquara, 19.05.2008, M.T. Fujii et al. Santos, Parque Estadual da Laje de Santos, 30.11.1997, col. P.A. Horta, 21.03.2007, col. R. Rocha-Jorge (SP399959), 20.01.2000, col. M.T. Fujii et al., 19.04.2012, col. R. Rocha-Jorge, Parcel do Sul, 18.08.2008, col. R. Rocha-Jorge (SP 400003), Calhaus, 16.01.2009, col. R. Rocha-Jorge (SP 400133).

Material adicional examinado: Santa Catarina, Imbituba, Ponta da Ilhota (SP 104656) Praia de Muita Água (SP 104704) e Ponta de Imbituba (SP 104585).

Distribuição Geográfica: **Bahia** (Nunes 2005). **Espírito Santo** (Oliveira Filho 1969, Guimarães 2006). **Rio de Janeiro**, (Taylor 1930, Yoneshigue 1985, Villaça et al. 2008, Yoneshigue-Valentin et al. 2008,). **São Paulo** (Horta 2000, Joly 1957 e 1965, Rocha-Jorge 2010). **Santa Catarina**, (Cordeiro-Marino 1978, Horta 2000).

Comentários

Na maioria dos locais visitados, a espécie ocorre em pequena quantidade. Apesar do tamanho dos espécimes por nós estudados atingirem somente 2 cm, há registros no Pacífico de exemplares com até 7 cm de altura (Abbott & Holenberg 1976), e no Sul da Austrália foram encontrados exemplares com até 10 cm (Womersley 2003).

As gavinhas que são consideradas diagnósticas para a espécie nem sempre foram encontradas nos espécimes coletados no presente estudo. Entretanto, esse caráter pode estar relacionado com estado juvenil dos espécimes encontrados. Taylor (1960) coloca como diagnose margem com lobos curtos como característica do gênero, porém alguns espécimes de *Acrosorium ciliolatum* não apresentaram essa característica.

Acrosorium ciliolatum não foi encontrada na região do Espírito Santo, embora já tenha sido reportada para Bahia. A espécie possui maior afinidade com a região temperada quente, ocorrendo do Rio de Janeiro para o Sul do Brasil, porém ainda não há registro para o Rio Grande do Sul (Tab. 1).

Wynne (1989), ao sinonimizar *Acrosorium venulosum* com *Acrosorium ciliolatum*, discute a dificuldade em separar as espécies de *Crypropleura ramosa*.

Acrosorium ciliolatum é uma espécie morfológicamente muito próxima de *Cryptopleura ramosa* e compartilham características como: talo prostrado, crescimento marginal formado por um conjunto de células apicais, monostromático no ápice com

exceção das vênulas tristemática, ramos lobados, tetrasporângios formados em soros arredondados sobre o talo na porção apical, gametófito feminino espalhado sobre as vênulas e o gametófito masculino formando espermatângios em soros irregulares. A convergência dos caracteres torna a distinção das espécies extremamente difícil e apenas o formato da porção apical representa característica que separa as espécies em nível de gênero. A semelhança das características morfológicas sugere que *A. ciliolatum* deve ser transferido para o gênero *Cryptopleura*, sendo gavinha ou ápices afilados uma característica específica e não genérica.

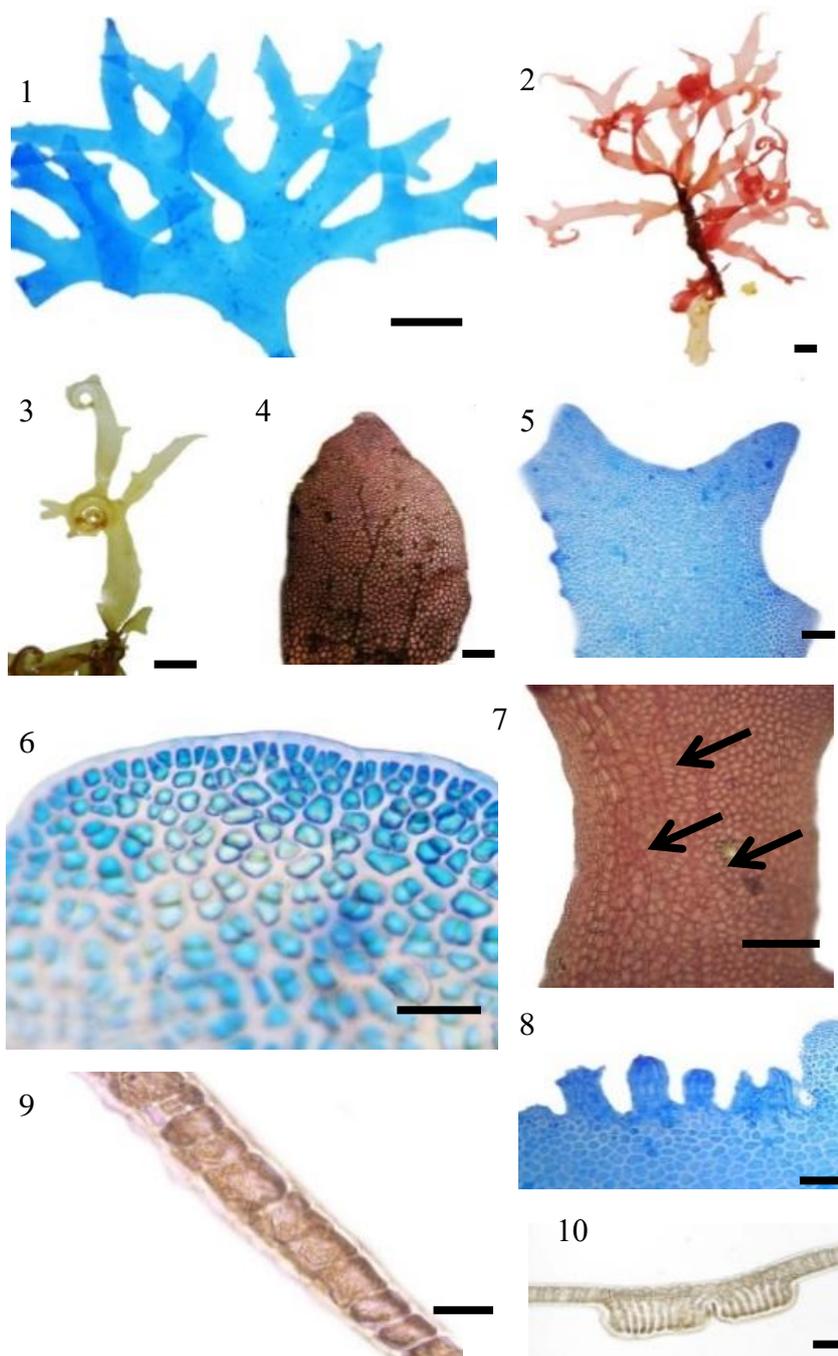
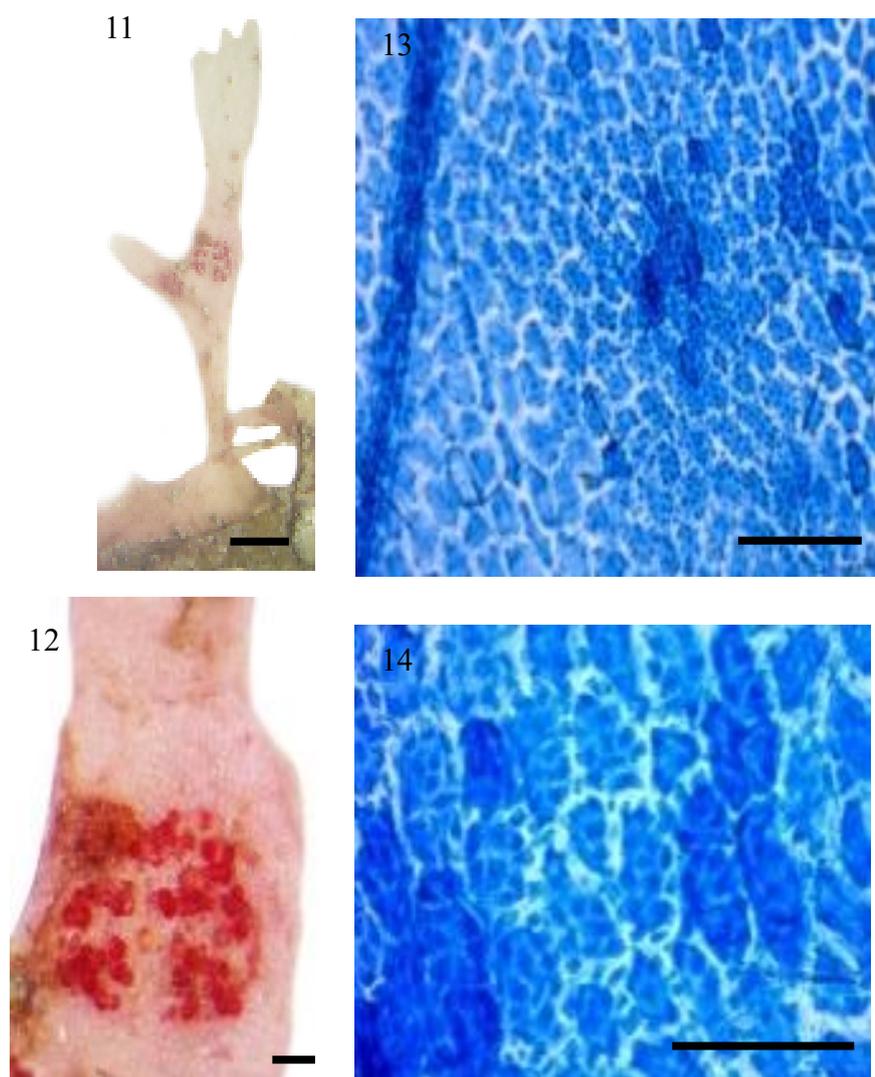


Fig 1-10. *Acrosorium ciliolatum* (Harvey) Kylin. 1-2. Variação morfológica do talo. (1mm). 3. Detalhe do ápice recurvado (1 mm). 4- Ápices afilados (250 µm) Fig. 5. Ápice dicotômico (250 µm). 6. Detalhe da porção apical formado por um conjunto de células (100 µm). 7. Detalhe das vênulas dicotômicas (250 µm). 8. Detalhe dos rizoides em tufos, formados nas margens do talo (100 µm). 9. Corte transversal do talo monostromático, exceto na região das vênulas (seta) (25 µm). 10. Corte transversal do talo, com detalhe dos rizóides multicelulares (25 µm).



Figs. 11-14. *Acrosorium ciliolatum*. 11 Tetrasporófito com tetrasporângios reunidos em soros sobre o talo (1mm). 12. Detalhe do soro tetrasporangial (1mm). 13 e 14. Detalhe do soro espermatangial sobre a superfície do talo (100 μ m).

Apoglossum gregarium (E.Y. Dawson) M.J. Wynne

Bulletin of the Southern California Academy of Sciences 84: 169, 1985

Basiônimo: *Hypoglossum gregarium* E.Y. Dawson

Localidade tipo: Isla Lorenzo del Norte (Isla las Ánimas), Baja Califórnia, México

Figuras 15-18.

Fronde ereta, achatada, foliácea, com 3 mm alt. x 1 mm larg. desenvolvendo-se a partir de uma base cilíndrica. Ápice de formato arredondado, com crescimento axial através de uma única célula evidente, dividida transversalmente, produzindo a nervura central. Em vista superficial do talo, nervura central mediana percorrendo toda a fronde, formada por células retangulares mais altas que largas, 80–115 μm alt. x 20–30 μm larg. Presença de vênulas laterais formadas por células alongadas, 20–30 μm alt. x 5–10 μm larg. que partem da nervura central e atingem as margens do talo. Formação de fileiras de células a partir da nervura central. Esta por sua vez produz uma pericentral, que é chamada de célula de segunda ordem, que dá origem a duas pericentraais laterais, que se dividem dando origem às outras células até chegarem às margens formando uma fileira de células de terceira ordem. Quando a célula que pertence à fileira de células da terceira ordem originam mais duas células, estas passam a ser chamadas de quarta ordem, e assim por diante até alcançar as margens. As fileiras de células de segunda ordem são adaxiais, as de terceira ordem abaxiais, as de quarta ordem adaxiais, seguindo a sequência alternadamente. As células de segunda–quarta ordem apresentam um formato retangular a irregular mais larga que baixa medindo 7,5–12 μm de alt. x 10–12 μm larg. Tetrasporângios tetraédricos, medindo 50–60 μm de diam., formados sobre a nervura, na região subapical do talo.

Habitat: Encontrada somente no infralitoral, a cerca de 10 m de profundidade.

Material examinado: São Paulo: Santos, Laje de Santos, 20/01/2000, col. P.A. Horta (SP469153).

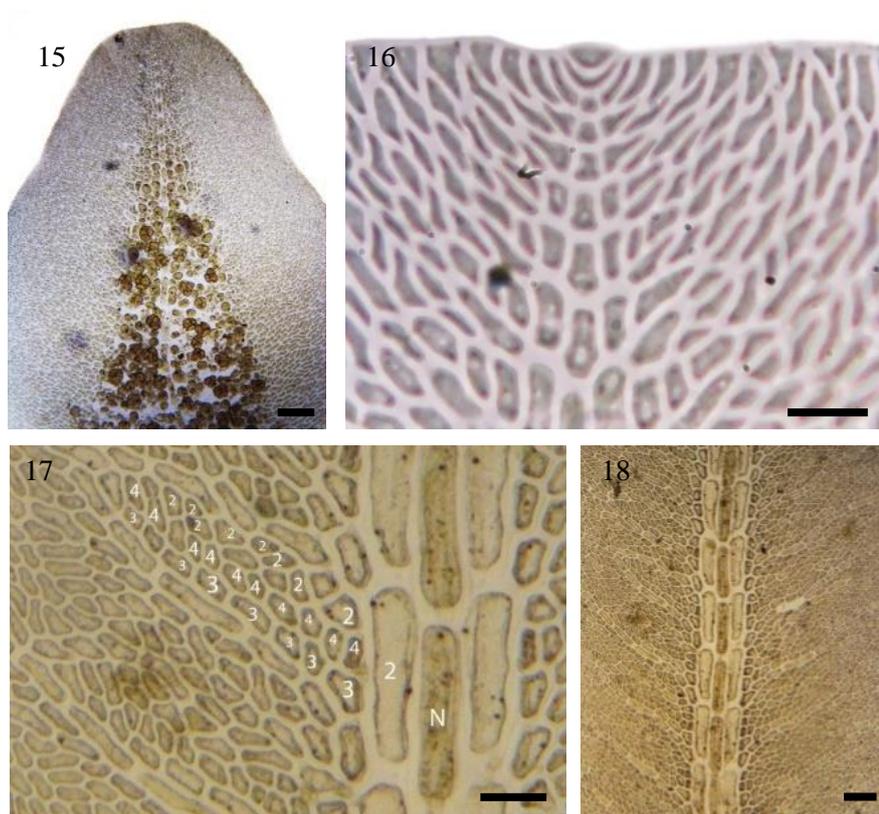
Distribuição geográfica: **São Paulo:** (Horta & Oliveira Filho 2001).

Comentário:

Apoglossum gregarium é morfologicamente muito semelhante às espécies do gênero *Hypoglossum*, porém difere pelo número de fileiras de células que alcançam as margens do talo, e pelo tipo de ramificação. Em *Hypoglossum* são encontradas três fileiras de células que chegam às margens e sua ramificação está associada à nervura central, enquanto que *Apoglossum* produz fileiras de células até quinta ordem (Park et al. 2006).

Não foram observadas ramificações neste exemplar, mas Horta & Oliveira Filho (2001) e Park et al. (2006) estudaram *Apoglossum gregarium* e notaram que a ramificação ocorre principalmente a partir da base cilíndrica. Entretanto, em *Apoglossum minutum*, a ramificação é marcada sobre a nervura central como nas espécies de *Hypoglossum*, porém a nervura mediana é irregular (Park et al. 2006).

A localidade tipo de *Apoglossum gregarium* encontra-se sob o domínio de águas temperadas do Pacífico Norte Americano, com temperatura da água do mar ao redor de 17 °C e essa situação sugere que a espécie possua afinidade com ambiente temperado. No Brasil, a espécie foi encontrada apenas no infralitoral do Parque Estadual Marinho da Laje de Santos, que é influenciado pelas águas frias de Águas Continentais do Atlântico Sul (ACAS), principalmente no verão.



Figuras 15-18 *Apoglossum gregarium* (E.Y. Dawson) M.J. Wynne. Caracteres vegetativos e reprodutivos. 15. Fronde com soro tetrasporangial sobre a nervura central (escala 250 μm). 16. Ápice com uma célula apical evidente (100 μm). 17. Detalhe da fronde dividindo em fileiras de células de até quarta ordem, a letra N é da nervura e os números de dois a quatro representam o número da ordem. As fileiras de células de segunda ordem são adaxiais, as de terceira ordem são abaxiais que dão origem as de quarta ordem adaxial (25 μm). 18. Detalhe da fronde com a nervura e as vênulas saindo da nervura central. (100 μm).

Caloglossa (Martens) Montagne

Chave dicotômica para identificação das espécies de *Caloglossa*.

- 1a Talo com aspecto filamentosos *C. ogasawaraensis*
 1b Talo foliáceo 2
- 2a Presença de ramificação adventícia nos nós *C. rotundata*
 2b Ausência de ramificação adventícia 3
- 3a Leve constrição na região do nó *C. leprieurii*
 3b Constrições pronunciadas na região do nó *C. confusa*

Caloglossa confusa Krayesky, J.A. West & Kamiya

Phycologia 51: 522, 2012

Localidade tipo: Plantation Key, Florida, USA

Figuras 19-27.

Talo marrom, foliáceo, com constrições pronunciadas, como em uma corrente, parcialmente prostrado, 0,5-1 cm alt. Rizoides multicelulares desenvolvidos nas partes ventrais do talo, sobre as células de primeira e segunda fileira. Fronde fortemente constricta nos nós. Ramificação subdicotômica, presença de ramos endógenos surgindo sobre as constrições nos encontros das nervuras centrais e ausência de ramos adventícios. Ápice lanceolado, com crescimento apical por uma única célula evidente em forma de cúpula, transversalmente cortada, com 9-20 µm alt. Em vista superficial, nervura central mediana percorre todo o talo, com células medindo 120-150µm alt. x 15-20 µm larg. 1-3 fileiras de células adaxiais derivadas a partir da primeira célula axial do eixo lateral e 1-2 fileiras de células do eixo principal, opostas à lateral. Em corte transversal, o talo é monostromático, exceto na região da nervura, que é composto por quatro células periaxiais, sendo duas transversais e duas laterais, e uma célula axial. Tetrasporângios tetraédricos, 50-70 µm diâm., reunidos em soros sobre as porções apicais do talo.

Habitat: Ocorrem em regiões de manguezal, próximas ao encontro do mar.

Material examinado: Espírito Santo, Manguinhos, Praia de Manguinhos, 05.10.2010, col. S.M.P.B. Guimarães et al., São Paulo, Ubatuba, Praia Dura, 27.04.2010, col. M.T. Fujii. Rio Escuro, 08.05.2012 e 13.05.2013, col. C.H. Kano & D.H. Chen. Itanhaém, Cibratel, 28.05.2013, col. N.S. Yokoya et al.

Material adicional: Piauí, Luís Correa, Praia do Sal, 22.06.2013, col. M.T. Fujii et al. Paraná, Ilha do Mel, Encantadas, 12/07/2014, col. M.T. Fujii.

Distribuição Geográfica: **São Paulo** (Krayesky 2012), **Piauí, Espírito Santo e Paraná** (presente estudo).

Comentários: *Caloglossa confusa* faz parte do complexo *C. continua*, e a espécie mais próxima dela é a *C. monosticha* Kamiya, com distinção morfológica complicada, pois apenas o número de fileiras de células formadas a partir da última célula da nervura central, sobre o nó, antes da divisão da nervura, derivando uma fileira de célula para *C. monosticha* e uma a duas fileiras de células para *C. confusa*.

A principal diagnose é feita através do número de fileiras de células produzidas e o desenvolvimento do rizoide que acontece sobre as células de primeira e segunda ordem e entre eixo principal e o eixo lateral, ou seja, sob os encontros da nervura lateral e principal. Essa posição dos rizoides foi determinada como do tipo G (Kamiya et al. 2003).

Caloglossa confusa foi previamente identificada como *C. monosticha* para as amostras do Brasil e do Índico com base em morfologia, porém as análises moleculares mostraram que *C. confusa* e *C. monosticha* são geneticamente distintas (Krayesky 2012, Kamiya 2004), tendo como divergências morfológicas, sobretudo na leve constrição, dando um formato reto e inteiro para *C. monosticha* e constrições fechadas dando um formato elíptico para *C. confusa*, assim *C. confusa* foi citada para o Atlântico e *C. monosticha* para o Índico.

Espécie muito comum crescendo junto com outras espécies de *Caloglossa*, sendo citada pela primeira vez para o Nordeste e Sul, baseada em amostras coletada no Delta do Parnaíba PI, em Manguinhos ES, Ubatuba SP e na Ilha do Mel PR. Provavelmente identificações errôneas de *C. confusa* foram feitas sendo identificadas como *Caloglossa leprieurii*, pois a identificação dessas espécies são complicadas e apenas com base em

dados moleculares é possível chegar à identificação exata do táxon. As lacunas biogeográficas indicam uma distribuição da espécie em todo o país e não apenas para estas localidades.

