

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE GEOLOGIA



PALEONTOLOGIA DE ALGAS CALCÁRIAS. CASO DE ESTUDO DOS RODÓLITOS DE
PORTO SANTO.

Ana Cristina Furtado Rebelo

Mestrado em Geologia
Área de Especialização em Estratigrafia, Sedimentologia e Paleontologia

2010

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE GEOLOGIA



PALEONTOLOGIA DE ALGAS CALCÁRIAS. CASO DE ESTUDO DOS RODÓLITOS DE
PORTO SANTO.

Ana Cristina Furtado Rebelo

Mestrado em Geologia
Área de Especialização em Estratigrafia, Sedimentologia e Paleontologia

Dissertação orientada por:
Prof. Doutor Mário Albino Pio Cachão e Prof. Doutor Ricardo Alexandre Perdiz de Melo

2010

Aos meus pais

AGRADECIMENTOS

Quero desde já agradecer ao professor Mário Cachão por me ter recebido tão bem aqui em Lisboa e me ter dado a oportunidade de estudar os rodólitos de Porto Santo. Um obrigado muito especial ao professor Ricardo Melo sem o qual não seria possível o estudo das algas calcárias actuais e a todas as pessoas que trabalham consigo e me ajudaram nas minhas tarefas de laboratório, sendo elas a Maria João Tavares, o Bruno Henriques, a Clarrissa Grazziotin, o Ricardo Mendes, e a técnica Herculana Costa.

João Carvalho muito obrigada pela ajuda incondicional na realização das lâminas delgadas polidas. Também agradeço ao senhor Alberto por me ter ensinado a fazer lâminas delgadas.

Ao Tiago Cogumbreiro que me apresentou à Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa e me mostrou todos os seus cantinhos, os computadores que me salvou e arranjou, as contas de diluições e todo o seu precioso tempo perdido com as minhas inquietações, OBRIGADA.

Aos colegas de turma do mestrado, Thalita Bueno, Elizabete Malafaia, Nuno Inês, Bruno Pereira, Andreia Beleque, Flávia Maia, Rita Figueiredo e Carlos Alves muito obrigada pelas explicações de Geologia, pelas horas de estudo na biblioteca, pela ajuda nos trabalhos e pela disponibilidade que sempre prestaram durante todo o percurso do mestrado.

Ao professor Sérgio Ávila pela amizade, incentivo, e toda a disponibilidade que sempre prestou nas alturas mais críticas desta tese.

Minha Tata, Vera, Iva, Cristina Panda e Mike, obrigada por serem os melhores amigos e colegas de casa do mundo, por me terem ajudado nos momentos mais difíceis, por estarem lá sempre que preciso e pela força e ânimo que me dão todos os dias.

Luciana, obrigada por teres tratado das minhas imagens, eu juro que um dia aprendo a fazer o mesmo, mas até lá vou-te chatear muito amiga.

Agradeço aos meus pais a quem dedico esta tese, por acreditarem em mim, pelo grande investimento que fizeram, toda a sua paciência, amor e carinho. À minha querida irmã Rita sempre muito preocupada, nunca me deixa desamparada e me ajudou imenso, principalmente na aquisição de artigos, grande parte da bibliografia deste mestrado devo-a a ti. OBRIGADA SISSAY.

Pedros Santos, para ti meu amor, não tenho palavras. Obrigada por seres a pessoa mais calma e me transmitires tranquilidade, por todos os momentos que passamos juntos, pelas explicações, pelo tempo perdido com as minhas exigências, pelas correcções, sugestões e toda a tua dedicação e amor.

ÍNDICE GERAL	v
AGRADECIMENTOS	iv
ÍNDICE DE TABELAS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
RESUMO	xi
ABSTRACT.....	xii
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. Algas Vermelhas Calcárias	1
1.2. Ciclo de Vida das Algas Vermelhas	2
1.3. Taxonomia das Algas Vermelhas Calcárias	4
1.4. Rodólitos – Denições e Classificação	4
1.5. Interpretação Paleobiológica, Paleoambiental e Paleoclimática	6
1.6. Objectivos	9
2. ENQUADRAMENTO GEOGRÁFICO E GEOLÓGICO	10
2.1. Caracterização do Substrato da Área de Recolha das Algas Actuais	10
2.2. Caracterização da Zona de Recolha dos Rodólitos Actuais e Fósseis	12
2.3. Zona de Recolha dos Rodólitos Actuais	13
2.4. Zona de Recolha dos Rodólitos Fósseis	14
3. MATERIAIS E MÉTODOS	18
3.1. Métodos Para as Algas Actuais	18
3.1.1. Recolha das Algas	18
3.1.2. Preservação	18
3.1.3. Identificação Morfológica	19
3.1.4. Descalcificação	19
3.1.5. Lâminas das Algas Actuais	20
3.2. Métodos Para as Algas Fósseis	21
3.2.1. Lâminas Delgadas Polidas	22
3.2.2. Técnicas MEV	22
3.3. Métodos Para as Algas Actuais e Fósseis	22
3.3.1. Forma e Tamanho	22
3.3.2. Identificação Taxonómica	23
3.3.2.1. Características Vegetativas (morfologia externa)	23
3.3.2.2. Características Vegetativas (morfologia interna)	24
3.3.2.3. Características Reprodutivas	27

4. RESULTADOS	30
4.1. Taxonomia Actual	30
4.2. Forma e Tamanho	45
4.3. Lâminas Delgadas Polidas	47
4.4. Taxonomia Paleontológica	48
5. DISCUSSÃO	56
5.1. Métodos Para as Algas Actuais	56
5.1.1. Descalcificação	56
5.1.2. Lâminas das Algas Actuais	56
5.1.3. Identificação das Algas Actuais	57
5.2. Métodos Para as Algas Fósseis	58
5.2.1. Forma e Tamanho	58
5.2.2. Lâminas Delgadas Polidas	59
5.2.3. Taxonomia	60
5.3. Associação de Rodólitos Durante o Miocénico	61
6. CONCLUSÕES	63
7. TRABALHOS FUTUROS	64
8. BIBLIOGRAFIA	65
9. GLOSSÁRIO	69
ANEXO I	72

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Classificação das subfamílias das algas coralinas não geniculadas (de Johansen, 1981, Woelkerling, 1987, 1988 <i>in</i> Braga <i>et al.</i> , 1993)	25
Tabela 2 - Tabela chave do tipo de estruturas reprodutivas onde ocorrem tetrasporângios e disposição dos tetrásporos (<i>in</i> Harvey <i>et al.</i> , 2005)	29

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 - Ciclo de vida de uma alga vermelha típica (<i>in</i> Lee, 2008).	3
Figura 2 - Modelo para a estrutura e dinâmica dos rodólitos, leitos de rodólitos, e estruturas geológicas derivadas deles (<i>in</i> Foster, 2001).	8
Figura 3 - Mapa de Portugal Continental focando o concelho de Mafra onde se situa a Ericeira (adaptado de Ericeira Camping, 2005).	10
Figura 4 - Mapa da Zona de Ericeira onde se pode ver a N a Praia Ribeira de Ilhas assinalada com A (adaptado de Googlemaps, 2009).	10
Figura 5 - Coluna estratigráfica da formação “Calcários e margas com <i>Choffatella</i> ”. Legenda: 1- calcário margoso; 2 - calcário arenítico (adaptado de Rey, 1972).	12
Figura 6 - Perfil da falésia de Ribeira de Ilhas - “Calcários e margas com <i>Choffatella</i> ” (adaptado de Rey, 1972).	12
Figura 7 - Localização de Porto Santo (adaptado de Madeira Edu, 2009).	13
Figura 8 - Porto Santo e seus ilhéus adjacentes. Local de recolha dos rodólitos actuais, •97 - estação 97 e •98 - estação 98. Escala 1:50 000.	14
Figura 9 - Local de recolha dos rodólitos. Foto de Mário Cachão.	16
Figura 10 - Corte estratigráfico do Ilhéu de Cima – Cabeço das Laranjas.	17
Figura 11 - Micrótomo de congelação. Legenda: 1 - braço; 2 - suporte de congelação; 3 - lâmina; 4 - manivela de ajuste. Laboratório de Ecologia, Departamento de Biologia Vegetal, FCUL.	21
Figura 12 - Lâminas depois de seladas com verniz, guardadas em recipiente com papel humedecido no fundo mas não em contacto com estas.	21
Figura 13 - Exemplos de diferentes morfologias de algas Corallinaceae. A. incrustante; B. pseudoramificada; C. ramificada; D. articulada ou arborescente (<i>in</i> Williams <i>et al.</i> , 2008).	23
Figura 14 - Tipos de ramificações. a. sem ramificações ou simples; b. alternadas; c. pinadas opostas; d. verticilado; e. pectinado; f. monopodial; g. simpodial; h. dicotómica (<i>in</i> Skelton, 2003).	24
Figura 15 - Esquema de dois tipos de conexões celulares interfilamentos. A. sinapses secundárias.	

B. fusões celulares (<i>in Braga et al.</i> , 1993).	25
Figura 16 - Organização dos diferentes tipos de talo, A. talo monómero coaxial; B. talo monómero não coaxial; C. talo dímero; Core = filamentos centrais/núcleo (anterior hipotalo); Peri = filamentos periféricos (anterior peritalo); Primi = filamentos primogénitos (anterior hipotalo); filamentos secundários (anterior peritalo) (<i>in Rasser</i> , 1998).	26
Figura 17 - Esquema de conceptáculos Tetrasporangiais/Bisporangiais, destacando as posições em que devem ser tomadas as dimensões altura (H) e diâmetro (D) da câmara dos conceptáculos tetraspóricos e/ou sexuados (<i>in Horta</i> , 2002).	27
Figura 18 - Os órgãos reprodutivos tetra/bisporangiais (i.e. assexuado) nascem em conceptáculos multiporados (F) ou uniporados (G), ou dispostos em soros (H). Os órgãos sexuais (I) nascem em conceptáculos uniporados. As células produtoras de gâmetas (espermatangiais iniciais) podem ser simples ou ramificadas. Legenda: Pores = poros; tetrasporangia = tetrasporângios; paraphyses = paráfises; interspersed filaments = filamentos intercalados; stalk cells = células do caule; spermatangial initials = espermatangiais iniciais; collumela = columela (<i>in Rasser</i> , 1998).	28
Figura 19 - Tetrasporângios cruciados (1) e zonados (2) (<i>in Harvey & Woelkerling</i> , 2007).	29
Figura 20 - A-B. Aspecto geral de <i>Ampiroa vanbosseae</i> . A. ramos de <i>Ampiroa</i> logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note que perdeu alguma cor, conceptáculos presentes.	31
Figura 21 - A-B. Aspecto geral de <i>Corallina elongata</i> . A. ramos de <i>Corallina</i> logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note-se que perdeu alguma cor.	32
Figura 22 - A-B. Aspecto geral de <i>Jania longifurca</i> (alga apanhada pelo professor Mário Cachão na Praia de Porto Santo). A. ramos de <i>Jania</i> . B. pormenor dos ramos em A, conceptáculos presentes.	33
Figura 23 - A-B. Aspecto geral de <i>Jania rubens</i> . A. ramos de <i>Jania</i> logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note-se que perdeu alguma cor.	34
Figura 24 - Aspecto geral de <i>Lithophyllum incrustans</i>	35
Figura 25 - Aspecto geral de <i>Lithophyllum tortuosum</i>	36
Figura 26 - A-B. Aspecto geral dos rodólitos de Porto Santo. A. rodólitos da estação 97. B. rodólitos da estação 98.	37
Figura 27 - A-D. Cortes longitudinais do talo de <i>Ampiroa vanbosseae</i> . A. arranjo alternado de camadas longas e curtas das células medulares. B. pormenor das células medulares em A, onde se pode ver as bandas de crescimento. C. genículo com multicamadas no qual os intergenículos adjacentes estão bem separados por tecido genicular. D. ápice de um ramo com dois conceptáculos tetrasporangiais. Escalas de A-D = 100 µm.	38

Figura 28 - A-C. Cortes longitudinais do talo de <i>Corallina elongata</i> . A. aspecto geral do ápice do ramo, note ramificação pinada. B. intergenículo entre dois genículos, os genículos possuem apenas uma camada de células. C. conceptáculo espermatangial. Escalas de A-C = 100 µm.	39
Figura 29 - A-D. Cortes longitudinais do talo de <i>Jania longifurca</i> . A. células do intergenículo com aproximadamente 50 µm. B. genículo com células maiores do que as células intergeniculares. C. Intergenículo com conceptáculo. D. pormenor do conceptáculo em C. Escalas de A, B = 50 µm; C, D = 100 µm.	40
Figura 30 - A-C. Cortes longitudinais do talo de <i>Jania rubens</i> . A. intergenículos e genículos, note-te que o genículo possui apenas uma camada de células. B. detalhe do genículo, as células geniculares têm aproximadamente o mesmo tamanho do que as medulares. C. ápice de um ramo onde se pode ver o conceptáculo espermatangial terminal, pedunculado. Escalas de A =100 µm e B,C = 50 µm.	41
Figura 31 - A-D. Cortes transversais do talo de <i>Lithophyllum incrustans</i> . A. aspecto geral do talo. B. talo com três conceptáculos. C. pormenor do conceptáculo, columela presente. D. conceptáculo tetrasporangial com tetrasporângio cruciado, columela presente. Escalas de A-D = 100 µm.	42
Figura 32 - A-D. Cortes transversais do talo de <i>Lithophyllum tortuosum</i> . A. ápice da protuberância do talo. B. talo com dois conceptáculos. C, pormenor dos conceptáculos uniporados de B. D. conceptáculo carpogonial. Escalas de A-D = 100 µm.	43
Figura 33 - A-C. Cortes transversais do talo de <i>Sporolithon</i> sp. A-B. aspecto geral do talo - Estação 97. C-D. Aspecto geral do talo - Estação 98. Escalas de A-C = 100 µm.	44
Figura 34 - Forma dos rodólitos fósseis recolhidos no ilhéu de cima.	45
Figura 35 - Forma dos rodólitos actuais recolhidos na estação 98 aos 34 metros de profundidade.	46
Figura 36 - Forma dos rodólitos actuais recolhidos na estação 98 aos 34 metros de profundidade.	46
Figura 37 - Interior dos rodólitos. A – rodólito com interior composto pela alga formadora do rodólito; B – rodólito com núcleo de uma concha; C - rodólito com núcleo de seixo rolado de basalto. Escalas de A-C = 2 cm.	48
Figura 38 - A-D. <i>Lithoporella</i> spp., A. R6PA_1, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos; camada basal de células predominantemente paliçadas. B. R6PE_3, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos; crescimentos múltiplos dos filamentos de células. C. R6PE_4, mesmo corte que em B. D. R14PA_3, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, dois conceptáculos uniporados. E-H. <i>Sporolithon</i> spp., E. R4PE_1, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, secção longitudinal dos compartimentos esporangiais;	

compartimentos agrupados em soros como linhas paralelas de tamanho indefinido. F. R14PA_25, corte paralelo à superfície do crescimento dos filamentos; alguns compartimentos agrupados em soros. G. R14PA_35 e H. R14PA_41, os mesmos cortes que em F, disposições diferentes dos soros esporangiais. 52

Figura 39 - A. *Sporolithon* spp. R14PA_41, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, secção longitudinal dos compartimentos esporangiais, agrupados em soros, localizados na superfície do talo. B-F. *Lithothamnion* spp., B. R4PA_2, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, dois conceptáculos multiporados. C. R4PE_3 e D. R4PE_22, cortes perpendiculares à direcção do crescimento dos filamentos. E. R4PA_5SEM, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos em MEV; evidenciando organização do tipo monómero, composta por filamentos dispostos de uma maneira não-coaxial. F. R4PA_7SEM, pormenor de E. 53

Figura 40 - A-D e F. *Lithophyllum* spp., A. R2PA_5, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculos uniporados. B. R2PE_3, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculo uniporado que surge na superfície de ramos dímeros e fica coberto por outros ramos dímeros. C. R16PA_11, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculo com talo vegetativo circundante. D. R16PE_13, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, filamentos ventrais de células coaxiais e a sua curva derivada para fora originando uma região dorsal periférica. E. R5PE_3SEM, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos em MEV, talo evidenciando organização dímera, 1 – fusões celulares. F. R7PE_4SEM, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos em MEV, aspecto das células epiteliais de *Lithophyllum*. 55

Figura 41 - Curvas de sobrevivência para policoHORTS (i.e. todas as espécies em famílias que existiram durante um intervalo de tempo particular) de radiolários e espécies de foraminíferos planctónicos tiveram origem antes do Oligogénico. Números de géneros de corais pré-Oligocénicos e grandes foraminíferos rotalídeos nas Caraíbas. Ocorreram extinções dispersas durante o Miocénico inferior e médio (bandas verticais sombreadas). Ao mesmo tempo, espécies de algas vermelhas coralinas exibiram grandes radiações (parcela de abundância no topo) (*in* Halfar & Mutti, 2005). 61

RESUMO

As algas vermelhas coralinas (Corallinales, Rhodophyta) são plantas marinhas, possuem um talo impregnado de carbonato de cálcio, que lhes permite ficarem preservadas como fósseis. Estas crescem de forma encrustante (ausência de genículo) ou arborescente (presença de genículo), e também são conhecidas por formarem rodólitos – estruturas livres compostas maioritariamente (> 50%) por ramificações de algas vermelhas coralinas como resultado de envolvimento de uma rocha, bioclasto ou qualquer outro objecto solto.

A presente dissertação teve como objectivo a aquisição de conhecimento metodológico e sistemático sobre algas calcárias rodófitas actuais mais comuns da costa atlântica portuguesa (Praia Ribeira de Ilhas a N da Ericeira), da baía meridional de Porto Santo. Foram igualmente realizados estudos similares sobre exemplares fósseis provenientes do Miocénico Médio, do Cabeço das Laranjas no Ilhéu de Cima (Porto Santo, Madeira), procurando contribuir para uma resposta à elevada acumulação de rodólitos fósseis neste sector da ilha do Porto Santo.

Da zona baixa-mar superior do litoral rochoso carbonatado da Praia Ribeira de Ilhas foram colhidos 5 morfótipos, os quais foram identificados como sendo constituídos por 5 espécies distintas, sendo elas: *Amphiroa vanbosseae*, *Corallina elongata*, *Jania rubens*, *Lithophyllum incrustans* e *Lithophyllum tortuosum*.

Uma alga calcária arborescente, recolhida *ex situ* do supra-litoral da praia do Porto Santo foi identificada como *Jania longifurca*. Foram também colhidos rodólitos actuais *in situ* a duas profundidades diferentes (25 e 34 m) os quais foram identificados como sendo produzidos por *Sporolithon* sp.

No Cabeço das Laranjas os rodólitos fósseis foram identificados apenas ao nível do género, como: *Lithophyllum*, *Lithoporella*, *Lithothamnion* e *Sporolithon*.

Comparando os rodólitos actuais com os fósseis do Porto Santo verifica-se que estes últimos apresentam uma maior paleodiversidade e tamanho. De um modo geral pode relacionar-se a dimensão dos rodólitos com a profundidade a que são produzidos, dentro da zona fótica: quanto maiores, menor a profundidade.

Palavras chave: Algas calcárias, Corallinales, Rhodophyta, Rodólitos, Ribeira de Ilhas, Porto Santo, Miocénico Médio.

ABSTRACT

Coralline red algae (Corallinales, Rhodophyta) are sea plants that, have a thalus impregnated with calcium carbonate, which allows them to become preserved as fossils. These algae grow as encrusting (lacking of genicula) or as arborescent (presence of genicula) forms, and are also known to form rhodoliths - free structures composed mostly (> 50%) by branches of coralline red algae as a result of involvement of a rock, bioclast or any other loose object.

The present dissertation had as objective the acquisition of knowledge and systematic methodology on calcareous rhodolith forming algae most common in the Portuguese Atlantic coast (Praia Ribeira de Ilhas Ericeira N), on the southern bay of Porto Santo, and during the Middle Miocene, at Cabeço das Laranjas on Ilhéu de Cima (Porto Santo, Madeira). It also tries to contribute with a response to the abnormal accumulation of fossil rhodoliths of this last fossiliferous outcrop.

At Praia Ribeira de Ilhas infratidal limestone rocky shore 5 distinct morphotypes were harvested and subsequently identified as being the following five species: *Amphiroa vanbosseae*, *Corallina elongata*, *Jania rubens*, *Lithophyllum incrustans* and *Lithophyllum tortuosum*.

At the bay of Porto Santo an arborescent algae collected *ex situ* on the supratidal swash zone was identified as *Jania longifurca*. Present day rhodoliths collected from two different depths (25 and 34 m) are being produced by an algae identified as *Sporolithon* sp.

At the Cabeço das Laranjas fossil rhodoliths were produced by four distinct genera identified as *Lithophyllum*, *Lithoporella*, *Lithothamnion* and *Sporolithon*.

Shape and size also quite differ between Porto Santo present day and fossil rhodoliths with the later showing a higher palaeobiodiversity and larger size which normally reflects a shallower photic growing depth.

Key words: Calcareous algae, Corallinales, Rhodophyta, Rhodoliths, Ribeira de Ilhas, Porto Santo, Middle Miocene.

1. INTRODUÇÃO

1.1. Algas Vermelhas Calcárias

As algas vermelhas calcárias coralinas, Corallinales, são membros do filo Rhodophyta e distinguem-se dos restantes membros do filo pela presença de carbonato de cálcio impregnado nas paredes das células sob a forma de calcite (Harvey *et al.*, 2005). Estas algas encontram-se na maioria dos habitats marinhos, desde as regiões tropicais às regiões polares, desde a zona intertidal a profundidades de, pelo menos, 268 m e numa grande variedade de substratos argilosos a rochosos (Harvey *et al.*, 2005, Littler *et al.*, 1985 *in* Harvey & Woelkerling, 2007). Morfologicamente, estas algas são geniculadas, arborescentes (com ramos que consistem alternadamente em segmentos não calcificados e calcificados, designados por genículos e intergenículos, respectivamente) ou não geniculadas, encrustantes (desprovidas de segmentos não calcificados e calcificados) (Harvey & Woelkerling, 2007). A ordem Corallinales inclui três famílias com representantes de géneros vivos (Harvey *et al.*, 2003). Taxonomicamente as duas famílias Sporolithaceae e Hapalidiaceae incluem apenas géneros não geniculados, enquanto que a terceira, Corallinaceae, inclui géneros não geniculados e geniculados (Harvey & Woelkerling, 2007; Irvine & Chamberlain, 1994; Horta, 2002).

Os talos das algas não geniculadas, encrustantes expandem-se relativamente rápido e são os mais bem adaptados na competição por espaço em fundos rochosos. Algumas espécies encrustantes tais como *Mesophyllum lichenoides*, *Titanoderma pustulatum* e *Lithophyllum stictaeforme* (= *L. grandiusculum*, = *L. cabiochae*) são grandes construtoras de estruturas, uma vez que são capazes de formar protuberâncias encrustantes mais ou menos laminares criando pontes entre a planta e o substrato circundante a ser ocupado. Esta peculiaridade permite também a estabilização dos rodólitos e a criação do primeiro substrato endurecido no qual as estruturas se podem desenvolver (Nalin *et al.*, 2006).

As plantas e animais com estruturas calcárias fixas ao substrato são uma característica importante nos habitats marinhos. As algas calcárias e os corais são particularmente importantes em águas rasas onde a composição química da água combinada com a luz disponível favorecem o uso de CaCO₃ como material estrutural (Barnes & Chalker, 1990 *in* Foster *et al.*, 1997). As algas vermelhas coralinas estão entre os principais produtores de carbonato nas águas marinhas rasas do Cenozóico (e.g. Bosence, 1983, Foster *et al.*, 1997, Marrack, 1999 *in* Bassi *et al.*, 2009). A extensa calcificação das coralinas e dos recifes de corais tem numerosas consequências para os organismos calcificados, para a ecologia da comunidade em que se encontram e para os processos e estruturas susceptíveis de ficar no registo geológico. A calcificação provavelmente aumenta a sobrevivência,

devido ao aumento da resistência à perturbação pela acção das ondas e por animais perfuradores. A estrutura calcária também fornece um habitat relativamente estável para uma variedade de outros organismos (Younge, 1963 *in* Foster *et al.*, 1997). Em águas costeiras tropicais, membros das Coralinaceae também mostraram ser uma importante contribuição na formação e protecção de recifes de corais, assim como no papel ecológico, importante em reforçar o assentamento das larvas e a geração de sedimentos (areias, conglomerados biogénicos) de carbonato de cálcio (Hillis-Colinvaux, 1986, Chislom, 2000 *in* Semesi *et al.*, 2009).

As algas calcárias por serem fortemente calcificadas, têm elevado potencial de fossilização. Segundo Foster (2001 *in* Semesi *et al.*, 2009). Estas estruturas calcificadas apresentam boa preservação e podem, depois de mortas, ser incorporadas nos sedimentos. Dependendo das condições ambientais durante e depois da preservação (Bosence, 1991, Scoffin, 1992 *in* Foster *et al.*, 1997), as associações de fósseis dos organismos calcários, quando combinados com a informação da composição e atributos morfológicos das estruturas das espécies, podem ser usados como indicadores de condições paleoambientais (Foster *et al.*, 1997).

1.2. Ciclo de Vida Simplificado das Algas Vermelhas

As algas vermelhas não têm células flageladas nem outra qualquer estrutura vestigial de flagelação, tais como corpos basais. Na reprodução sexuada, são produzidos espermacios, que são transportados passivamente por correntes de água para o órgão feminino, o carpogónio. O carpogónio fertilizado produz filamentos gonimoblásticos que formam carposporângios e carpósporos diplóides. Os carpósporos produzem o tetrasporófito que subseqüentemente dá origem a tetrásporos haplóides. As algas vermelhas mais evoluídas formam principalmente tetrasporângios tetraédricos com esporos grandes, enquanto que grupos menos evoluídos geralmente formam tetrasporângios cruciados ou zonados com esporos mais pequenos (Ngan & Price, 1979 *in* Lee, 2008). Os tetrásporos são normalmente maiores do que os carpósporos. Os tetrásporos completam o ciclo de vida germinando para formar o gametófito. Embora este seja o ciclo de vida geral da maioria das algas vermelhas (Figura 1), existem algumas variações (Lee, 2008).