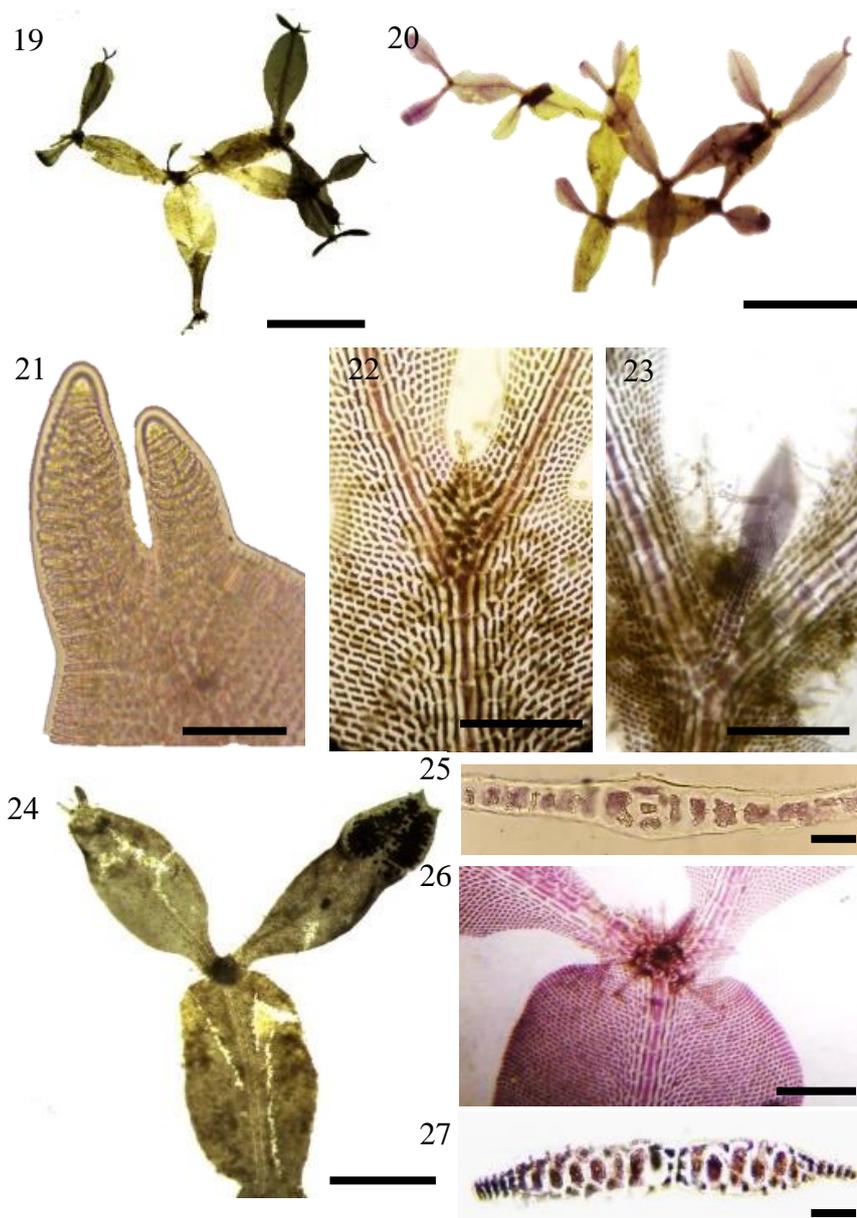


Fig. 19-27. *Caloglossa confusa* Krayesky, J.A. West & Kamiya. 19-20. Habito (1 cm). 21 ápices bifurcados com uma célula apical evidente (100 μm). 22. Detalhe da divisão dicotômica da nervura central (250 μm). 23. Ramificação endógena a partir da nervura (250 μm). 24. Tetrasporófito com soro tetrasporangial sobre o ápice (0,5 cm). 25. Corte transversal, talo monostromático com exceção da nervura com quatro pericentraes (250 μm). 26 Detalhe dos rizoides tipo G entre a nervura central e a lateral (25 μm). 27. Corte transversal do tetrasporângio formado por uma fileira de tetrasporângios (25 μm)

Caloglossa leprieurii (Montagne) G.Martens

Flora 52: 234, 237, 1869

Basiônimo: *Delesseria leprieurii* Montagne

Localidade tipo: Sinnamary, NW of Cayenne, French Guiana

Figuras: 28-32.

Fronde marrom, achatado, liso, pequeno, elíptico, frequente constrições, 0,5-1 cm alt., parte do talo prostrado e parte do talo ereto. Rizoides multicelulares sobre as constrições das partes prostradas. Ramos pouco constrictos nos nós. Ramificação subdicotômica, presença de ramos endógenos surgindo sobre as constrições no encontro das nervuras centrais e ausência de ramos adventícios. Ápice lanceolado, com crescimento apical com uma célula evidente em forma de cúpula, transversalmente cortada, 10-15µm alt. Em vista superficial, nervura central mediana, que percorre todo o talo, células medindo 100-120 µm alt. x 15 µm larg. 3-5 fileiras de células adaxiais derivadas a partir da primeira célula apical do eixo lateral e uma a duas fileiras de células do eixo principal oposto. Em corte transversal o talo é monostromático e sobre a região da nervura de quatro células periaxiais, sendo duas transversais e duas laterais, e uma célula axial. Tetrasporângios tetraédricos, medindo 50-70µm de diam., em soros sobre os ápice.

Habitat: Ocorre em regiões de manguezal próximas ao encontro do mar.

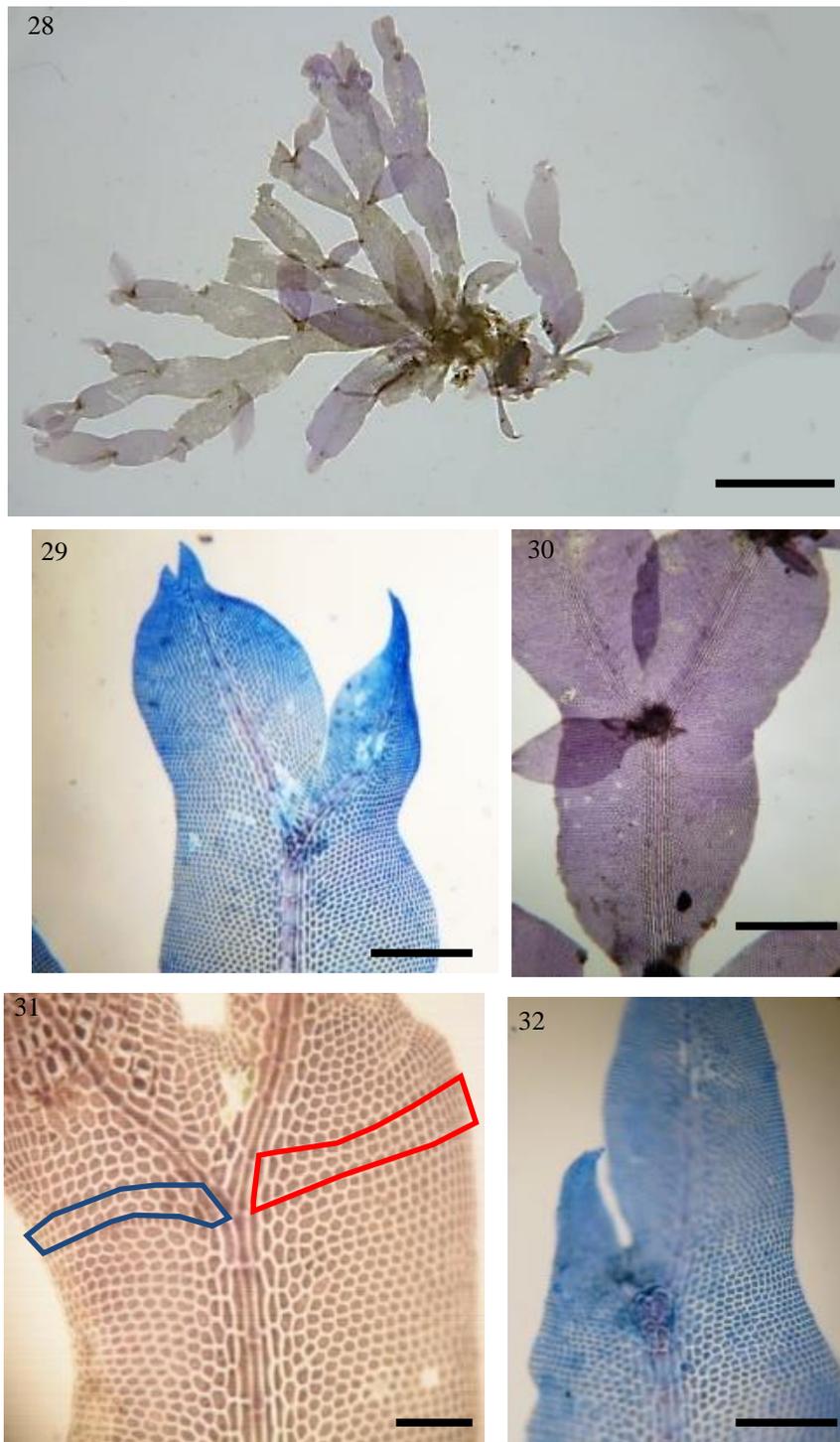
Material analisado: Espírito Santo, Manguinhos, Praia Manguinhos, 05.10.2010 col. M.T. Fujii et al., Rio de Janeiro, Baía Guanabara, Ilha do Paquetá, 08.02.2011 col. S.M.P.B. Guimarães, São Paulo, Ubatuba, Praia Dura, 27.04.2010, col. M.T. Fujii, Rio Escuro, 08.05.2012 e 13.05.2013, col. C.H. Kano & D.H. Chan, Itanhaém, Cibratel, 28.05.2013 col. N.S. Yokoya et al.

Distribuição Geográfica: **Maranhão:** (Ferreira-Correa 1978), **Bahia:** (Nunes 2005), **Espírito Santo:** (Oliveira Filho 1969, Guimarães 2006), **Rio de Janeiro:**(Yoneshigue 1985), São Paulo (Joly 1957, Ugadim 1976), **Santa Catarina:** (Cordeiro-Marino 1978).

Comentários: *C. leprieurii* faz parte do complexo *Caloglossa leprieurii*, muito semelhante a *C. apomeiotica* que difere no número de fileiras de células produzidas a

partir da nervura principal e no tamanho da constrição. Em *C. leprieurii* são produzidas três a sete fileiras de células e sua constrição mede 0,5-1,5 mm e em *C. apomeiotica* são produzidas duas a cinco fileiras de células e sua constrição varia de 0,9-1,4mm. A caracterização morfológica se sobrepõe dificultando a separação das espécies portanto a delimitação de espécies é feita aliada aos dados moleculares.

As demais espécies do complexo *C. leprieurii* são diferenciadas pela presença de ramos adventícios e presença de fileiras de células adaxiais derivadas à nervura principal. *C. leprieurii* não apresenta ramos adventícios, e a fileira de células adaxiais são ausentes.



Figuras 28 – 32. *Caloglossa leprieurii* (Montagne) G. Martens. 28 Hábito (1 cm). 29. Ápice bifurcado com nervura central (100 μ m). 30. Ramificação endógena a partir da nervura (100 μ m). 31. Detalhe da primeira célula da nervura principal (azul) formando fileiras de células de segunda ordem e a primeira célula na nervura lateral (vermelho) formando fileiras de células de terceira ordem (250 μ m). 32. Detalhe da disposição dos rizoides na posição F, sobre e entre as nervuras central e lateral (100 μ m).

Caloglossa ogasawaraensis Okamura

Botanical Magazine 11: 13, 1897

Localidade tipo: Ogasawara-jima, Japão

Figuras: 33-37.

Fronde marrom, filamentosso-achatada a estreitamente lanceolada, com nervura central, segmentada, parcialmente prostrada, com até 2 cm alt. Rizoides multicelulares sobre as constrictões das partes prostradas. Ramificação subdicotômica, presença de ramos endógenos surgindo sobre as constrictões nos encontros das nervuras e presença de ramos adventícios. Ramificação lateral, formada nas constrictões. Crescimento axial, com ápice com uma célula evidente em forma de cúpula cortada transversalmente, medindo 5-15µm alt. x 10-12 µm de larg. Em corte transversal, talo é formado por 4 células periaxiais, sendo duas verticais e duas laterais e uma célula axial central. Não foram observados espécimes férteis.

Habitat: Foi encontrada somente em regiões de manguezal, próxima a desembocadura do rio no mar.

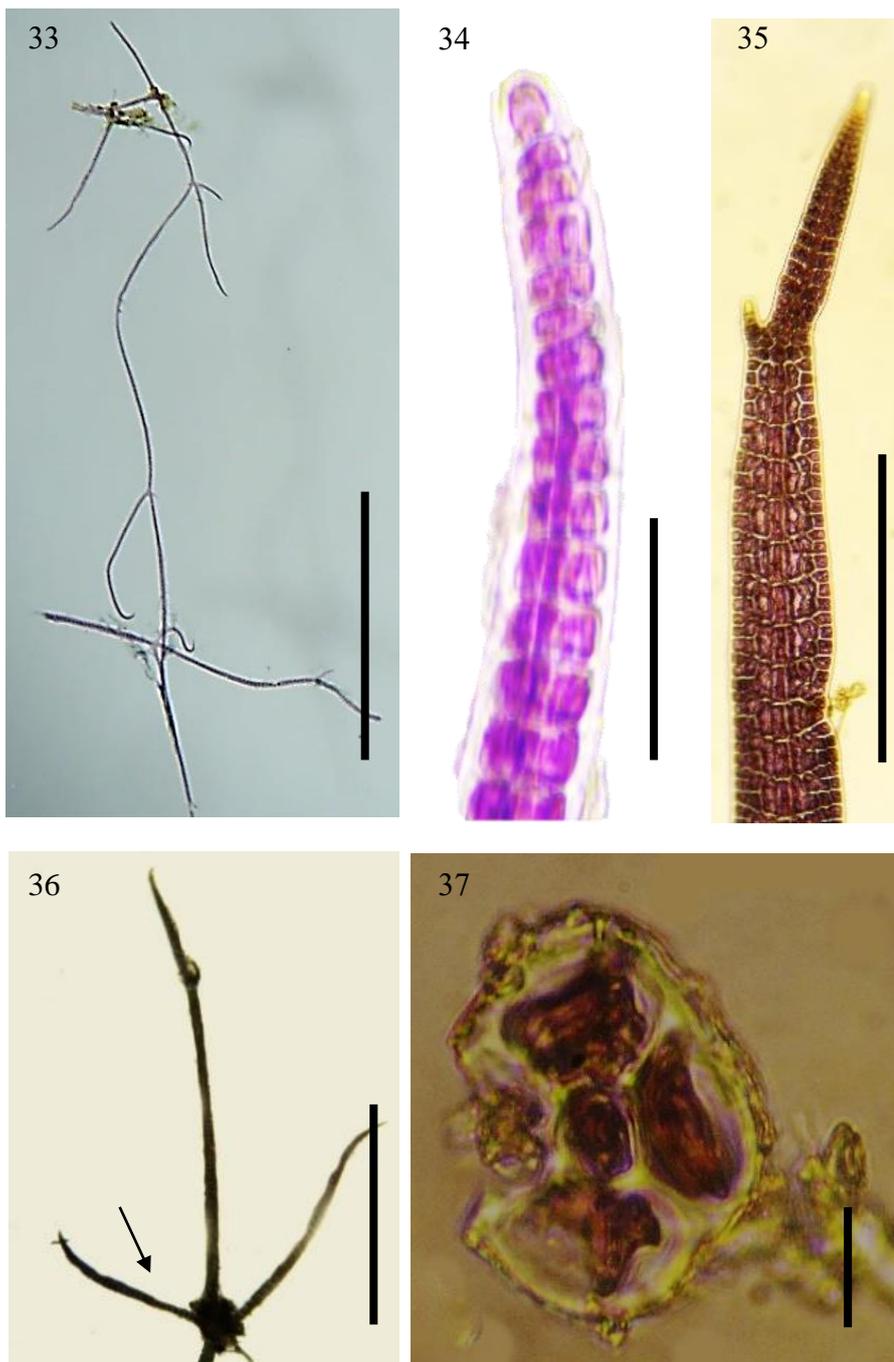
Material analisado: Espírito Santo, Manguinhos, Praia de Manguinhos, 05.10.2010 col. S.M.P.B. Guimaraes et al. São Paulo, Ubatuba, Praia Dura, 27.04.2010, col. M.T. Fujii, Rio Escuro, 08.05.2012 e 13.05.2013, col. C.H. Kano & D.H. Chen. Itanhaém, Cibratel, 28.05.2013 col. N.S. Yokoya et al.

Distribuição Geográfica: **Maranhão:** (Ferreira Correa 1977). **Sergipe:** (Fortes 1992) **Bahia:** (Nunes 2005). **Espírito Santo:** (Oliveira Filho 1969, Guimarães 2006). **Rio de Janeiro:** (Yoneshigue 1985). **São Paulo:** (Joly 1957, Ugadim 1970 e 1976). **Santa Catarina:** (Cordeiro-Marino 1978).

Comentário: Espécie difícil de visualizar no ambiente natural devido ao seu tamanho muito reduzido e, neste trabalho, ela foi encontrada crescendo sobre outras espécies de *Caloglossa*. Fácil diferenciação das outras espécies, pois é a única espécie do gênero que tem aspecto filamentos, além da sua ramificação subdicotômica.

Caloglossa ogasawaraensis ocorre no sudeste e no Sul do país com ocorrência no Maranhão e Piauí, Pernambuco e Sergipe, as lacunas entre esses estados Ceara, Rio Grande do Norte, Paraíba e Alagoas provavelmente são localidades que provavelmente seja de ocorrência dessa espécie.

Kamiya & West (2014) separou os espécimes de *Caloglossa ogasawaraensis* do Atlântico, Pacífico e Índico, através da distância física, essa distância refletiu na distância genética, sendo as espécies brasileiras uma população diferente das outras localidades.



Figuras 33-37. *Caloglossa ogasawaraensis* Okamura. 33. Habito (1 cm). 34 - 35. ápices bifurcados com nervura central (250 μ m e 1mm respectivamente). 36 Ramificação adventícia, veja a seta (0,5 cm). 37. Corte transversal com 4 células pericentral (250 μ m).

Caloglossa rotundata Kamiya

Phycologia 42: 493, 2003

Localidade tipo: Buena Vista, Likin, Guatemala

Figuras 38-44.

Talo marrom, achatado, foliáceo, elíptico a rotundado, com constrictões frequentes, 0,5-1 cm alt. Parte do talo prostrado suportam as partes eretas. Rizoides ventral, multicelulares sobre as constrictões das partes prostradas, ventral, em cima do eixo central e dos eixos laterais. Ramos fortemente constricto nos nós. Ramificação subdicotômica, presença de ramos endógenos surgindo sobre as constrictões nos encontro das nervuras centrais e presença de ramos adventícios, ramificação lateral, formados nas intersecções. Ápice arredondado do tipo rotundo, com crescimento apical com uma célula evidente em forma de cúpula, transversalmente cortada, 10-20 µm alt. Em vista superficial, nervura central mediana percorre todo o talo. Formação de uma fileira de células derivadas a partir da primeira célula axial do eixo lateral e uma fileira de células do eixo principal oposto. Tetrasporângios tetraédricos, medindo de 50-70µm de diâmetro, em soros sobre os ápices.

Habitat: Ocorre em regiões de manguezal próximas ao encontro do mar, encontrada em ambientes úmidos sobre o lodo.

Material examinado: **São Paulo**, Ubatuba, Rio Escuro, 13.05.2013, col. C.H. Kano & D.H. Chen SP469151.

Comentários

Até o presente, a espécie era conhecida apenas para o Oceano Pacífico, no Panamá e Guatemala e está representa a primeira citação fora da localidade tipo. No presente estudo a espécie foi encontrada em apenas uma coleta feita no manguezal do Rio Escuro, em Ubatuba. A espécie pode ser facilmente distinguida de todas as outras espécies do gênero pelo formato do talo arredondado e largo, tipo rotundo, constrictões pronunciadas e formação de apenas uma fileira de células a partir da nervura principal e uma fileira de células da nervura lateral e os rizoides são derivados do nó das células pericentrais, ou a

primeira a terceira pericentral imediata acima, abaixo e adjacente, denominada tipo C proposto por (Kamiya 2003).