O ciclo de vida das algas coralinas envolve de acordo com Harvey *et al.* (2005) três fases distintas: (1) a fase tetrasporangial (produz tetrásporos); (2) a fase de produção de gâmetas masculinos e femininos e (3) a fase carposporangial (produz carpósporos).

Normalmente tetrasporangiais são necessários para a identificação dos espécimes (em alguns casos os gâmetas masculinos também são necessários). Os tetrásporos ocorrem em conceptáculos uniporados e multiporados ou em compartimentos calcificados. Os bisporos ocorrem no mesmo tipo de conceptáculos que os tetrásporos e podem fazer parte do ciclo, ou mais

usualmente, podem ser um ciclo. Os gâmetas masculinos e carposporos ocorrem apenas em conceptáculos uniporados (Harvey *et al.*, 2005).

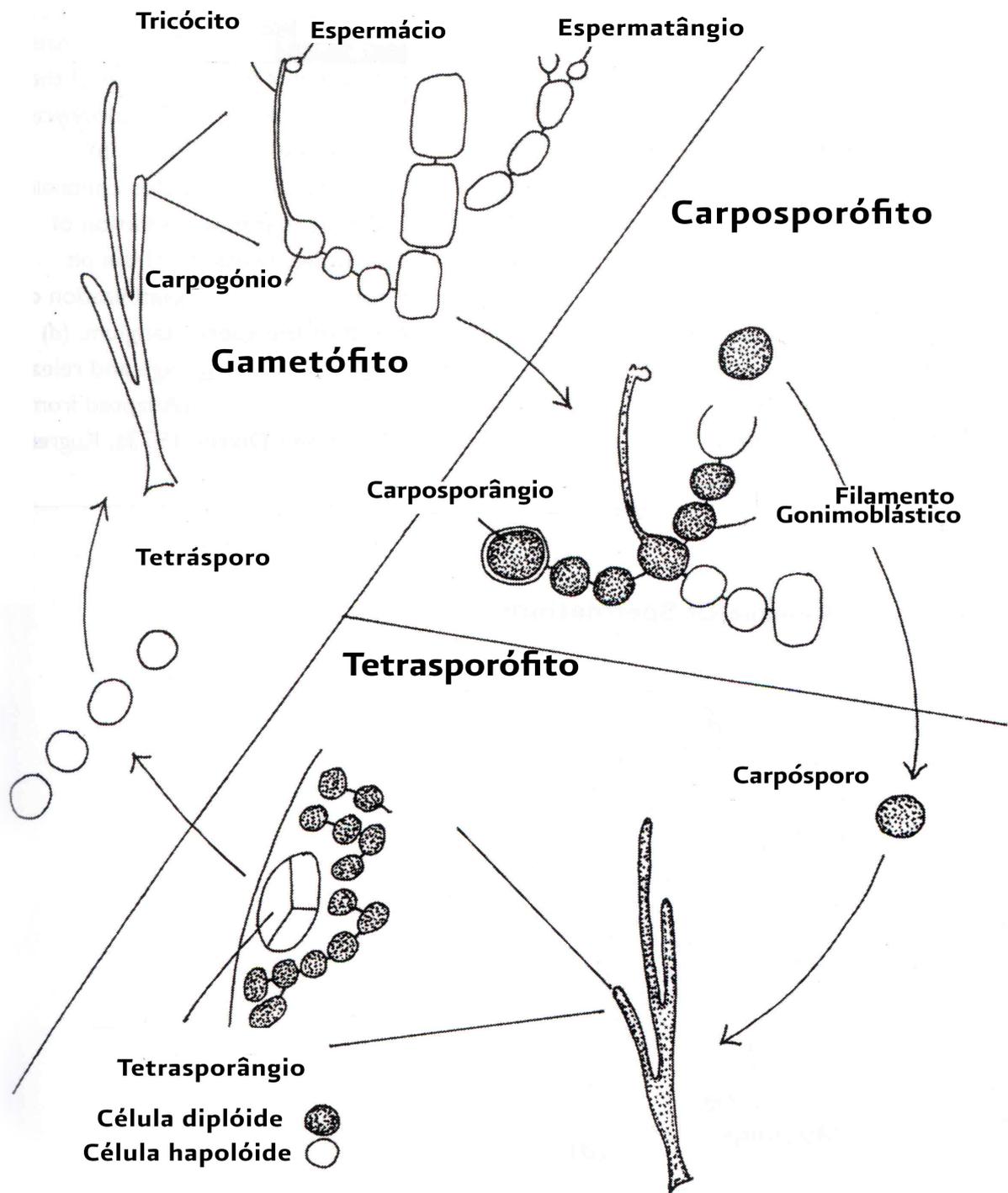


Figura 1: Ciclo de vida de uma alga vermelha típica (*in* Lee, 2008).

1.3. Taxonomia das Algas Vermelhas Calcárias

A taxonomia é uma ciência dinâmica, e as alterações na classificação continuam a emergir sempre que novos dados (tanto morfológicos, como moleculares) se encontram disponíveis (Harvey *et al.*, 2005). De acordo com o mesmo autor, actualmente as Corallinaceae são divididas em quatro subfamílias (Corallinoideae, Lithophylloideae, Metagoniolithoideae, e Mastophoroideae), duas das quais (Lithophylloideae e Mastophoroideae) incluem géneros não geniculados. A, Hapalidiaceae dividida, em três subfamílias (Austrolithoideae, Choreonomatoideae e Melobesioideae), sendo todas não geniculadas. A, Sporolithaceae não dividida, em subfamílias e inclui apenas não geniculadas.

Ordem CORALLINALES

Família Corallinaceae

Subfamília Corallinoideae

Subfamília Lithophylloideae

Subfamília Metagoniolithoideae

Subfamília Mastophoroideae

Família Hapalidiaceae

Subfamília Austrolithoideae

Subfamília Choreonematoideae

Subfamília Melobesioideae

Família Sporolithaceae

1.4. Rodólitos – Definições e Classificação

As algas coralinas são conhecidas por formarem rodólitos (e.g. Bosence, 1983, Foster *et al.*, 1997, Marrack, 1999 *in* Bassi *et al.*, 2009), em grande parte formados por algas não geniculadas. Algumas algas geniculadas e outras algas vermelhas, tais como membros da família Peyssonneliaceae (Ballantine *et al.*, 2000, Lund *et al.*, 2000 *in* Harvey & Woelkerling, 2007) também podem integrá-los.

Os rodólitos são estruturas livres compostas maioritariamente (> 50%) por ramificações de algas vermelhas coralinas como resultado de envolvimento de uma rocha, bioclasto (p.ex. gastrópode ou coral) ou qualquer outro objecto solto. Neste caso são denominados (“rodólitos nucleados”; Freiwald & Henrich, 1994 *in* Foster, 2001), indicando que podem crescer da fixação dos esporos a fragmentos dum substrato endurecido. Os fragmentos e o substrato endurecido podem originar-se no leito ou por fractura de recifes próximos com conseqüente transporte para o local de crescimento. A quantidade enorme de fragmentos vivos em muitos leitos de rodólitos sugere que a fragmentação de grandes rodólitos é uma fonte importante de recrutamento de novos exemplares

em leitos estabilizados, nomeadamente os rodólitos com núcleos de rochas ou outro material não coralino. Novos leitos de rodólitos podem estabilizar através de fragmentos coralinos, encrustantes, não geniculados transportados dos recifes, e a ocorrência de leitos em bancos isolados sugere que novos leitos também se podem iniciar de esporos. Todos os géneros existentes formadores de rodólitos também ocorrem como crostas encrustantes (Foster, 2001).

Um rodólito individual pode estar integrado por uma ou várias espécies calcárias e também pode conter outros organismos encrustantes, tais como briozoários, foraminíferos, gastrópodes vermetídeos, entre outros (Harvey & Woelkerling, 2007). Por serem estruturas tridimensionais providenciam um habitat muitas vezes complexo e estável para outras algas e invertebrados. Os esqueletos das algas coralinas podem ser agregados sobre grandes áreas, preservando-se durante muito tempo após a morte do organismo, dando origem a leitos de restos esqueléticos (tanatocenoses), areias de praia biogénicas e, posteriormente, depósitos fósseis (orictocenoses) (Foster, 2001). Como resultado, um único leito pode abrigar uma variedade de macroalgas e macrofauna associadas que inclui moluscos lamelibrânquios e gastrópodes, Equinodermes equinóides e asteróides e cnidários (Antozoários). Apesar de muitas destas espécies associadas também ocorrerem em outros habitats, algumas são restritas a, ou raramente encontradas fora dos leitos de rodólitos (Birkett *et al.*, 1998 *in* Harvey *et al.*, 2005).

Normalmente os leitos de rodólitos são encontrados em habitats protegidos com correntes fortes, tais como baías, barras/pequenos braços de mar, enseadas e seguros, onde estão protegidos das forças destrutivas das ondas e onde as correntes impedem que estes sejam soterrados pelo sedimento. A profundidade em que os rodólitos crescem está amplamente relacionada com a qualidade da água, desenvolvendo-se preferencialmente em leitos mais profundos e águas mais claras (Harvey *et al.*, 2005, pág. 16).

Apesar da abundância, tamanho, forma e composição em espécies de rodófitas nos leitos de rodólitos, a sua distribuição pode variar consideravelmente no espaço e no tempo. Dada a complexidade e ausência de consenso nos termos, os autores devem ter cuidado nas definições (Foster, 2001). Segundo o mesmo autor, deve referir-se um talo individual como “rodólito” com adjectivos apropriados para descrever o seu estado, tamanho, forma, etc., e à comunidade que dominam de “leitos de rodólitos” (Foster, 2001). O “*maerl*” por outro lado, tem sido usado especificamente para descrever nódulos compostos inteiramente por algas coralinas, mortas ou vivas, ou uma mistura das duas, tais como aqueles formados por *Phymatolithon calcareum* (Foster, 2001; Donnan & Moore, 2003). Contudo, na terminologia geológica europeia “rodólito” é usado para descrever qualquer nódulo composto predominantemente ou completamente por algas coralinas (Bosence, 1983a, 1983b *in* Donnan & Moore, 2003). Por conseguinte deve-se ter em conta

que em muitas partes do mundo o uso da palavra “rodólito” é sinónimo de “*maerl*” (Donnan & Moore, 2003). Segundo Harvey & Woelkerling (2007), as espécies que normalmente formam os rodólitos não podem ser identificadas com rigor usando apenas a forma de crescimento ou outras características morfológicas externas. A identificação exacta e fiável normalmente requer cortes histológicos que permitam examinar os caracteres vegetativos e reprodutivos pertinentes. O processo de identificação divide-se em duas etapas e consiste em identificar os espécimes a nível do género, em primeira estância, e a nível da espécie, em segunda.

1.5. Interpretação Paleobiológica, Paleoambiental e Paleoclimática

As algas coralinas formadoras de rodólitos contêm arquivos de informação paleoclimática em escalas de tempo sub-anuais (Henrich *et al.*, 1996, Halfar *et al.*, 2000 *in* Kamenos *et al.*, 2008). Os talos dos rodólitos formam grandes depósitos estratificados que podem alcançar 20 mil anos de idade (Bosence, 1983 *in* Kamenos *et al.*, 2008). Estas algas têm taxas de crescimento lentas (0.015-2.5 mm/ano) Adey & McKibbin, 1970, Bosence, 1983, Frantz *et al.*, 2000, Blake & Maggs, 2003 *in* Kamenos *et al.*, 2008) e bandas de crescimento interno bem desenvolvidas derivadas de carbonato, devido ao alongamento das células nos filamentos próximo da epiderme (Adey & McKibbin, 1970, Bosence, 1983 *in* Kamenos *et al.*, 2008). Grupos de bandas de crescimento primário resultantes da variação do tamanho das células e grossura da parede, podem ser agrupados em pares, escuros e claros, que formam bandas de ordem superior (Freiwald & Henrich, 1994 *in* Foster, 2001). A periodicidade das bandas tem sido atribuída a: (1) paragem de crescimento devido ao enterramento/soterramento, (2) ritmos anuais de crescimento, (3) ritmos mensais e/ou lunares, (4) bandas de ordem maior de origem desconhecida e (5) possível influência do fenómeno El Niño. O crescimento dos rodólitos é contínuo, não sendo prejudicado por períodos prolongados de baixa temperatura ou escuridão, tal como acontece em ambientes polares, a habilidade para utilizar carboidratos armazenados durante os meses mais claros é rotineira, assim como a facilidade de assimilação de CO₂ no escuro (Kamenos *et al.*, 2008).

Os rodólitos são transportados pelo movimento das correntes e por bioturbadores, são derrubados, enterrados, e exumados dos sedimentos por animais que se alimentam destes. O stress ambiental provoca um esbranquiçar dos rodólitos afectando o seu aspecto exterior, padrões e densidade das ramificações, fusão dos ramos se ramificados e forma (Bosellini & Ginsburg, 1971. Bosence, 1976, Foster *et al.*, 1997 *in* Foster, 2001). Além disso as coralinas encrustantes não geniculadas conseguem viver longos períodos de sobrecrescimento (Sebens, 1986, Miles & Meslow, 1990 *in* Foster, 2001). Segundo Foster (2001), fragmentos vivos podem ser produzidos num leito ou transportados para este, equivalentes plantas de pequenas dimensões podem-se

desenvolver a partir de esporos. A taxa de crescimento e a morfologia podem variar com a luz, nutrientes, temperatura, movimento, e espécie. Os fragmentos podem-se partir de grandes talos durante o transporte provocado pelo movimento da água, bioturbação, animais que se alimentam destes, e pelo arrasto. Estes processos também produzem areia e pequenas partículas calcárias. O enterramento num leito pode ocorrer através da sedimentação ou por ação do movimento da água e da bioturbação. Os efeitos encrustantes podem ser semelhantes aos de enterramento e alterações no nível do mar podem causar morte/enterramento de leitos inteiros (Figura 2).

Os depósitos de carbonato que são dominados pelos rodólitos representam um tipo único de litofácies que é normalmente encontrado em regiões de transição entre zonas de clima tropical e temperado (Lees, 1975, Nelson, 1988, Carannante *et al.*, 1988 in Dorsey, 1997). Os rodólitos têm sido analisados em relação à composição taxonómica, formas de crescimento das algas coralinas, sucessões encrustantes, tamanho e forma, bem como a tafonomia e têm sido interpretados em relação a vários gradientes ecológicos incluindo hidrodinamismo (correntes), perturbação biótica (bioturbação) e outros mecanismos de transporte (e.g. Braga & Martin, 1988, Aguirre, 1992, Iryu, 1997, Bassi, 1998, 2005, Basso, 1998, Rasser 2000, Nebelsick & Bassi, 2000, Foster, 2001, Bordehore *et al.*, 2003, Braga *et al.*, 2003, Rasser & Nebelsick, 2003, Bassi *et al.*, 2006 in Bassi *et al.*, 2009).

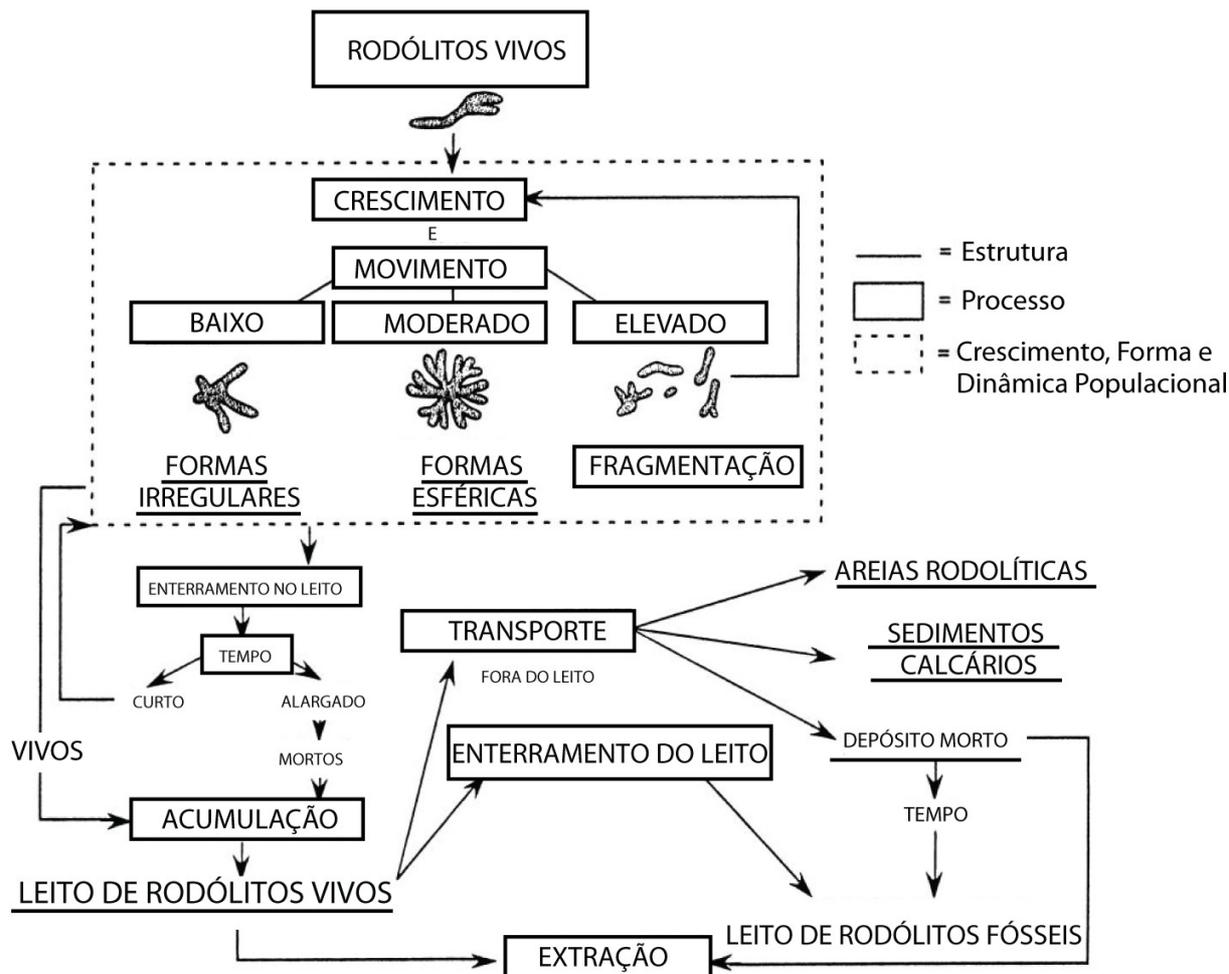


Figura 2: Modelo para a estrutura e dinâmica dos rodólitos, leitos de rodólitos, e estruturas geológicas derivadas deles (*in* Foster, 2001).

De acordo com Foster (2001), os depósitos fósseis são de particular interesse uma vez que os rodólitos foram talvez mais abundantes em tempos no passado geológico do que são hoje e podem registrar condições paleoambientais. A escalas mais grosseiras a presença de rodólitos fósseis pode indicar que o depósito formou-se na zona fótica. A escalas mais finas podem indicar profundidade, nível do mar, e condições hidrodinâmicas. Para tirar estas ilações é necessário que o depósito represente o local original de crescimento (i.e. os rodólitos não foram transportados de nenhum outro sítio), que a forma indique o movimento de água maior em águas rasas, e que as espécies e as suas distribuições em profundidade, enquanto vivas sejam conhecidas com precisão.

Sabe-se que existem amplos registos fósseis de rodólitos formando depósitos desde o norte da Noruega, passando pelos trópicos até à Nova Zelândia. Apesar de os rodólitos fósseis surgirem como componentes sedimentares importantes em vários contextos, incluindo as chamadas

“litofácies rodoalgais”, existem ainda muitas perguntas por responder sobre a taxonomia destas estruturas (Harvey & Woelkerling, 2007). “Um estudo aprofundado dos rodólitos e os seus ambientes é imperativo antes das interpretações críticas paleoecológicas, serem baseadas na sua morfologia” (Adey & MacIntyre, 1973 *in* Foster *et al.*, 1997).

1.6. Objectivos

Uma vez que não é possível entender o estudo dos rodólitos fósseis, tema de tese do mestrado em curso, sem perceber antes a taxonomia dos rodólitos actuais, e sendo que não foi possível uma deslocação prévia à ilha de Porto Santo do arquipélago da Madeira para recolha de material, o presente trabalho inclui a aquisição de conhecimento metodológico, nomeadamente da morfologia, citologia, estruturas diagnosticantes dos esqueletos carbonatados, sistemática e ecologia sobre algas calcárias actuais mais comuns da costa atlântica portuguesa, alguns rodólitos actuais de Porto Santo recolhidos pelo Instituto Hidrográfico (PROJECTO GM 52OP02) e os rodólitos fósseis miocénicos do Cabeço das Laranjas (Ilhéu de Cima, Porto Santo, Madeira) colhidos anteriormente pelo professor Mário Cachão. No final irá abordar-se o significado paleoecológico da acumulação de rodólitos do Cabeço das Laranjas.

2. ENQUADRAMENTO GEOGRÁFICO E GEOLÓGICO

2.1. Caracterização do Substrato da Área de Recolha das Algas Actuais

As algas calcárias (coralinas) actuais foram colhidas do substrato rochoso da zona em baixamar das zonas médio-litoral e infra-litoral superior, em período de marés vivas, na Praia de Ribeira de Ilhas a norte da Ericeira que se situa no concelho de Mafra a 35 km a noroeste do centro de Lisboa, a 18 km de Sintra e a 8 km de Mafra (Figuras 3 e 4).

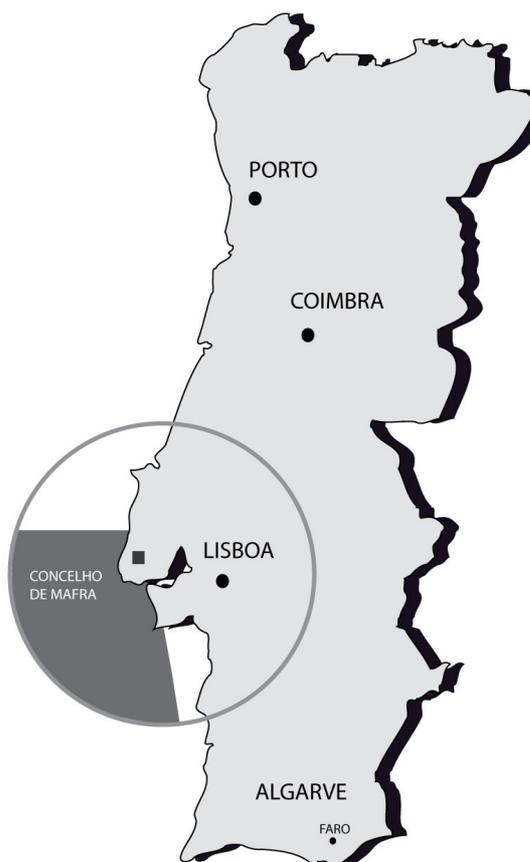


Figura 3: Mapa de Portugal Continental focando o concelho de Mafra onde se situa a Ericeira (adaptado de Ericeira Camping, 2005).



Figura 4: Mapa da Zona de Ericeira onde se pode ver a N a Praia Ribeira de Ilhas assinalada com A (adaptado de Googlemaps, 2009).

As unidades rochosas que afloram neste troço do litoral e servem de substrato à fixação das algas calcárias correspondem, segundo Rey (1972), à formação “Calcários e margas com *Choffatella*” na encosta meridional do vale de Ribeira de Ilhas, 250 m a SW da foz da ribeira; observa-se aí o contacto com os “Arenitos com *Trígonia*”. A formação oferece, de alto a baixo, a seguinte composição: (1) calcários arenitos cinzento amarelados, em bancos ondulados intercalados

de finas argilas verdes ou vermelhas. Um cimento grumoso ou microcristalino unindo fragmentos bioclásticos angulosos ou rolados e quartzo não rolado e mal calibrado. Este nível aflora no vale da Ribeira de Ilhas; (2) margas calcárias e calcários margosos, cinzentos azulados ou amarelos, em nódulos e bancos mal individualizados espessos de 0,10 m a 0,50 m, com raros elementos de quartzo angulosos dispersos em todos os níveis, intercalados por um número reduzido de leitos de arenitos finos com estratificação oblíqua (inclina 12°; para 160°) e *ripplemarks* (orientação NW-SE). Ocasionalmente apresentam bancos dolomíticos interestratificados. A bioturbação é frequente nestes níveis. Os calcários têm um cimento criptocristalino, grumoso ou microclástico e abundantes fragmentos bioclásticos, frequentemente alinhados segundo a estratificação. Os romboedros de dolomite ocorrem dispersos na matriz de certas camadas margosas. A fauna é rica principalmente nos matadouros da Ericeira e em Porto do Cavalinho, onde se encontra o escorregamento do tipo de *Choffatella decipiens*; e (3) os calcários criptocristalinos, calcários dolomíticos e arenitos, dolomites amarelas-esverdeadas, intercaladas de argilas micáceas escuras, verdes ou roxas. A estratificação é sub-horizontal com leves ondulações. Este nível é espesso com 3,50 m no Porto do Cavalinho, de 2,50 m na Ericeira. Por cima, ocorrem os arenitos da base das “Camadas de Almargem” (Figuras 5 e 6). A inclinação suave dos estratos para SW permite a definição de um conjunto de lajes subhorizontais, localmente erosionadas em cavidades com comunidades infralitorais incrustadas no mediolitoral. As bancadas calcárias formam alinhamentos de ressaltos na passagem para leitos mais competentes e resistentes à abrasão marinha, propiciando substrato para alinhamentos de comunidades supralitorais no seio do mediolitoral.

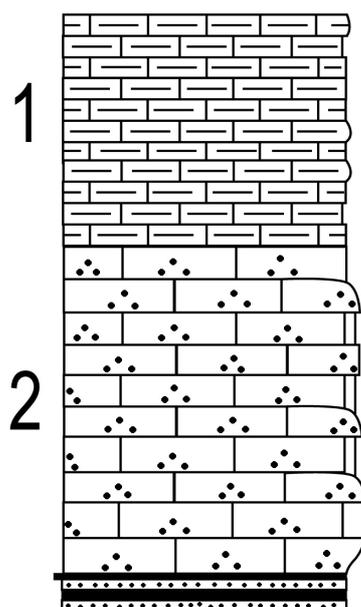


Figura 5: Coluna estratigráfica da formação “Calcários e margas com *Choffatella*”.
 Legenda: 1- calcário margoso; 2 - calcário arenítico (adaptado de Rey, 1972).

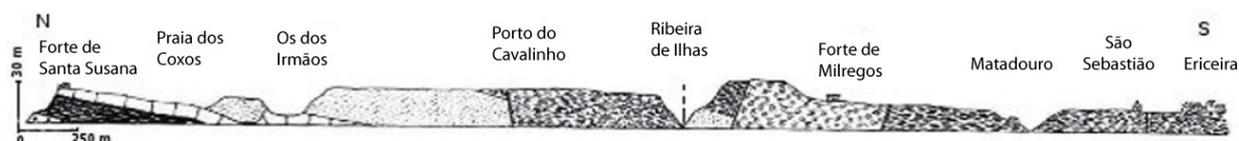


Figura 6: Perfil da falésia de Ribeira de Ilhas - “Calcários e margas com *Choffatella*” (adaptado de Rey, 1972).

2.2. Caracterização da Zona de Recolha dos Rodólitos Actuais e Fósseis

A ilha atlântica do Porto Santo e os seus ilhéus adjacentes, de origem vulcânica, localizam-se a 40 km a NE da ilha da Madeira entre os paralelos 33° 07' N e 33° 00' N e os meridianos 16° 26' W e 16° 24' W, com uma área de aproximadamente 41 km² (Cachão *et al.*, 1998; Instituto Hidrográfico, 2008; Santos *et al.*, 2008) (Figs. 7 e 8).

A ilha do Porto Santo, embora situada muito próximo da ilha da Madeira, está separada desta por um canal com mais de 2 500 m de profundidade. Porto Santo é geologicamente distinto e

mais antigo do que a Madeira (Instituto Hidrográfico, 2008).

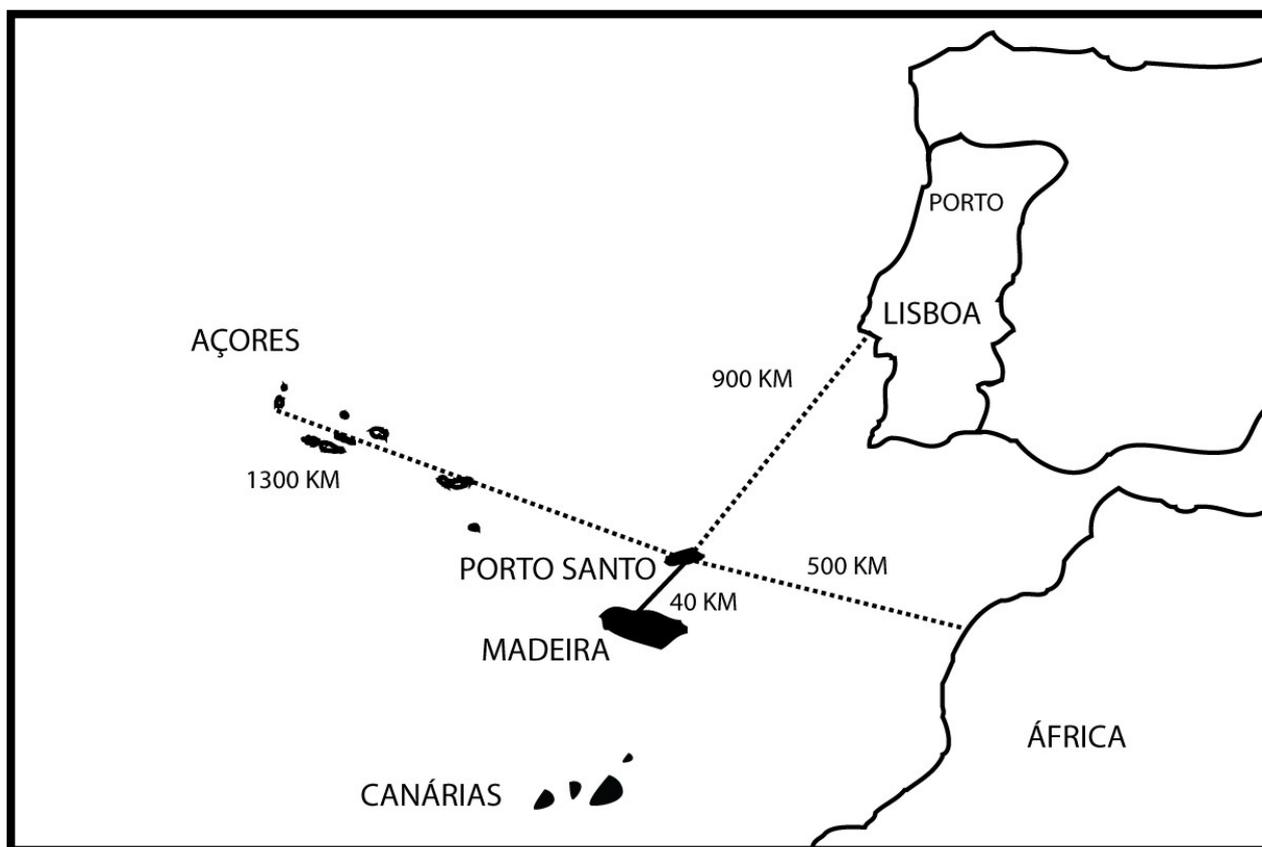


Figura 7: Localização de Porto Santo (adaptado de Madeira Edu, 2009).

2.3. Zona de Recolha dos Rodólitos Actuais

Na plataforma insular sul da ilha de Porto Santo adjacente aos ilhéus de Cima e de Baixo, em frente ao porto de abrigo, a cerca de 30 m de profundidade, encontra-se uma área com elevadas percentagens de partículas com dimensão superior a -2ϕ , correspondendo a uma área particularmente rica em algas calcárias (Instituto Hidrográfico, 2008). Segundo a mesma fonte, o bordo da plataforma situa-se abaixo dos 40 m de profundidade e a largura da plataforma é cerca de 2 500 m. A batimetria, é de modo geral, bastante regular, havendo no entanto alguns desvios. A zona interna da plataforma continental, até aos 10 m de profundidade, constitui uma área bastante plana e sem qualquer tipo de estruturas morfológicas em todo o sector a oeste da Ponta da Galé. Junto ao Ilhéu de Cima essa zona caracteriza-se, no entanto, por alguma irregularidade que resulta, mais uma vez, do prolongamento oceânico das estruturas geológicas do ilhéu. Essa irregularidade estende-se até cerca dos 30 m de profundidade, a sul do ilhéu, onde se atingem cotas de -12,7 m em fundos de -30 m. Nesta zona da plataforma, devido à orientação preferencial dos afloramentos rochosos NW-

SE, parece haver algum controlo estrutural. Outras perturbações da superfície morfológica foram identificadas, entre os 20 e 30 m de profundidade, na zona imediatamente a sul do porto de abrigo, embora sem a mesma expressão morfológica. Nesta zona, foram colhidas as amostras de rodólitos correspondentes às estações 97 aos 25 m de profundidade e 98 aos 34 m de profundidade durante os trabalhos de campo (Fig. 8).

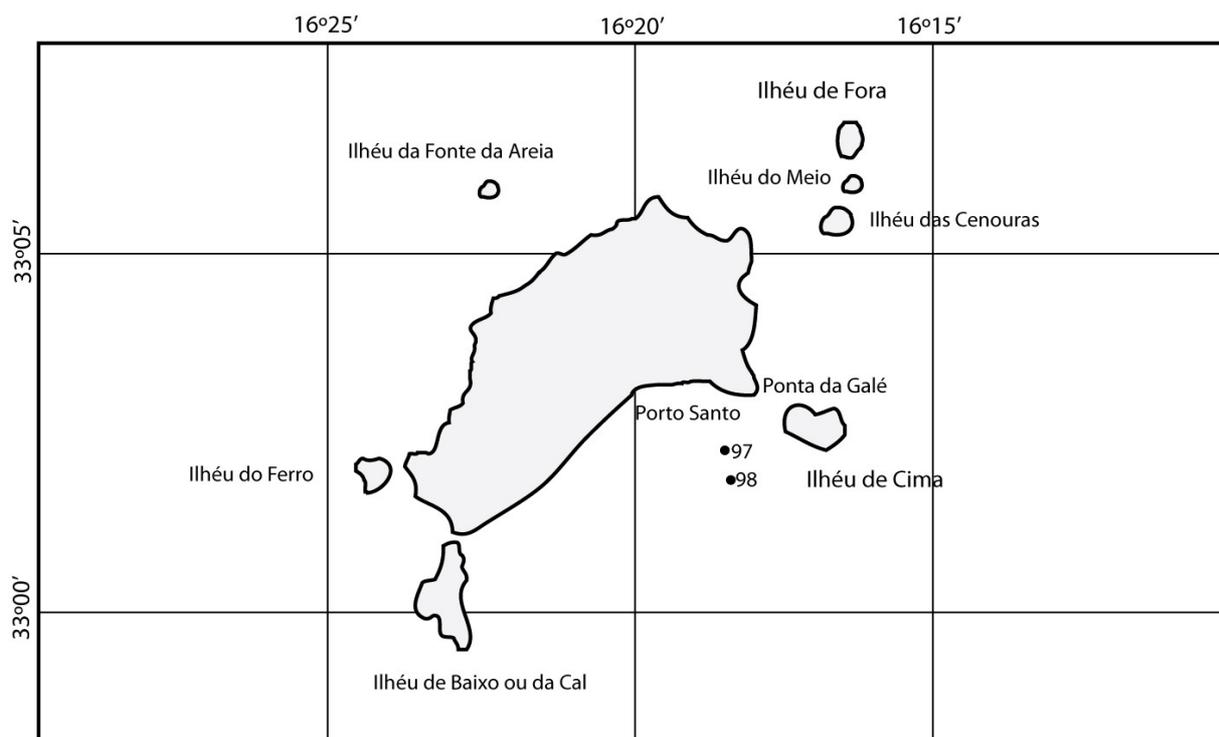


Figura 8: Porto Santo e seus ilhéus adjacentes. Local de recolha dos rodólitos actuais, •97 - estação 97 e •98 - estação 98. Escala 1:50 000

2.4. Zona de Recolha dos Rodólitos Fósseis

Uma característica comum das unidades marinhas do Miocénico que afloram na ilha do Porto Santo, é a presença de grandes rodólitos, localmente chamados “laranjas”. Estes ocorrem associados com unidades marinhas sedimentares rasas na transição entre dois grandes complexos vulcânicos: (1) o complexo vulcânico basal submarino traquítico a basáltico com idades variando entre 18.8 e 13.5 Ma e (2) complexo alcalino subaéreo basáltico a havaítico formado entre 14 e 10.2 Ma (Cachão *et al.*, 2000).

No “ilhéu de Cima” podem ser encontrados dois tipos de associações de rodólitos fósseis. Um tipo está situado na “Pedra de Água”, no lado SW do ilhéu. Aqui podem ser identificadas duas camadas marinhas distintas, separadas por uma unidade de 8 metros de cinzas seguida de um fluxo

basáltico espesso. Na camada marinha mais baixa os rodólitos estão fossilizados juntamente com equinóides *Clypeaster*, bivalves *Spondylus* e balanídeos raros numa camada de arenito calcário bioclástico preenchendo uma superfície basáltica irregular. O limite superior mais plano e regular desta unidade sedimentar corresponde ao fundo do mar original fossilizado pela camada irregular de cinzas que pode alcançar os 2.4 m de espessura. Acima deste fundo do mar fossilizado as superfícies das rochas basálticas têm *in situ* tapetes de corais que podem alcançar os 0.11 m de espessura. Estas superfícies cobertas de corais estendem-se verticalmente 7.5 metros acima do topo do sedimento (profundidade mínima da água) tendo também fossilizado pelo evento vulcânico explosivo que produziu a camadas de cinzas (Cachão *et al.*, 2000).

O segundo tipo de associação de rodólitos, onde foram colhidos os exemplares para este estudo, apenas aqueles que se encontravam soltos, de modo a não estragar o afloramento e de certo modo expô-lo ainda mais à erosão, aflora no “Cabeço das Laranjas” no lado este da ponta NW do ilheu (Fig. 9). Aqui os rodólitos constituem a componente principal do conteúdo fóssil destes sedimentos marinhos com densidades de mais de 80 rodólitos por metro quadrado. Os *Clypeaster* são raros bem como os pectinídeos e outros bivalves. Alguns dos rodólitos têm exposto corais que cresceram directamente sobre si ocupando geralmente menos de metade da sua superfície visível (Cachão *et al.*, 2000). A camada de rodólitos tem aproximadamente 3 metros tendo intercalada uma lente sedimentar de detritos vulcânicos (espessura máxima de 2.8 m) com estruturas sedimentares produzidas por correntes costeiras e bioturbação no topo (Fig. 10)



Figura 9: Local de recolha dos rodólitos. Foto de Mário Cachão.

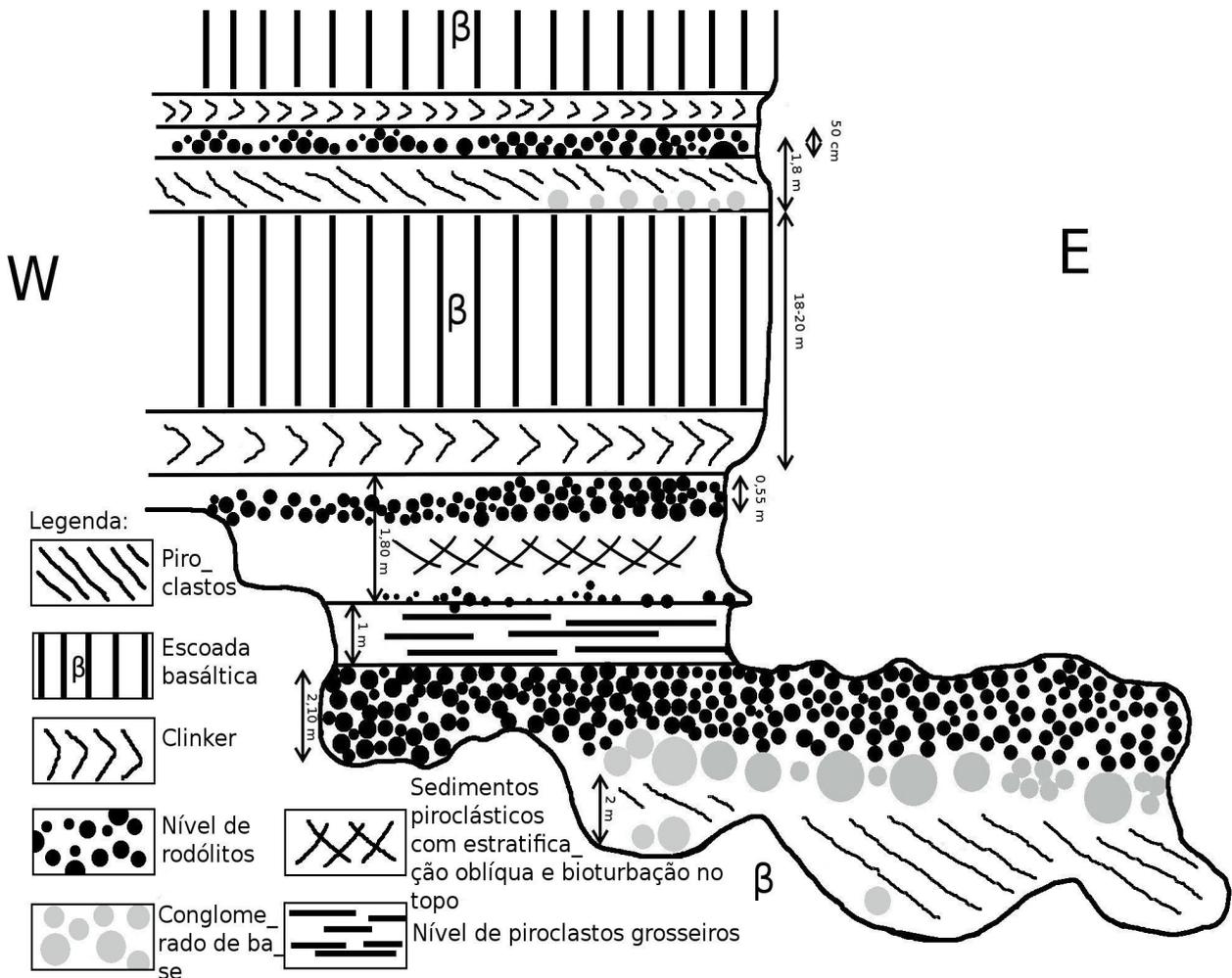


Figura 10: Corte estratigráfico do Ilhéu de Cima – Cabeço das Laranjas.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

De acordo com Harvey *et al.* (2005) e Bassi *et al.* (2009) a taxonomia em ambas algas coralinas dos rodólitos actuais e fósseis deve ser analisada utilizando características vegetativas e as frequentes estruturas reprodutivas reconhecidas nas lâminas delgadas.

3.1. Métodos Para as Algas Actuais

3.1.1. Recolha das Algas

A recolha das algas coralinas da Praia Ribeira de Ilhas fez-se de duas formas: uma primeira para as algas arborescentes, consistiu em recolher manualmente as algas na sua porção integral sem a ajuda de nenhum artefacto e uma segunda, para as algas encrustantes, com a ajuda de um martelo. Os diferentes exemplares foram colocados em sacos plásticos individuais devidamente referenciados e levados para o laboratório. Foram colhidas amostras de três morfotipos de algas arborescentes e dois de algas encrustantes.

Os rodólitos actuais de Porto Santo foram recolhidos pelo Instituto Hidrográfico (2008) com um colhedor de sedimentos do tipo *Smith-McIntyre*; um dispositivo mecânico constituído por duas conchas rotativas com braço, que se fecham após contacto com o fundo, quando são actuadas pela tracção do cabo de suspensão, ficando a amostra retida no interior das mesmas. Foi também analisada uma outra alga coralina arborescente actual recolhida *ex situ* na linha superior de espraio da praia de Porto Santo (Comun. pessoal M. Cachão, 2009).

Segundo Harvey *et al.*, (2005) não existe um número mínimo de exemplares a apanhar, apenas o necessário para aquilo que se intenciona fazer. Para este trabalho foram colhidas amostras suficientes para poder preservar representantes de cada morfotipo para posterior consulta do espécime e ainda descalcificar outros de modo a se proceder aos cortes histológicos.

3.1.2. Preservação

Para as algas da Praia de Ribeira de Ilhas, registou-se a sua cor e obteve-se documentação fotográfica ao melhor morfotipo de cada táxon nos laboratórios do Instituto de Oceanografia da FCUL. Os morfotipos foram distribuídos num tabuleiro com papel absorvente no fundo, para poderem secar. O tabuleiro foi mantido numa cave à temperatura ambiente durante mais ou menos uma semana. Após secas, as algas foram colocadas em sacos plásticos individuais e aí mantidas para serem utilizadas sempre que necessário. As restantes algas já se encontravam preservadas no laboratório Paleolab do Centro de Geologia sediado nas instalações do Departamento de Geologia FCUL, aquando do início deste trabalho por isso não foi possível registar a sua cor quando ainda

vivas, obtendo-se apenas documentação fotográfica após estarem já secas.

3.1.3. Identificação Morfológica

Para dar início à identificação dos espécimes recorreu-se à observação das algas por lupa binocular (Olympus SZ61), anotando descrições e ilustrando pormenores diagnósticos. Isto é uma abordagem ao estudo destas algas no sentido de complementar a identificação específica propriamente dita a qual carece da realização de cortes histológicos.

3.1.4. Descalcificação

Uma vez que as células das algas calcárias contêm carbonato de cálcio (o que dificulta o seu estudo através de cortes histológicos tradicionais), estas devem ser descalcificadas. De acordo com Keats (2001) a solução usada para a descalcificação vai depender do tipo de secções a serem cortadas, podendo ser necessário experimentar diferentes soluções para se obter os melhores resultados. Neste trabalho foram utilizados dois métodos de descalcificação: (1) ácido nítrico a 10% e (2) ácido nítrico a 1% em formol-água salgada a 5%, ambos seguindo a metodologia proposta por Keats (2001).

(1) ácido nítrico a 10%

Os espécimes são colocados em pequenos copos de vidro individuais em ácido nítrico a 10% (o suficiente para cobrir totalmente a amostra), e começa a libertação de bolhas de CO₂. A descalcificação está concluída quando deixa de haver libertação deste gás. Este processo de descalcificação pode levar entre meia hora até 2 ou até mesmo 6 horas, dependendo da quantidade de material e da espessura dos espécimes. Após conclusão da descalcificação, o material é retirado do ácido nítrico e colocado em etanol a 80%, substituindo por novo etanol ao fim de um hora. Mantem-se em imersão por um período de pelo menos duas horas antes de se proceder aos cortes histológicos.

(2) ácido nítrico a 1% em formol-água salgada a 5%

O processo de descalcificação efectua-se como no anterior mas decorre por um período mais dilatado de tempo, deixando os espécimes a descalcificar durante o período da noite. Deste modo, este método é menos agressivo que o anterior, pois parece causar menos danos nas estruturas orgânicas.

Após ambas as descalcificações as algas foram observadas à lupa binocular para relatar a sua textura e cor.

3.1.5. Lâminas das Algas Actuais

Para se realizar os cortes histológicos das algas actuais foi usado um micrótomo de congelação (Fig. 11). Cada exemplar, de acordo com Keats, (2001) deve ser removido do etanol e colocado durante 2 a 3 minutos numa toalha de papel. Depois coloca-se uma gota de água destilada no centro do suporte de congelação do micrótomo, o material a ser cortado é então colocado na gota com a ajuda de uma pinça até se manter fixo, volta-se a colocar uma gota de água destilada sobre o material fixo de modo a que esta cubra totalmente a amostra, ajusta-se a altura do suporte deslocando o braço da lâmina para a frente e rodando a manivela de ajuste situada por baixo do micrótomo, seleccionando a espessura de corte para 15 μm . Os cortes são feitos deslocando horizontalmente o braço da lâmina com um movimento lento mas firme e contínuo. À medida que os cortes são feitos a amostra fica retida na lâmina do micrótomo, esta é removida com a ajuda de um pincel, colocada numa lâmina de vidro com água destilada e levada ao microscópio óptico composto comum binocular. Se o corte obtido não estiver bem feito e/ou não se observarem as estruturas que se pretende, torna-se a repetir o procedimento até obter o corte desejado. Assim que se obtem o corte desejado, cobre-se a lâmina com uma lamela, selando a preparação com verniz de unhas de modo a que a água não evapore, denominando-se esta preparação de temporária. Estas lâminas devem ser mantidas num recipiente com papel humedecido no fundo, mas não em contacto directo com as mesmas, para isso coloca-se dois palitos entre as lâminas e o papel. Isto evita que a água das lâminas evapore rapidamente, permitindo assim que estas subsistam durante mais tempo (Fig. 12). Quando secas as lâminas são novamente observadas no microscópio óptico composto comum binocular com máquina fotográfica integrada, são tiradas fotografias a todas as amostras, permitindo assim foto-identificar as espécies. As lâminas voltam a ser guardadas para posterior consulta, se necessário.



Figura 11: Micrótopo de congelação. Legenda: 1 - braço; 2 - suporte de congelação; 3 - lâmina; 4 - manivela de ajuste. Laboratório de Ecologia, Departamento de Biologia Vegetal, FCUL.



Figura 12: Lâminas depois de seladas com verniz, guardadas em recipiente com papel humedecido no fundo mas não em contacto com estas.

3.2. Métodos Para as Algas Fósseis

As coralinhas fósseis são normalmente estudadas em lâminas delgadas através de microscópios ópticos petrográficos. É importante enfatizar que o talo da alga deve estar correctamente orientado de modo a se poder visualizar a organização do tecido e a morfologia do conceptáculo. Normalmente são necessários dois tipos de cortes: um paralelo à direcção do crescimento dos filamentos e perpendicular à superfície do talo, e o outro perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos para medição dos diâmetros da célula. As observações feitas em lâminas com outras orientações podem ajudar no reconhecimento das características anatómicas mas dados obtidos exclusivamente a partir de lâminas com outras orientações que não estas duas podem ser enganosas (Braga *et al.*, 1993). Segundo os mesmos autores, as lâminas delgadas devem ser finas e idealmente não devem ser mais grossas do que a largura das células (normalmente menos de 20 μm). As lâminas grossas preservam um número de filamentos sobrepostos e células que são difíceis de interpretar .

3.2.1. Lâminas Delgadas Polidas

Para a realização das lâminas delgadas cortaram-se, primariamente, 8 rodólitos em metades iguais com uma serra diamantada. Uma das metades guardou-se para fotografar e da outra realizou-se duas taliscas com as orientações descritas acima. Depois de processadas, as taliscas foram levadas à estufa ($\approx 30^\circ$) durante um intervalo de tempo de algumas horas para poderem secar. Posto isto as taliscas foram embebidas em resina epóxi e deixadas a secar de um dia para o outro. Assim que prontas foram coladas em lâminas de vidro e deixadas sobre pressão de um dia para outro. Quando coladas, as lâminas são levadas a uma serra diamantada que corta as taliscas quase ao nível da lâmina (as taliscas que sobram destes cortes são guardadas para posteriores repetições de lâminas, caso necessário). Depois as lâminas são polidas até se atingir a grossura desejada (20-40 μm), são observadas ao microscópio óptico petrográfico com máquina fotográfica integrada e registam-se fotograficamente todas as estruturas preservadas encontradas para também foto-identificar as espécies e poder comparar com as das algas actuais.