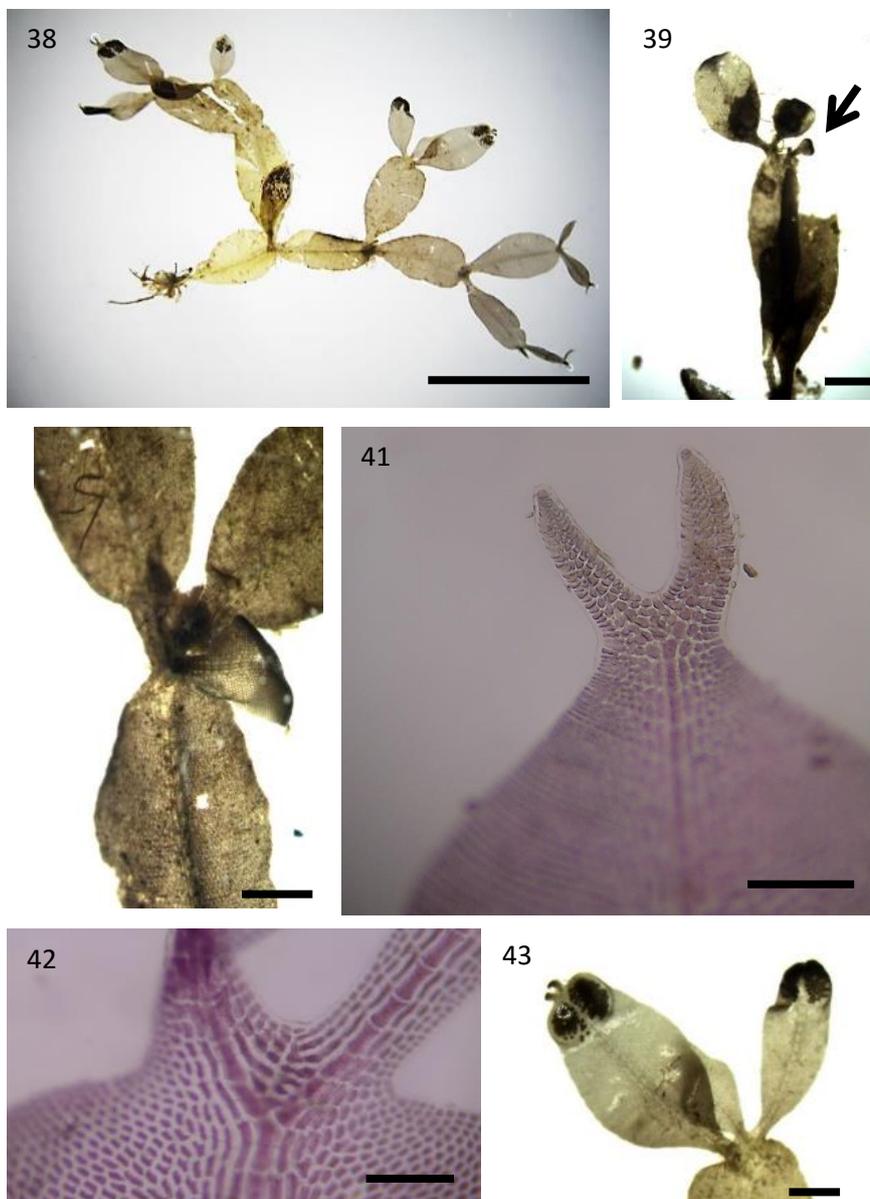


Fig.38-43. *Caloglossa rotundata* Kamiya. 38. Hábito (1 cm). 39. Detalhe da ramificação adventícia a partir dos nós (seta) (1 cm). 40. Ramificação endógena (1 cm). 41-42. Formação de apenas uma fileira de célula a partir da primeira célula do eixo principal (azul) e produção de uma fileira de célula a partir do eixo lateral (vermelho) (100 e 250 μm respectivamente). 43. Detalhe dos soros tetrasporangiais localizados nas porções apicais do talo (1 cm).

Cryptopleura Kützing

Chave específica para identificação das espécies de *Cryptopleura*

- 1a Vênulas macroscópicas *C. crisper*
 1b Vênulas microscópicas 2
- 2b Fronde ereta com ramificação abundante *C. ramosa*
 2a Fronde prostrada, envolvendo o substrato com ramificação lateral *C. peltata*

Cryptopleura crisper Kylin

Acta Universitatis Lundensis 20 (6): 90, 1924

Localidade tipo: La Jolla, Califórnia

Figuras: 44-57.

Fronde arroxeada, laminar, em forma de fita, delicada, parte livre e partes prostradas, 12 cm alt. x 3 cm larg., margens fortemente onduladas a crespas. Ramificação subdicotômica a irregular, ramos palmados, terminados em lobos di – tricotômicos, ramos laterais curtos e abundantes. A fixação se faz por apressório discoide na base, e muitos tufos rizoidais sobre o talo, conferindo um aspecto prostrado à planta. Presença de vênula macroscópica dicotômica que percorre todo o talo e desprovida de nervura central. Crescimento marginal, através de um conjunto de células apicais, com as células do ápice arredondadas, 10-20 µm de diâm. Em vista superficial, vênulas dicotomicamente ramificadas, formadas por células retangulares, com 70-100 µm alt. x 10-25 µm larg., que percorrem todo o talo, com exceção da região apical. Em corte transversal, região apical é monostromática, exceto na região das vênulas, que são compostas por três camadas de células. Nas porções basais o talo torna-se polistromático, podendo chegar até 15 camadas, devido ao aumento de camadas de células a região basal fica escura. Tetrasporângios formados em soros arredondados a lunados sobre ramos jovens laterais curtos. Em corte transversal, os soros se dispõem em duas camadas de tetrasporângios tetraédricos, 15-35 µm diâm. Procarpos espalhados sobre as vênulas. Cistocarpos globosos com espessamentos em ambos os lados do talo, em forma de urna com um poro apical. Não foi observado gametófito masculino.

Habitat: ocorre principalmente nas zonas de entremarés, sobre o substrato rochoso, crescendo em ambientes batidos e expostos às ondas. Encontrada, principalmente, no Espírito Santo e Norte do Rio de Janeiro.

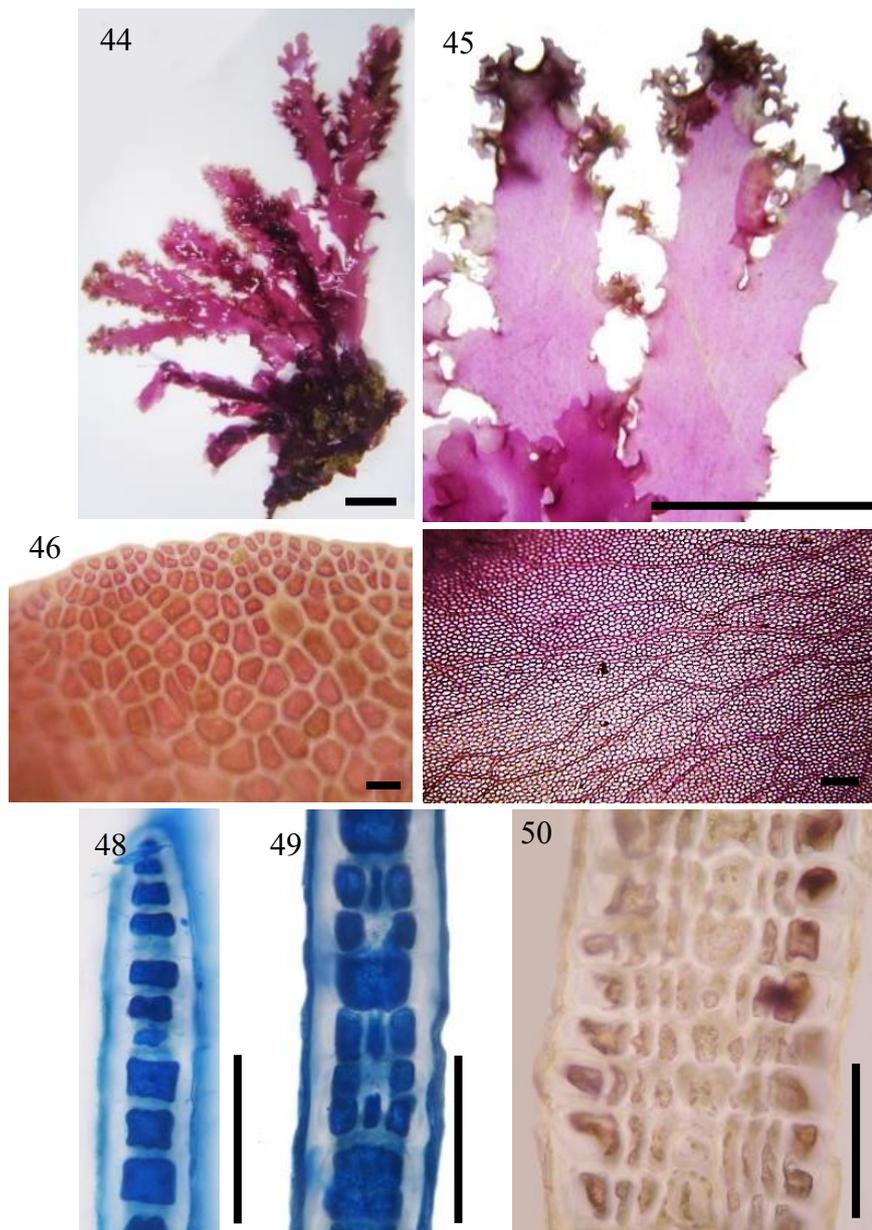
Material examinado: Espírito Santo: Enseada das Garças, 25.10.2011, col. M.T. Fujii et al., Anchieta, Praia da Baleia, 23.06.2013, Marataízes, Praia da Cruz 10.9.2014 col. M.T. Fujii et al., Itaipava-Itaoca, 07.07.1992. col. M.T. Fujii et al., Praia dos Castelhanos, 01.07.1992, col. M.T. Fujii et al., Rio de Janeiro: Búzios, Praia da Foca 22/10/2011 col. M.T. Fujii et al., Praia da Lagoinha, 23.10.2011 e 08.05.2012 col. M.T. Fujii et al., Arraial do Cabo, Praia do Forno, 25.12.2013, col. C.H. Kano & L.P. Machado (SP469144).

Distribuição Geográfica: **Espírito Santo:** (Oliveira Filho 1969, Guimarães 2006). **Rio de Janeiro** (presente estudo).

Comentários

A espécie foi citada pela primeira vez para o Brasil por Oliveira Filho (1969) para o Espírito Santo. No presente estudo, a espécie foi encontrada também no Rio de Janeiro, em localidade sob influência de Águas Continentais do Atlântico Sul (ACAS).

A presente espécie é morfológicamente semelhante à *Cryptopleura ramosa*, porém, em *C. crispa* há um gradiente em relação aos níveis de ondulação da margem do talo. Além disso, devido ao hábito prostrado pode ser confundida com *C. peltata*, embora o talo desta envolva todo o hospedeiro e seus ramos são lisos e não ramificados. O formato dos tetrasporângios é outra característica que separa estas espécies, em *C. ramosa* se apresentam arredondados sobre os ápices, em *C. crispa* se apresentam ovalados e em *C. peltata* é arredondado cobrindo quase todo o ramo.



Figuras 44-50. *Cryptopleura crispa* Kylin. 44. Aspecto geral (1 cm). 45. Detalhe do talo com ramificação densa e bordas crespas (0,5 cm). 46. Detalhe do ápice formado por um conjunto de células (50 μm). 47. Vista superficial do talo mostrando mostradas as vênulas macroscópicas (100 μm). 48, 49 e 50. Corte transversal do talo na região apical, mediana e na região basal. Na região apical o talo é monostromático, na região mediana o talo é tristromático nas regiões das vênulas e na região basal o talo é constituído por várias camadas de células (250 μm).

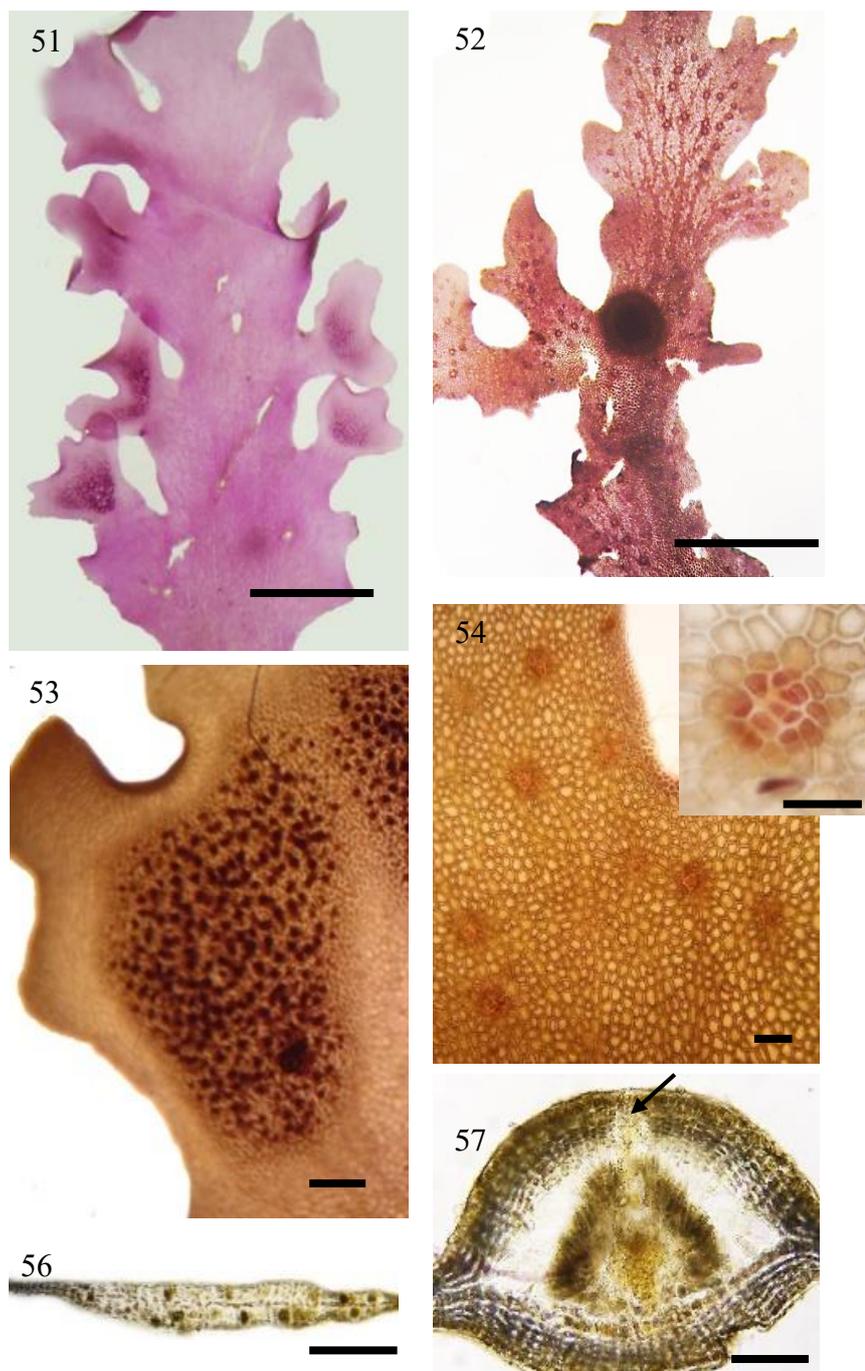


Fig.51-57 *Cryptopleura crispera*. 51. Detalhe do ramo tetrasporofítico com tetrasporângios reunidos em soros sobre o talo (1cm). 52. Detalhe do talo com cistocarpo (1 cm). 53. Detalhe do soro tetrasporangial em vista superficial (0,5 cm). 54-55. Vista superficial do talo com vários cistocarpos em formação (100 μ m). 55. Corte transversal do talo mostrando os tetrasporângios formados em ambos os lados do talo (250 μ m). 56. Corte longitudinal do cistocarpo, mostrando o detalhe do ostíolo na face adaxial do talo (seta) (100 μ m).

Cryptopleura peltata (Montagne) M.J. Wynne

Cryptogamie, Algologie 22, 293, 2001

Basiônimo: *Aglaophyllum peltatum* Montagne

Localidade tipo: Chile

Figuras: 58-64.

Fronde rosa, laminar, ampla, margem lisa, com 1 cm alt. x 0,5 cm larg. Apressórios rizoidais multicelulares, formados em tufos. Talo formado por partes livres e partes prostradas, estas envolvendo a alga hospedeira. Ramos laterais lobados, curtos, ramificação até 2ª ordem, ou não ramificada. Talo desprovido de nervura central, mas com presença de vênulas dicotômicas. Talo com crescimento marginal por um conjunto de células, 15–20 µm alt. x 10–25 µm larg. Em vista superficial, presença de vênulas ramificadas do tipo dicotômico formada por células retangulares com 70-100 µm alt. x 10-15 µm larg. e ausência de nervura central. Talo monostromático no ápice com exceção da porção com vênulas, que em corte transversal estão representadas por três células, sem que haja aumento na espessura do talo. Em corte transversal na porção basal o talo torna-se polistromático, podendo chegar até quatro a cinco camadas de células. Tetrasporângios reunidos em soros arredondados, distribuídos por quase toda a extensão do talo. Em corte transversal dos soros, tetrasporângios se dispõem em duas camadas. Tetrasporângios tetraédricos com 20-35 µm diam. Não foram encontrados gametófitos.

Habitat: ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas e mais frequentemente encontrados no infralitoral raso, como epífitas de algas maiores, tais como *Corallinaceae*.

Material examinado: Espírito Santo: Manguinhos, Praia da Baleia, 23.06.201, col. C.H. Kano, Praia dos Castelhanos, 09.09.2014, col. M.T. Fujii et. al, Rio de Janeiro: Búzios, Praia da Lagoinha, 23.10.2011, col. M.T. Fujii et al., Praia Rasa, 24.10.2011, col. M.T. Fujii et al., São Paulo: Parque Estadual da Laje de Santos, 19.04.2012, col. M.T. Fujii et al.

Distribuição Geográfica: **Espírito Santo** (Oliveira Filho 1969, Guimarães 2006), **Rio de Janeiro** (presente estudo), **São Paulo** (Amado Filho et al. 2006).

Comentários: Espécie difícil de diferenciação em campo devido ao seu crescimento junto às outras espécies de *Cryptopleura*. *C. peltata* é muito semelhante a *C. ramosa* na parte ereta, pois são encontrados ramos lisos-ondulado e sua ramificação é abundante como de *C. ramosa*.

Cryptopleura peltata diferencia das outras espécies do gênero por apresentar talo tipo rastejante e prostrado que envolve o hospedeiro e seus tetrasporângios envolve praticamente todo o talo, além dos ramos eretos serem esparsos. (Abbott & Hollenberg 1976).

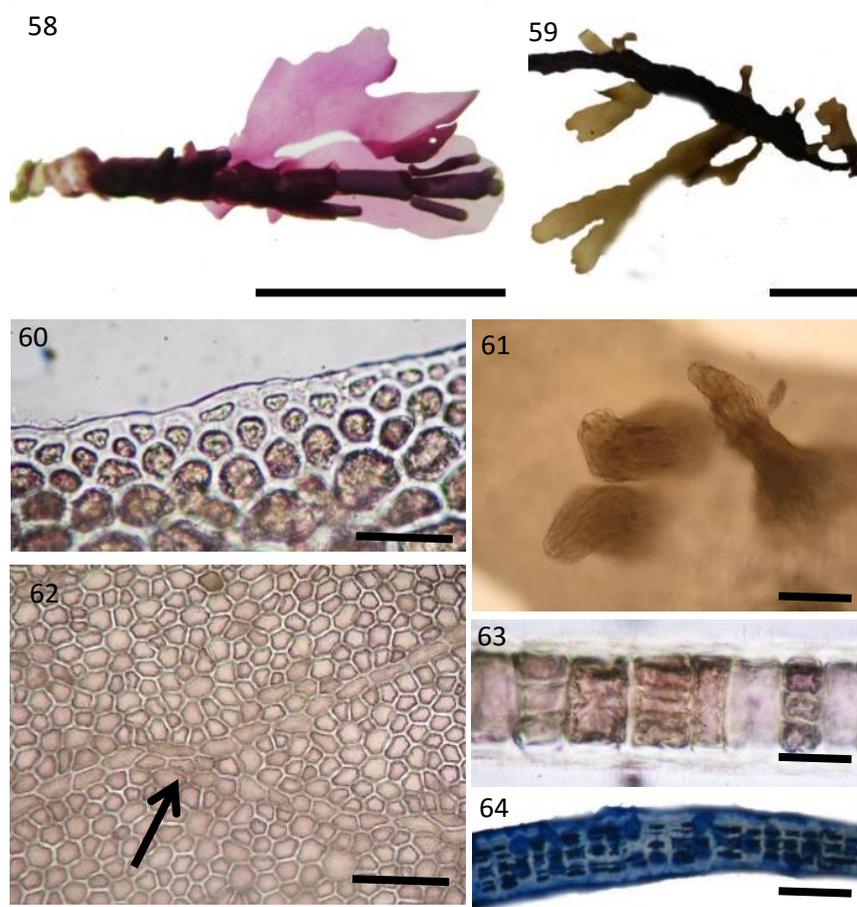


Fig. 58-64. *Cryptopleura peltata* (Montagne) M.J. Wynne. 57- 58. Hábito (0,5 cm).59. Ápice com um conjunto de células (100µm).60. Apressório rizoidal sobre o talo (25µm).61. Vênulas dicotômicas sobre superfície (vide seta) (100µm). 62. Corte transversal da parte apical monostromático com exceção da nervura ventral, tristomático (25µm). 63. Corte transversal na região basal (25µm). 64. Corte transversal na região basal (25µm).

Cryptopleura ramosa (Hudson) L. Newton

A handbook of the British seaweeds 332p, 1931

Basiônimo: *Ulva ramosa* Hudson

Localidade tipo: Lancaster, England

Figuras: 65-75.

Fronde rosa – vermelha, laminar, ampla, delicada, membranosa, achatada, afunilada na base, parte prostrada e parte ereta, 4-7 cm alt. x 1-4 cm larg. Fixa por apressório discoide basal. Ramificação irregular, ramos palmados, terminados em lobos di – tricotômicos, margens onduladas. Crescimento marginal, através de um conjunto de células apicais, as células do ápice são arredondadas 10-16µm alt. x 9-12 µm larg., as demais células são poligonais, 40 µm alt. x 52µm larg. Em vista superficial presença de vênulas ramificadas do tipo dicotômico formada por células retangulares com 100-120 µm alt. x 20-30 µm larg. e ausência de nervura central. Talo monostromático no ápice com exceção das vênulas que em corte transversal estão representadas por três células, uma central e duas pericentrais 10-20 µm alt. x 30-40 µm larg. sem que haja aumento na espessura do talo. Nas porções medianas e basais o talo torna-se polistromático com aumento progressivo de camadas de células em direção à base e em corte transversal, o número de camadas de células pode chegar até sete camadas adjacentes, essas células são retangulares, mais largas que altas 15-30µm alt. x 25-50µm larg. Tetrasporângios tetraédricos em soros arredondados sobre os ápices, 40µm de diâmetro. Em corte transversal dos soros os tetrasporângios estão dispostos por duas camadas separados por uma fileira de células estéreis. Cistocarpos sobre as vênulas espalhados por todo o talo, globosos, sobre ambas as faces do talo. Espermatângios não foram observados.