3.2.2. Técnicas MEV

Para se proceder ao estudo das coralinhas ao microscópio electrónico de varrimento, cortou-se novamente 8 rodólitos de acordo com os métodos descritos para as lâminas delgadas polidas, mas desta vez as lâminas após polidas são corroídas por um ácido – ataque químico (*etching*). Neste caso o ácido utilizado foi o HCl (2% vol.) como descrito por Braga *et al.* (1993) que actua sobre a amostra durante 1 minuto. Seguidamente as amostras foram revestidas por carbono e observadas ao microscópio electrónico de varrimento, seguindo o mesmo método das lâminas delgadas polidas.

3.3. Métodos Para as Algas Actuais e Fósseis

3.3.1. Forma e Tamanho

Foram colhidos um conjunto de 38 rodólitos fósseis representativos do tamanho heterogéneo da associação de rodólitos, 17 rodólitos actuais da estação 97 e 22 da estação 98; estas duas últimas amostras embora não tenham sido estudadas *in situ*, apenas colhidas por um amostrador de sedimento crê-se que também sejam representativas da associação de rodólitos onde se encontravam.

A esfericidade dos rodólitos foi calculada através das medidas de três eixos, o eixo longo (L), a maior dimensão do rodólito, o eixo intermédio (I) a maior dimensão do plano de projecção e do plano perpendicular que intersecta o eixo L a meio, fazendo um ângulo de 90° com este e o eixo pequeno (S) a maior dimensão em ângulo recto ao plano de máxima projecção, aplicando a fórmula de projecção máxima de esfericidade ($\sqrt{S^2/LI}$) de Sneed & Folk (1958) para morfologias de seixos

rolados e projectando posteriormente num diagrama triangular através do software TRI-DRAW, definindo assim as morfologias esferoidal, discoidal e elipsoidal dos rodólitos.

O tamanho pode ser medido de várias maneiras que podem ser aplicáveis tanto a material actual como fóssil e ser independente da estrutura interna do rodólito. Por esta razão o peso e o volume não são recomendados (Bosence, 1983). Para este efeito foram feitas medições baseadas nos eixos L, I e S como indicado pelo mesmo autor.

3.3.2. Identificação Taxonómica

Para a identificação taxonómica foram observadas (quando possível) características chave utilizadas de acordo com os autores Irvine & Camberlain (1994), Horta (2002) e Tâmega & Figueiredo (2005), sendo as seguintes:

3.3.2.1. Características Vegetativas (morfologia externa):

- superfície do talo (topografia plana, protuberante ou ramificada e microtopografia lisa ou rugosa).

Para além da superfície do talo, de acordo com Steneck (1986) e Lipkin & Silva (2002) *in* Williams *et al.* (2008) existem quatro grupos de morfologias: (1) incrustante; (2) pseudoramificada; (3) ramificada e (4) articulada ou arborescente (Figura 13).

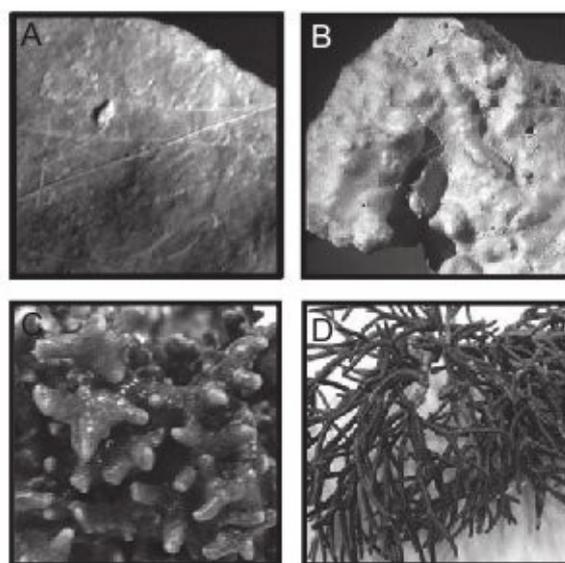


Figura 13: Exemplos de diferentes morfologias de algas Corallinaceae. A. incrustante; B. pseudoramificada; C. ramificada; D. articulada ou arborescente (*in* Williams *et al.*, 2008).

- margem (aderente e formas inteiras, lobada ou com órbitas na superfície).

O padrão de ramificação em algumas algas é muito importante na determinação não só de espécies mas também de géneros (Skelton, 2003). A figura 14 mostra algumas formas de ramificação que podem ser encontradas nas algas.

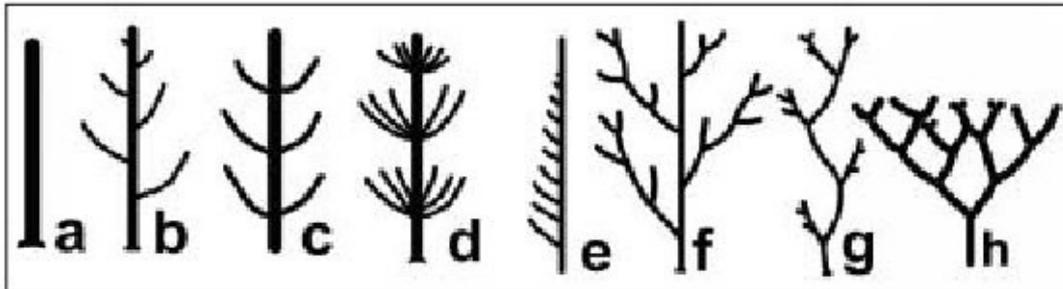


Figura 14: Tipos de ramificações. a. sem ramificações ou simples; b. alternadas; c. pinadas opostas; d. verticilado; e. pectinado; f. monopodial; g. simpodial; h. dicotômica (*in* Skelton, 2003).

- confluência entre talos de indivíduos (lisa, crespa ou recobrando outro talo).
- espessura e coloração do talo na alga viva.

Estas características apenas se podem aplicar às espécies actuais.

3.3.2.2. Características Vegetativas (morfologia interna):

- conexões citoplasmáticas secundárias (tipos sinapses ou fusão).

Os talos das algas coralinas são formados por filamentos adjacentes que são calcificados e repetidamente ramificados. As células consecutivas no mesmo filamento são ligadas por sinapses primárias; as células de filamentos adjacentes podem ser ligadas por sinapses secundários e/ou fusões celulares (Rasser, 1998).

Estas conexões celulares interfilamentos descobertas por Johansen (1969 *in* Braga *et al.*, 1993) (Figura 15) podem ser usadas como características importantes para delimitar as subfamílias das algas coralinas. Johansen (1976, 1981) e Woelkerling (1987, 1988) *in* Braga *et al.* (1993) empregaram o tipo de conexões celulares na taxonomia supragenérica e genérica das coralinas (tabela 1) sendo agora amplamente aceite por botânicos que trabalham com coralinas actuais. Estas características foram usadas neste trabalho de modo a se poder identificar e esclarecer dúvidas sobre os géneros das coralinas estudadas.

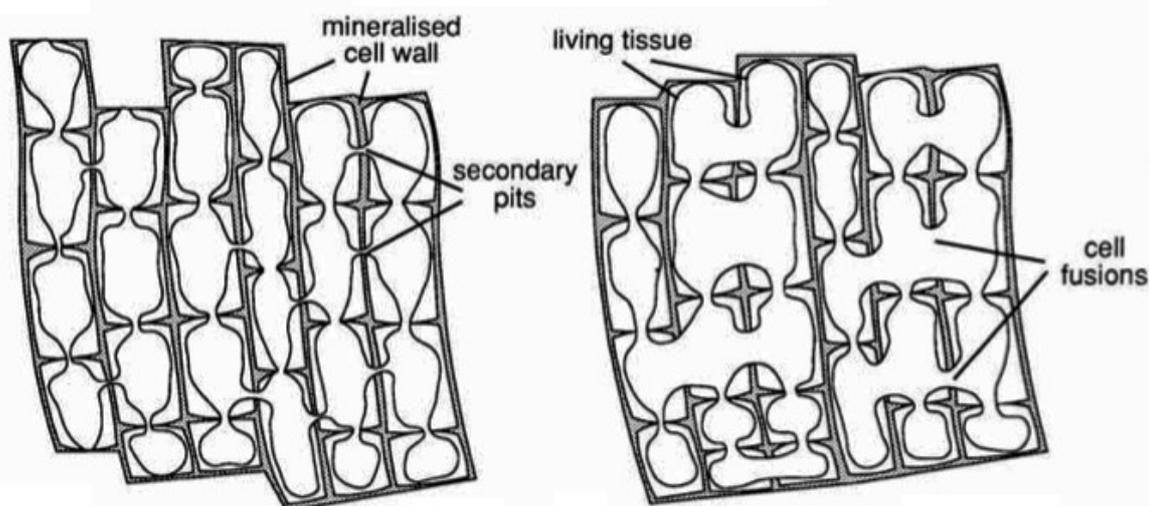


Figura 15: Esquema de dois tipos de conexões celulares interfilamentosas. A. sinapses secundárias. B. fusões celulares (*in Braga et al.*, 1993).

Tabela 1: Classificação das subfamílias das algas coralinhas não geniculadas (de Johansen, 1981, Woelkerling, 1987, 1988 *in Braga et al.*, 1993).

Subfamília	Fusões celulares juntando filamentos contíguos	Sinapses secundárias juntando células contíguas	Conceptáculos esporangiais; tetrasporos
Lithophylloideae	Não	Sim	Uniporados; tetrasporos sem tampões
Melobesioideae	Sim	Não	Uniporados; tetrasporos sem tampões
Mastophoroideae	Sim	Não	Multiporados; tetrasporos com tampões
Choreonematoideae	Não	Não	Uniporados; tetrasporos com tampões

– células epiteliais (forma e número de camadas).

As células epiteliais são maioritariamente não calcificadas e formam a superfície do talo (epitalo) e encontram-se dispostas sobre as células meristemáticas. A sua forma é uma característica importante usada para identificar as espécies *Lithothamnion* e *Sporolithon* (Woelkerling, 1988 *in* Rasser, 1998). Ambas são caracterizadas por possuírem paredes de células alargadas mas não redondas. Devido ao tipo de preservação destas células, sua forma é muito difícil de identificar (Rasser, 1998).

- organização do talo (dímero ou monómero).

O talo monómero (Figura 16A e B) consiste em filamentos centrais/núcleo de multicamadas basais (“hipotalo” na literatura antiga), e pode ser coaxial (Fig. 16A) (i.e. estão dispostas em fileiras) ou não-coaxial (Fig.16B). Alguns derivados de filamentos centrais/núcleo curvam para fora para formar filamentos periféricos (“peritalo” na literatura antiga) (Rasser, 1998). O talo dímero (Fig. 16C) consiste em filamentos unicamada primogénitos basais (“hipotalo” na literatura antiga), dos quais surgem dorsalmente filamentos secundários em ângulos rectos (“peritalo” na literatura antiga) (Rasser, 1998).

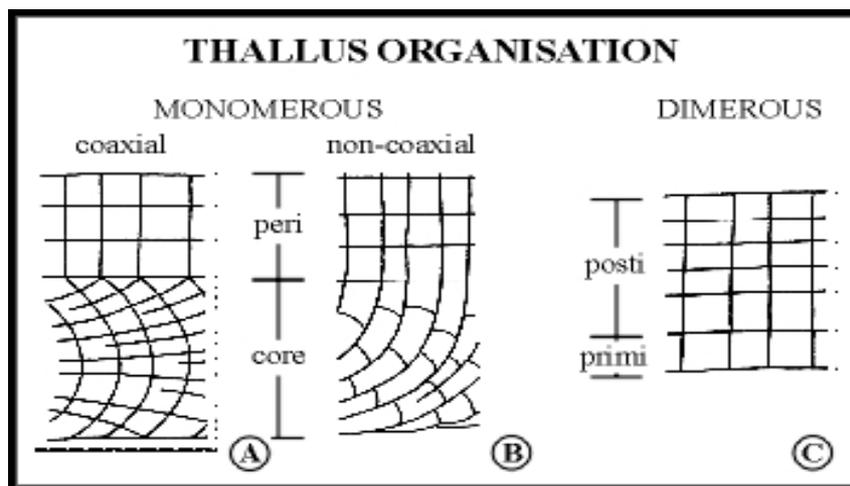


Figura 16: Organização dos diferentes tipos de talo, A. talo monómero coaxial; B. talo monómero não coaxial; C. talo dímero; Core = filamentos centrais/núcleo (anterior hipotalo); Peri = filamentos periféricos (anterior peritalo); Primi = filamentos primogénitos (anterior hipotalo); filamentos secundários (anterior peritalo) (in Rasser, 1998).

- tricócitos (presença e localização).

De acordo com Irvine & Chamberlain (1994) os tricócitos são produzidos em muitas espécies. A ocorrência destes e o seu arranjo foi usada durante muito tempo para delimitar os géneros da subfamília Mastophoroideae, predominantemente no complexo *Songites* (Rasser, 1998). Contudo Chamberlain (1983) e Jones & Woelkerling (1984) in Rasser (1998) mostraram que a ocorrência dos tricócitos varia dentro das espécies e é influenciada por condições ambientais. Embora a ocorrência dos tricócitos em filamentos periféricos seja usada por Braga *et al.* (1993) para definir os géneros *Neogoniolithion* e *Spongites*, a sua presença não foi considerada neste trabalho.

3.3.2.3. Características Reprodutivas:

- conceptáculos tetra/bispóricos (uni ou multiporado).

Actualmente os conceptáculos bi ou tetrasporangiais são as estruturas mais utilizadas, de forma geral, na separação dos diferentes grupos de Corallinaceae. Desta forma, informação como o número e características associadas aos poros, o diâmetro e altura da câmara, a espessura e o número de células do tecto do conceptáculo, assim como, o número de células que o chão do conceptáculo se encontra abaixo da superfície, são algumas das informações mais utilizadas na identificação e separação das espécies da referida família (Figura 17) (Horta, 2002).

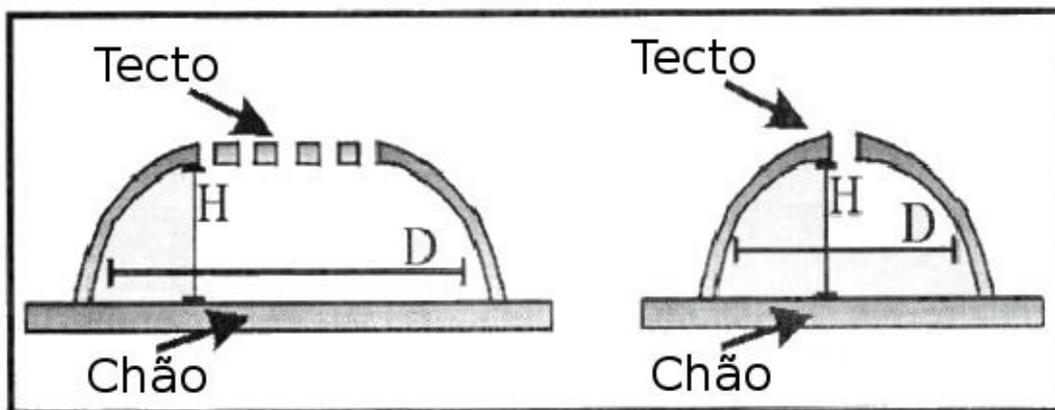


Figura 17: Esquema de conceptáculos Tetrasporangiais/Bisporangiais, destacando as posições em que devem ser tomadas as dimensões altura (H) e diâmetro (D) da câmara dos conceptáculos tetraspóricos e/ou sexuados (*in* Horta, 2002).

Os órgãos reprodutores (e.g. Tetrasporângios e espermatângios) nascem em câmaras calcificadas (conceptáculos). Os conceptáculos podem ser uniporados, multiporados, ou dispostos em soros (Figura 18).

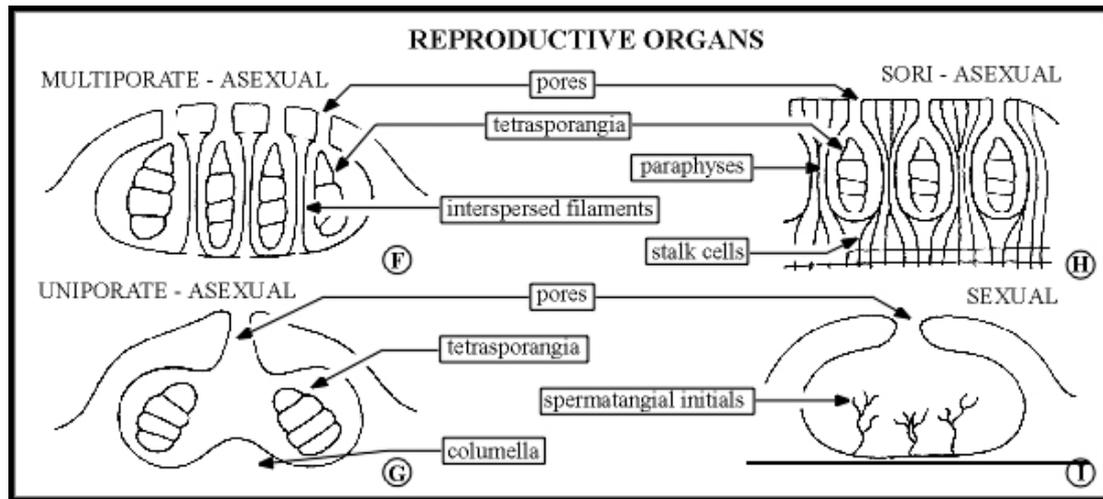


Figura 18: Os órgãos reprodutivos tetra/bisporangiais (i.e. assexuado) nascem em conceptáculos multiporados (F) ou uniporados (G), ou dispostos em soros (H). Os órgãos sexuais (I) nascem em conceptáculos uniporados. As células produtoras de gâmetas (espermatangiais iniciais) podem ser simples ou ramificadas. Legenda: Pores = poros; tetrasporangia = tetrasporângios; paraphyses = paráfises; interspersed filaments = filamentos intercalados; stalk cells = células do caule; spermatangial initials = espermatangiais iniciais; collumela = columela (*in* Rasser, 1998).

- posição do conceptáculo no talo (elevados, nivelados ou afundados na superfície).

A perfuração do conceptáculo é uma característica tradicional bem conhecida usada na identificação de ambos os géneros actuais e fósseis (Wray, 1977 *in* Rasser, 1998) e subfamílias (Woelkerling, 1988, Braga *et al.*, 1993 *in* Rasser, 1998).

- forma do conceptáculo (dimensões das cavidades, presença de anéis e columela).

O tipo de formação do tecto do conceptáculo é outra característica taxonómica importante. Os tectos dos conceptáculos multiporados são formados por alongação dos filamentos intercalados entre esporângios. Após a libertação do esporângios estes filamentos nas câmaras dos conceptáculos são secundariamente descalcificados (Woelkerling, 1988 *in* Rasser, 1998) e assim não ficam preservados no registo fóssil (Rasser, 1998).

Notas importantes das características resprodutivas de acordo com Harvey *et al.* (2005):

- Os tetrasporos ocorrem em conceptáculos multiporados, uniporados, ou em compartimentos calcificados.
- Os conceptáculos multiporados não contêm gâmetas ou carposporófitos.
- Os compartimentos calcificados não contêm gâmetas ou carposporófitos.
- Os conceptáculos uniporados podem conter tetrasporos, gâmetas masculinos, gâmetas femininos, ou carposporófitos.

- Na ausência de plantas tetrasporângicas, as plantas masculinas, femininas, e carposporângicas são normalmente impossíveis de serem identificadas ao nível da espécie.

O tipo de estruturas reprodutivas onde ocorrem tetrasporângios e a disposição dos tetrasporos (zonado ou cruciado) (Figura 19), difere dependendo da família das coralinas (Tabela 2). Os gametas masculinos, femininos e os carposporófitos ocorrem sempre em conceptáculos uniporados em todas as famílias de coralinas (Harvey *et al.*, 2005).

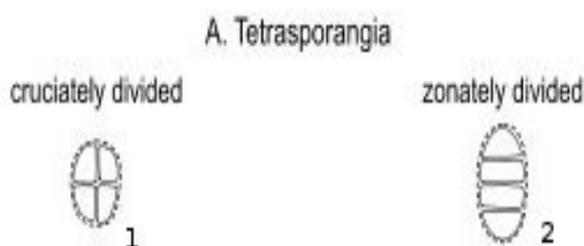


Figura 19: Tetrasporângios cruciados (1) e zonados (2) (*in* Harvey & Woelkerling, 2007).

Tabela 2: Tabela chave do tipo de estruturas reprodutivas onde ocorrem tetrasporângios e disposição dos tetrásporos (*in* Harvey *et al.*, 2005).

Família	Tetrasporângios	Carposporófitos masculinos, femininos
Corallinaceae	Conceptáculo uniporado; zonado	Conceptáculo uniporado
Hapalidiaceae	Conceptáculo multiporado; zonado	Conceptáculo uniporado
Sporolithaceae	Compartimento calcificado; cruciado	Conceptáculo uniporado

4. RESULTADOS

4.1. Taxonomia Actual

De acordo com Harvey *et al.*, (2005) numa primeira abordagem ao estudo das coralinas é essencial a familiaridade com as características vegetativas e reprodutivas antes de se dar início a identificações através do uso de procedimentos laboratoriais simples (cortes histológicos) ou mais complexos (técnicas de coloração para evidenciar estruturas). Apresenta-se uma introdução descritiva e ilustrativa de pormenores diagnosticantes dos espécimes actuais colhidos na Praia de Ribeira de Ilhas e outras duas espécies actuais de Porto Santo.

Nomenclatura de acordo com Algaebase (2010):

Divisão RHODOPHYTA Wettstein, 1901

Classe FLORIDEOPHYCEAE Cronquist, 1960

Ordem CORALLINALES Silva & Johansen, 1986

Família CORALLINACEAE Lamouroux, 1812

Subfamília AMPHIROIDEAE Johansen, 1969

Género *Amphiroa* Lamouroux, 1812

Amphiroa vanbosseae Lemoine, 1929

Sinónimos: *Amphiroa van-bosseae* Lemoine, 1929; *Amphiroa rigida* sensu Dawson, 1944; *Amphiroa subcylindrica* Dawson, 1953.

Descrição: Talo arborescente, erguido, cilíndrico a comprido, robusto, segmentado (presença de genículo e intergenículo) e com ramificação dicotómica irregular (Figura 20).

Todos os conceptáculos de *Amphiroa* são sempre suportados nas superfícies intergeniculares, embora às vezes possam ser invisíveis, principalmente onde os ramos são relativamente grossos. Os intergenículos são cilíndricos mas ligeiramente afilados em ambas as extremidades a subcilíndricos, 1-2 mm de diâmetro e variáveis em comprimento, mas mais do que 1 cm, o comprimento é difícil de perceber uma vez que os genículos mal se vêem, e engrossam com a idade. Os genículos desenvolvem-se por cracking e sloughing do tecido cortical calcificado sobrepondo-se ao genículo não calcificado, os genículos inteiramente formados são difíceis de observar entre os intergenículos próximo dos ápices dos ramos, consistindo em 5 (raramente 4) ou mais camadas de células medulares e agrupamentos de células corticais. Os conceptáculos são dispersos sobre as superfícies intergeniculares, salientes apenas ligeiramente, tornando-se enterrados devido ao crescimento cortical contínuo, os conceptáculos tetrasporangiais e bisporangiais têm entre 200-300 µm de diâmetro interno (Norris & Johansen, 1981) (Figura 27). Tem uma cor púrpura.

Estas espécies crescem numa variedade de habitats, mas normalmente necessitam algum grau de acção das ondas (Norris & Johansen, 1981).

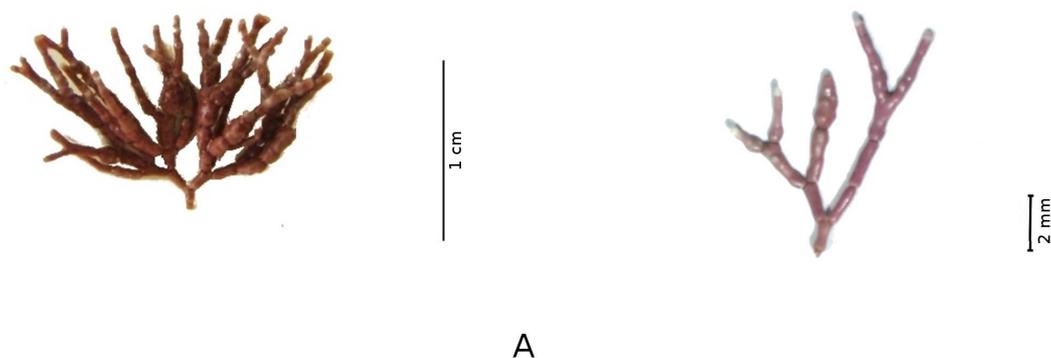


Figura 20: A-B. Aspecto geral de *Ampiroa vanbosseae*. A. ramos de *Ampiroa* logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note que perdeu alguma cor, conceptáculos presentes.

Subfamília CORALLINOIDEAE (Areschoug) Foslie, 1908

Género *Corallina* Linnaeus, 1758

Corallina elongata Ellis & Solander, 1786

Sinónimos: *Corallina officinalis* var. *mediterranea* (Areschoug) Hauck; *Corallina deshayesii* Montagne, 1846; *Corallina mediterranea* Areschoug, 1852; *Corallina officinalis* var. *mediterranea* Kützing, 1852.

Descrição: Talo arborescente, erguido, tubular a comprido, segmentado (presença de genículo e intergenículo), ramificação pinada, com um eixo principal do qual saem pequenas ramificações de quase todos os segmentos (Figura 21). O talo é preso por um disco basal incrustante. O género deste taxon é cespitoso (da mesma raíz saem várias ramificações).