Habitat: ocorre principalmente nas zonas de entremarés, de substratos rochosos, crescendo em ambientes batidos e expostos às marés.

Material examinado: Espírito Santo: Fundão, Enseada das Garças, 25.10.2011, col. M.T. Fujii et al., Manguinhos, Praia de Manguinhos, 21.06.2013, col. C.H. Kano & L.P. Machado, Praia da Baleia, 23.06.2013, col. M.T. Fujii et al., Marataízes, Praia da Cruz, 10.9.2014, col. M.T. Fujii et al. Rio de Janeiro: Búzios, Praia da Foca, 22/10/2011, col. M.T. Fujii et al., Praia de Lagoinha, 23.10.2011 e 08.05.2012, col. M.T. Fujii et al., Praia

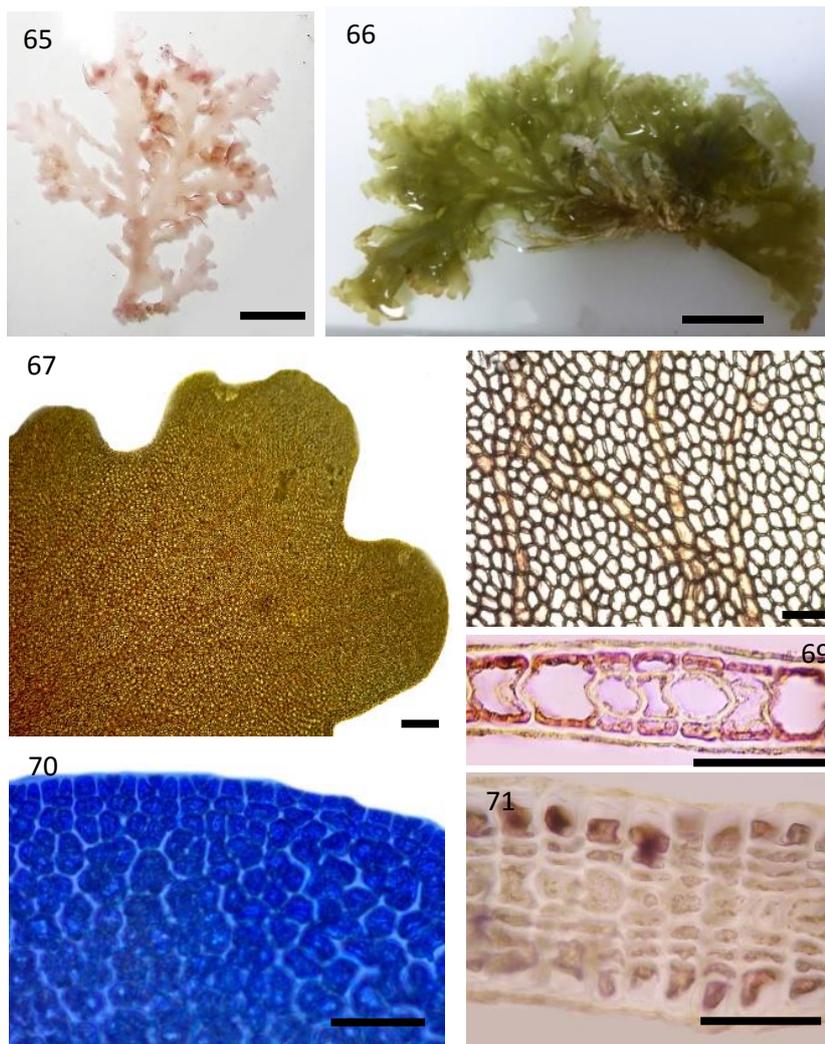
Rasa, 25.10.2011, col. M.T. Fujii, Arraial do Cabo, Praia do Forno, 25.12.2013 col. C.H. Kano. São Paulo: Ilha Vitória, 19.05.2008, col. M.T. Fujii et al., Ilhabela, Praia de Jabaquara, 19.05.2008, col. M.T. Fujii et al.

Distribuição Geográfica: **Brasil** (Taylor 1960), **Bahia**: (Nunes 2005). **Espírito Santo**: (Oliveira Filho 1969). **Rio de Janeiro**: (Yoneshigue 1985). **São Paulo**: (Joly 1957, Ugadim 1976, Amado-Filho et al. 2010, Machado et al. 2011). **Paraná**: (Ugadim 1976). Santa Catarina: (Cordeiro-Marino 1978, Batista 2012). **Rio Grande do Sul** (Baptista 1974).

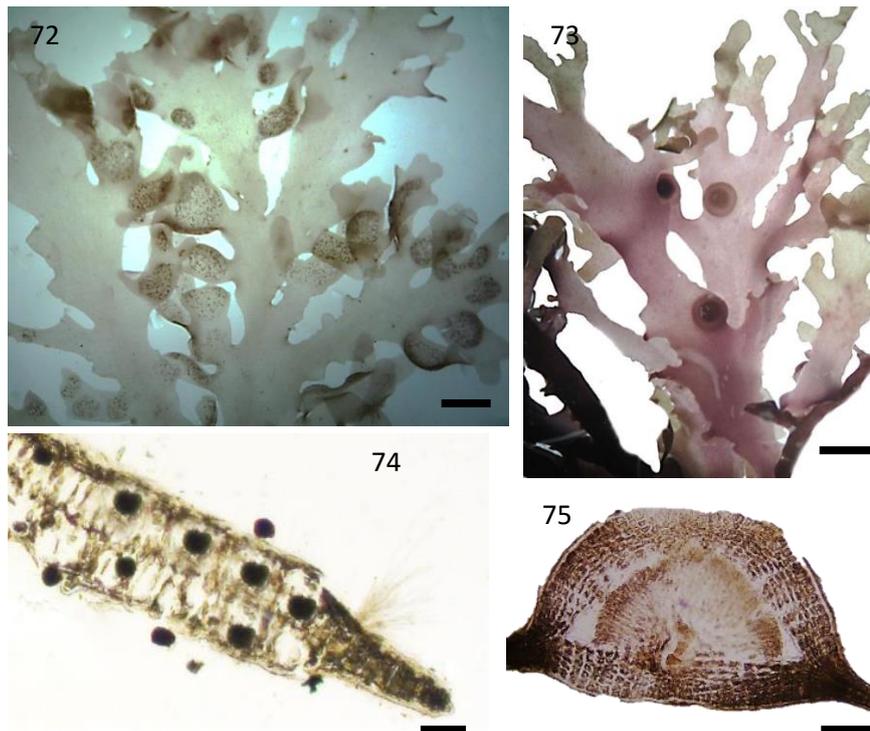
Comentário:

Cryptopleura ramosa tem ampla distribuição geográfica, mas no Brasil, foram citadas apenas para o Sul, o Sudeste e Bahia e está presente em muitas épocas do ano.

Cryptopleura lobulifera é muito semelhante a *C. ramosa* e difere de *C. ramosa* pois o formato do tetrasporângio em *C. lobulifera* é alongado e em *C. ramosa* é arredondado (Abbott & Hollenberg). *C. ramosa* e *C. crispa* diferenciam através do nível de ondulação do talo, ondulado-crespo, dificultando a separação das espécies, Oliveira Filho (1969), encontra a mesma dificuldade e diz que *C. crispa* e *C. ramosa* são a mesma entidade.



Figuras 65-71. *Cryptopleura ramosa* (Hudson) L. Newton. 64-65. Hábito de *Cryptopleura ramosa* (1 cm). 66. Detalhe do ápice lobado tricotômico (1 mm). 67. Vista da fronde do ápice mostrando as vênulas dicotômicas (100 μ m). 68. Detalhe da vista frontal do ápice formado por um conjunto de células apicais (100 μ m). 69. Corte na região apical, monostromático com exceção das vênulas com três camadas de células (25 μ m). 70. Corte na região basal polistromático, com oito camadas de células (25 μ m). 71. Corte na região basal polistromático, com oito camadas de células (25 μ m).



Figuras 72-75. *Cryptopleura ramosa*. 71. Tetrasporófito com soros tetrasporangiais em soros sobre os ramos de ultima ordem (1 cm). 723. Gametófito feminino carregando o cystocarpo (1cm). 734. Corte transversal do soro, formado por duas colunas horizontais linear carregando tetrasporófitos (25 μ m). 745. Corte transversal do cystocarpo (25 μ m).

Haraldia tenuis E.C. Oliveira

Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras, Universidade de São Paulo. Botânica 26: 97, 1969.

Localidade tipo: Espírito Santo, Brazil

Figuras: 76-79.

Planta de coloração rosada, delicada, foliácea, em forma de fita, laminar, parte do talo prostrado e parte ereto, com até 1 cm alt. x 0,3 cm larg. Fixação por apressórios que saem da parte cilíndrica do talo ou por células rizoidais cilíndricas, multicelulares, longas e por rizoides marginais surgindo a partir da lâmina podendo apresentar – se isolado ou em tufos. Ramificação dicotômica a irregular, ramos laterais surgindo a partir das margens, ou a partir da parte cilíndrica. Ápice agudo, crescimento apical com uma célula apical evidente em forma de cúpula, com 30 µm alt., cortado transversalmente, derivando células divididas longitudinalmente com frequentes divisões de células intercalares 50-70 µm alt. Ausência de nervura e vênulas. Fronde monostromática. Não foram observadas exemplares férteis.

Habitat; ocorre no infralitoral até 12 m de profundidade.

Material analisado: São Paulo, Santos, Parque Estadual Marinho da Laje de Santos, 07.1998.

Distribuição Geográfica: **Bahia:** (Torrano-Silva 2010). **Espírito Santo:** (Oliveira Filho 1969). **Rio de Janeiro:** (Yoneshigue 1985). **São Paulo:** (Rocha-Jorge 2010).

Comentários

Espécie pouco comum, citada para o Espírito Santo em locais sob a influência de águas oriundas da ressurgência, o que justifica ter sido encontrada no infralitoral do Parque Estadual Marinho da Laje de Santos, que é influenciado pelas águas frias de Águas Continentais do Atlântico Sul (ACAS).

Muito semelhante à *Nitophyllum wilkinsoniae*, porém em *H. tenuis* o ápice é aculeado e a porção basal é cilíndrica, diferente de *N. wilkinsoniae* pois o talo tem aspecto espinescente e não apresenta parte basal cilíndrica.

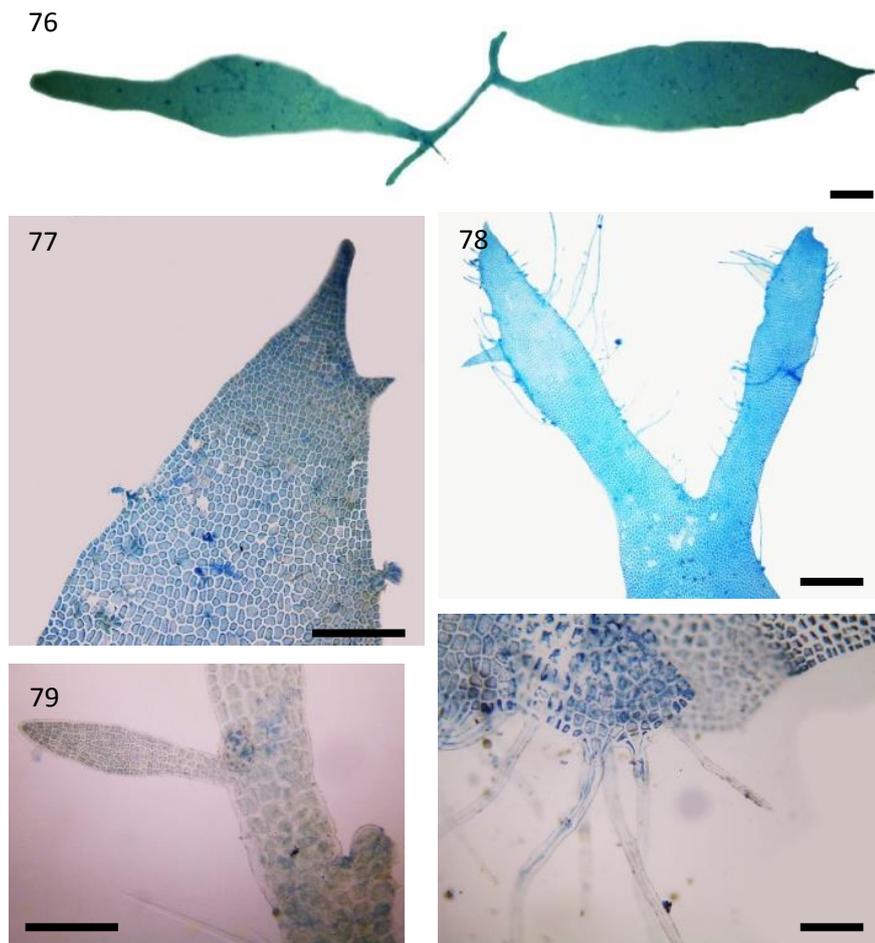


Fig. 76-80. *Haraldia tenuis* E.C. Oliveira Filho. 756. Habito (1 mm). 767. Ápice aculeado formado por uma célula apical evidente e formação do ápice a partir das margens do talo (100 μ m). 778. Ramificação dicotômica (250 μ m). 79. Ramificação a partir da base cilíndrica (100 μ m). 80. Rizoides a partir das margens do talo (50 μ m).

Hypoglossum KützingChave de identificação das espécies de *Hypoglossum*

- 1a Ramificação ocorrendo em pares opostos, emergindo entre a margem e a nervura central*H. anomallum*
 1b Ramificação única ou em pares opostos, surgindo a partir da nervura central 2
- 2a Margens com 3 fileiras de células, produzidas a partir da célula pericentral*H. hypoglossoides*
 2b. Margens com duas fileiras de células, produzidas a partir da célula pericentral*H. tenuifolium*

Hypoglossum anomalum M.J. Wynne & D.L. Ballantine*Journal of Phycology* 22: 189, 1986

Localidade tipo: La Parguera, Porto Rico

Figuras: 81-84.

Fronde rosada, delicada, foliácea, prostrada, com 0,5 - 1 cm alt. X 0,2-0,5 larg. Fixação por apressórios rizoidais multicelulares, longos, formados em grupos, a partir das margens do talo. Ramificação subdicotômica formada aos pares através de um prolongamento lateral, endógena a partir da nervura, que se estendem em direção as margens do talo parental até a região mediana entre a nervura e a margem, e a partir desse ponto emergem as novas frondes. Ápice aculeado, crescimento apical com uma célula em forma de cúpula, 10-20 µm alt., cortado transversalmente derivando as células longitudinalmente. Em vista superficial, nervura central mediana, que percorre todo o talo, 60-80 µm alt. x 20 µm larg. Margens terminadas com três ordens de células que se originaram das células de segunda ordem. Em corte transversal o talo é monostromático, com células mais largas que altas 10-15 µm alt. x 20-30 larg. µm, com exceção da nervura que é polistromática, com três camadas de células. Não foram observados exemplares férteis.

Habitat: Ocorre no infralitoral até 10m de profundidade.

Material analisado: São Paulo, Santos, Parque Estadual Marinho Laje de Santos, Laje principal, 19.04.2012, col. M.T. Fujii (SP427858), Parcel do Sul, 18.08.2008 (SP400147) e Calhaus, 21.03.2007 (SP399966).

Distribuição Geográfica: **São Paulo:** (Horta & Oliveira Filho 2001, Rocha-Jorge et al. 2010).

Comentários

A presente espécie é morfológicamente muito semelhante a *H. hypoglossoides* (Stackhouse) F.S. Collins & Hervey, porém difere na origem da ramificação, que nesta ocorre diretamente na nervura central, sem prolongamento da nervura. Além disso, o hábito na presente espécie é prostrado diferente de *H. hypoglossoides*, que é ereto a decumbente.

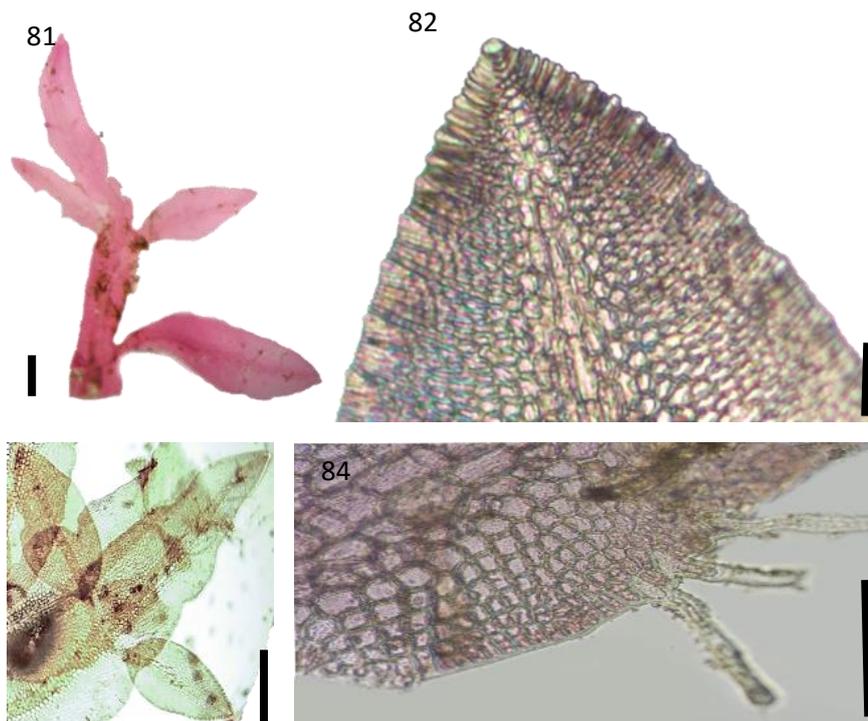


Fig. 81-84. *Hypoglossum anomallum* M.J. Wynne & Ballantine. 78. Hábito (1 mm). 79. Ápice com uma célula apical evidente (100 μ m). 80. Detalhe da ramificação a partir do prolongamento da nervura central (1 mm). 81. Detalhe dos Rizoides a partir da margem do talo (100 μ m).

Hypoglossum hypoglossoides (Stackhouse) F.S. Collins & Hervey

Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 53: 116, 1917

Basiônimo: *Fucus hypoglossoides* Stackhouse

Localidade lectótipo: Polridmouth Cove, Cornwall, England

Figuras: 85-92.

Planta rosada, membranácea, foliácea, ereta, com ápice afilado, com até 0.5-1,5 cm alt. X 0,2-0,5 cm larg. A fixação se faz por apressório que sai da porção basal cilíndrica do talo. Ramificação dicotômica a irregular, surgindo a partir da porção basal cilíndrica ou desenvolvendo-se a partir da nervura central. Ápice aculeado, com crescimento apical por uma célula apical evidente, em forma de cúpula, com 10-30 μm alt. Em vista superficial, nervura central evidente formada por uma fileira de células axiais ladeadas por células periaxiais em cada lado, percorrendo todo o talo. As células periaxiais produzem duas células que se desenvolvem em uma fileira de células de primeira ordem, que se dividem novamente em duas células, formando as fileiras de células de segunda ordem, que por sua vez dão origem às de terceira que chegam até às margens do talo.

Presença de corticação somente nas porções basais, formada por células retangulares, 100-120 μm alt. x 20-30 μm larg. Margens da fronde onduladas. Em corte transversal o talo é monostromático, com células mais largas que altas, 10-15 μm alt. x 20-30 larg. μm , exceto na nervura que é polistromática, com três camadas de espessura, 7 μm alt. x 12 μm larg. Tetrasporângios tetraédricos, 25-30 (40) μm diâm., reunidos em soros arredondados, distribuídos paralelamente à nervura do talo. Gametófitos masculinos são menores e mais finos, com ápice truncado, variando de 0,5-1 cm alt. x 0,3 cm larg. Espermatângios dispostos em soros alongados no sentido nervura-margem, com soros mais largos que altos, separados por células estéreis.

Habitat: ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas e mais frequentemente encontradas no infralitoral.

Material examinado: Espírito Santo, Vila Velha, Ponta da Fruta, 05.7.1985, col. S.M.P.B. Guimarães (SP335891). São Paulo, Ubatuba, Ilha do Mar Virado, 01.11.1997, col. M.T. Fujii et al. (SP400832), Ilha da Rapada, 05.11.1999, col. N.S. Yokoya et al. (SP355789),

Santos, Parque Estadual Marinho da Laje de Santos, Parcel do Sul, 19.08.2008, col. R. Rocha-Jorge (SP391075), Calhaus, 18.08.2008, col. R. Rocha-Jorge (SP400119), Laje principal, 19.04.2012, col. M.T.Fujii et al., Cananéia, Ilha do Castilho, 23.06.2014, col. R. Rocha-Jorge & C;H. Kano.

Material adicional examinado: Maranhão 4.11.1967, col. M. Cordeiro-Marino (SP164049). Rio Grande do Norte, 21.7.1982 (SP186660), Maxaranguape, Maracajaú, 16.08.2008, col. I.B. Silva (SP428276).

Distribuição Geográfica: **Espírito Santo**: (Guimarães 2006), **Rio de Janeiro**: (Yoneshigue 1985), **São Paulo**: (Horta et al. 2003, Rocha-Jorge et al. 2010). : (Horta 2000). **Santa Catarina** (Cordeiro-Marino 1978).

Comentários: a presente espécie é morfológicamente muito semelhante à *Hypoglossum tenuifolium*, porém difere pelo número de ordens de fileiras de células que chegam as margens. Em *H. tenuifolium* apenas as fileiras de células de segunda ordem chegam às margens do talo, enquanto que nesta espécie as fileiras de terceira ordem atingem a margem, O formato dos soros espermatangiais também diferem nestas duas espécies: na presente espécie os soros são mais largos que altos enquanto que em *H. tenuifolium* eles são mais altos que largos.

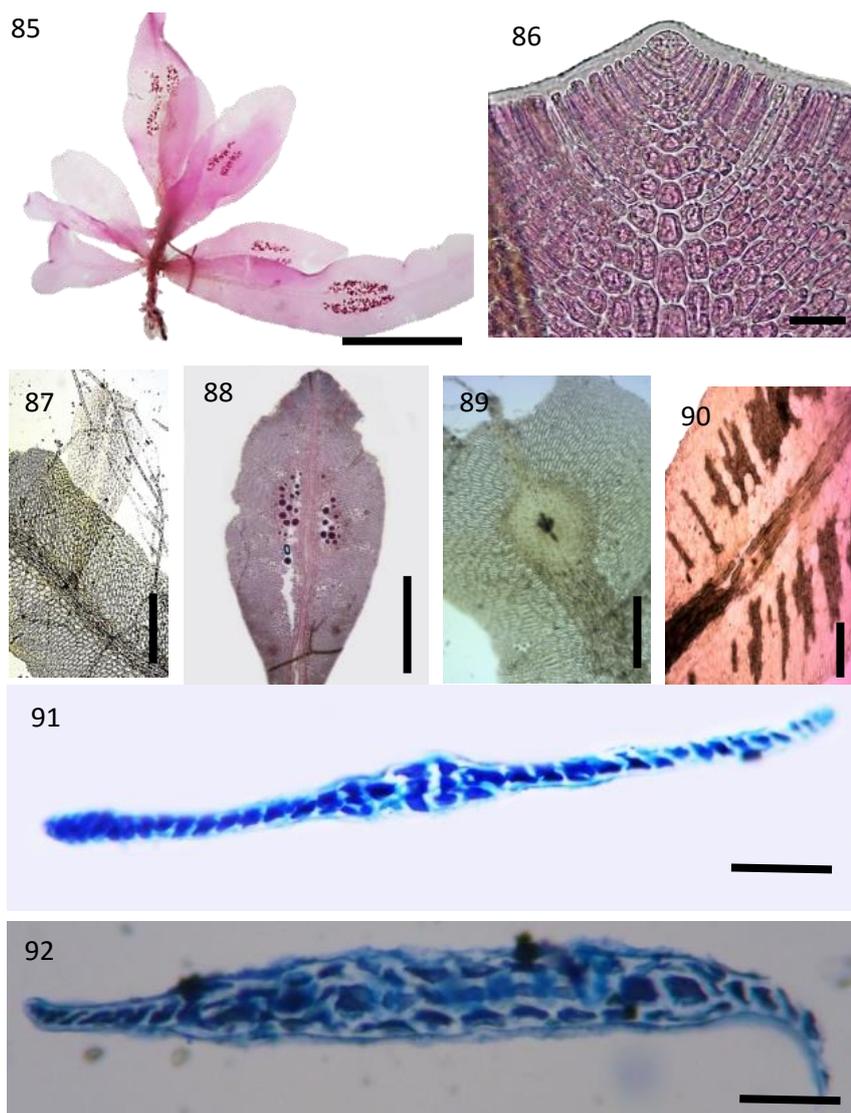


Fig. 85-92. *Hypoglossum hypoglossoides* (Stackhouse) F.S. Colins & Harvey. 82. Hábito (1cm). 83. Ápice com uma célula apical evidente (100 μ m). 84. Ápice agudo com uma célula apical evidente. 87. Ramificação a partir da nervura central (0,5 cm). 858. Tetrasporófito com tetrasporângios em soros ao lado da nervura central (0,5 cm). 869. Gametófito feminino com cistocarpo jovem sobre a nervura central (250 μ m). 90. Espermátangios em soros distribuídos ao longo da nervura, alongados no sentido nervura-margem do talo (250 μ m). 871. Corte transversal monostromático com exceção da nervura central com 3 camadas de células. 92. Corte transversal do tetrasporângio formado por uma coluna. (100 μ m).

Hypoglossum tenuifolium (Harvey) J. Agardh

Species genera et ordines algarum: Vol. 3, Part 3, 186, 1898.

Basiônimo: *Delesseria tenuifolia* Harvey

Localidade tipo: Key West, Florida, EUA.

Figuras: 93-96

Planta rosada, membranácea, foliácea, ereta, com até 2 cm alt. A fixação se faz por apressório que saem da parte basal cilíndrica. Ramificação dicotômica a irregular, surgindo a partir da parte cilíndrica ou desenvolvendo-se em outras frondes a partir da nervura central. Ápice aculeado, com crescimento apical por uma célula em forma de cúpula, com 20 μm alt., cortada transversalmente, derivando em células divididas longitudinalmente. Em vista superficial, nervura central percorre todo o talo. Talo ecorticado, formada por células retangulares que são regressivas em direção as margens, 50-150 μm alt. x 5-30 μm larg. Margens terminadas com duas ordens de células, essas são finas e alongadas. Em corte transversal o talo é monostromático, com células mais largas que altas, 10-15 μm alt. x 30 larg. μm , com exceção da nervura que é formada por três camadas de espessura, com 1-3 μm alt. x 5-7 μm larg. Tetrasporângios tetraédricos, 30-40 μm diam., formados em soros arredondados, distribuídos paralelamente à nervura, mais altos que largos. Gametófitos masculinos menores, com ápice obtuso, 1 cm alt. Epermatângios dispostos em soros arredondados mais altos que largos. Gametófito feminino menor, 1 cm alt., ápice aculeado, com procarpo exposto sobre a nervura central.

Habitat: ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas e mais frequentemente encontradas no infralitoral.

Material examinado: Espirito Santo, Vila Velha, Ponta da Fruta, 05.07.1985, S.M.P.B. Guimarães (SP318183). São Paulo, Ubatuba, Ilha do Mar Virado, 01.11.1987, col. M.T. Fujii et al. (SP400834), Santos, Parque Estadual Marinho da Laje de Santos, Laje principal, 19.04.2012, col. M.T. Fujii (SP427859).

Material adicional examinado: Maranhão: 00°03'00"S 44°32'03"W, 44 m de profundidade, 06.11.1967, col S.M.P.B. Guimarães et al. (SP164030), 01°29'00"S

43°19'00"W, 38 m de profundidade, col S.M.P.B. Guimarães et al. (SP164031). Pernambuco: 08°42'00"S 34°47'00"W, 53 m de profundidade, 16.8.1965, col. Comissão Canopus (SP164034), 38 m de profundidade (SP164035), 08°01'05"S 34°39'00"W, 58m de profundidade, col. Comissão Recife -150 (SP164038). Alagoas: 09°41'25"S 35°18'10", 7.9.1965, 51 m de profundidade, col. Comissão Akaroa, Estação 55 (SP164042).

Distribuição Geográfica: Distribuição Geográfica: **Nordeste** (Cordeiro-Marinho & Guimarães 1981), **Rio Grande do Norte**: (Silva, 2010), **Bahia**: (Nunes 2005, Silva 2010). **Espírito Santo**: (Guimarães 2006). **Rio de Janeiro** (Yoneshigue 1985, Horta et al. 2000 e 2003), São Paulo: (Horta 2000) **Santa Catarina**: (Cordeiro-Marino 1978).

Comentário: a presente espécie é morfologicamente muito semelhante à *Hypoglossum hypoglossoides* diferenciando apenas pelo número de camadas de células que chegam às margens do talo, conforme já comentado anteriormente. Em *Hypoglossum hypoglossoides* as fileiras de células de segunda ordem originam as de terceira ordem, o que não ocorre em *H. tenuifolium*, na qual são formadas somente fileiras de células de segunda ordem.

A espécie difere também de *Hypoglossum anomalum*, pela ramificação que ocorre sobre a nervura central diferente de *H. anomalum* na qual a nervura desenvolve obliquamente em direção à margem e a partir daí originam os ramos.

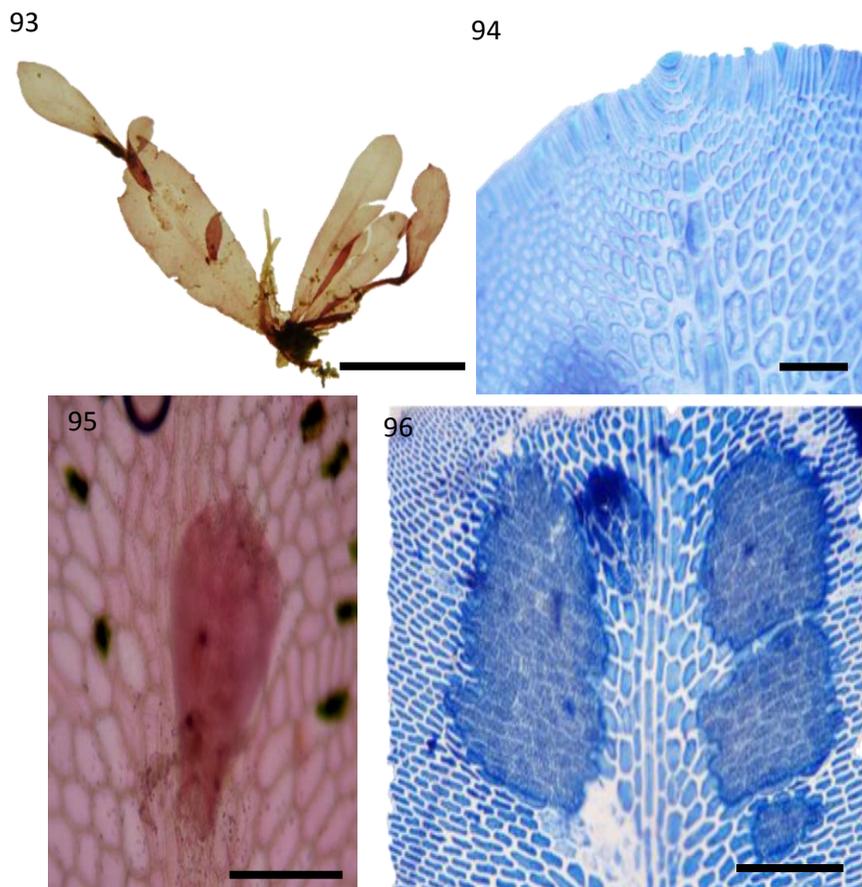


Fig.93-96. *Hypoglossum tenuifolium*. 883. Habito. (1 cm). 894. Ápice com uma célula evidente (100μm).95. Ramo sobre a nervura central (100μm). 906. Gametófito masculino com detalhe nos soros espermatangiais arredondados, pareados à nervura central. (250 μm).

Nitophyllum Greville

1a Fronde com margem denteada*Nitophyllum wilkinsoniae*

1b Fronde com margem lisa*Nitophyllum adharens*

Nitophyllum adharens M.J. Wynne

Cryptogamie, Algologie 18: 215, 1997.

Localidade tipo: Bocana Reef, Estacion Puerto Morelos, Quintana Roo, México.

Figuras: 97-100.

Planta laminar, de âmbito palmado, margem lisa porém com bordos levemente ondulados, membranácea, fendida, prostrada, monostromática, ausência de nervuras ou vênulas macro ou microscópicas, crescimento meristemático marginal composto por um conjunto de células, sem célula axial evidente. Ramificação escassa, ramos fendidos ou lobados. Em vista superficial, células retangulares, 0,75 – 1,75 µm alt. x 1 – 2 µm larg. ou penta a poligonais, 0,75– 4 µm diâm., Rizoides multicelulares originadas a partir das margens do talo.

Habitat; ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas e mais frequentemente encontrados no infralitoral, até 5 m de profundidade.

Material examinado: São Paulo, Ubatuba, Praia do Lazaro, 06.09.2011, col. M.T. Fujii et al. Cananéia, Ilha do Castilho, 23.06.2013, col. C.H. Kano & R. Rocha-Jorge.

Distribuição geográfica: **Rio Grande do Norte:** (Silva 2010), **Espírito Santo:** (Guimarães 2006). **São Paulo:** Cananéia, Ilha do Castilho (presente estudo).

Comentários: *Nitophyllum adhaerens* foi encontrada junto com *Nitophyllum wilkinsoniae*. Ambas as espécies são morfológicamente muito semelhantes. *N. wilkinsoniae* é totalmente monostromático, sem presença de nervuras ou vênulas, porém não apresentam células apicais conferindo aspecto espinescente, diferente de *Haraldia tenuis* pelo formato aculeado do ápice e o formato dos rizoides que se apresentam isolados

em *H. tenuis* e em *N. wilkinsoniae* o formato do ápice tem um aspecto espinescente e seus rizoides agrupados.

Myriogramme prostrata (E.Y. Dawson, Neushul & Wildman) M.J. Wynne e *Drachiella liaoii* Lin, Lewes & Fredericq compartilham o formato do talo palmado e não apresentam nervuras e vênulas como em *Nitophyllum adhaerens*, porém em *N. adhaerens* o talo é totalmente monostromático e em *Myriogramme prostrata* e *Drachiella liaoii* a parte basal do talo é polistromática.

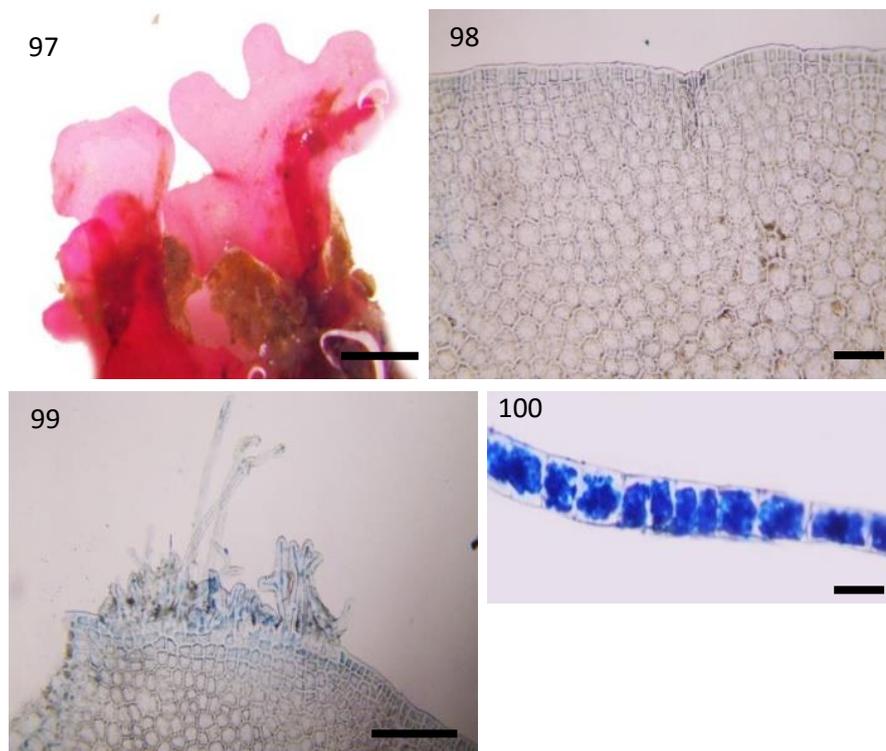


Fig 97-100. *Nitophyllum adhaerens*. 917. Hábito (1 mm). 928. Ápice formado por um conjunto de células apicais (100 μ m). 99. Rizoides agrupados, emergindo a partir das margens do talo (100 μ m). 100. Talo monostromático em corte transversal (100 μ m).

Nitophyllum wilkinsoniae F.S. Collins & Hervey

Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 53: 115, 1917

Localidade tipo: Bermudas

Figuras: 101-104.

Planta de âmbito palmado, laminar, denteado, membranácea, fendida, prostrada, com até 1,5 cm alt. Fixação por tufo de rizoides multicelulares, longos, originados a partir da

margem do talo. Talo monostromático, ausência de nervura ou vênulas macro ou microscópicas. Ramificação escassa, lobada, com bordos ondulados. Crescimento difuso a partir de um conjunto de células apicais. Células apicais em forma de cúpula, com 10-12 μm alt., desenvolvem ao longo das margens e conferem um aspecto espinescente. Células da margem quadráticas, 10-15 μm alt. x 10-20 μm larg., e as demais células são poligonais, 75-150 μm alt.

Habitat; ocorre nas regiões entremarés e no infralitoral, crescendo em ambientes protegidos, pouco expostos aos embates de ondas e mais frequentemente encontradas no infralitoral até 5m de profundidade.

Material examinado: São Paulo, Ubatuba, Praia do Lazaro, 06.09.2011, col. Cananéia, Ilha do Castilho, 23.06.2013, col. C.H. Kano & R. Rocha-Jorge.

Distribuição geográfica: Bahia: (Nunes, 2005). Espírito Santo (Guimarães 2006). São Paulo (Ugadim, 1976).

Comentários: A presente espécie foi encontrada crescendo junto a *Nitophyllum adharens*. Apresenta semelhança morfológica com *Myriogramme prostrata* por apresentar margens do talo com células apicais em forma de cúpula, conferindo um aspecto espinescente e ausência de nervuras e vênulas, porém essa espécie não possui porções basais monostromáticas.

Haraldia tenuis E.C. Oliveira Filho também pode ser confundida com *Nitophyllum*, pois em *H. tenuis* o ápice é aculeado e os rizoides podem se apresentar isolados, diferente de *Nitophyllum* onde os rizoides são sempre agrupados e o ápice é liso e arredondado.

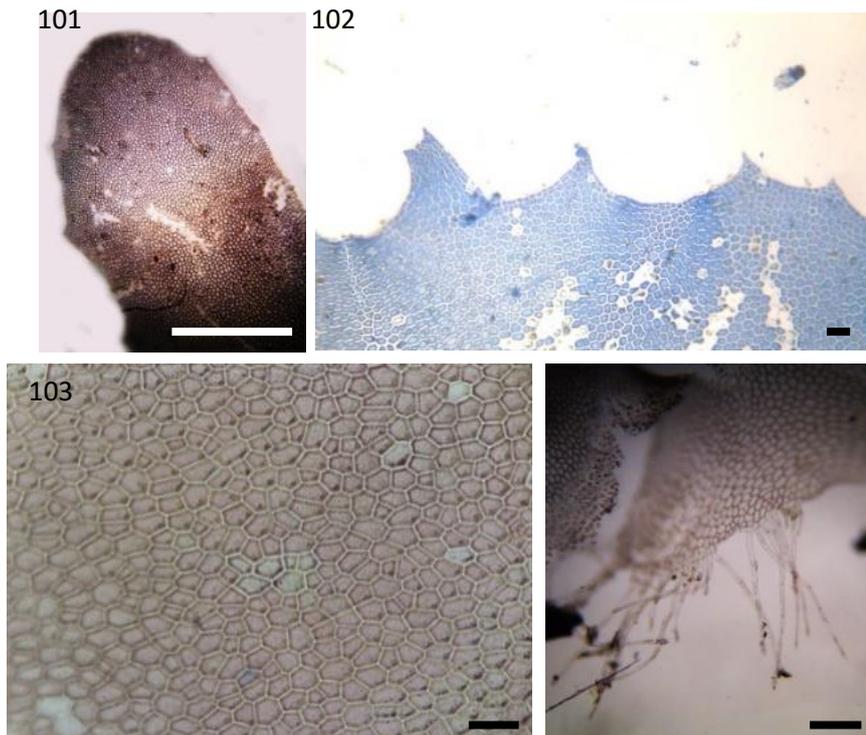


Fig. 101-104. *Nitophyllum wilkinsoniae* F.S. Collins & Hervey. 101. Hábito (1mm).102. Ápices sobre as margens conferindo um aspecto espinescente ao talo (100µm).103. Vista superficial do talo com células poligonais (100µm). 104. Rizoides agrupados, originando-se a partir da margem do talo (100µm).

Taenioma perpusillum (J. Agardh) J. Agardh

Species genera et ordines algarum Part 2, fasc. 3: 1257, 1863.

Basiônimo: *Polysiphonia perpusilla* J. Agardh

Localidade tipo: San Agustín, Oaxaca, México.

Figuras: 105-108.

Planta com aspecto filamentososa, minúscula, com 0,2 cm alt., de hábito dorsiventral, formado por um eixo central prostrado e deste partem os ramos eretos, com ápice tricotômico, terminados em três pelos hialinos, multicelulares, crescendo como epífitas de macroalgas. A fixação se faz por rizoides multicelulares que partem do eixo prostrado no lado ventral. Ramificação alterna a irregular. Crescimento axial, por células apicais retangulares, divididas transversalmente, 20-25 µm alt. x 5-10 µm larg. Em corte transversal, o talo apresenta 4 células pericentrais. Tetrasporângios tetraédricos,

organizados ao longo do filamento, formando duas fileiras longitudinais. Não foram observados os gametófitos.

Material examinado: São Paulo, Guarujá, Praia do Éden, 02.09.2009, col. M.T. Fujii et al.

Distribuição Geográfica: **Espírito Santo:** (Oliveira Filho 1969). **São Paulo:** (Joly 1957). **Santa Catarina:** (Cordeiro-Marino 1978).

Comentário: Espécie difícil de ser visualizada no ambiente natural devido à dimensão reduzida do talo. A espécie assemelha-se a *Taenioma nanum* (Kutzing) Papenfuss, porém essa difere da presente espécie por apresentar ápices dicotômicos.