Os segmentos do eixo principal e dos ramos principais são ovóides ou ligeiramente triangulares, tão largos como compridos. Os corpos reprodutores nos segmentos terminais assemelham-se a segmentos inchados com um poro. Encontra-se em rochas do médiolitoral e sublitoral até aos 3 m de profundidade sobre saliências e fendas em locais húmidos ou em poças de maré, sendo abundantes em lugares batidos (Menéndes Valderrey, 2004b). Tem uma cor vermelho rosado.

A crosta basal tem uma grossura medular de 300 μm e as células encontram-se em linhas regulares: 25-40 μm de comprimento x 5-14 μm de diâmetro; o córtex tem uma grossura de mais de

200 μm e as células têm 10-15 μm de comprimento. As células da medula têm 30-50 μm de comprimento x 5-8 μm de diâmetro (15-17 μm de comprimento x 5-8 de diâmetro próximo do genículo). O córtex tem 60-200 μm de grossura e as células 10-15 μm . As células epiteliais têm 5-10 μm de diâmetro. Presença de fusões celulares. Os conceptáculos tetra/bisporangiais são uniporados, terminais, pedunculados (raramente laterais sésseis), globosos ou em forma de pêra (hemisféricos sésseis), 300-500 μm de diâmetro externo, as vezes com 2 (3) projecções articuladas (forma de corno) (Bressan & Babbini, 2004) (Figura 28).

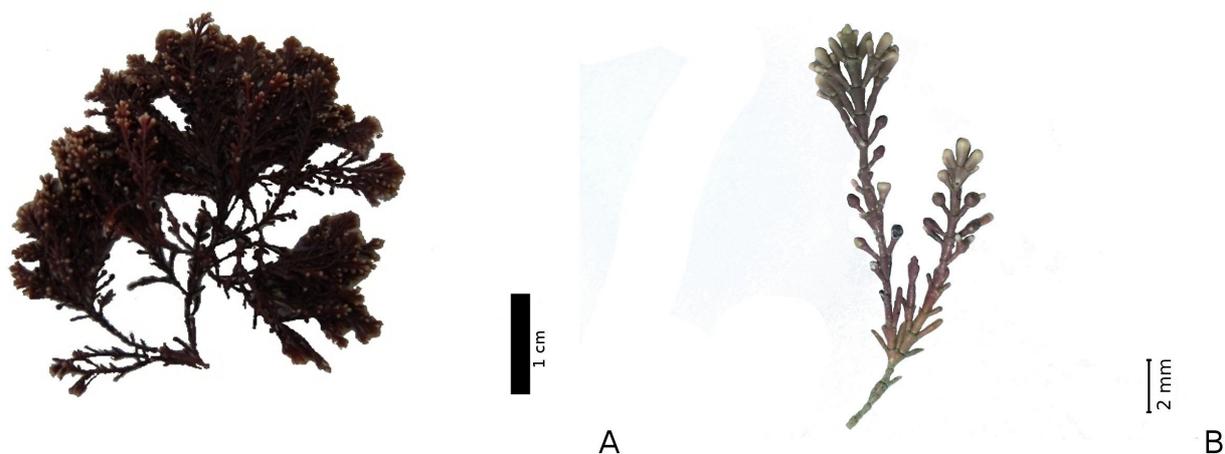


Figura 21: A-B. Aspecto geral de *Corallina elongata*. A. ramos de *Corallina* logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note-se que perdeu alguma cor.

Subfamília CORALLINOIDEAE (Areschoug) Foslie, 1908

Género *Jania* Lamouroux, 1812

Jania longifurca Zanardini, 1844

Sinónimos: *Corallina longifurca* Zanardini, 1841; *Corallina rubens* Linnaeus, 1765 f. *longifurca* Zanardini, 1843; *Jania rubens* f. *longifurca* Mazza, 1909.

Descrição: Talo arborescente, erecto e espesso, preso por uma base incrustante, 3 a 7 cm de altura, segmentado (presença de genículo e intergenículo), ramificação dicotómica regular (Figura 22). Os intergenículos são cilíndricos, ligeiramente compridos, tornando-se mais amplos nas inserções dos ramos laterais. Os conceptáculos são terminais, pedunculados e esferoidais. Espécie epífita, encontra-se desde a superfície até aos 20 m de profundidade. Tem uma cor rosa pálido amarelado.

As células da medula têm 40-60 μm de comprimento (7-20 μm nos ramos mais jovens), as células do córtex têm 20-25 μm de comprimento, as células epiteliais têm 3 μm de comprimento x 2 μm de diâmetro. Presença de fusões celulares. Os conceptáculos são terminais, pedunculados,

esferoidais, corniculados. Os conceptáculos tetra/bisporangiais são uniporados, terminais, pedunculados, esferoidais e têm 200-300 μm de diâmetro externo (Bressan & Babbini, 2004) (Figura 29).



Figura 22: A-B. Aspecto geral de *Jania longifurca* (alga apanhada pelo professor Mário Cachão na Praia de Porto Santo). A. ramos de *Jania*. B. pormenor dos ramos em A, conceptáculos presentes.

Jania rubens (Linnaeus) Lamouroux, 1812

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

Descrição: Talo arborescente, erguido, tubular comprido, formas muito finas e elegantes, pouco robustas, segmentado (presença de genículo e intergenículo), pouco calcificado e ramificação dicotômica regular (Figura 23); podem formar tufos grossos, geralmente anexados a outras algas, são epífitas.

A estrutura de fixação é um pequeno disco frequentemente oculto por rizóides ou frondes. Encontram-se desde o sublitoral superior a uma profundidade de 8 m, geralmente em lugares expostos. Os corpos reprodutores aparecem na Primavera: os masculinos no final dos ramos e com forma lanceolada. E os femininos nas ramificações com forma de vaso (Menéndez Valderrey, 2004a). Tem uma cor violeta pálido amarelado.

As células da medula têm 110-140 μm de comprimento, as células do córtex têm 17-25 μm de comprimento, as células epiteliais são alongadas, poligonais, as concavidades epiteliais pouco profundas: 15-28 μm de comprimento x 5-12 μm de diâmetro. Presença de fusões celulares. Os conceptáculos são terminais, pedunculados. Os conceptáculos gametangiais: espermatangiais fusiformes, os carpogoniais sendo mais pequenos e mais grossos, em forma de urna, com uma

pequena extensão prolongada e duas ou mais projecções laterais, com um diâmetro de mais de 350 μm . Os conceptáculos uniporados têm 360-500 μm de diâmetro exterior, 250-350 μm de diâmetro x 250-300 μm de altura (Bressan & Babbini, 2004) (Figura 30).



Figura 23: A-B. Aspecto geral de *Jania rubens*. A. ramos de *Jania* logo após a colecta. B. Pormenor da ramificação em A mas após secagem, note-se que perdeu alguma cor.

Subfamília LITHOPHYLLOIDEAE Setchell, 1943

Género *Lithophyllum* Philippi, 1837

Lithophyllum incrustans Philippi, 1837

Sinónimos: *Corallium cretaceum-lichenoides* Ellis, 1755; *Spongites confluens* Kützing, 1841; *Melobesia polymorpha* Harvey, 1843; *Lithothamnion depressum* P. L. Crounan & H. M. Crounan, 1867; *Lithothamnion incrustans* (Philippi) Foslie, 1895; *Crodedia incrustans* (Philippi) Heydrich, 1911.

Descrição: Talo poliestratificado e incrustante, completamente aderente, folioso, constituído por camadas de células horizontais e concêntricas, com tendência a curvar para cima quando os bordos externos de espécimes contíguos se encontram, formando pregas onduladas verticalizadas, mas não em camadas horizontais. Espécie polimórfica, de forma arredondada, com uma cor lilás claro (Figura 24).

Ao revestir o substrato rochoso ou mesmo carapaças de outros organismos, tais como o gastrópode *Patela*, esta alga minimiza os efeitos da erosão e desgaste pelo hidrodinamismo pelas ondas e correntes costeiras.

No sector litoral amostrado é frequente a ocorrência em pequenas depressões no médio-

litoral cobertas de água onde proliferam equinóides regulares cuja voracidade para algas verdes liberta o substrato para a proliferação desta espécie de algas calcárias que reveste quase completamente as referidas depressões.

Os filamentos basais são unicamada, bem desenvolvidos (mais do que 200-300 μm em grossura), as células rectangulares têm 18-22 (25) μm de comprimento x 5-10 μm em diâmetro. Os filamentos erectos são em multicamada, dissolutamente agregadas, as células têm (5) 7-12 (15) μm em comprimento x (3) 6-8 (10) μm em diâmetro. As células epiteliais são rectangulares a achatadas. Os conceptáculos espermatangiais são mais pequenos do que os carpogoniais (150-250 (300) μm em diâmetro). Os conceptáculos tetras/bisporangiais são uniporados, mais ou menos imersos, visíveis na superfície apenas como poros difusos como se perfurados por alfinetes, é frequente a presença de uma columela (210-375 μm em diâmetro x 250 μm em altura) (Bressan & Babbini, 2004) (Figura 31) .



Figura 24: Aspecto geral de *Lithophyllum incrustans*.

Lithophyllum tortuosum (Esper) Foslie, 1900

Sinónimos: *Lithophyllum tortuosum* f. *cristata* (Meneghini) Lemoine; *Melobesia cristata* (Meneghini) Ardissonne; *Lithophyllum cristatum* Meneghini; *Millepora tortuosa* Esper, 1797; *Tenara undulosa* Bory de Saint-Vicent, 1832; *Goniolithon tortuosum* (Esper) Foslie, 1898; *Tenarea tortuosa* (Esper) Lemoine, 1910; *Crodelia incrustans* f. *tortuosa* (Esper) Heydrich, 1911.

Descrição: Espécie polimórfica, encrustante, apresentando crostas de uma cor esverdeada. Foliosa, na superfície aparecem lamelas maioritariamente perpendiculares, dobradas e anastomosadas, achatadas, com alguma altura, que segundo Riedl (1983) podem ir de 3 a 8 mm, mas não em camadas horizontais e formando entre si pequenos alvéolos. Estas estruturas funcionam como mini-biohermes para uma multiplicidade de outros organismos que neles encontram refúgio, tais como anelídeos e artrópodes variados (Figura 25). Encontra-se no litoral e sublitoral superior.

O talo tem uma estrutura isobilateral, a crosta basal tem um talo unicamada multiestrato. A grossura das lâmelas é de 50-70 μm e a crosta basal de 90-120 μm . Os filamentos basais são em unicamada, oblíquos, as células rectangulares sinuadas de 40-50 μm de comprimento x 5-10 μm em diâmetro (lamelas) e 80-100 μm x 4-15 (20) μm em diâmetro (crosta basal). Possui filamentos erectos nos conceptáculos e lamelas contíguas. As células epiteliais são geralmente triangulares, em corte longitudinal (4-6 μm). Possui sinapses secundários. Os conceptáculos gametangiais são desconhecidos, e os conceptáculos tetra/bisporangiais são uniporados, cónicos ou subhemisféricos, elípticos, surgindo em ambos os lados das lamelas, sendo o maior diâmetro 400-500 μm e o menor 350-500 μm , e 150-175 μm de altura (Bressan & Babbini, 2004) (Figura 32).



Figura 25: Aspecto geral de *Lithophyllum tortuosum*.

Família Sporolithaceae Verheij, 1993

Género Sporolithon Heydrich, 1897

Sporolithon sp.

Descrição: Plantas epizóicas ou soltas, podem ser completamente de vida livre, em forma de rodólitos (Figura 26); achatadas, grumosas ou ramificadas. Talo pseudoparenquimatoso; dorsiventral e monómero nas partes encrustantes e mais ou menos radial e monómero nos ramos. Os filamentos da região ventral e os filamentos centrais dos ramos são compostos por filamentos não-coaxiais. Cada filamento tem uma célula epitelial terminal e uma célula meristemática subepitelial. As células dos filamentos adjacentes são ligadas por sinapses sencundárias e fusões de células laterais. Os iniciais tetrasporangiais formados terminalmente em filamentos da região dorsal, cada inicial produzindo um tetrasporângio único simultaneamente clivado com um arranjo cruciado dos tetrasporos, suportados po uma única célula do caule. Tetrasporângios solitários ou agrupados em soros, separados por paráfises calcificadas, mas não em conceptáculos, cada um com um tampão mucilaginoso no ápice do tetrasporângio, saindo depois do espora sendo depois libertado ou coberto. Os gametângios e os carposporângios (quando presentes) ocorrem em conceptáculos com tectos calcificados. As estruturas masculinas e femininas ocorrem em conceptáculos separados, às vezes na mesma planta. Os espermatângios (quando presentes) desenvolvem-se dos iniciais espermatangiais, ocorrendo em aglomerados dendróides no chão, tecto e paredes do conceptáculo. Os filamentos do carpogónio (quando presentes) surgem do chão do conceptáculo. Após presumida cariogamia os carposporófitos (quando presentes) surgem e alcançam a maturidade dentro conceptáculo feminino original (Verheij, 1993) (Figura 33).

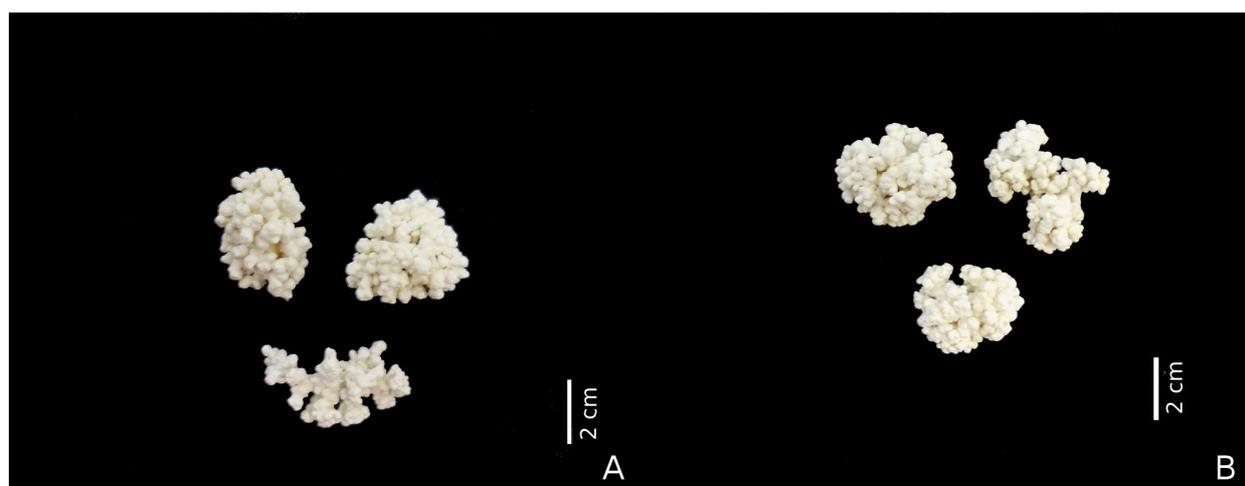


Figura 26: A-B. Aspecto geral dos rodólitos de Porto Santo. A. rodólitos da estação 97. B. rodólitos da estação 98.

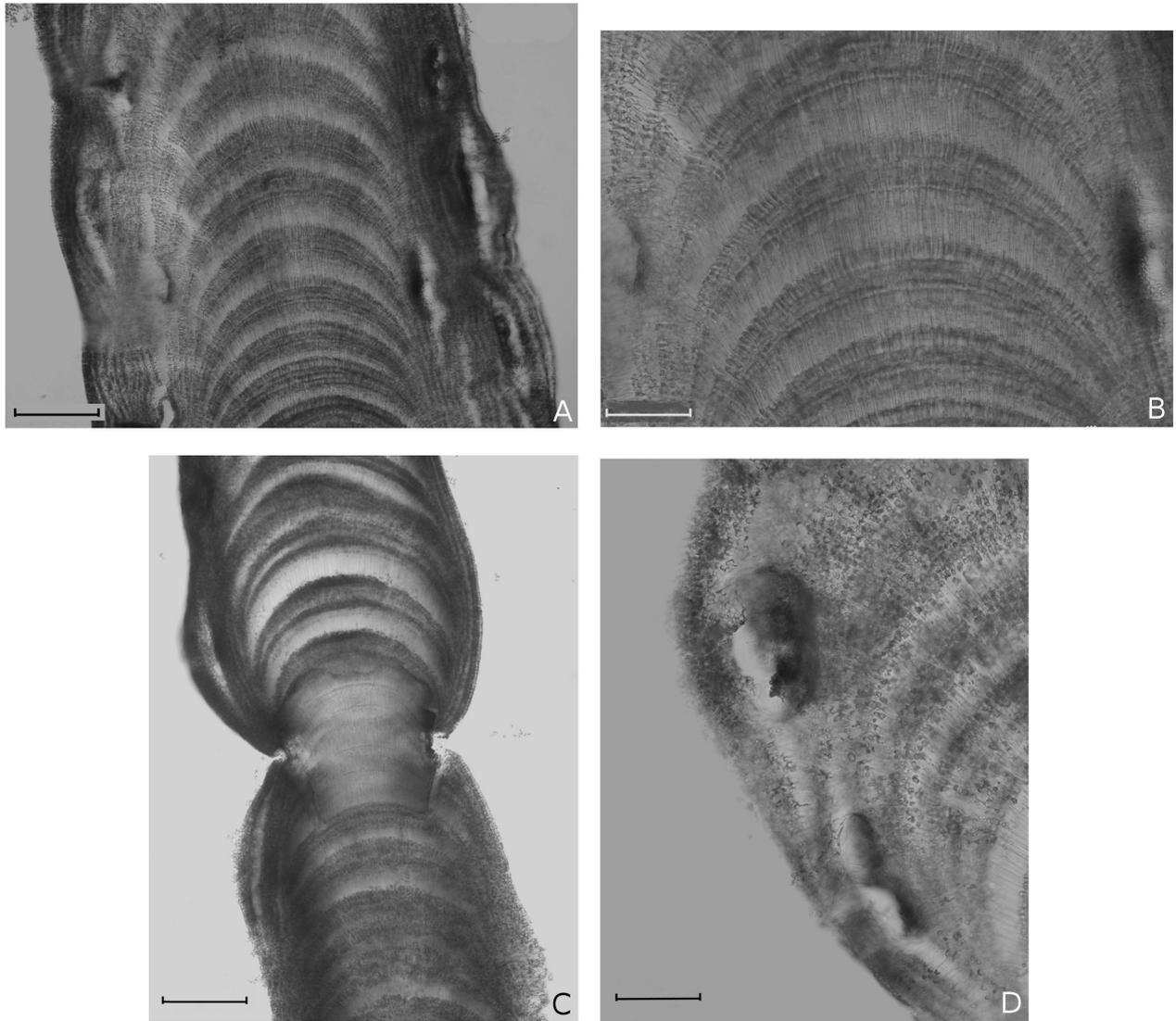


Figura 27: A-D. Cortes longitudinais do talo de *Amphiroa vanbosseae*. A. arranjo alternado de camadas longas e curtas das células medulares. B. pormenor das células medulares em A, onde se pode ver as bandas de crescimento. C. genículo com multicamadas no qual os intergenículos adjacentes estão bem separados por tecido genicular. D. ápice de um ramo com dois conceptáculos tetrasporangiais. Escalas de A-D = 100 μ m.

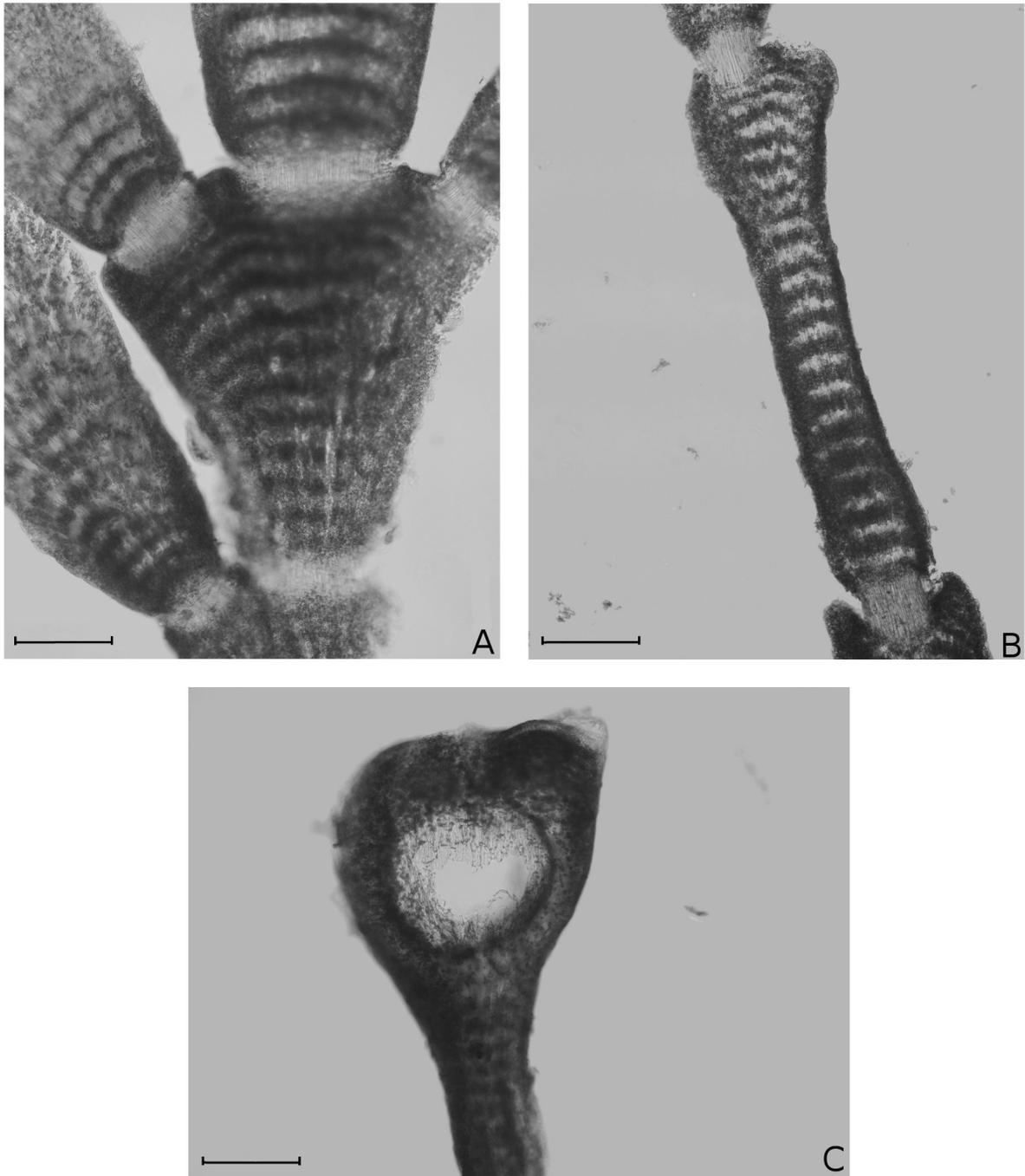


Figura 28: A-C. Cortes longitudinais do talo de *Corallina elongata*. A. aspecto geral do ápice do ramo, note ramificação pinada. B. intergenículo entre dois genículos, os genículos possuem apenas uma camada de células. C. conceptáculo espermatangial. Escalas de A-C = 100 μm .

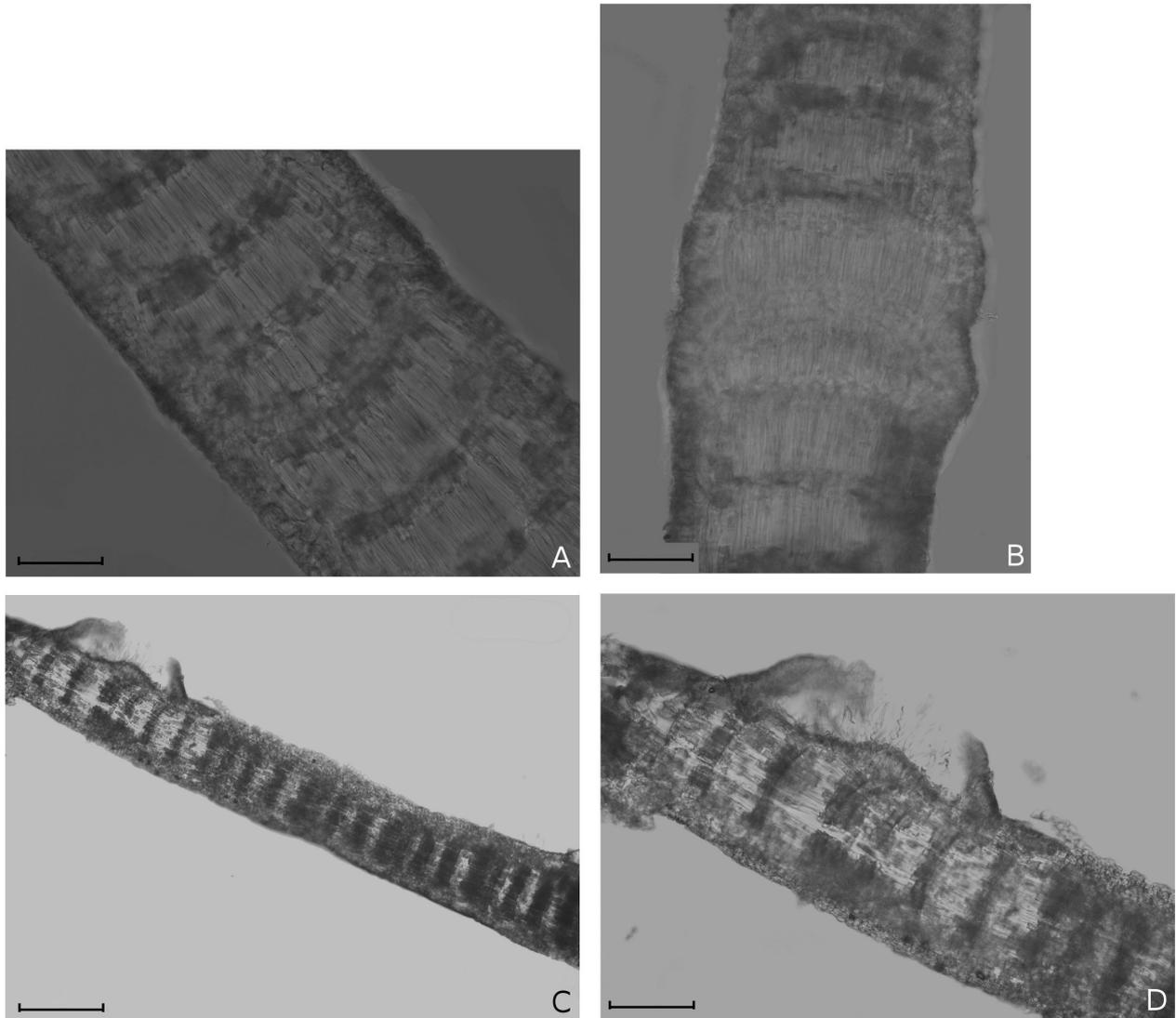


Figura 29: A-D. Cortes longitudinais do talo de *Jania longifurca*. A. células do intergenículo com aproximadamente 50 μm . B. genículo com células maiores do que as células intergeniculares. C. Intergenículo com conceptáculo. D. pormenor do conceptáculo em C. Escalas de A, B = 50 μm ; C, D = 100 μm .