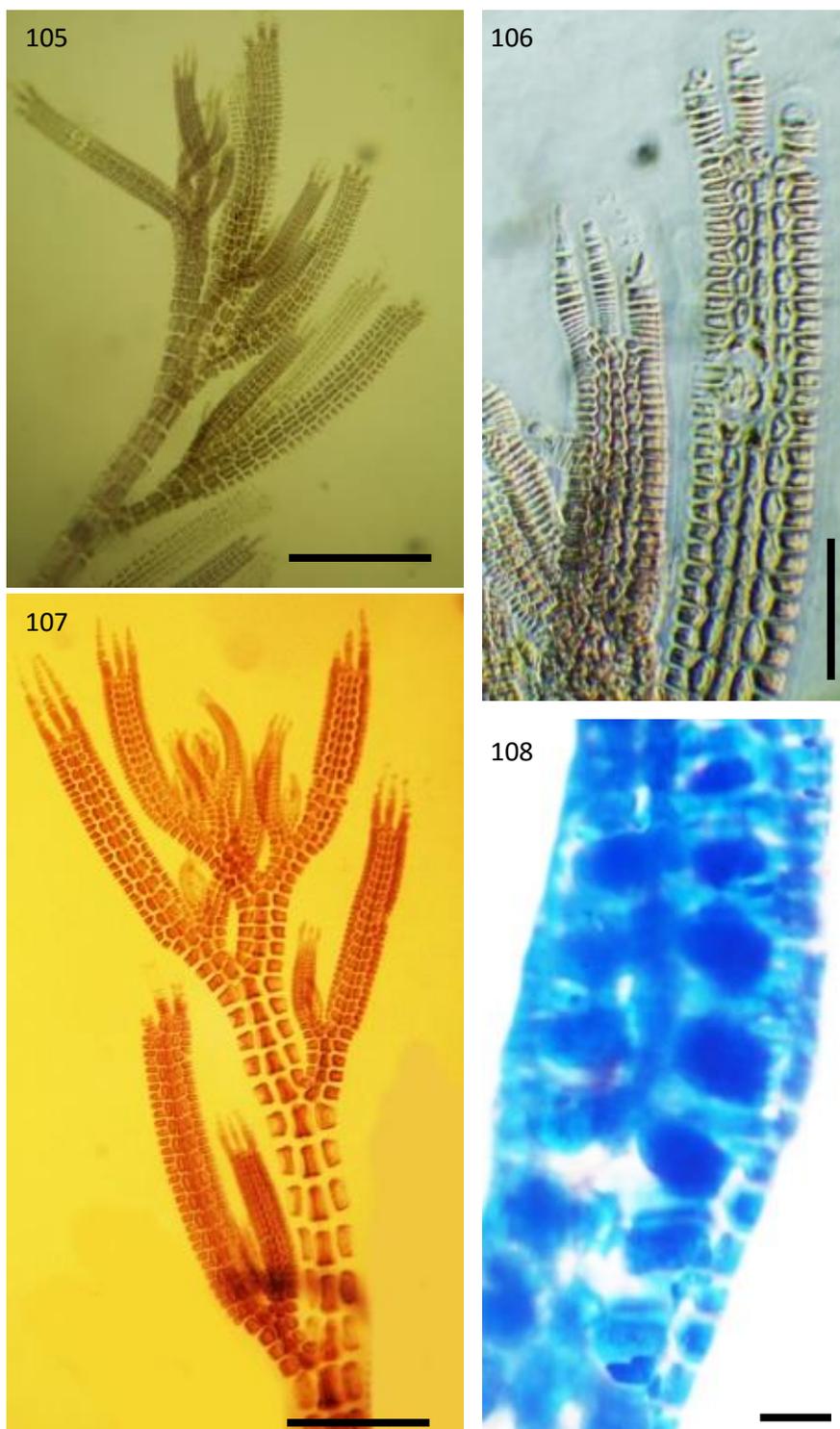


Fig. 105-108. *Taenioma perpusillum*. 945. Hábito (100µm). 956 Ápice tricotômico sob o mesmo plano, terminados e pelos hialinos. 967 (50µm). Ramificação dicotômica a irregular (50µm). 978. Vista superficial do tetrasporângios em duas colunas verticais (25µm).

Comentário Geral

Foram referidas nove espécies para o infralitoral do Sudeste do Brasil. Entre estas não foram coletadas no presente estudo *Grinnellia americana* var. *caribaea*, *Acrosorium odonthophorum* que foram identificadas apenas em material proveniente de coletas realizadas através de dragagens (Taylor 1960, Guimarães 2006), Outras espécies só foram citadas até o presente para regiões insulares ou de profundidade, como *Branchioglossum minutum*, e *Myriogramme prostrata* e *Taenioma nanum* (Joly 1956, Horta 2000 e 2001, Yoneshigue- Valentin et al. 2006, Amado Filho 2006) e *Neuroglossum binderianum* e *Frikkiella searlesii* foram relatadas até o presente associadas a águas de baixas temperaturas, 17,5-19°C, encontradas na região de Cabo Frio, relacionadas ao evento sazonal de ressurgência (Yoneshigue 1985, Yoneshigue & Valentin 1992), ou coletadas em profundidades de 20-50m (Wynne & Schneider 1996).

A numeração do desenvolvimento de fileiras de células das espécies *Hypoglossum hypoglossoides* e *Hypoglossum tenuifolium* são extremamente difícil quando não se tem o critério das fileiras de células serem adaxial ou abaxial, dificultando a determinação das espécies.

As diagnose para separação dos táxons são compreendidas nas seguintes características, o aspecto do talo: achatado, em forma de fita, filamentoso, ou em forma de cadeia com presença de constrictões, a forma de crescimento. Além de presença de gavinhas ou pelos apicais, posição e tipo de rizoides e número de fileiras de células que são produzidas nas células axiais da nervura central e alcanças as margens do talo.

Características como hábito, forma de crescimento, presença ou ausência de nervura e vênulas, margens onduladas, posição das estruturas reprodutivas conseguem separar táxons a nível de gênero.

Embora há poucas espécies de aspecto filamentoso, essa características não objetiva a separação de gênero e espécie, pois espécies de gêneros diferentes podem apresentar essa característica. A identificação do gênero *Nitophyllum* e *Haraldia* se faz pela ausência de caracteres, dificultando a conclusão da espécie.

A diagnose de *Cryptopleura* é baseado na morfologia no nível de ondulação da margem do talo. Essa estrutura é válida junto à outras estruturas para diferenciar gêneros. Mas há dificuldade de separação específica baseada nestas característica, pois entidades de *Cryptopleura* pode apresentar uma gama de variação deste caráter, que se torna

subjetivo para quem observa. A tabela 4 mostra as características diagnosticas de cada gênero.

Assim a identificação das espécies deve estar sempre acompanhadas as outros métodos de identificação pois, auxilia a identificação do táxon.

Tabela 4 – Relação dos gêneros estudados e suas diagnoses.

Características/Espécies	<i>Acrosorium</i>	<i>Cryptopleura</i>	<i>Apoglossum</i>	<i>Caloglossa</i>	<i>Hypoglossum</i>	<i>Taenioma</i>	<i>Haraldia</i>	<i>Nitoplhyllum</i>
Talo em forma de fita	X	X						
Talo com aspecto de folha			X	X	X		X	
Talo amplo arredondado								X
Talo em forma de corrente, presença de constrição				X				
Ápice terminado em gavinhas	X							
Ápice terminado em pelos						X		
Margem do talo ondulado		X						
Vênulas	X	X						
Nervura			X	X	X			
Fileiras de 2ª ordem e 3ª ordem					X			
Fileiras de 4ª ordem ou mais			X					

Estudos Moleculares

No presente estudo, foram obtidas 30 sequências para o marcador *UPA*, 16 para o marcador *COI-5P* e 40 para o *rbcL*, totalizando 86 sequências (Tab. 5). *Apoglossum gregarium*, *Haraldia tenuis*, *Nitophyllum adhaerens* e *Nitophyllum wilkinsoniae* não foram incluídas na análise molecular pela não obtenção de sequências, ora por falta de material ora por não ter funcionado adequadamente.

O marcador *COI-5P* funcionou parcialmente para este grupo de macroalgas e com o marcador *UPA* não foi possível à formação de agrupamento, pois a topologia da árvore resultante não recuperou a filogenia da família *Delesseriaceae*, impossibilitando a compreensão dos agrupamentos formados (fig. 108). Segundo Sherwood et al. (2010a), esse marcador apresenta maior número de transição que transversão e a frequência das bases de nucleotídeo variam de 50% para A-T e G-C, ou seja, o marcador é mais conservado que o *COI-5P*. Sendo assim, concluímos que o marcador *UPA* não atende os objetivos do trabalho e foi excluído.

O alinhamento final das sequências para análise de Neighbour Joining contém 11 sequências e 571 nucleotídeos para *COI-5P* e 20 sequências e 660 nucleotídeos para *rbcL*. As topologias das árvores obtidas para ambos os marcadores mostram que *Delesseriaceae* é monofilética com alto suporte (fig.109-110). Entretanto, devido à pequena quantidade de sequências disponíveis, a análise dos agrupamentos foi baseada no marcador *rbcL* por ter funcionado melhor que os outros dois (*COI-5P* e *UPA*), que inicialmente tinham sido escolhidos para exercerem a função de barcodes.

Tabela 5 – Espécies de Delesseriaceae que foram sequenciadas para os marcadores *COI-5P*, *UPA* e *rbcL*.

Espécies	COI-5P	UPA	<i>rbcL</i>
<i>Acrosorium ciliolatum</i>	1	6	8
<i>Caloglossa confusa</i>	7	4	10
<i>Caloglossa leprieurii</i>	0	6	4
<i>Caloglossa</i> <i>ogasawaraensis</i>	1	3	2
<i>Caloglossa rotundata</i>	0	0	1
<i>Cryptopleura crispa</i>	5	2	3
<i>Cryptopleura ramosa</i>	1	3	3
<i>Cryptopleura peltata</i>	0	1	2
<i>Hypoglossum anomalum</i>	0	1	1
<i>Hypoglossum</i> <i>hypoglossoides</i>	0	2	5
<i>Hypoglossum tenuifolium</i>	0	1	1
<i>Taenioma perpusillum</i>	1	1	0

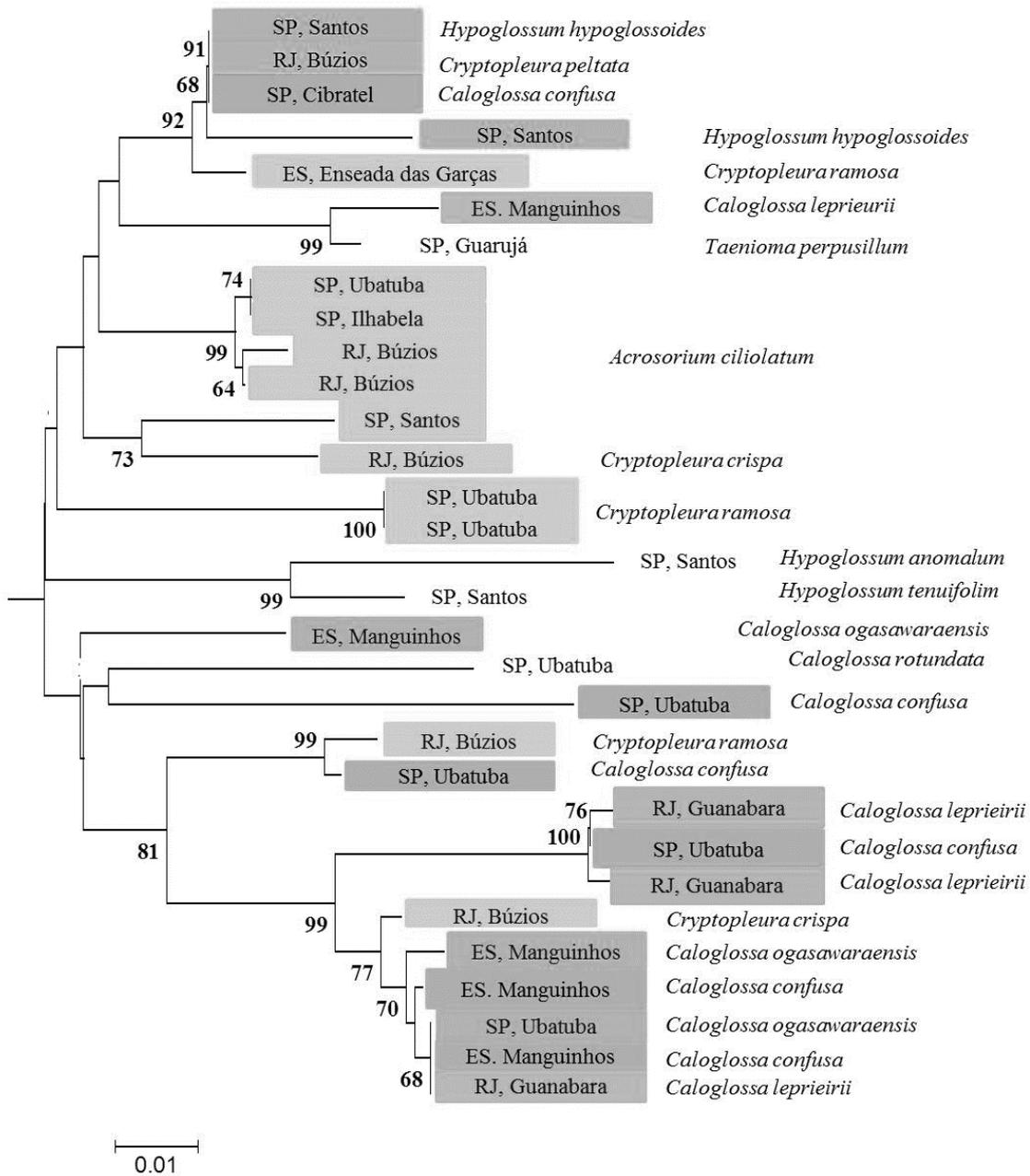


Fig. 98. – Análise de Neighbour Joining (NJ) para as seqüências do marcador *UPA*.

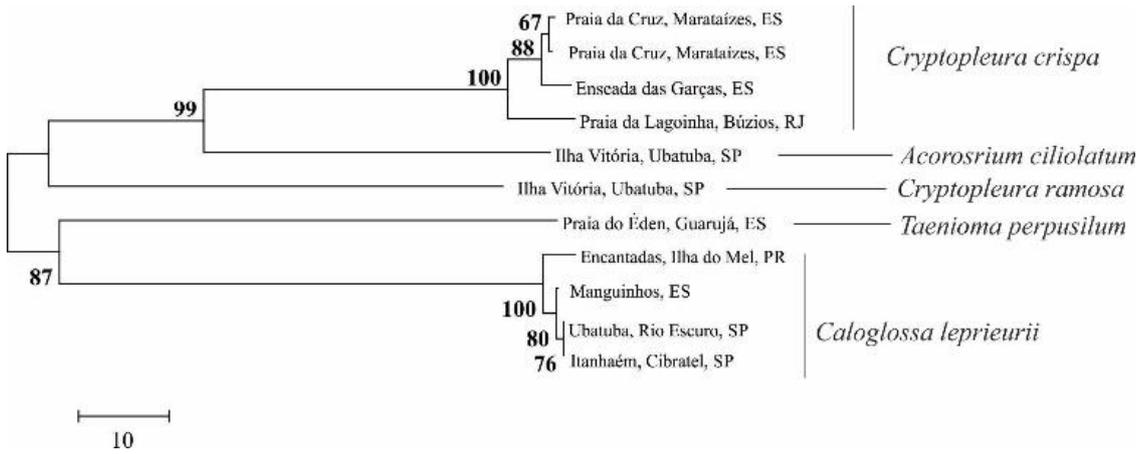


Fig. 99. – Análise de Neighbour Joining (NJ) para as seqüências do marcador COI-5P.

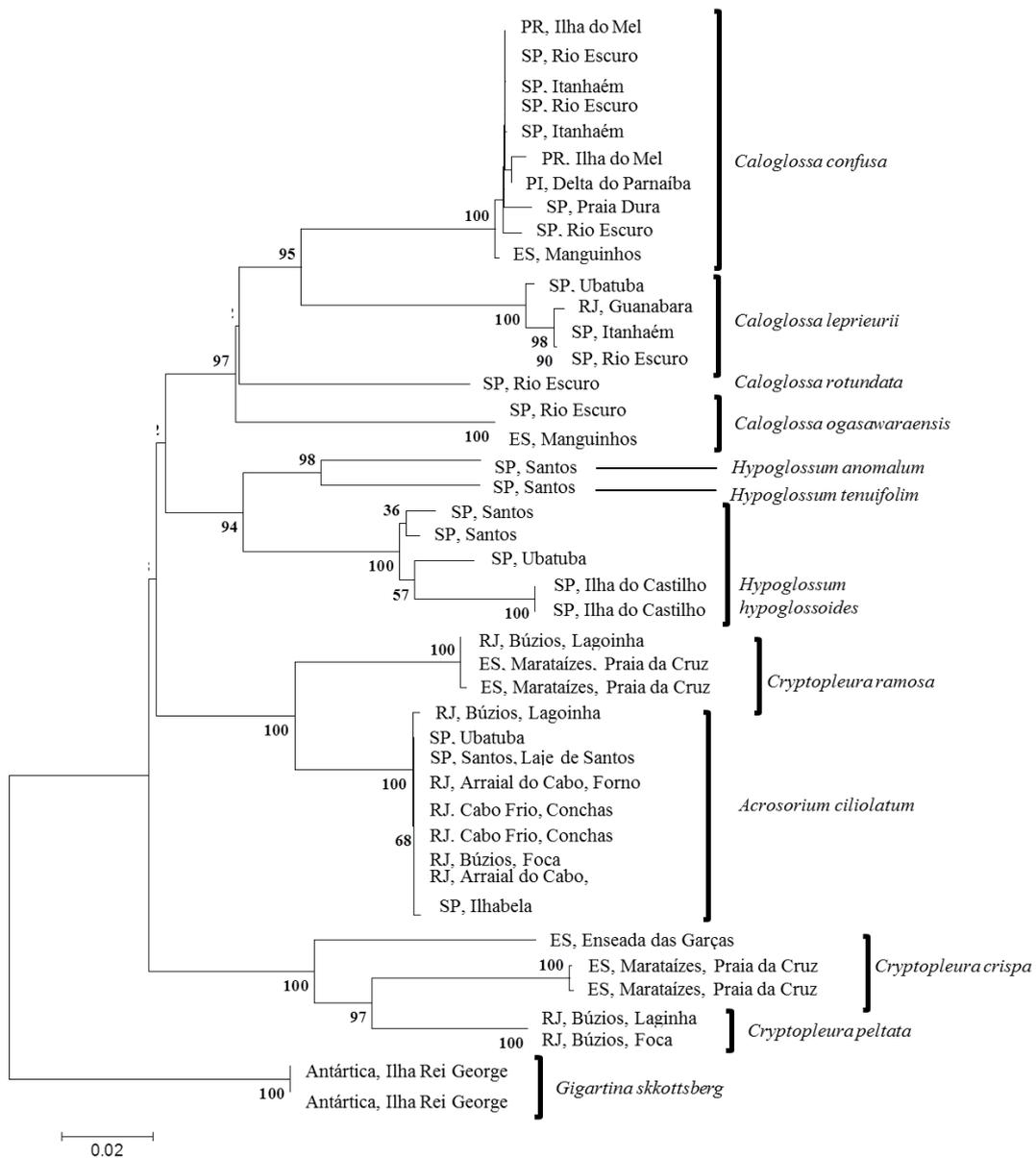


Fig. 100. – Análise de Neighbour Joining (NJ) para as sequencias do marcador *rbcL*.

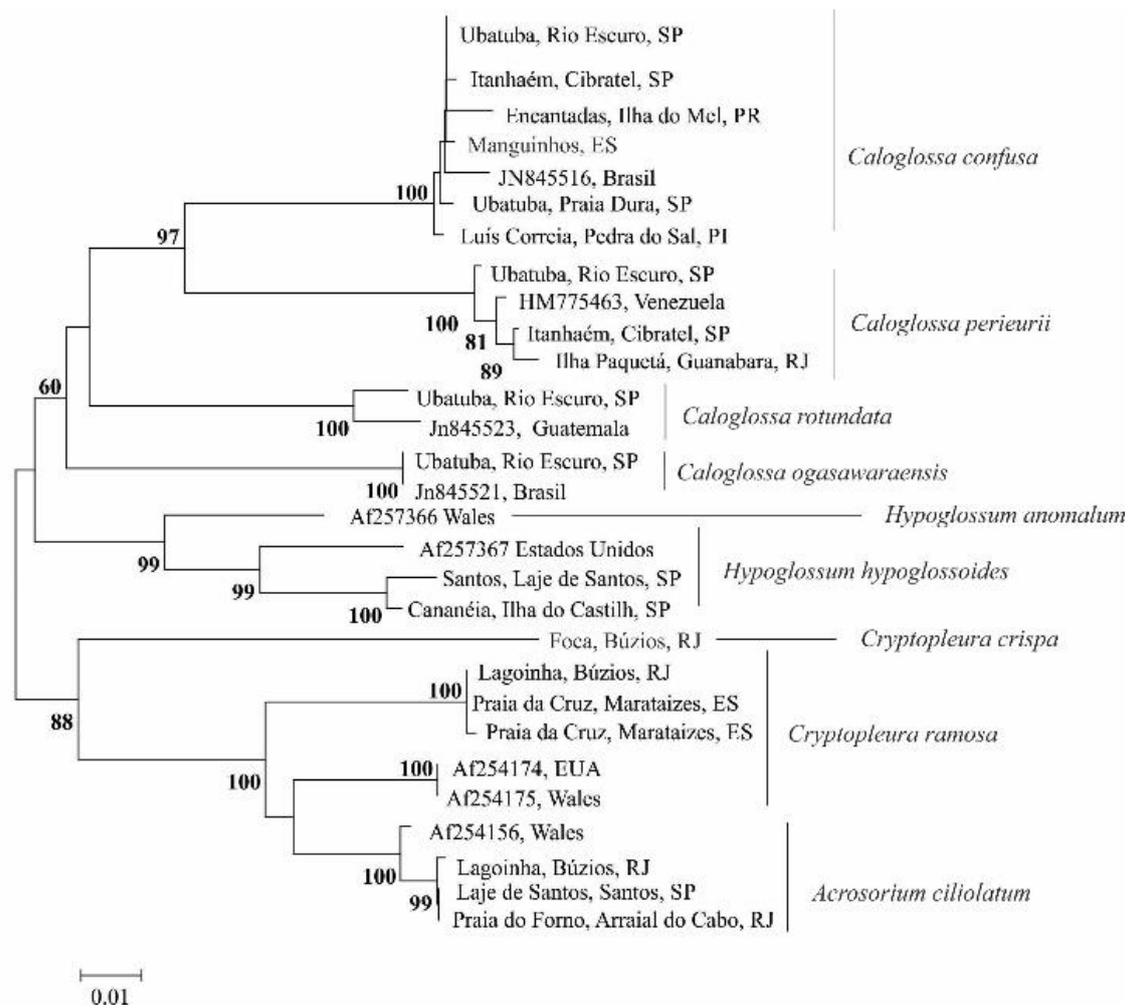


Fig. 101. – Análise de Neighbour Joining (NJ) com marcador rbcL com finalidade de agrupar e identificar as espécies de Delesseriaceae.

A topologia da árvore obtida a partir de análise de Neighbour Joining com o marcador *rbcL* revelou a formação dos clados correspondentes aos gêneros *Caloglossa*, *Hypoglossum*, *Cryptopleura* e *Acrosorium* (Fig. 111).

As espécies de *Caloglossa* estão bem delimitadas, para os marcador *rbcL*. Entretanto, a identificação de *Caloglossa* deve ser feita não apenas através da morfologia, mas acompanhada de outros métodos, pois a alta complexidade morfológica dificulta a identificação das espécies (Kamiya et al. 2003).

A divergência interespecífica em *Caloglossa* variou de 8,9%-12,7%, valor considerado alto para Ceramiales, mas está dentro do intervalo de variação encontrada por Lin (2001) e Krayesky (2012) para o mesmo gênero, de 2-14% para distinção de espécies. Dentre as espécies de *Caloglossa*, *C. confusa* e *C. leprieurii*, seguida por *C. rotundata* são as mais bem relacionadas, refletindo a complexidade morfológica na distinção dessas três espécies. No Brasil, até muito recentemente, essas espécies vinham sendo identificadas como uma única entidade (Fortes 1992), mas Kamiya et al. (2003), em um amplo estudo das relações evolutivas do gênero *Caloglossa* inferidas a partir das sequências da subunidade grande do RNA ribossomal (26S), evidências morfológicas e compatibilidades reprodutivas, identificou pelo menos 12 espécies diferentes no mundo. Dentre elas, identificou *C. monosticha* Kamiya e *C. rotundata* Kamiya para o manguezal da Ilha do Cardoso, São Paulo. Posteriormente, *C. monosticha* foi novamente descrita como *C. confusa* Krayesky, J.A. West & Kamiya por diferir dos espécimes da localidade tipo (Oceano Pacífico) pela forte constrição dos talos nos espécimes do oceano Atlântico ocidental, incluindo o Brasil e com base no resultado das análises moleculares. O epíteto atribuído a *C. confusa* reflete o tamanho do problema taxonômico envolvendo esse grupo de espécies que habitam o manguezal do mundo inteiro (Krayesky et al. 2012).

No resultado obtido neste trabalho observa-se que *Caloglossa confusa* tem ampla distribuição, do Piauí a Paraná, sendo o primeiro registro da espécie em todas as localidades citadas neste trabalho, exceto para Ilha do Cardoso, São Paulo, a qual já havia sido referida como *C. monosticha* por Kamiya et al. (2003).

A divergência intraespecífica do marcador *rbcL* para *Caloglossa confusa* variou de 0,2-1,7%, equivalente a 11 nucleotídeos. Como a espécie *C. monosticha* é uma espécie muito próxima de *C. confusa*, sobretudo na morfologia, a aplicação do barcode gap para essas espécies foi feita para a complementação e melhor delimitação da espécie. O barcode gap encontrado para essas entidades foi de 8,0x, significando que não há sobreposição genética dos táxons, e portanto, constituem duas entidades taxonômicas distintas.

Caloglossa rotundata identificada para São Paulo agrupou com uma espécie da Guatemala (JN845523), localidade-tipo da espécie, porém com divergência entre as duas de 1,8% equivalente a 12 nucleotídeos. A divergência intraespecífica proposta por Krayesky et al. (2012), para *C. rotundata* foi de 0,1-1,5%, ligeiramente menor que o encontrado no presente trabalho. Entretanto, se levarmos em consideração à distância geografia dessas amostras, o valor é aceitável como resultado da especiação independente nos oceanos Atlântico e Pacífico.

Para *Caloglossa leprieurii*, a divergência intraespecífica encontrada com o marcador *rbcL* variou de 0,3%-1,4%, equivalente a 2-9 nucleotídeos. *Caloglossa apomeiotica*, que foi descrita como uma espécie assexuada derivada de *C. leprieurii* foi taxonomicamente reduzida porque a filogenia molecular demonstrou que assexualização ocorreu mais de uma vez na linhagem de *C. leprieurii*, não sustentando a manutenção de *C. apomeiotica* como espécie independente (Kamiya et al. 2003). Posteriormente, entretanto, o *C. apomeiotica* foi definitivamente reconhecida como espécie válida, pertencente ao complexo *C. leprieurii* nas Américas, baseada em evidências morfológicas e moleculares, incluindo um espécime de Manragaratiba, Rio de Janeiro (Krayesky et al. 2011).

Para embasar a decisão taxonômica neste trabalho, foi feito o barcode gap entre *Caloglossa leprieurii* e *C. apomeiotica* (HM775459), que resultou em 3,37x, não havendo sobreposição genética dos táxons, e confirmando ambas como espécies distintas.

Para *Caloglossa ogasawaraensis*, a divergência intraespecífica com *rbcL* variou de 0,26% equivalente a dois nucleotídeos. Esta espécie é facilmente identificada pelo seu talo filamentosos característico e ramificação adventícia. Segundo Kamiya (2014) espécies de diferentes localidades podem ter genomas diferentes devido ao fato da influencias de barreiras fisiológicas e abióticas que atuam na genética dos táxons formando espécies crípticas e sendo identificadas apenas através de outros métodos de identificação.

Os espécimes de *H hypoglossoides* identificados neste trabalho agrupou com uma sequência dos Estados Unidos, disponível no genBank (AF257367), porém apresentou divergência de até 4,51%, equivalente a 42 nucleotídeos, indicando que merece estudos mais aprofundados para este gênero. A morfologia das espécies de *Hypoglossum* também é bastante complexa por falta de características estáveis para delimitação de suas espécies. Atualmente, a distinção das espécies é feita através do número de fileira de células que alcançam as margens, onde *Hypoglossum hypoglossoides* são descritas por apresentar todas as fileiras de células de segunda ordem originam as de terceira ordem. Em *H. tenuifolium* nem todas as fileiras de segunda ordem produzem as de terceira ordem (Wynne & Ballantine 1985).

A divergência intraespecífica de *Cryptopleura ramosa* identificada no presente trabalho variaram de 0,14 a 0,29% e as sequências da Califórnia AF254174 e Reino Unido AF254175 variaram em 0,14%. Entretanto, a divergência entre as sequências dos espécimes brasileiros e a da localidade tipo foi de 5,47 a 5,89%, acima do esperado para uma mesma entidade. Desta forma, no presente trabalho os espécimes brasileiros de *Cryptopleura* permanecerão em nível genérico, como *Cryptopleura* sp. Ainda, de acordo com a análise, *Cryptopleura ramosa* está mais próximo à *Acrosorium ciliolatum* do que com *Cryptopleura* sp. Assim, estudos mais aprofundados são necessários para esclarecer a posição taxonômica das entidades incluídas nesse clado.

Considerações finais

- ✓ No presente trabalho foram identificadas 16 espécies de Delesseriaceae, distribuídas em sete gêneros: *Acrosorium ciliolatum*, *A. gregarium*, *Caloglossa confusa*, *C. leprieurii*, *C. ogasawaraensis*, *C. rotundata*, *Cryptopleura crista*, *Cryptopleura peltata* e *Cryptopleura* sp., *Heraldia tenuis*, *Hypoglossum anomalum*, *H. hypoglossoides*, *H. tenuifolium*, *Nitophyllum adhaerens*, *N. wilkinsoniae*, *Taenioma perpusillum*.
- ✓ As diagnose para separação dos táxons são compreendidas nas seguintes características, o aspecto do talo: achatado, em forma de fita, filamentoso, ou em forma de cadeia com presença de constrictões, a forma de crescimento. Além de presença de gavinhas ou pelos apicais, posição e tipo de rizoides e número de fileiras de células que são produzidas nas células axiais da nervura central e alcanças as margens do talo (Tabela 4).
- ✓ Características como hábito, forma de crescimento, presença ou ausência de nervura e vênulas, margens onduladas, posição das estruturas reprodutivas conseguem separar táxons a nível de gênero.
- ✓ Algumas espécies apresentam distribuição geográfica pandêmica como *Acrosorium ciliolatum*, *Cryptopleura ramosa*, *Hypoglossum hypoglossoides* e espécies do gênero *Caloglossa* como *Caloglossa leprieurii* e *Caloglossa ogasawaranesis*. Embora essas espécies estejam descritas para muitos lugares do mundo com a mesma morfologia, fatores abióticos podem estar atuando na diferenciação genética dos táxons.
- ✓ Espécies como *Caloglossa rotundata* está restrita para a Guatemala (localidade tipo) e para o Panamá e esta é a primeira citação para o Oceano Atlântico. Embora ambas espécies foram identificadas como *C. rotundata*, há grande variação intraespecífica, proporcionando uma variação populacional.
- ✓ *Caloglossa confusa* está sendo citada pela primeira vez para o Piauí, Espírito Santo e Paraná.
- ✓ A identificação dos táxons foi feita com base em características morfológicas diagnósticas para cada espécie, aliada a marcador molecular plastidial (*rbcL*). Com a utilização dessas ferramentas, foi possível confirmar a identificação de sete espécies: *Acrosorium ciliolatum*, *Caloglossa confusa*, *C. leprieurii*, *C. ogasawaraensis*, *C. rotundata*, *Cryptopleura* sp. e *Hypoglossum hypoglossoides*. As demais espécies não apresentaram material algáceo suficiente ou não foi possível obter sequências de qualidade para a análise.

- ✓ Espécie identificada como *Cryptopleura ramosa* para o Brasil deve ser reinvestigada, já que as sequências dessas amostras não agruparam com as da localidade tipo da espécie.

Referências Bibliográficas

- Altschul S.F., Madden T.L., Schäffer A.A., Zhang J., Zhang Z., Miller W. & Lipman D.J. 1997. Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. *Nucleic Acids Research* 25: 3389-3402.
- Amado Filho G.M., Horta, P.A., Brasileiro P.S., Barros Barreto M.B., Fujii M.T. 2006. Subtidal benthic marine algae of the marine State Park of Laje de Santos (São Paulo, Brazil). *Brazilian Journal of Oceanography* 54:225-234.
- Abbott, I.A. & Holenberg, G.J. 1976. *Marine Algae of California*. Stanford University Press, Stanford.
- Araújo, P. G.; Miranda, G. E. C.; Kanagawa, A. I. 2008. Repartição espacial da comunidade macrobêntica dos recifes da APA da Barra do Rio Mamanguape, Paraíba, Brasil.. *Revista Nordestina de Biologia*, João Pessoa -Paraíba, v. 19, n.2, p. 29-50.
- Ballantine, D.L. & Wynne, M.J. (1985). *Platysiphonia* and *Apoglossum* (Delesseriaceae, Rhodophyta) in the tropical western Atlantic. *Phycologia* 24: 459-465.
- Baptista L.R. de M. 1974. *Flora marinha de Torres (Rio Grande do Sul)*. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Tese de Doutorado.
- Cassano, V. 2009. *Taxonomia e filogenia do complexo Laurencia (Ceramiales, Rhodophyta), com ênfase no estado do Rio de Janeiro*. Tese de doutorado. Instituto de Botânica, São Paulo, 327 p.
- Chase M.W., Salamin N., Wilkinson M., Dunwell J.M., Kesanakurthi R.P., Haidar N. & Savolainen V. 2005. Land plants and DNA barcoding: short-term and long-term goals. *Phil. Trans. R. Soc. B.*: 360 p. Cho, T.O.; Boo, S.M.; Hommersand, M.H.; Maggs, C.A
- Choi, H.-G., Kraft, G.T., Lee, I.K. & Saunders, G.W. (2002). Phylogenetic analyses of anatomical and nuclear SSU rDNA sequence data indicate that the Dasyaceae and Delesseriaceae (Ceramiales, Rhodophyta) are polyphyletic. *European Journal of Phycology* 37: 551-570.
- Cordeiro Marino, M. 1978. *Rodófitas bentônicas marinhas do estado de Santa Catarina*. Rickia, São Paulo. 7 (1):1-247.
- Cordeiro-Marino, M. & Guimarães, S.M.P.B. 1981. *Novas referências para a flora marinha de profundidade do Brasil*. Rickia 9:61-70.
- Edwards, P. 1970. *Illustrated guide to the seaweeds and sea grasses in the vicinity of Porto Aransas, Texas*. *Contributions in Marine Science* 15:1-228.

- Escudero, M.C., Gallardo, T. & Bárbara, I. (2009). Mapas de distribución de algas marinas de la Península Ibérica e Islas Baleares. XXIII. *Acrosorium*, *Cryptopleura*, *Gonimophyllum* (Delesseriaceae, Ceramiales, Rhodophyceae). *Botanica Complutensis* 33: 105-118
- Ferreira-Correia, M.M. 1987. Rhodofíceas marinhas bentônicas do litoral do estado do Maranhão. São Luís: Editora Universitária da Universidade Federal do Maranhão, Coleção ciências biológicas – Serie, 1, 255p.
- Ferreira-Correia, M.M., Pinheiro-Vieira, F. 1966. Terceira contribuição ao inventário das algas marinhas bentônicas do nordeste Brasileiro. Arq. Est. Biol. Mar. Univ. Fed. Ceará. Fortaleza. 6 (1) :59-66.
- Ferreira-Correia M.M., Lopes M.J.S., Brandão M.D.S. 1977. Levantamento das algas marinhas bentônicas da ilha de São Luís (estado do Maranhão). Bol. Lab. Hidrobio. São Luís, 1(1):23-46.
- Fonseca, M.C.A Algumas espécies de algas marinhas de Pernambuco. In: Cong. Nac. Botânica, 22,1972, Garanhuns. Anais. Garanhuns: Sociedade Botânica do Brasil, 1972. 61-73.
- Fortes, A. C. M. 1992.. Estudo taxonômico e aspectos ecológicos das Rhodophyta no manguezal da Ilha de Santos (Complexo Estuarino Piauí-Fundo Real, SE). Dissertação (Mestrado em Botânica)-Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife,p. 194.
- Freshwater W.D., Fredericq S., Butler B.S., Hommersand M.H.& Chase M.W. 1994. A gene phylogeny of the red algae (Rhodophyta) based on plastid *rbcL*. Proceeding National Academy Science of United States of America. 91: 7281-7285.
- Freshwater D.W. & Ruennes J. (1994). Phylogenetic relationships of some European *Gelidium* (Gelidiales, Rhodophyta) species based upon *rbcL* nucleotide sequence analysis. *Phycologia* 33(3): 187-194, 2 figs, 3 tables.
- Freshwater, D.W., Tudor, K., O'Shaughnessy, K. & Wysor, B. (2010). DNA barcoding in the red algal order Gelidiales: comparison of COI with *rbcL* and verification of the "barcoding gap". *Cryptogamie Algologie* 31(4): 435-449.
- Graham, L.E. & Wilcox, L.W. 2009. Algae. Prentice-Hall, New Jersey. 640pp.
- Guimarães, S.M.P.B. 2003. Uma análise da diversidade da flora marinha bentônica do estado do Espírito Santo, Brasil. *Hoenia*. 30:11-19.
- Guimarães, S.M.P.B. 2006. Checklist of Rhodophyta from state of Espírito Santo. *Boletim do Instituto de Botânica*. 17:143-194.

- Guiry M.D. & Guiry G.M. 2015. Algaebase. World-wide electronic publication. *National University of Ireland, Galway*. <http://www.algaebase.org>. Consultado em 05/03/2015.
- Hall T.A. 1999. BioEdit: a user-friendly biological alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41: 95-98
- Herbert P.D.N., Cywinska A., Ball S.L. & DeWaard J.R. 2003. Biological identifications through DNA barcoding. *Proceedings of the Royal Society of London, Biological Sciences* 270: 313-322.
- Hommersand, M.H. (1963). The morphology and classification of some Ceramiaceae and Rhodomelaceae. *University of California Publication in Botany*, 35: 165-366.
- Horta P.A. 2000. Macroalgas do Infralitoral do sul e sudeste do Brasil: Taxonomia e Biogeografia. Tese de doutorado. Instituto de Biociência da Universidade de São Paulo. São Paulo 301p.
- Horta P.A., Amancio E., Coimbra C.S. & Oliveira, E.C. 2001. Considerações sobre a distribuição e origem da flora de macroalgas marinhas brasileiras. (Considerations on the distribution and origin of the marine macroalgae Brazilian Flora). *Hoehnea*. 28(3):243-266.
- Horta P. A., Oliveira Filho, E. C. 2001. Some Delesseriaceae (Ceramiaceae, Rhodophyta) new to the southwestern Atlantic. *Revista Brasileira de Botânica*, São Paulo, v. 24, p. 447-454.
- Horta P.A., Yokoya N.S., Guimarães S.M.P.B., Bacci D., Oliveira E.C. 2003. Morphology, reproduction and development of *Hypoglossum hypoglossoides* (Stackhouse) Collins & Hervey (Ceramiaceae, Rhodophyta) from the south and southeastern Brazilian coast. *Revista Brasileira de Botânica* 26, 453-460.
- Howe, M.A. & Taylor, W.R. (1931). Notes on new or little-known marine algae from Brazil. *Brittonia* 1: 7-33.
- Joly, A.B. 1951. Contribuição para o conhecimento da flora algológica do estado do Paraná. *Bol. Inst. Paul. Oceanogr. São Paulo*. 2(1) 125-138.
- Joly, A.B. 1957. Contribuição ao conhecimento da flora ficológica marinha da Baía de Santos e arredores. *Bol. Fac. Filos. Ciências Letras Universidade São Paulo, serie botânica*. São Paulo 14:1-199,
- Joly, A.B. 1965. Flora marinha do litoral norte do estado de São Paulo e regiões circunvizinhas. *Bol. Fac. Filos. Ciências Letras Universidade São Paulo, serie botânica*. São Paulo, 21:393 p.
- Joly, A.B., Cordeiro-Marino, M., Yamagishi-Tomita, N., Ugadim, Y., de Oliveira Filho, E.C. & Ferreira, M.M. (1965a). Additions to the marine flora of Brazil. V. *Ceara* 5: 65-78.