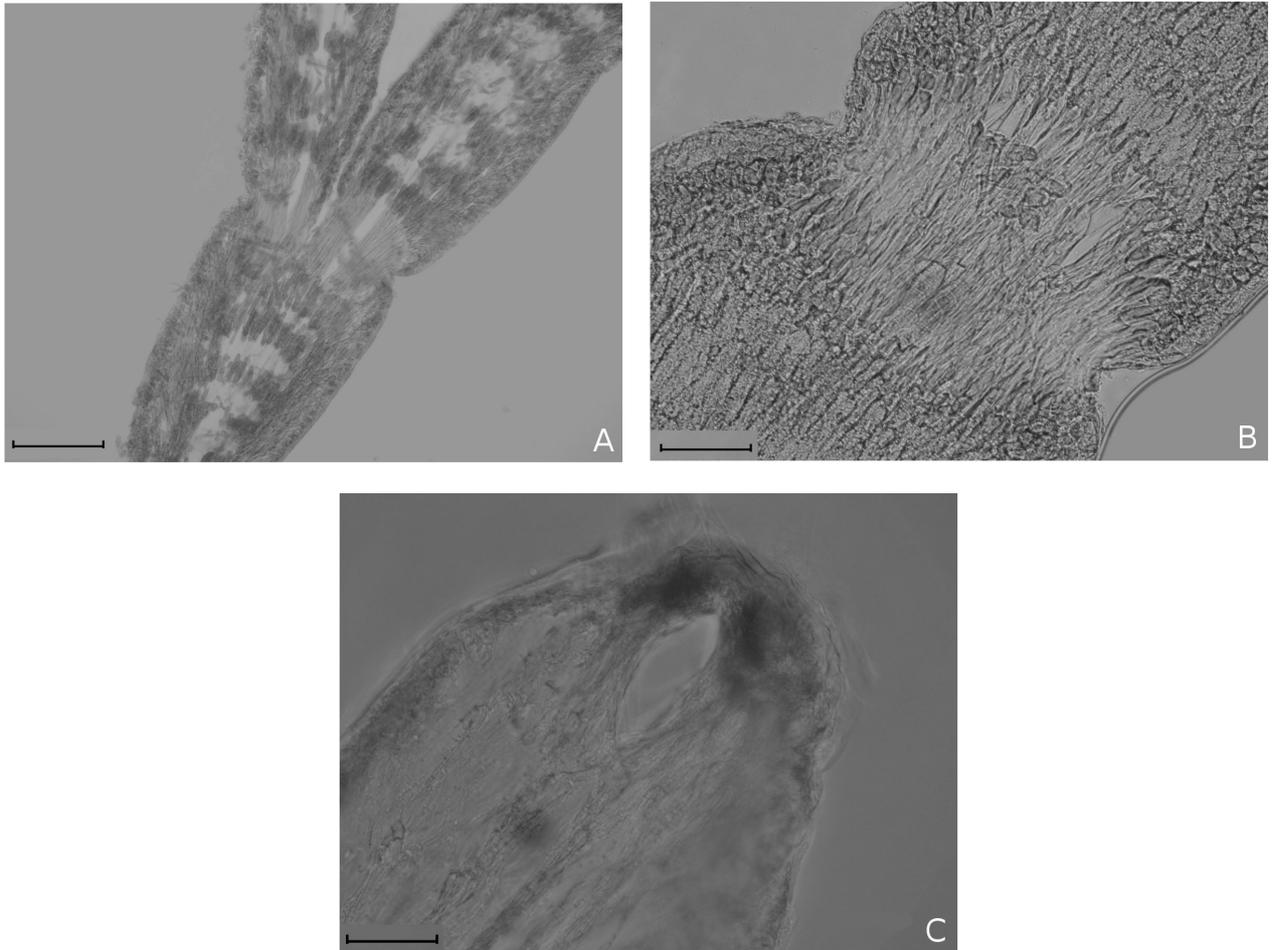


Figura 30: A-C. Cortes longitudinais do talo de *Jania rubens*. A. intergeniculos e genículos, note-se que o genículo possui apenas uma camada de células. B. detalhe do genículo, as células geniculares têm aproximadamente o mesmo tamanho do que as medulares. C. ápice de um ramo onde se pode ver o conceptáculo espermatangial terminal, pedunculado. Escalas de A = 100 μm e B,C = 50 μm .

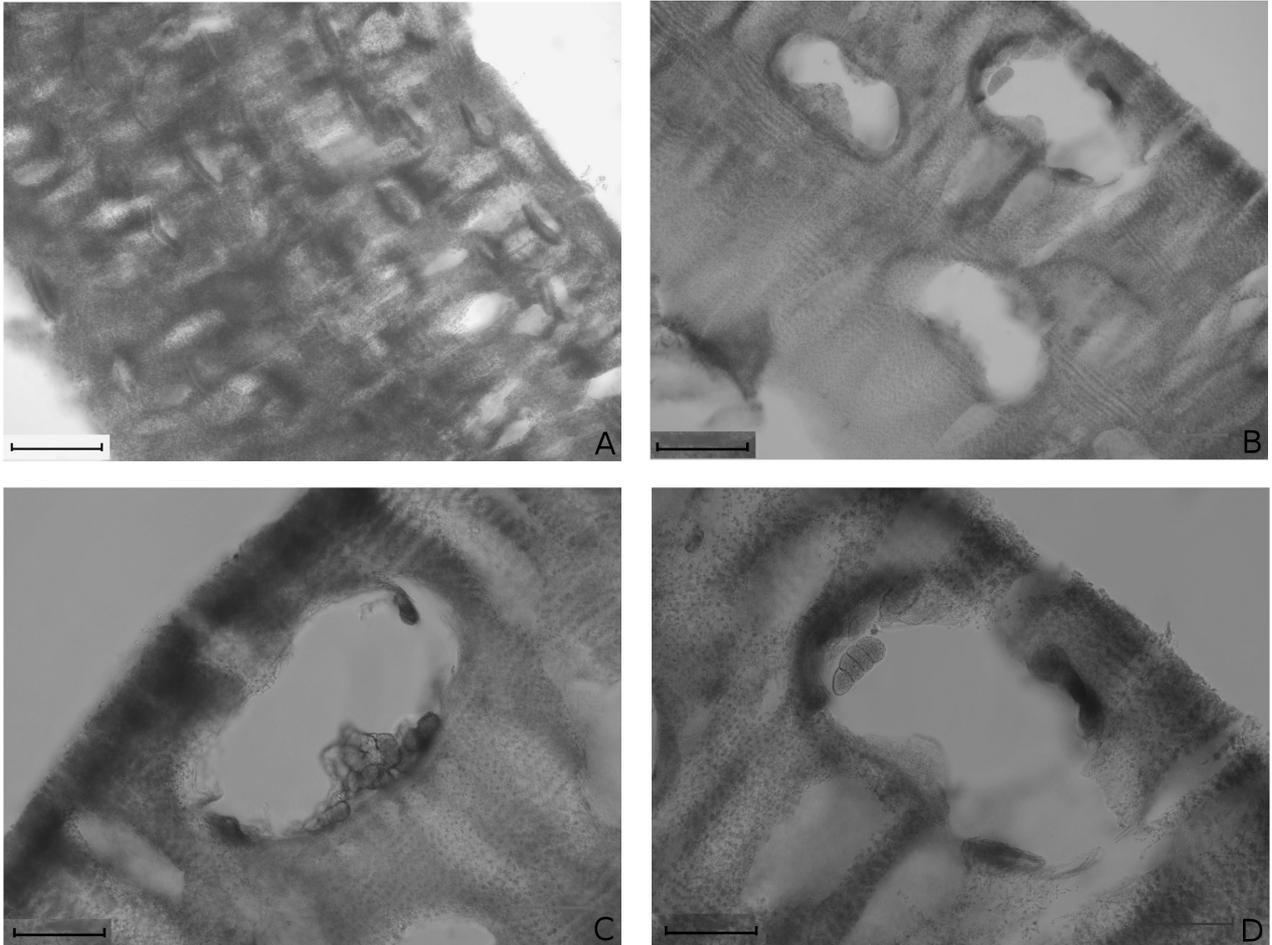


Figura 31: A-D. Cortes transversais do talo de *Lithophyllum incrustans*. A. aspecto geral do talo. B. talo com três conceptáculos. C. pormenor do conceptáculo, columela presente. D. conceptáculo tetrasporangial com tetrasporângio cruciado, columela presente. Escalas de A-D = 100 µm.

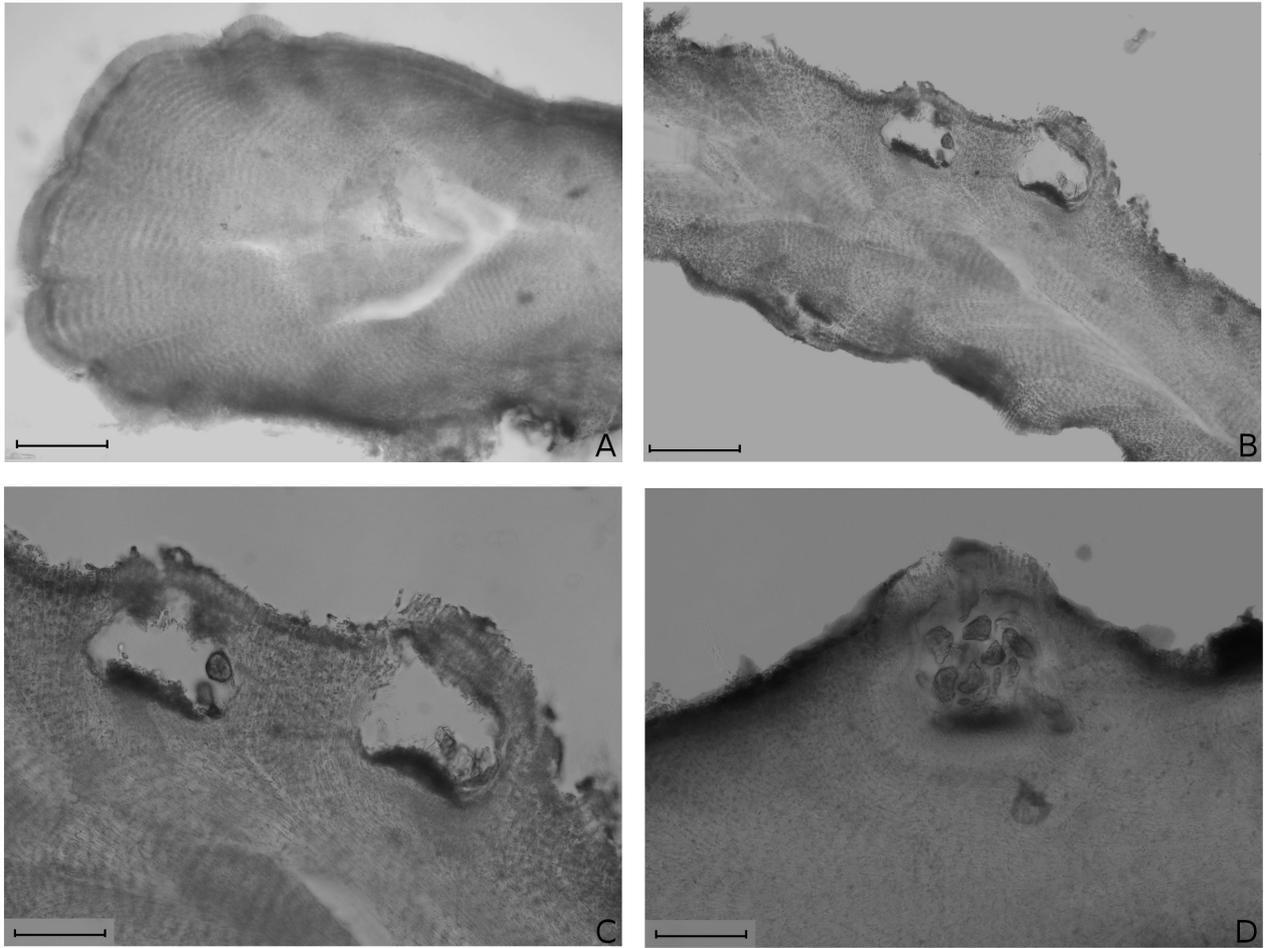


Figura 32: A-D. Cortes transversais do talo de *Lithophyllum tortuosum*. A. ápice da protuberância do talo. B. talo com dois conceptáculos. C, pormenor dos conceptáculos uniporados de B. D. conceptáculo carpogonial. Escalas de A-D = 100 μ m.

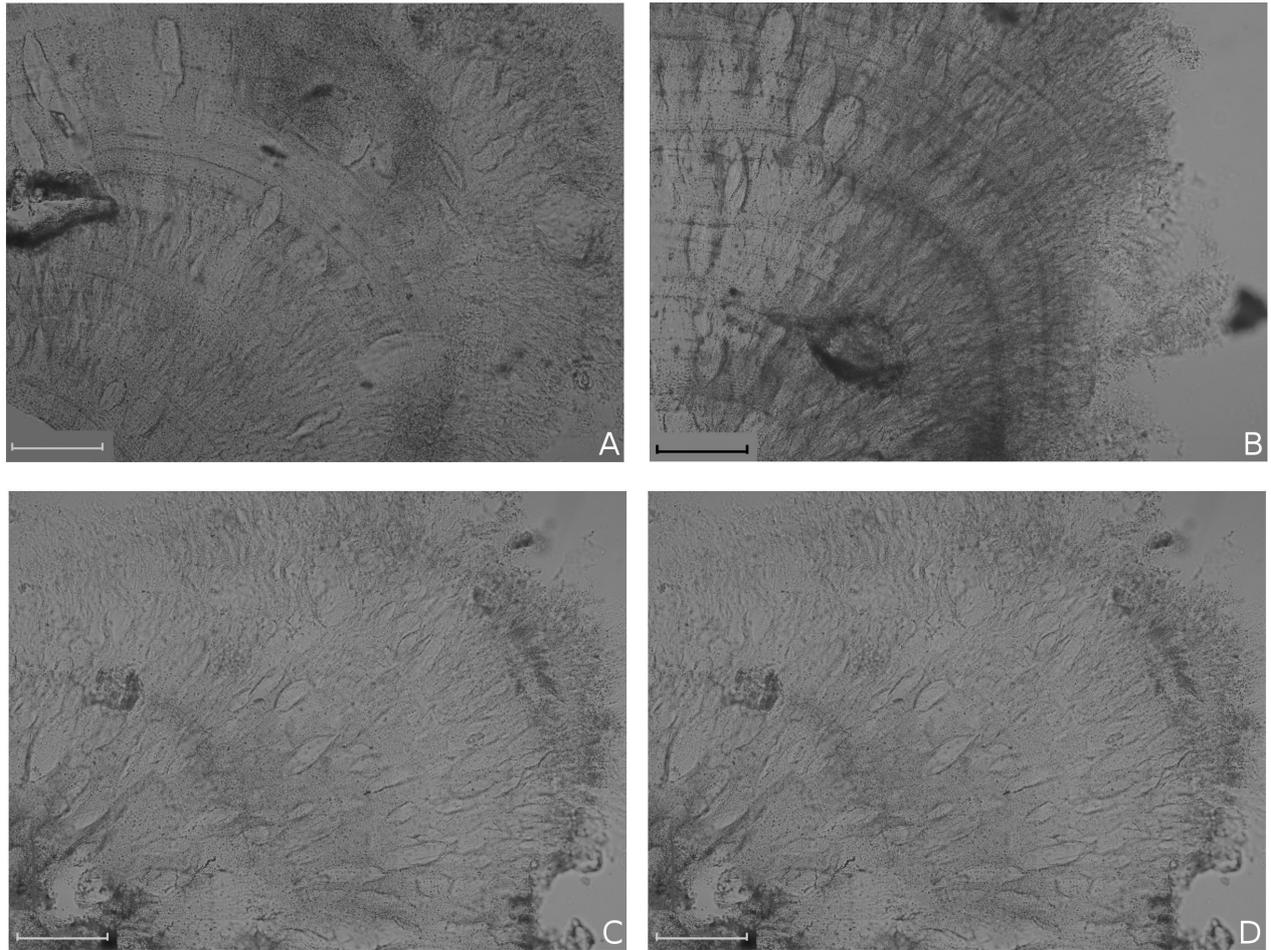


Figura 33: A-C. Cortes transversais do talo de *Sporolithon* sp. A-B. aspecto geral do talo - Estação 97. C-D. Aspecto geral do talo - Estação 98. Escalas de A-C = 100 μ m.

4.2. Forma e Tamanho

O diâmetro máximo (L) dos rodólitos fósseis do Cabeço das Laranjas varia de 34,61 a 117,87 mm, o tamanho intermédio (I) varia de 29,37 a 106,38 mm e o pequeno (S) varia de 22,33 a 87,40 mm. Apesar do seu tamanho heterogéneo estes apresentam uma forma discoidal a tender para elipsoidal (Figura34).

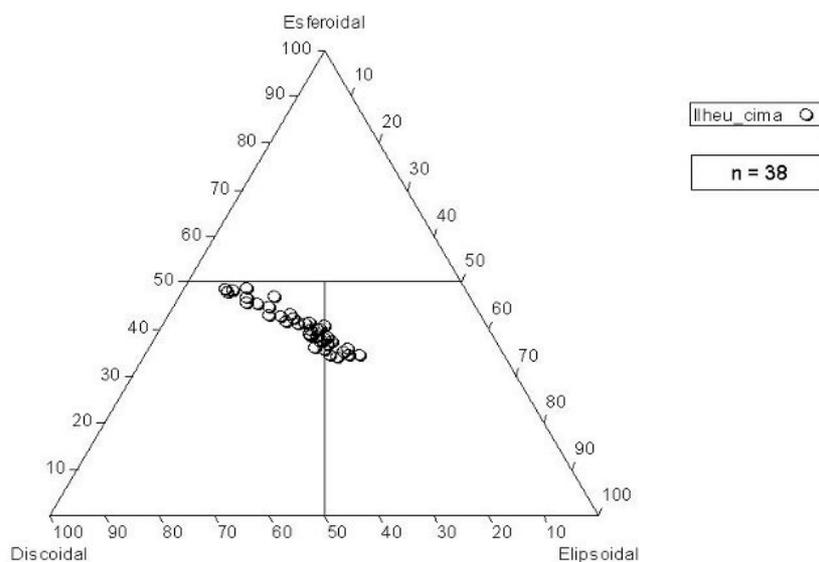


Figura 34: Forma dos rodólitos fósseis recolhidos no ilhéu de cima.

O diâmetro máximo (L) dos rodólitos actuais recolhidos na estação 97 varia de 24,81 a 51,65 mm, o tamanho intermédio (I) varia de 18,40 a 38,70 mm e o pequeno (S) varia de 16,42 a 33,40 mm. Apesar do seu tamanho heterogéneo estes apresentam uma forma discoidal a tender para elipsoidal (Figura35).

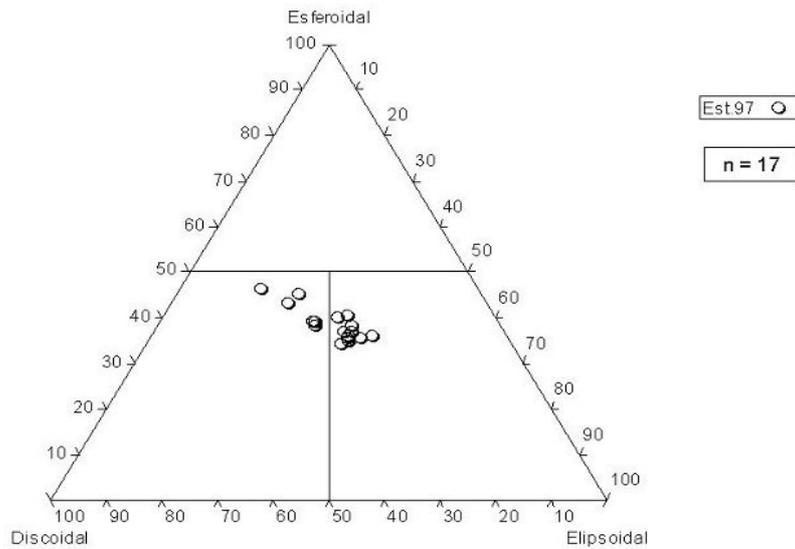


Figura 35: Forma dos rodólitos actuais recolhidos na estação 97 aos 25 metros de profundidade.

O diâmetro máximo (L) dos rodólitos actuais recolhidos na estação 98 varia de 22,18 a 54,77 mm, o tamanho intermédio (I) varia de 16,14 a 43,74 mm e o pequeno (S) varia de 14,90 a 28,72 mm. Estes apresentam uma forma predominantemente discoidal a tender para elipsoidal, mas com alguns indivíduos apresentando uma forma esferoidal (Figura 36).

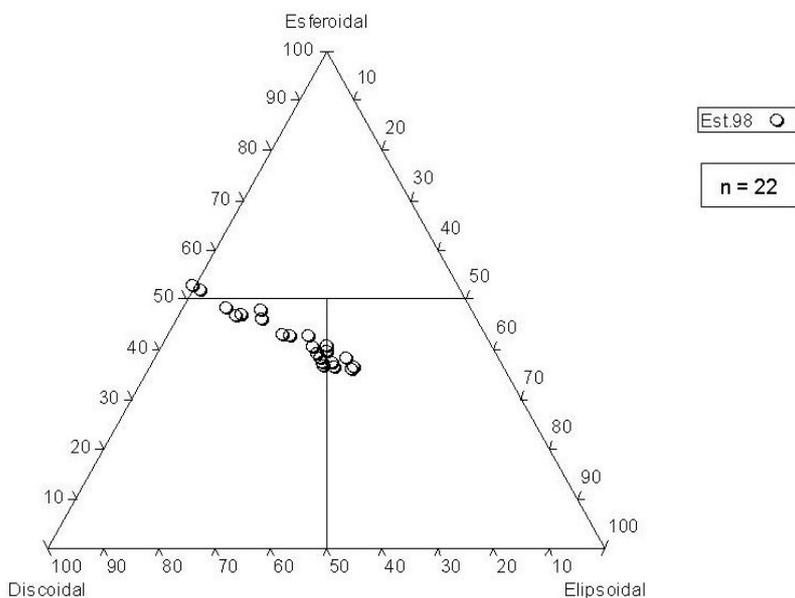


Figura 36: Forma dos rodólitos actuais recolhidos na estação 98 aos 34 metros de profundidade.

Para poder comparar melhor os tamanhos dos rodólitos fósseis com os actuais foi feita uma

mediana para L, I e S de todas as amostras de modo a se perceber melhor a relação das dimensões entre estes, dividindo a mediana menor pela mediana maior (ver Anexo I). Os rodólitos da estação 97 apresentam um L 15% maior do que os da estação 98 e os rodólitos fósseis 45% maior do que os da estação 97 e 53% maior do que os da estação 98. O I dos rodólitos da estação 97 é 3% maior do que o I dos da estação 98 e 50% menor do que os fósseis; tendo estes últimos um I 51% maior do que os rodólitos da estação 98. O S dos rodólitos fósseis é 51% maior do que o S dos da estação 98 e 47% maior do que os da estação 97. Estes últimos apresentam um S 8% maior do que os da estação 98.

4.3. Lâminas Delgadas Polidas

Quando se efectuaram os primeiros cortes nos rodólitos de modo a se proceder à realização das lâminas delgadas, foi possível observar o interior destes, sendo que uns apresentavam o seu interior composto inteiramente pela própria alga formadora do rodólito, enquanto outros apresentavam no interior, núcleos de outro tipo de materiais (Figura 37).