- Joly, A.B., Semir, J. & Wakabara, Y. (1978). Brazilian deep-water marine algae: additions to the Brazilian flora. V. *Revista Brasil. Bot.* 1: 125-129.
- Kamiya, M., Zuccarello, G.C. & West, J.A. (2003). Evolutionary relationships of the genus *Caloglossa* (Delesseriaceae, Rhodophyta) inferred from large-subunit ribosomal RNA gene sequences, morphological evidence and reproductive compatibility, with description of a new species from Guatemala. *Phycologia* 42: 478-497
- Kamiya, M. & West, J.A. (2014). Cryptic diversity in the euryhaline red alga *Caloglossa ogasawaraensis* (Delesseriaceae, Ceramiales). *Phycologia* 53(4): 374-382
- Krayesky, D.M., Norris, J., West, J.A. & Fredericq, S. (2011). The *Caloglossa leprieurii*-complex (Delesseriaceae, Rhodophyta) in the Americas: the elucidation of overlooked species based on molecular and morphological evidence. *Cryptogamie Algologie* 32(1): 37-62.
- Krayesky, D.M., Norris, J.N., West, J.A., Kamiya, M., Viguier, M., Wysor, B.S. & Fredericq, S. (2012). Two new species of *Caloglossa* (Delesseriaceae, Rhodophyta) from the Americas, *C. confuse* and *C. fluviatilis*. *Phycologia* 51(5): 513-530.
- Kylin, H. (1924). Studien über die Delesseriaceen. *Acta Universitatis Lundensis* 20(6): 1-111.
- Lin, S.-M., Fredericq, S. & Hommersand, M.H. (2001). Systematics of the Delesseriaceae (Ceramiales, Rhodophyta) based on large subunit rDNA and *rbcL* sequences, including the Phycodryoidae, subfam. nov. *Journal of Phycology* 37: 881-899.
- Lin, S.M., Hommersand, M.H. & Kraft, G.T. (2001). Characterization of *Hemineura frondosa* and the Hemineureae trib. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) from southern Australia. *Phycologia* 40(2): 135-146.
- Lin, S.-M., Fredericq, S. & Hommersand, M.H. (2002). Apoglosseae trib. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) based on two molecular datasets and cystocarp development. *Journal of Phycology* 38: 23-24.
- Lin, S.-M. & Fredericq, S. (2003). *Nitophyllum hommersandii* sp. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) from Taiwan. *European Journal of Phycology* 38(2): 143-152.
- Lin, S.-M., Fredericq, S. & Hommersand, M.H. (2012a). Molecular phylogeny and developmental studies of *Apoglossum* and *Paraglossum* (Delesseriaceae, Rhodophyta) with a description of Apoglosseae trib. nov. *European Journal of Phycology* 47(4): 366-383.
- Lin, S.-M., Nelson, W.A. & Hommersand, M.W. (2012b). *Hymenenopsis heterophylla* gen. et sp. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) from New Zealand, based on a red alga previously

- known as *Hymenena palmataf. marginata sensu* Kylin, with emphasis on its cystocarp development. *Phycologia* 51(1): 62-73
- Mabesoone J.M. & Coutinho P.N. 1970. Littoral and shallow marine gology of northern and northeastern Brazil. *Trabhs Oceanogr. Univ. Fed. Pernambuco*. 12:1-214.
- Machado, G. E. M.; Nassar, Cristina Aparecida Gomes; SZÉCHY, M.T.M. de .2011. Flora ficológica da região sublitorânea rasa de costões rochosos do Núcleo Picinguaba, Ubatuba, São Paulo. *Acta Botanica Brasílica (Impresso)*, v. 25, p. 71-82.
- Millar, A.J.K. & Wynne, M.J. (1992). *Branchioglossum epiphyticum* sp. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta), with a discussion of the generic boundaries between *Branchioglossum* and *Hypoglossum*. *Phycologia* 31: 231-239, 16 figs.
- Miranda P.T.C., Gurgel F. F.G., Liberato, M.A.F., Oliveira, M.T. & Arruda, T. L. B. 1988. Comunidade bentônicas em raízes de *Rhizophora mangle* Linnaeus, no manguezal do rio Ceará (Ceará-Brasil). *Arq. Cien. Mar*, 27: 101-110.
- Nimer, E. 1977. Geografia do Brasil: Região Sudeste. In (Ed.) *Clima*. Rio de Janeiro: Fundação IBGE, v.3. Geografia do Brasil: Regiao Sudeste p 51-89.
- Nunes, J.M.C. 1998. Rodofíceas marinhas bentônicas da orla oceânica de Salvador, Estado da Bahia, Brasil. *Ínsula* 27:27-37.
- Nunes, J.M.C. 2005. Rhodofíceas marinhas bentônicas do estado da Bahia, Brasil. Tese de Doutorado – Instituto de Biociencia de Sao Paulo. Departametno de Botânica da Universidade de São Paulo. Departamento de Botânica. São Paulo. 410 p.
- Nunes, J.M.C.; Moura, C.W.N.; Figueiredo, M.A.O.; Fujii, M.T.; Cassano, V.; Barros-Barreto, M.B.B. de; Pereira, S.M.B.; Khader, S.; Necchi Jr., O.; Oliveira, M. C.; Henriques, M.C.; Oliveira-Carvalho, M.F.; Guimarães, S.M.P.B.; Costa, I.O.; Lyra, G.M.; Jesus, P.B.; Tôrres, M.B. 2014. Rhodophyceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Available from: <http://reflora.jbrj.gov.br/downloads/vol1.pdf>.
- Oak, J.H., Park, M.-R. & Lee, I.K. (2002). Taxonomy of *Hypoglossum* (Delesseriaceae, Rhodophyta) from Korea. *Algae* 17(1): 21-31, 57 figs.
- Oliveira Filho E.C. 1969. Algas marinhas do sul do estado do Espirito Santo (Brasil). I – Ceramiales. *Bol. Fac. Filos. Cienc. Univ. São Paulo. Serie botânica*. São Paulo 26:1-280.
- OLIVEIRA V.P., VALENTIN Y.Y. 2014. Descriptions of *Cottoniella fusiformis*, *Branchioglossum cf. minutum* and *Frikkiella searlesii* (Rhodophyta, Ceramiales) from the Brazilian continental shelf. *Acta Botanica Brasílica (Impresso)*, v. 28, p. 641-645.

- Pereira S.M.B., Carvalho M.F.O., Angeiras J.A.P., Pedrosa M.E.B., Oliveira N.M.B., Gestinar L.M.S., Concentino A.L.M., Santos M.D., Nascimento P.R.F., Cavalcanti D.R. 2002. Algas Marinhas Bentônicas do Estado do Pernambuco. 2002. In: Tabarelli, M.; Silva, J. M. C.. (Org.). Diagnóstico da Biodiversidade de Pernambuco. 1ed. Recife: Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente, Fundação Joaquim Nabuco, Editora Massangana. v. 1, p. 97-124.
- Pedroche, F.F.; West, J.A.; Zuccarello, G.C.; Senties, A.G.; Karsten, U. 1995. Marine red algae of the mangroves in Southern Pacific México and Pacific Guatemala. *Botanica Marina*, v. 38, p. 111-119.
- Petri S. & Fúlvaro V.J. 1983. *Geologia do Brasil*. São Paulo. EDUSP. 631p.
- POST, E. 1936. Systematische und pflanzengeographische Notizen zur Bostrychia-Caloglossa Assoziation. *Revue Algologie*, v. 9, p. 1-84.
- Presting G. G. 2006. Identification of conserved regions in the plastid genome: implications for DNA barcoding and biological function. *Canadian Journal of Botany* 84: 1434-1443.
- Ragan M.A., Bird C.J., Rice E.L., Gutell R.R., Murphy C.A. & Singh R.K. 1994. A molecular phylogeny of the marine red algae (Rhodophyta) based on the nuclear small-subunit rRNA gene. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 91: 7276-7280.
- Rocha-Jorge R. 2010. Diversidade de macroalgas do Parque Estadual Marinho Laje de Santos, SP, Brasil. Dissertação de Mestrado. 206.
- Sambrook J., Fritsch E.F. & Maniatis T. 1989. *Molecular Cloning: A Laboratory Manual*, 2nd ed., 3 vol. Cold Spring Harbour Laboratories press, New York.
- Saunders G.W. & Hommersand M.H. 2004. Assessing red algae supraordinal, diversity and taxonomy in the context of contemporary systematic data. *American Journal of Botany* 91: 1494-1507.
- Saunders G.W. 2005. Applying DNA barcoding to red macroalgae: a preliminary appraisal holds promise for future applications. *Philosophical Transaction of the Royal Society B* 360: 1879-1888.
- Saunders, G.W. & McDevitt, D.C. 2012. Methods for DNA barcoding photosynthetic protists emphasizing the macroalgae and diatoms. In *DNA Barcodes: Methods and Protocols* (Kress, W.J. & Erickson, D.L., editors), 207–222. Springer Science, New York.

- Schneider, C.W. & Eiseman, N.J. (1979). *Searlesia*, a new genus from the western Atlantic based on *Membranoptera subtropica* (Rhodophyta, Delesseriaceae). *Phycologia* 18: 319-324.
- Selivanova, O.N. & Zhigadlova, G.G. (2003). *Phycodrys valentinae* sp. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) with discussion of other species of the *Phycodrys* genus from the North Pacific. *Russian Journal of Marine Biology* 29: 206-215
- Silva I.B. 2011. Algas marinhas bentônicas dos recifes e ambientes adjacentes de Maracajaú, APA dos recifes de corais, RN, Brasil. Tese de Doutorado. Instituto de Botânica de São Paulo. 377.
- Sherwood A.R., Presting G.G. 2007. Universal primers amplify a 23S rDNA plastid marker in eukaryotic and cyanobacteria. *Journal of Phycology*. 43:605-608.
- Sherwood A.R., Kurihara A., Conklin K.Y., Sauvage T., Presting G.G. 2010. The Hawaiian Rhodophyta Biodiversity Survey (2006-2010): a summary of principal findings. *BMC Plant Biology* 10:258.
- Sherwood A.R., Sauvage T., Kurihara A., Conklin Y.K. & Presting G.G. 2010a. A comparative analysis of COI, LSU and UPA marker data for the Hawaiian florideophyte Rhodophyta: implications for DNA barcoding of red algae. *Cryptogamie, Algologie*, 31(4):451-465
- Skottsberg, C. (1923). Botanische Ergebnisse der schwedischen Expedition nach Patagonien und dem Feuerlande 1907-1909. IX. Marine algae. 2. Rhodophyceae. *Kungliga Svenska Vetenskapsakademiens Handlingar, Ny Följd* 63(8): 1-70.
- Stoeckle M. 2003. Taxonomy, DNA, and the bar code of life. *BioScience* 53: 796-797.
- Surati, R. & Guimarães, S.M.P.B. , 2007. Ocorrência de *Nitophyllum adhaerens* (Rhodophyta, Delesseriaceae) no litoral brasileiro.. *Hoehnea* (São Paulo), v. 34, p. 335-340.
- Suguio K. & Tessler M.G. 1984. Planície de cordões litorâneos quaternário do Brasil: origem e nomenclatura. In: Simpósio sobre restingas brasileiras. Niterói. Anais. p. 15-25.
- Tamura, K., Stecher, G., Peterson, D., Filipsk, A. & Kumar, S. (2013) MEGA6: Molecular evolutionary genetics analysis version 6.0. *Molecular Biology and Evolution* 30(12): 2725–2729.
- Taylor W.R. 1930. Algae collected on the Hassler, Albatross and Schmidt Expedition: I. Marine algae from Brazil. *American Journal of Botany* 16:621-630
- Taylor, W.R. 1931. A synopsis of the marine algae of Brazil. *Revue Algologique* 5: 1-35

- Taylor W.R. 1960. Marine algae of the eastern tropical and subtropical coasts of the Americas. University of Michigan Press, Michigan.
- Tsuda R.T., Abbott I. A. 1985. Collecting, handling, preservation, and logistics: Handbook of phycological methods and logistical: Ecological Field methods: Macroalgae. Cambridge University Press. M.M. Littler & D.S. Littler 4: 1-19.
- Ugadam, Y. 1970. Algas marinhas bentônicas do litoral Sul de São Paulo e do Litoral do Estado do Paraná. Tese de Doutorado apresentado ao Instituto de Biociencia da Universidade de São Paulo, 362p, São Paulo.
- Ugadam, Y. 1976. Ceramiales (Rhodophyta) do litoral sul do estado de São Paulo e do litoral do Estado do Paraná (Brasil). Bol. Botânica Univ. São Paulo, 3:115-163,
- Villaça R., Y. Yoneshigue Braga, Charles François Boudouresque. 2008. Estrutura da comunidade do infralitoral do lado exposto da ilha de Cabo Frio - Arraial do Cabo, RJ. Oecol. Bras., 12(2)206-221.
- Villaça R., Fonseca, A.C., Jensen, V.K e Knoppers, B. 2010 Species composition and distribution of macroalgae on Atol das Rocas, Brazil, SW Atlantic. Botanica Marina 53(2):113-122.
- Yokoya, N.S. 1996. Controle do desenvolvimento e da morfogênese por auxinas e citocininas em três espécies de rodofíceas: *Gracilariopsis tenuifrons*, *Grateloupia dichotoma* e *Solieria filiformis*. Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- Yoon H.S.; Muller K.M., Shealth R.G., Ott D.F & Bhattacharya D. 2006. Defining the major lineages of red algae (Rhodophyta). J. phycol. 42:482-492.
- Yoon H.S., Zuccarello G.C., Bhattacharya D.2010. Evolutionary history and taxonomy of red algae. In: *Red Algae in the Genomic Age*. Seckbach J, Chapman DJ, Weber A (eds.). Springer, Dordrecht, Heidelberg, London, New York, pp 25-42.
- Yoneshigue, Y. 1985. Taxonomie et ecologie des algues marines dans la region de Cabo Frio (rio de Janeiro, Bresil). Tese de doutorado. Faculté des Sciences de Lumin. L'Universite D'aix – Marseille I. 466p.
- Yoneshigue-Valentin, Y.;Gestinari, Lísia Mônica de Souza;FERNANDES, D. R. P. 2006. Capítulo 2. Macroalgas da Plataforma Continental de Salvador (estado da Bahia) ao Cabo de São Tomé (norte do estado do Rio de Janeiro), Brasil. In: Helena Passeri Lavrado; Bárbara Lage Ignacio. (Org.). Série Livros do Museu Nacional. 000ed.Rio de Janeiro: Museu Nacional, v. 18, p. 67-105.

- Yoneshigue-Valentin Y., Loivos A. M., Silva, R. C. C. , Fernandes, D. R. P. 2008. Contribuição ao conhecimento e preservação das algas multicelulares bentônicas do Costão dos Cavaleiros - Macaé, Estado do Rio de Janeiro. Iheringia. Série Botânica, v. 63, p. 129-134
- Womersley, H.B.S. (1998). *The marine benthic flora of southern Australia - Part IIIC. Ceramiales - Ceramiaceae, Dasyaceae*. Canberra & Adelaide: Australian Biological Resources Study & State Herbarium of South Australia. 535 p.
- Womersley, H.B.S. (2003). *The marine benthic flora of southern Australia - Part IIID Ceramiales - Delesseriaceae, Sarcomeniaceae, Rhodomelaceae*. Canberra & Adelaide: Australian Biological Resources Study & State Herbarium of South Australia. 533p.
- Wynne, M.J. (1983). The current status of genera in the Delesseriaceae (Rhodophyta). *Botanica Marina* 26: 437-450.
- Wynne, M.J. & Ballantine D.L. 1986. The genus *Hypoglossum* Kützing (Delesseriaceae, Rhodophyta) in the tropical western Atlantic, including *H. anomalum* sp. nov. *Journal of Phycology* 22:185-193. Wynne, M.J. 2011. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical western Atlantic: third revision. *Nova Hedwigia Beihefte* 140, 7-166.
- Wynne, M.J. & Schneider, C.W. (1996). *Frikkiella* gen. nov. (Delesseriaceae, Rhodophyta) from Bermuda and the Caribbean Sea. *Systematic Botany* 21: 77-84, 21 figs.
- Wynne, M.J. 2011. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical western Atlantic: third revision. *Nova Hedwigia Beihefte* 140, 7-166.

ANEXO

Tabela 6. Divergência intraespecífica e interespecífica do marcador *rbcL* das espécies de *Acrosorium*. Porcentagem de identidade está indicada na porção inferior e o número de nucleotídeos divergente está na porção superior.

Espécie		(254156)	Búzios, RJ	Laje de Santos, SP	Cabo Frio, RJ	Arraial do Cabo, RJ
<i>A ciliolatum</i>	(254156)		7	6	6	6
	RJ, Búzios	1,03		1	1	1
	SP, Laje de Santos	0,88	0,15		0	0
	RJ, Cabo Frio	0,88	0,15	0,0000		0
	RJ, Arraial do Cabo	0,88	0,15	0,0000	0,00	

Tabela 7. Variação intraespecífica e interespecífica para o marcador *rbcL*. Porcentagem de identidade está presente na porção inferior e o número de nucleotídeo divergente está na porção superior para as espécies do gênero *Caloglossa*.

Espécies		JN845516	JN845517	Ubatuba	Ubatuba	Itanhaém	Manguinhos	Ilha do Mel	Pedra do Sal, PI	Ilha do Paqueta, Guanabara, RJ	Rio Escuro, SP	HM775463 Venezuela	Itanhaém, SP	Ubatuba	JN845521 Brasil	Ubatuba	JN845523 Guatemala
<i>C. confusa</i>	JN845516, Brasil	3	6	7	4	2	2	1	66	64	65	58	79	79	72	74	
	JN845517, EUA	0,5	7	8	5	3	3	2	65	63	64	59	76	76	71	73	
	Ubatuba	0,9	1,1	11	8	6	6	5	70	68	70	64	81	81	74	74	
	Ubatuba	1,1	1,2	1,7	9	7	7	6	73	71	72	65	81	81	77	79	
	Itanhaém	0,6	0,8	1,2	1,4	4	4	3	70	68	69	62	79	79	74	76	
	Manguinhos	0,3	0,5	0,9	1,1	0,6	2	1	66	64	65	58	77	77	72	74	
	Ilha do Mel	0,3	0,5	0,9	1,1	0,6	0,3	1	68	66	67	60	79	79	74	76	
	Pedra do Sal, PI	0,2	0,3	0,8	0,9	0,5	0,2	0,2	67	65	66	59	78	78	73	75	
<i>C. lepriurii</i>	Ilha do Paqueta, Guanabara, RJ	10,1	9,9	10,7	11,2	10,7	10,1	10,4	10,2	3	5	9	85	85	82	83	
	HM775463, Venezuela	9,8	9,6	10,4	10,9	10,4	9,8	10,1	9,9	0,00,5	2	6	83	83	82	81	
	HM775463 Itanhaém, Cibratel, SP	9,9	9,8	10,7	11,0	10,6	9,9	10,2	10,1	0,00,8	0,003	7	85	85	83	83	
		8,9	9,0	9,8	9,9	9,5	8,9	9,2	9,0	0,01,4	0,009	0,011	81	81	78	81	
<i>C. gasawaraensis</i>	16451	12,1	11,6	12,4	12,4	12,1	11,8	12,1	11,9	13,0	12,7	13,0	12,4	0	72	71	
	JN845521 Brasil	12,1	11,6	12,4	12,4	12,1	11,8	12,1	11,9	13,0	12,7	13,0	12,4	0,000	72	71	
<i>C. rotundata</i>	1647	11,0	10,9	11,3	11,8	11,3	11,0	11,3	11,2	12,5	12,5	12,7	11,9	11,0	11,0	12	
	JN845523 Guatemala	11,3	11,2	11,3	12,1	11,6	11,3	11,6	11,5	12,7	12,4	12,7	12,4	0,10,9	10,9	1,8	

Tabela 8 - “Barcode gap” para as espécies *C. leprieurii* (Montagne) G. Martens e *C. apomeiotica* utilizando o marcador rbcL

	<i>C. leprieurii</i>	<i>C. apomeiotica</i>
<i>C. leprieurii</i>	0,3-1,4%	3,37x
<i>C. apomeiotica</i>	4,73-5,79%	0%

Tabela 9- “Barcode gap” para as espécies *C. confusa* Krayesky, J.A. West & Kamiya e *C. monosticha* utilizando o marcador rbcL

	<i>C. confusa</i>	<i>C. monosticha</i>
<i>C. confusa</i>	0 – 1,4%	8,035x
<i>C. monosticha</i>	11,25 – 11,46%	0-0,8%

Tabela 10. Divergência intraespecífica destacada e interespecífica do marcador *rbcL* das espécies de *Cryptopleura*. Porcentagem de identidade está indicada na porção inferior e o número de nucleotídeos divergente está na porção superior.

Espécie	ES, Marataízes	RJ, Búzios	RJ, Arraial do Cabo	ES, Marataízes	AF254175	AF254174	AF254172
<i>C. crispera</i>	ES, Marataízes	117	118	119	112	113	117
<i>C. 'spl'</i>	RJ, Búzios	16,81	1	2	38	39	42
	RJ, Arraial do Cabo	16,95	0,14	1	39	40	43
	ES, Marataízes	17,10	0,29	0,14	40	41	44
<i>Cryptopleura ramosa</i>	AF254175	16,09	5,46	5,60	5,75	1	35
	AF254174	16,24	5,60	5,75	5,89	0,14	34
<i>Cryptopleura corallinara</i>	AF254172	16,95	2,73	2,87	3,02	4,89	4,74

Tabela 11. Divergência intraespecífica e interespecífica de *rbcL* de *Acrosorium* e *Cryptopleura*. Porcentagem de identidade esta indicada na porção inferior e o numero de nucleotídeos divergente esta na porção superior.

Espécie	Laje de Santos, SP	Arraial do Cabo, RJ	Búzios, RJ	AF254156.	AF254174	AF254175
<i>Acrosorium ciliolatum</i>	Laje de Santos, SP	0	1	4	31	31
	Arraial do Cabo, RJ	0,0000	1	4	31	31
	Búzios, RJ	0,16	0,16	5	32	32
	AF254156	0,62	0,62	0,78	27	27
<i>Cryptopleura ramosa</i>	AF254174	4,84	4,84	4,99	4,21	0
	AF254175	04,84	4,84	4,99	4,21	0,0000

Tabela 12. Divergência intraespecífica destacada e interespecífica do marcador *rbcL* das espécies de *Hypoglossum*. Porcentagem de identidade esta indicada na porção inferior e o número de nucleotídeos divergente esta na porção superior.

Espécies	1341	1667	AF257366	AF257367 USA	AF257368 Netherlands
<i>Hypoglossum hypoglossoides</i>	1341	1667	40	29	29
	1667	0,0	40	29	29
<i>Hypoglossum anomalum</i>	AF257366	6,221	6,221	42	42
<i>Hypoglossum Hypoglossoides</i>	AF257367 USA	4,510	4,510	6,532	0
	AF257368 Netherlands	4,510	4,510	6,532	0,0

Tabela 13. Sequências do marcador *rbcL* obtidas do GenBank.

Espécie	Acesso GenBank	Local	Referencia
<i>Acrosorium venulosum</i>	AF254156.1	Reino Unido	Lin et al. 2001
<i>Caloglossa apomeiotica</i>	HM775459	Mangaratiba, Brasil	Krayesky et al 2012
<i>Caloglossa confusa</i>	JN845517.1	Florida, EUA	Krayesky et al 2012
<i>Caloglossa confusa</i>	JN845516.1	São Paulo, Brasil	Krayesky et al 2012
<i>Caloglossa monosticha</i>	HM775469	Derby, Austrália	Kamiya et al 2012
<i>Caloglossa ogasawaraensis</i>	JN845521.1	São Paulo, Brasil	Kamiya et al 2014
<i>Caloglossa rotundata</i>	JN845523.1	Liking, Guatemala	Krayesky et al 2012
<i>Cryptopleura ramosa</i>	AF254174	Não publicado	GenBank
<i>Cryptopleura ramosa</i>	AF254175	Não publicado	GenBank
<i>Cryptopleura corallinara</i>	AF254172	Não publicado	GenBank
<i>Hypoglossum anomallum</i>	AF257366	Não publicado	GenBank