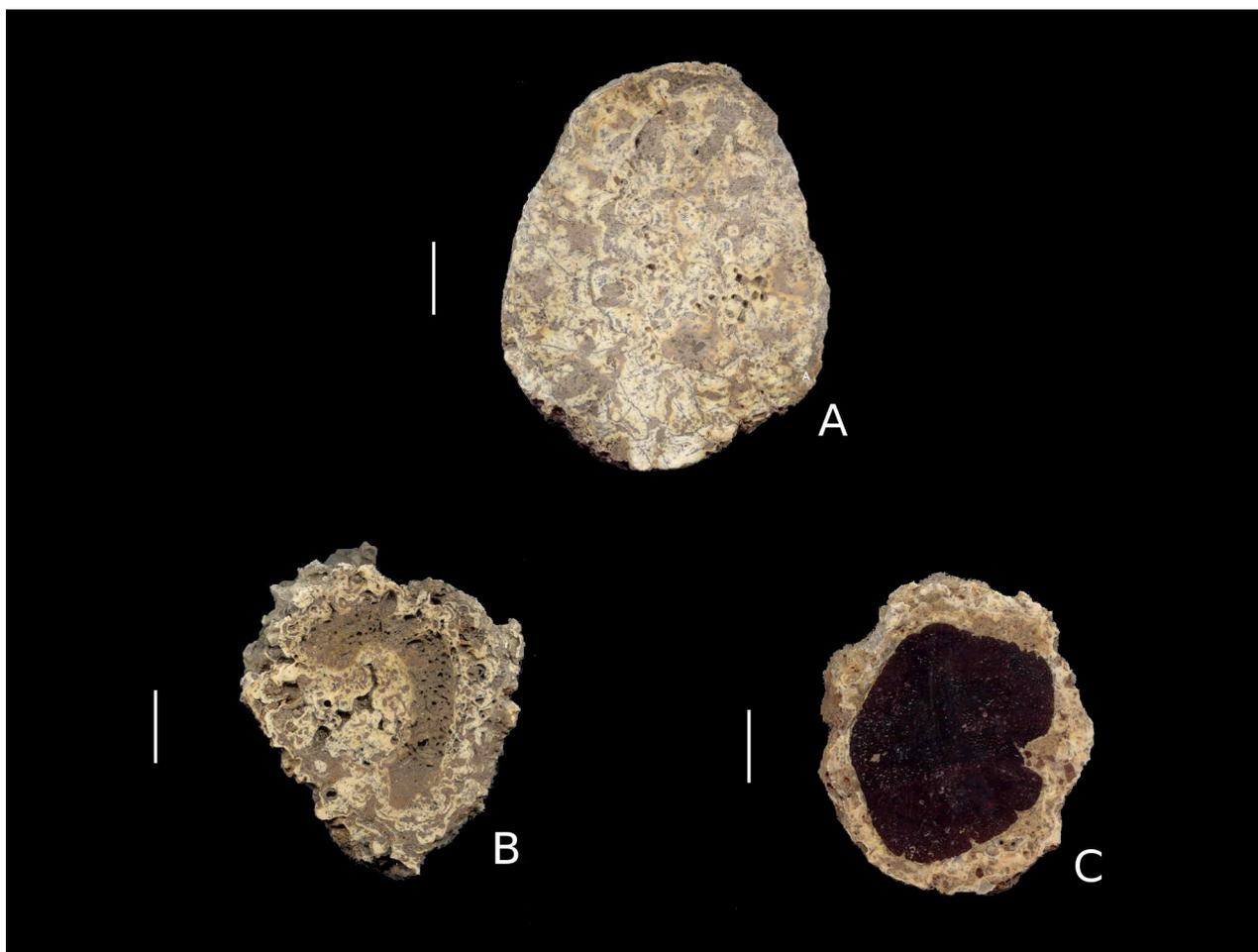


Figura 37: Interior dos rodólitos. A – rodólito com interior composto pela alga formadora do rodólito; B – rodólito com núcleo de uma concha; C - rodólito com núcleo de seixo rolado de basalto. Escalas de A-C = 2 cm.

4.4. Taxonomia Paleontológica

conhecimento da taxonomia dos rodólitos de Porto Santo começou com Cachão *et al.* (2000) em que foram registadas duas espécies de *Lithothamnion* e raras formas encrustantes formadas por *Lithoporella melobesioides* e algumas algas da família Peyssonneliaceae na Pedra de Água e dois géneros *Sporolithon* e *Lithothamnion* no Cabeço das Laranjas, desde então não foi registado nenhum outro estudo taxonómico sobre os rodólitos de Porto Santo.

Não existe nenhuma monografia mundial das Corallinales, e a avaliação dos caracteres usados na delimitação de espécies a nível mundial é actualmente matéria de investigação (Harvey & Woelkerling, 2007). Segundo os mesmos autores, depois de se identificar o género de um espécime pode-se proceder de duas formas: (1) colocar o espécime nas mãos de um especialista e/ou (2) tentar identificar a espécie com base em literatura taxonómica existente. Nesta primeira tentativa de identificação das algas calcárias formadoras de rodólitos foi apenas possível chegar a uma

classificação a nível do género com base em bibliografia publicada (e.g. Bosence, 1983; Braga *et al.*, 1993, 2009; Rasser, 1998; Basso *et al.*, 2006; Iryu *et al.*, 2009).

Características gerais das 3 famílias de Corallinales e dos géneros presentes neste trabalho de acordo com Iryu *et al.* (2009) e (Keats, 2001):

Família CORALLINACEAE Lamouroux, 1812

Características: As Corallinaceae contêm membros das Corallinales que produzem tetrasporângios em conceptáculos uniporados. Os tetrasporângios não possuem sinapses apicais, e cada esporângio contém esporos zonados. As estruturas masculinas e femininas também são produzidas em conceptáculos uniporados.

Género LITHOPHYLLUM Philippi, 1837

Espécies de Lithophylloideae que não possuem genículo, nem haustórios, não têm uma organização interna isobilateral e não têm camadas alternadas de células longas e curtas, são colocadas no complexo *Lithophyllum-Titanoderma* (Woelkerling *et al.*, 2002 *in* Iryu *et al.*, 2009). De acordo com Woelkerling *et al.* (2002) e Braga (2003) (*in* Iryu *et al.*, 2009), evidências moleculares sugerem que *Lithophyllum* e *Titanoderma* representam géneros distintos, mas barreiras genéricas permanecem obscuras em terrenos morfológicos, e portanto, são tratados como um complexo usando-se o nome genérico mais antigo *Lithophyllum*.

O género *Lithophyllum* é caracterizado por apresentar conceptáculos tetrasporangiais uniporados, células de filamentos adjacentes unidas por conexões celulares secundárias e margem de crescimento polistromática de organização dímera ou monómera (Woelkerling, 1996 *in* Nunes *et al.*, 2008).

Inclui espécies que são exclusivamente fósseis, ou exclusivamente não-fósseis, ou ambas.

Género LITHOPORELLA (Foslie) Foslie 1909

Espécies de Mastophoroideae com talo não geniculado; algumas células mas não todas de filamentos vegetativos contíguos unidos por fusões celulares; sinapses secundários aparentemente ausentes ou comparativamente raros; tetrasporângios/bisporângios sem tampões apicais suportados dentro dos conceptáculos uniporados.

O género *Lithoporella* é caracterizado pela seguinte combinação de caracteres: um talo que não é endofítico sem haustórios; um talo dímero com filamentos basais composto por células em paliçada; um talo fino [2-3(5)] excepto pontos próximos da ramificação; os poros dos canais dos conceptáculos tetrasporangiais alinhados com as células que surgem dos filamentos intercalados entre as iniciais esporangiais; estas células não protaem no poro do canal, e são orientados mais ou menos perpendicularmente à superfície do tecto. Além disso, a ausência da columela nos conceptáculos tetrasporangiais distingue *Lithoporella* de *Mastophora*.

Género LITHOTHAMNION Heydrich, 1897

Espécies de Melobesioideae com talo não geniculado; algumas células mas não todas dos filamentos vegetativos contíguos unidos por fusões celulares; sinapses secundários aparentemente ausentes ou relativamente raras; tetrasporângios/bisporângios produtor de tampões apicais suportados dentro dos conceptáculos multiporados.

O género *Lithothamnion* é caracterizado pela combinação de células epiteliais dilatadas, talo com construção monómera, e sistemas espermatangiais dendróides distinguem *Lithothamnion* de todos os outros géneros melobesioides. Cuidado especial deverá ter-se aquando da identificação de *especimens* com células epiteliais dilatadas, uma vez que esta característica também está presente em Sporolithaceae.

Família HAPALIDIACEAE Gray, 1864

Características: A Hapalidiaceae contem os membros das Corallinales que produzem tetrasporângios em conceptáculos multiporados. Os tetrasporângios possuem sinapses apicais, e cada esporângio contem esporos zonados. As estruturas masculinas e femininas, contudo, são produzidas em conceptáculos uniporados.

Família SPOROLITHACEAE Verheij, 1993

Características: A Sporolithaceae contem os membros das Corallinales que produzem tetrasporângios individuais em compartimentos calcificados (não em conceptáculos); normalmente os compartimentos são agrupados em soros. Os tetrasporângios possuem sinapses apicais, e cada esporângio contem esporos cruciados. Por contraste, as estruturas masculinas e femininas são produzidas em conceptáculos uniporados semelhantes aos das outras algas vermelhas coralinas. No género *Sporolithon*, por contraste, os compartimentos tetrasporangiais não possuem invólucros e têm apenas uma célula peduncular em cada compartimento esporangial.

Género SPOROLITHON Heydrich (1987)

Plantas epizóicas ou soltas, podem ser completamente de vida livre, em forma de rodólitos; achatadas, grumosas ou ramificadas. Talo pseudoparenquimatoso; dorsiventral e monómero nas partes encrustantes e mais ou menos radial e monómero nos ramos. Os filamentos da região ventral e os filamentos centrais dos ramos são compostos por filamentos não-coaxiais. Cada filamento tem uma célula epitelial terminal e uma célula meristemática subepitelial. As células dos filamentos adjacentes são ligadas por sinapses secundárias e fusões de células laterais. Os iniciais tetrasporangiais formados terminalmente em filamentos da região dorsal, cada inicial produzindo um tetrasporângio único simultaneamente clivado com um arranjo cruciado dos tetrasporos,

suportados por uma única célula do caule. Tetrasporângios solitários ou agrupados em soros, separados por paráfises calcificados, mas não em conceptáculos, cada um com um tampão mucilaginoso no ápice do tetrasporângio, saindo depois do esporo sendo depois libertado ou coberto. Os gametângios e os carposporângios (quando presentes) ocorrem em conceptáculos com tectos calcificados. As estruturas masculinas e femininas ocorrem em conceptáculos separados, às vezes na mesma planta. Os espermatângios (quando presentes) desenvolvem-se dos iniciais espermatangiais, ocorrendo em aglomerados dendróides no chão, tecto e paredes do conceptáculo. Os filamentos do carpogónio (quando presentes) surgem do chão do conceptáculo. Após presumida cariogamia os carposporófitos (quando presentes) surgem e alcançam a maturidade dentro conceptáculo feminino original (Verheij, 1993).

Figura 38: A-D. *Lithoporella* spp., A. R6PA_1, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos; camada basal de células predominantemente paliçadas. B. R6PE_3, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos; crescimentos múltiplos dos filamentos de células. C. R6PE_4, mesmo corte que em B. D. R14PA_3, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, dois conceptáculos uniporados. E-H. *Sporolithon* spp., E. R4PE_1, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, secção longitudinal dos compartimentos esporangiais; compartimentos agrupados em soros como linhas paralelas de tamanho indefinido. F. R14PA_25, corte paralelo à superfície do crescimento dos filamentos; alguns compartimentos agrupados em soros. G. R14PA_35 e H. R14PA_41, os mesmos cortes que em F, disposições diferentes dos soros esporangiais.

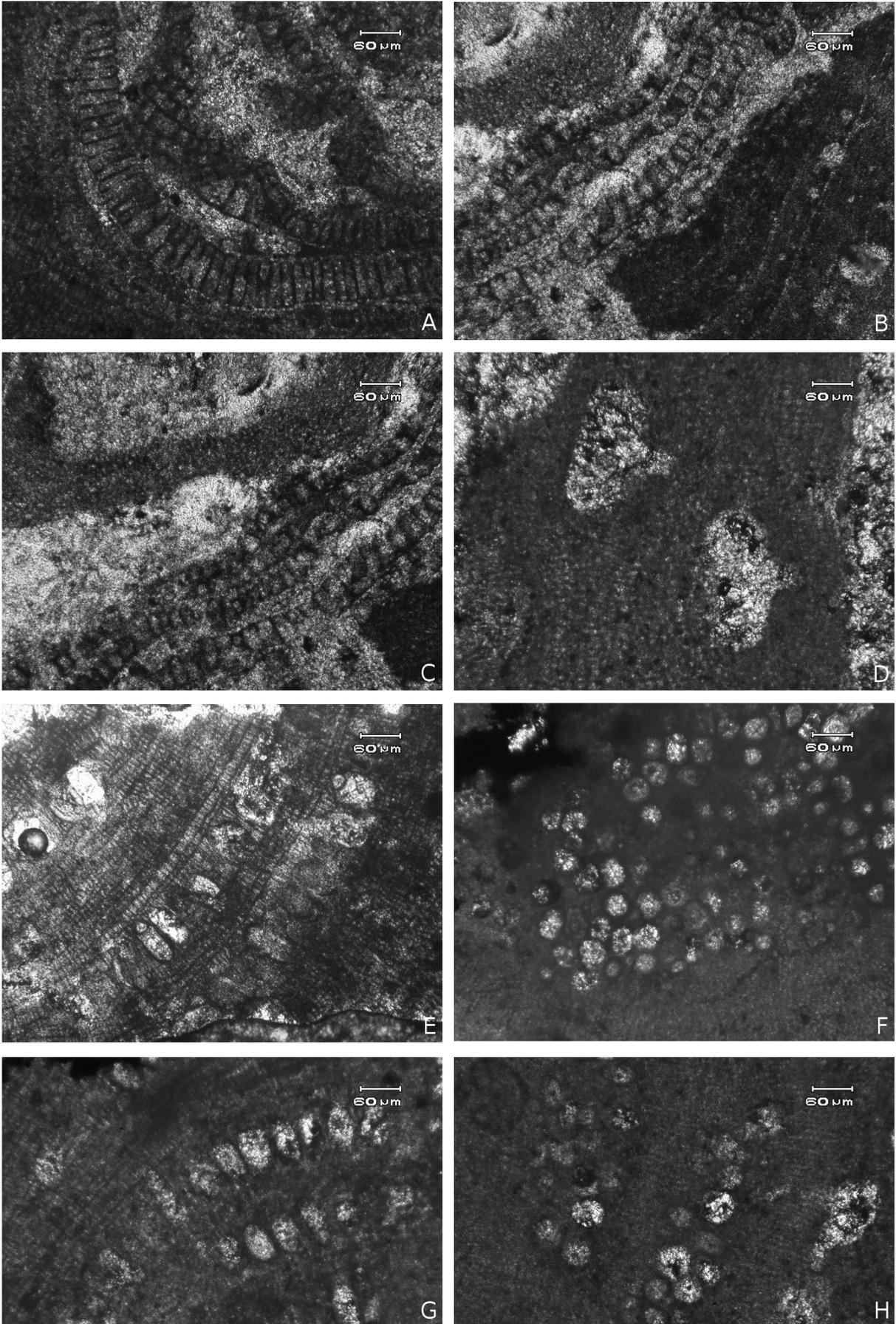


Figura 38

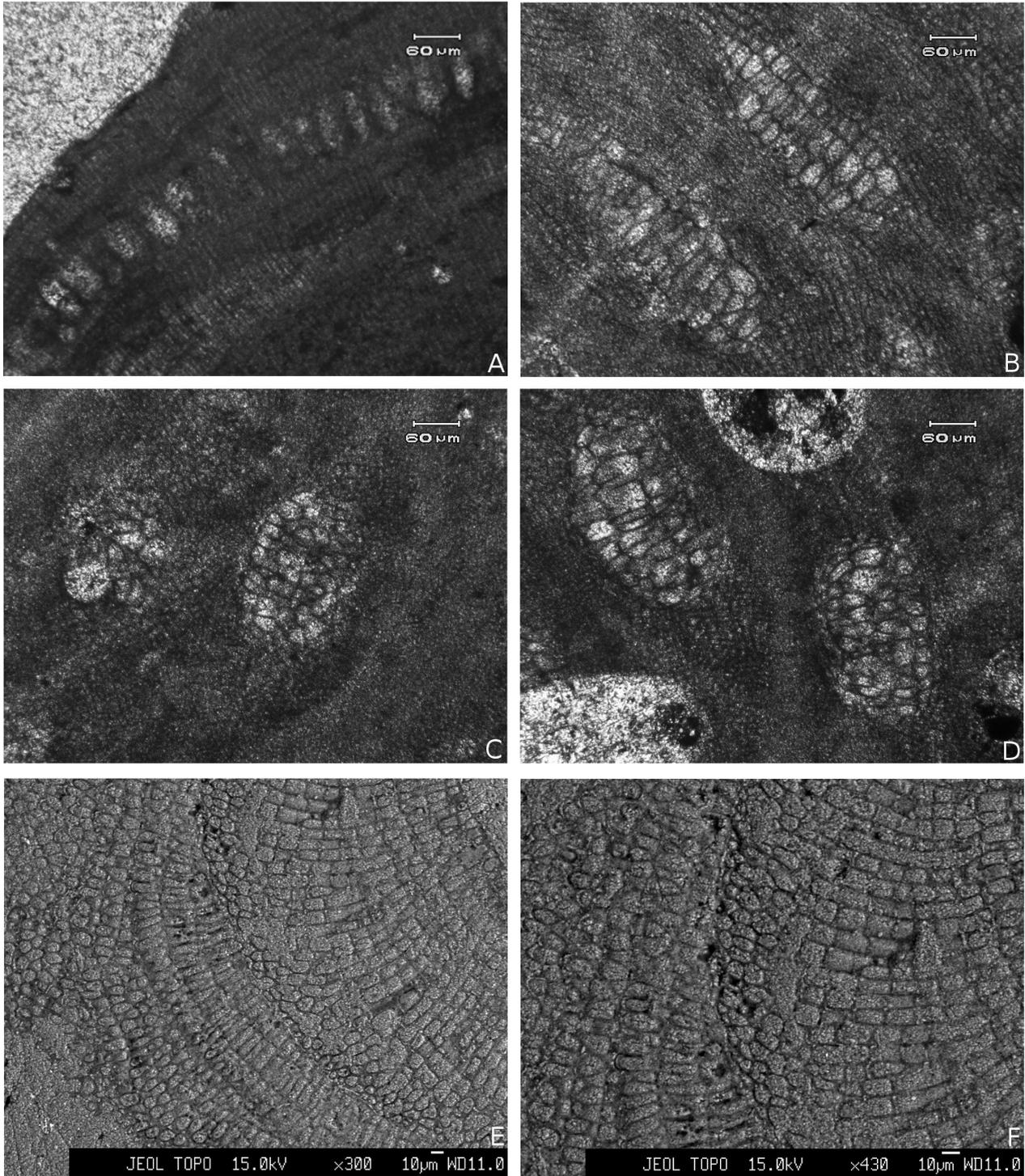


Figura 39: A. *Sporolithon* spp. R14PA_41, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, secção longitudinal dos compartimentos esporangiais, agrupados em soros, localizados na superfície do talo. B-F. *Lithothamnion* spp., B. R4PA_2, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, dois conceptáculos multiporados. C. R4PE_3 e D. R4PE_22, cortes perpendiculares à direcção do crescimento dos filamentos. E. R4PA_5SEM, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos em MEV; evidenciando organização do tipo monómero, composta por filamentos dispostos de uma maneira não-coaxial. F. R4PA_7SEM, pormenor de E.

Figura 40: A-D e F. *Lithophyllum* spp., A. R2PA_5, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculos uniporados. B. R2PE_3, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculo uniporado que surge na superfície de ramos dímeros e fica coberto por outros ramos dímeros. C. R16PA_11, corte paralelo à direcção do crescimento dos filamentos, conceptáculo com talo vegetativo circundante. D. R16PE_13, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos, filamentos ventrais de células coaxiais e a sua curva derivada para fora originando uma região dorsal periférica. E. R5PE_3SEM, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos em MEV, talo evidenciando organização dímera, 1 – fusões celulares. F. R7PE_4SEM, corte perpendicular à direcção do crescimento dos filamentos em MEV, aspecto das células epiteliais de *Lithophyllum*.

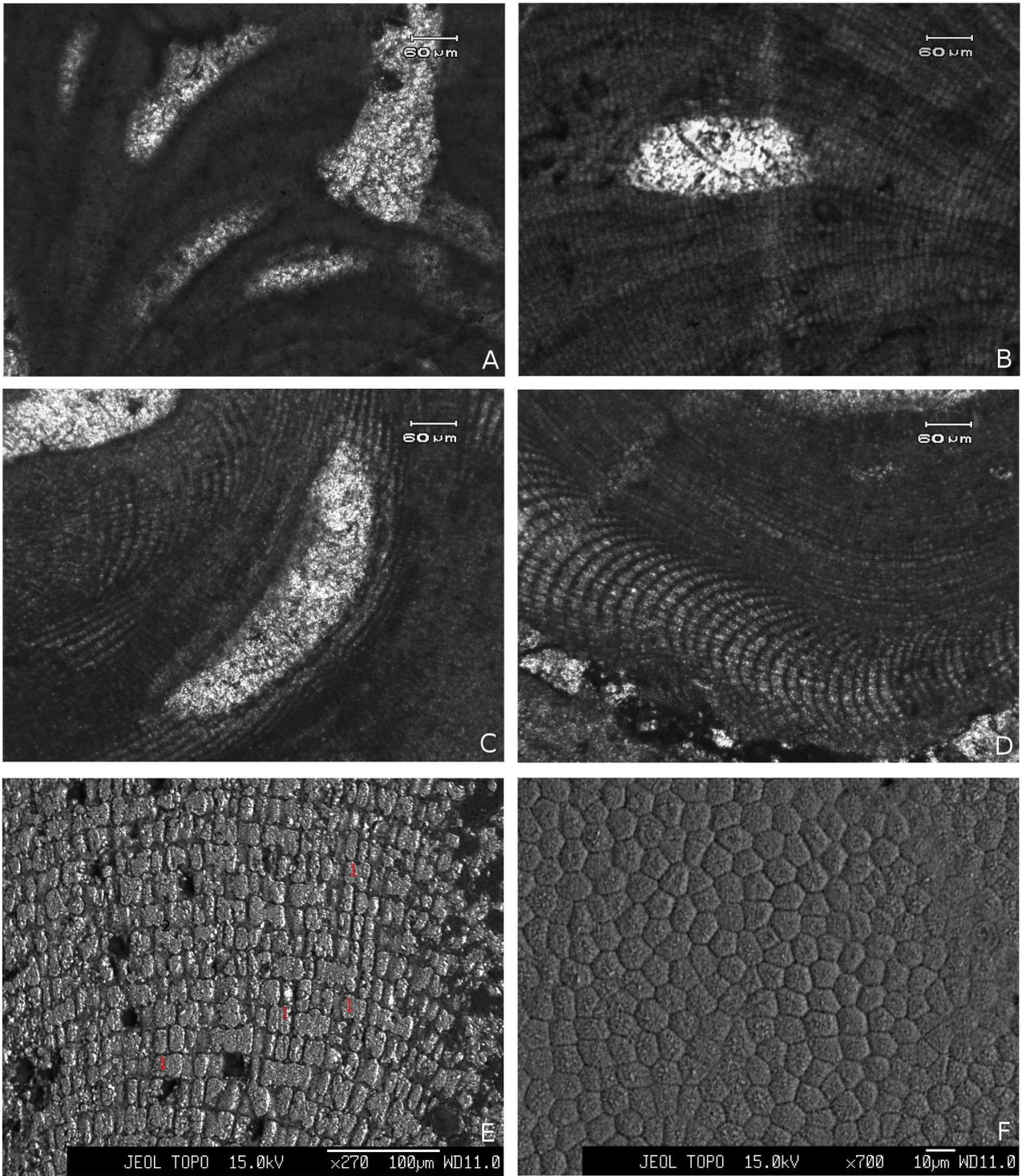


Figura 40

5. DISCUSSÃO

5.1. Métodos Para as Algas Actuais

5.1.1. Descalcificação

O ácido nítrico a 10% proposto por Keats (2001) mostrou ser um melhor agente descalcificante do que o ácido nítrico a 1% em formol-água salgada a 5% (proposto pelo mesmo autor) pois os espécimes descalcificados pelo primeiro método ficaram muito mais moles do que os descalcificados pelo segundo método, facilitando assim a realização dos cortes histológicos. Outra vantagem do primeiro método em relação ao segundo consiste no menor custo, pois não emprega tantas substâncias, assim como a facilidade de preparação da solução e o menor tempo dispendido. O método do ácido nítrico, de acordo com Riosmena-Rodriguez (1993 *in* Horta, 2002), é o que permite melhores resultados quando comparado com outros processos de descalcificação rápida ou aqueles associados ao processo de fixação do material.

De acordo com Braga *et al.* (1993), o procedimento usado na preparação de coralinhas actuais pela simples fracturação do talo antes da montagem e revestimento da amostra, não dá bons resultados em material fóssil uma vez que as características diagenéticas mascaram as características originais do material. Depois do polimento e do ataque químico (*etching*) dos talos das coralinhas fósseis, contudo, as células originais das paredes e sucessivos cimentos são claramente distinguíveis e a estrutura de tecidos calcificados é observável em ampliações semelhantes às aquelas usadas pelos botânicos.

5.1.2. Lâminas das Algas Actuais

Moura *et al.* (1997) obteve cortes histológicos de algas com espessuras 4-5 μm em micrótomoto rotativo com uma navalha de fio C; Harvey *et al.* (2005) obteve cortes histológicos com espessuras de 8-12 μm em micrótomoto *sledge*, modelo 860; Norris & Johansen (1981) obtiveram cortes histológicos de 8-10 μm , mas não especificam o método pelo qual obtiveram os cortes; Horta (2002), obteve cortes histológicos com espessuras de 3-15 μm em micrótomoto rotativo. Neste trabalho não foi possível fazer os cortes com espessuras inferiores a 15 μm . Isto deve-se ao facto de a lâmina do micrótomoto usado apresentar uma grande espessura e as algas depois de descalcificadas ficarem muito moles dificultando os cortes, chegando mesmo a ficar completamente desfeitas sempre que se tentou obter cortes com espessuras inferiores a esta. Uma outra razão para isto pode estar na diferença dos micrótomotos, mas deve-se principalmente às diferentes técnicas empregues por estes autores em que são utilizados vários reagentes antes e depois da descalcificação, as amostras são embebidas em resina e/ou parafina, são efectuadas desidratações, muitas vezes são

utilizados corantes para fazer sobressair as estruturas e o material sofre uma série de tratamentos que pode durar uma ou duas semanas. Estas técnicas embora mais eficientes do que as utilizadas neste trabalho, são técnicas muitas morosas e dispendiosas. Contudo a metodologia aplicada neste trabalho possibilitou a obtenção de cortes histológicos adequados para a análise estrutural das partes vegetativa e reprodutiva de uma forma rápida e não dispendiosa.

5.1.3. Identificação das Algas Actuais

Características como comprimento do talo, comprimento e número de filas medulares do intergeniculo, forma do lobo (agudo, obtuso ou recortado), ângulo do lobo ($<$ ou $>$ 60°) e o número de conceptáculos por lobo têm sido largamente empregadas na delimitação das espécies (Joansen, 1977, Srimanobhas *et al.*, 1990 *in* Moura & Guimarães, 2002). Estas características foram muito úteis na identificação das algas actuais embora por vezes não tenha sido possível identificar todas. Uma vez que foram usadas várias chaves de classificação e consultada bibliografia de vários autores, sempre que não foi possível encontrar uma característica, passou-se para outras de modo a poder chegar a uma identificação final, como sugerido por Harvey *et al.* (2005).

Apesar do grande número de características incluídas na descrição de espécies de coralinhas actuais, os critérios diagnósticos a nível das espécies estão restritos a algumas características, especialmente aqueles relacionados à anatomia e tamanho dos conceptáculos esporangiais e ao arranjo das células em porções vegetativas. A variabilidade intraespecífica nestas algas é conseqüentemente elevada e produzida por variação tanto na anatomia reprodutiva como na vegetativa. A maioria das características diagnosticantes das coralinhas actuais são reconhecíveis em algas coralinhas fósseis, e contudo, estudos paleontológicos com coralinhas devem seguir os mesmos procedimentos taxonómicos dos ficologistas actuais (Braga & Aguirre, 1995).

De acordo com Harvey & Woelkerling (2007), pelo menos 40 espécies de coralinhas não geniculadas estão na literatura como formadoras de rodólitos. Contudo, nem todos os registos na literatura, estão confirmados e nem todas as espécies têm estudos detalhados do tipo de material publicados e a disposição de algumas espécies continua incerta. Novos leitos de rodólitos têm sido descobertos e pesquisados)regularmente. O número de espécies formadoras de rodólitos a nível mundial, é provável que altere com estudos taxonómicos adicionais em leitos de rodólitos e estudos do tipo de material.

A regra ecológica das coralinhas é variada e significativa, e uma pesquisa detalhada da sua ecologia, fisiologia, biogeografia e conservação está dependente na habilidade de identificar os espécimes a nível da espécie (Harvey *et al.*, 2005).

5.2. Métodos Para as Algas Fósseis

5.2.1. Forma e Tamanho

Bosence (1983), propôs uma classificação dos rodólitos onde estes podem ser descritos em termos da sua morfologia (forma, tamanho e estrutura) e a sua composição taxonómica (monoespecífico ou multiespecífico) tanto em actuais como fósseis. Neste trabalho não foi considerada a estrutura dos rodólitos, mas todas as outras provaram ser eficazes tanto para os rodólitos actuais como para os fósseis, permitindo fazer comparações a nível da sua ecologia.

Através das figuras 38, 39 e 40 verifica-se que os R4 e R14 são multiespecíficos, pois o mesmo rodólito é constituído por mais do que um género, sendo o R4 constituído por géneros de *Sporolithon* e *Lithothamnion*, e o R14 por géneros de *Lithoporella* e *Sporolithon*. Todos os outros rodólitos, apesar do desconhecimento das espécies, estes apenas representam um género, logo foram considerados como monoespecíficos.

A forma dos rodólitos tem sido sugerida como indicador de frequência de rolamento (Bosence, 1983a,b *in* Bassi *et al.*, 2009). Alterações na forma dos rodólitos também foram correlacionadas às mudanças das propriedades hidráulicas durante o crescimento dos rodólitos (e.g. Braga & Martin, 1988, Gischler & Pisera, 1999 *in* Bassi *et al.*, 2009). As formas esferoidal e elipsoidal foram mais relacionadas a eventos de rolamento frequente em ambientes de maior energia ao contrário das formas discoidal e irregular que ocorrem em áreas menos expostas, onde o movimento pouco frequente leva a morfologias de crescimento achatado (Bosence, 1983a,b, Steller & Foster, 1995 *in* Bassi *et al.*, 2009). Outros exemplos de rodólitos discoidais que ocorrem em áreas de águas profundas, onde o transporte pela água é pouco frequente são conhecidos em exemplares tanto recentes como fósseis (Minnery, 1990, Marrack, 1999, Rasser & Piller, 2004, Bassi, 2005 *in* Bassi *et al.*, 2009). Um estudo adicional descrevendo esta tendência por Foster *et al.* (1997 *in* Bassi *et al.*, 2009) no Golfo da Califórnia mostra rodólitos esferoidais ocorrendo em sedimentos rasos, influenciados pelas ondas, ao passo que, a frequência das formas discoidal e elipsoidal aumentam com a profundidade.

Outros estudos, no entanto, mostram pouca ou nenhuma correlação entre a forma, o movimento da água e o substrato (Bassi *et al.*, 2009). Steller & Foster (1995 *in* Bassi *et al.*, 2009) não encontraram diferença na forma dos rodólitos ao longo dos gradientes do movimento da água e do tipo de substrato. Eles sugeriram que a morfologia dos rodólitos pode não ser só uma função do movimento da água. Além disso, uma interacção complexa entre o movimento da água e bioturbadores não pode ser excluída como um factor determinante para a forma dos rodólitos (Marrack, 1999, Foster, 2001 *in* Bassi *et al.*, 2009). Um estudo em rodólitos de algas coralinas na ilha Fraser (a este da Australia) mostra que o tamanho e a forma dos rodólitos estão altamente

dependentes no tamanho e forma do núcleo (Lund *et al.*, 2000 in Bassi *et al.*, 2009). Este estudo também não registou nenhuma variação na forma dos nódulos que variou de esférica a elipsoidal e a discoidal em todas as profundidades estudadas (Bassi *et al.*, 2009). De acordo com Foster *et al.* (1997) o tamanho dos rodólitos não é consistentemente relacionado com o tipo de banco, mas os diagramas de esfericidade e o coeficiente da variação na esfericidade mostraram que os rodólitos em bancos de correntes são mais irregulares na forma e mais semelhantes a indivíduos de bancos de ondas em margens mais baixas. Apesar da esfericidade ser uma característica útil, o coeficiente de variação é muito mais fácil de calcular e ilustrar.

Os rodólitos com superfícies algais vivas a circundá-lo necessitam ser virados/rolados com alguma, embora ainda desconhecida, frequência, o que é amplamente dependente do hidrodinamismo no fundo e da actividade biológica (movimento de vários organismos bentónicos e peixes). Sob um dado movimento de onda controlado pelo vento, a corrente correspondente gerada no fundo é mais fraca quanto maior for a profundidade (Basso, 1998).

Como já vimos anteriormente para os rodólitos fósseis, o tamanho e a forma dos rodólitos é independente do tamanho e forma do núcleo. Para os rodólitos fósseis registou-se formas discoidais a tenderem para elipsoidais, para os rodólitos actuais da estação 97 registou-se formas discoidais a tenderem para elipsoidais e para os da estação 98, formas predominantemente discoidais a tenderem para elipsoidais, com alguns esferoidais. Segundo o Instituto Hidrográfico (2008) na baía de Porto Santo as correntes são geralmente nulas ou muito fracas, principalmente para norte do alinhamento dos ilhéus de Baixo e de Cima. Independentemente das espécies que formam ambos rodólitos fósseis e actuais e o seu tamanho, e sendo que se verificou uma diferença na forma dos rodólitos actuais em relação à sua profundidade, pode-se dizer que os rodólitos fósseis formaram-se em águas não muito profundas. É de se ter em conta que não foi feito nenhum estudo em relação aos bioturbadores, tanto para os rodólitos fósseis como para os actuais, esta relação poderia ter ajudado a uma melhor interpretação dos resultados.

5.2.2. Lâminas Delgadas Polidas

De acordo com Braga *et al.* (1993) as lâminas delgadas das algas fósseis não devem ter uma grossura superior a 20 μm , uma vez que as lâminas grossas preservam um número de filamentos sobrepostos e células que são difíceis de interpretar. Neste trabalho foi impossível fazer as lâminas delgadas com esta grossura ou mesmo com uma grossura inferior porque assim que as lâminas atingiam uma grossura inferior aos 30 μm a informação contida nas amostras perdia-se, ficando mesmo quase transparentes. O facto é que o autor não especifica se a grossura das lâminas delgadas corresponde à lâmina de vidro com a amostra ou só à amostra por si só. Uma vez que as lâminas de

vidro utilizadas neste trabalho tinham uma grossura de cerca de 30 μm e depois de adicionadas as amostras das algas fósseis, estas passavam a obter perto de 40 μm . É possível que se tenha obtido a grossura desejada, sendo que só assim foi possível observar as estruturas preservadas sem falhas de informação como nas lâminas que possuíam uma grossura inferior a esta, quase transparentes e tiveram de ser repetidas para se poder observar as estruturas preservadas.

5.2.3. Taxonomia

De acordo com Bassi *et al.* (2009), o núcleo dos rodólitos depende, portanto, da natureza e tamanho dos componentes biogénicos no local onde as coralinhas prosperam. A natureza do núcleo não é determinante na forma final do rodólito se o tamanho do núcleo for pequeno em relação ao tamanho final do rodólito. Reid e Macintyre (1988) e Lund *et al.* (2000) *in* Bassi *et al.* (2009) reconheceram que o tamanho dos rodólitos é altamente dependente do seu núcleo. Lund *et al.* (2000 *in* Bassi *et al.*, 2009) registaram que os núcleos mostram uma elevada variação de tamanho em profundidades de água menores do que 60 m do que aqueles em locais mais profundos. Neste trabalho, para os rodólitos fósseis, não foi possível estabelecer uma relação do núcleo com o tamanho dos rodólitos, porque havia rodólitos que tinham um núcleo muito pequeno em relação ao tamanho total do rodólito, outros possuíam um núcleo tão grande com apenas uma camada fina de rodólito, como é o caso da figura 34C, que muitos autores não consideram ser um rodólito por ter mais núcleo do que alga. No entanto a maioria dos rodólitos presentes não possuía núcleo, sendo constituídos inteiramente pela própria alga formadora do rodólito.

Na figura 16E, apenas se pode concluir que é um talo com organização dímera pela disposição dos filamentos mas não se pode afirmar que pertence ao género *Lithophyllum* pois este apresenta fusões celulares, como se pode observar na tabela 1, apenas as famílias Melobesioideae e Mastophoroideae possuem, e como esta foi a única fotografia que se conseguiu obter das lâminas do rodólito (R5), não se consegue saber a qual das famílias é que pertence.

Adey (1986 *in* Ámen *et al.*, 2005) descreveu um padrão geral para regiões temperadas e subtropicais, no qual o género *Lithophyllum* domina águas rasas (acima de 10 m), géneros tropicais da família Mastophoroideae como *Neogoniolithon* e *Hydrolithon* ocupam águas de profundidade média (10-50 m), e água fria géneros da família Melobesioideae como *Lithothamnion* e *Phymatolithon* são encontrados em águas médias a profundas (abaixo dos 50 m). O género *Sporolithon* está dado para áreas tropicais e subtropicais (Verheij, 1993), com uma distribuição de profundidade muito ampla, podendo encontrar-se entre os 20-40 m mas também ocorrendo no subtidal inferior e/ou no intertidal (Rasser & Piller, 1997). O que mais uma vez leva a querer que os rodólitos fósseis de Porto Santo se tenham formado num clima tropical a subtropical, em águas

médio profundas.

5.3. Associações de Rodólitos Durante o Miocénico

As litofácies rodalgais têm sido registadas num número de definições do Paleogénico, mas tornaram-se mais distribuídas durante o Neogénico (Halfar & Mutti, 2005). Em adição à sua distribuição global, as algas vermelhas coralinas também exibiram a sua maior riqueza específica durante o Miocénico inferior e médio (Figura 41) (Aguirre *et al.*, 2000 *in* Halfar & Mutti, 2005).

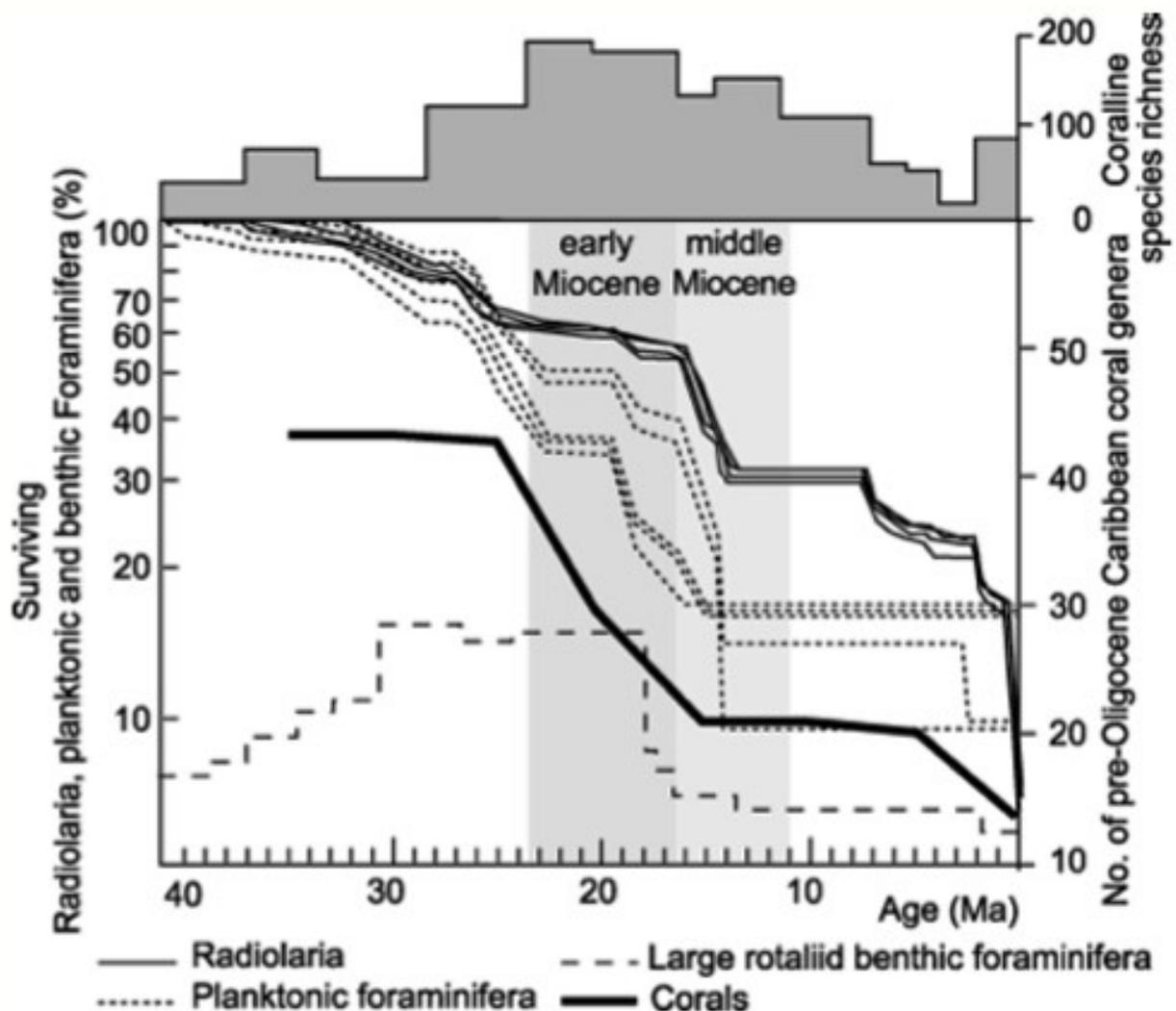


Figura 41: Curvas de sobrevivência para policohortos (i.e. todas as espécies em famílias que existiram durante um intervalo de tempo particular) de radiolários e espécies de foraminíferos planctônicos tiveram origem antes do Oligocénico. Números de géneros de corais pré-Oligocénicos e grandes foraminíferos rotaliídeos nas Caraíbas. Ocorreram extinções dispersas durante o Miocénico inferior e médio (bandas verticais sombreadas). Ao mesmo tempo, espécies de algas vermelhas coralinas exibiram grandes radiações (parcela de abundância no topo) (*in* Halfar & Mutti, 2005).

Em paralelo ao desenvolvimento disperso das fácies rodalgais e radiação das espécies de algas vermelhas coralinas durante o Burdigaliano até ao Tortoniano, outros grupos de organismos marinhos sofreram declínios severos (Halfar & Mutti, 2005). Raup e Sepkoski (1986 *in* Halfar & Mutti, 2005) demonstraram a possível existência de um pico de extinção global durante o Miocénico médio. Apesar de este pico de extinção ser pouco constrangido, é suportado por um aumento nas taxas de extinção de organismos marinhos planctónicos (foraminíferos planctónicos e radiolários) e animais com fotosimbiontes adaptados a condições oligotróficas (corais e foraminíferos grandes) que normalmente prosperam sob condições oligotróficas. Os foraminíferos grandes decaíram em diversidade e tamanho durante o Miocénico inferior, quando os rotalídeos foraminíferos sofreram extinções síncronas no Aquitaniano-Burdigaliano. Pelo Miocénico médio, aproximadamente metade dos géneros de corais do Oligocénico das Caraíbas tornaram-se extintos; a sobrevivência estava limitada aos géneros tolerantes tanto a turbidez como a elevados nutrientes. Na área do Mediterrâneo, Esteban (1996 *in* Halfar & Mutti, 2005) registaram a ocorrência extensiva de recifes de corais durante o Aquitaniano, poucos recifes de corais durante o Burdigaliano, e subsequente reaparecimento de recifes de corais durante o Tortoniano-Messiniano. Do mesmo modo, Bourrouilh-Le Jan & Hottinger (1988 *in* Halfar & Mutti, 2005) descreveram um declínio drástico no Miocénico inferior em recifes de corais em um número de atóis do Pacífico; os corais voltaram outra vez durante o Miocénico superior. Resumindo, enquanto muitos fototróficos decaíram globalmente, as algas vermelhas coralinas expandiram e diversificaram-se durante o Miocénico tardi-Inferior para o Miocénico pré-Superior.

Isto pode ser uma explicação para os rodólitos actuais de Porto Santo que apresentam um tamanho mais pequeno e não apresentam diversidade de espécies como os rodólitos fósseis.

6. CONCLUSÕES

As fácies de rodólitos são caracterizadas por uma abundância de algas vermelhas coralinas de vida livre, e são uma característica comum dos níveis de carbonato modernos e antigos a nível mundial. As comunidades de rodólitos tais como os pavimentos de rodólitos contribuem significativamente para a biodiversidade global e os fósseis de rodólitos são comumente considerados na obtenção de informação paleoecológica. Traçando as características dos rodólitos tais como a composição taxonómica, natureza do núcleo, arranjo interno, formas de crescimento exterior, tamanho, forma, bem como as assinaturas tafonómicas, permite a comparação entre as informações sobre o ambiente deposicional tanto dos pavimentos de rodólitos recentes como dos fósseis (Bassi *et al.*, 2009).

Apesar dos rodólitos serem conhecidos em uma grande variedade de zonas climáticas, uma pesquisa na literatura sugere que os sedimentos de carbonato consistindo predominantemente em rodólitos, representando as fácies “rodalgais” são característicos de zonas de clima transitório entre regiões tropicais e temperadas (Carannante *et al.*, 1988* *in* Dorsey, 1997).

Ligações celulares interfilamentos podem ser observadas em coralinas fósseis através de superfícies polidas e ataque químico ao MEV. O reconhecimento destas características anatómicas permite-nos empregar os mesmo critérios diagnósticos na delimitação dos géneros e subfamílias paras as coralinas fósseis e actuais (Braga *et al.*, 1993).

Este trabalho permitiu uma introdução ao estudo das algas vermelhas coralinas actuais e fósseis, comparar as suas estruturas vegetativas e reprodutivas, e perceber melhor a sua distribuição geográfica.

7. TRABALHOS FUTUROS

Trabalhos futuros são necessários para identificação das algas coralinas fósseis até ao nível da espécie, pois a distribuição batimétrica dos géneros tende a ser mais abrangente, ao contrário das espécies, que são mais precisas. Ao identificarmos as espécies podemos distinguir melhor entre os rodólitos monoespecíficos e multiespecíficos. Neste trabalho os rodólitos fósseis também não foram classificados em relação ao seu crescimento (e.g. laminar, ramificado e colunar), o que impossibilitou saber se os rodólitos foram construídos por uma, duas ou três morfologias, uma vez que estes podem muito bem mudar de forma durante o seu crescimento. Os bioturbadores também são importantes, pois estes são um factor determinante para a forma dos rodólitos, um estudo em relação aos rodólitos, considerando os bioturbadores, permitirá resultados e conclusões mais precisas. Existem também associações de rodólitos e fauna característicos de determinadas profundidades. O estudo desta relação, poderá indicar ao certo a paleoprofundidade.

8. BIBLIOGRAFIA

- Ámen, R. G., Neto, A. I., Azevedo, J. M. N.** (2005) Coralline-algal framework in the Quaternary of Prainha (Santa Maria Island, Azores). *Rev. Esp. Micropaleontol*, 37: 63-70.
- Bassi, D., Nebelsick, J. H., Checconi, A., Hohenecker, J., Iryu, Y.** (2009) Present-day and fossil rhodolith pavements compared: Their potencial for analysing shallow-water carbonate deposits. *Sedimentary Geology*, 214: 74-84.
- Basso, D.** (1998) Deep rhodolith distribution in the Pontian Islands, Italy: a model for the paleoecology of a temperate sea. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 137: 173-187.
- Basso, D., Morbioli, C., Corselli, C.** (2006) Rhodolith facies evolution and burial as a response to Holocene transgression at the Pontian Islands shelf break. In: Pedley, H. M., Carannante, G. (eds) Cool-water Carbonates: Depositional Systems and Palaeoenvironmental Controls. *Geological Society*, London, Special Publications, 255: 23-34.
- Bosence, W. J.** (1983) Description and classification of rhodoliths (rhodoids, rhodolites) In: Peryt, T. M. (ed.) *Coated grains*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 225-242.
- Braga, J. C., Bosence, D. W. J., Steneck, R. S.** (1993) New anatomical characters in fossil coralline algae and their taxonomic implications. *Paleontology*, 36: 535-547.
- Braga, J. C., Aguirre, J.** (1995) Taxonomy of fossil coralline algal species: Neogene Lithophylloideae (Rhodophyta, Corallinaceae) from southern Spain. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 86: 265-285.
- Braga, J. C., Vescogni, A., Bosellini, F. R., Aguirre, J.** (2009) Coralline algae (Corallinales, Rhodophyta) in western and central Mediterranean Messinian reefs. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 275:113-128.
- Cachão, M., Rodrigues, D. M. M., Marques da Silva, C., Mata, J.** (1998) Biostratigrafia (Nanofósseis calcários) e interpretação paleoambiental de Neogénico de Porto Santo (Madeira), (dados preliminares). *Comunicações do Instituto Geológico e Mineiro*, 84 (1): A185-A188.
- Cachão, M., Rasser, M., Rodrigues, D., Marques da Silva, C.** (2000) Paleoenvironmental and taphonomical interpretation of Miocene rhodoliths from Porto Santo (Madeira Archipelago, Portugal). Preliminary data. Livro de Resumos, *I Congresso Ibérico de Paleontologia, XVI Jornadas de la Sociedad Española de Paleontología*, 12-14 de Outubro, Évora, 42-43pp.
- Donan, D. W., Moore, P. G.** (2003) Introduction. *Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst.*, 13: S1-S3.
- Dorsey, R. J.** (1997) Origin and significance of rhodolith-rich strata in the Punta El Bajo section,

southeastern Pliocene Loreto basin, in Johnson, M. E., and Ledesma-Vásquez, J., eds., Pliocene Carbonates and Related Facies Flanking the Gulf of California, Baja California, Mexico: Boulder, Colorado, *Geological Society of American Special Paper*, 318: 119-126.

Foster, M. S., Riosmena-Rodriguez, R., Steller, D. L., Woelkerling, Wm.J. (1997) Living rhodolith beds in the Gulf of California and their implications for paleoenvironmental interpretation, in Johnson, M. E., and Ledesma-Vásquez, J., eds., Pliocene Carbonates and Related Facies Flanking the Gulf of California, Baja California, Mexico: Boulder, Colorado, *Geological Society of American Special Paper*, 318: 127-139.

Foster M. S. (2001) Rodoliths: between rocks and soft places. *J. Phycol.*, 37:659-667.

Halfar, J., Mutti, M. (2005) Global dominance of coralline red-algal facies: A response to Miocene oceanographic events. *Geology*, v. 33, 6: 481-484.

Harvey, A. S., Broadwater, S. T., Woelkerling, W. J., Mitrovski, P. J. (2003) *Choreonema* (Corallinales, Rhodophyta): 18S rDNA Phylogeny and Resurrection of the Hapalidiaceae for the Subfamilies Choreonematoideae, Austrolithoideae, and Melobesioideae. *Journal of Phycology*, 39: 988-998.

Harvey, A., Woelkerling, W., Farr, T., Neill, K., Nelson, W. (2005) Coralline algae of central New Zealand: an identification guide to common 'crustose' species. *NIWA Information Series No. 57*. 145 p.

Harvey, A. S., Woelkerling, W. J. (2007) Guía para la identificación de rodolitos de algas rojas coralinas no geniculadas (Corallinales, Rhodophyta). *Ciencias Marinas*, 33 (4): 411-426.

Horta, P. A. (2002) Bases para a identificação das coralináceas do litoral brasileiro – uma síntese do conhecimento. *Biotemas*, 15 (1): 7-44.

Instituto Hidrográfico (2008) Caracterização dos depósitos sedimentares da plataforma insular sul da ilha do Porto Santo. REL.TF.GM.01/08, Projecto GM 52OP02, pp. 78.

Irvine, L. M., Chamberlain, Y. M. (1994) Seaweeds of the British Isles. Vol. 1 Rhodophyta Part 2B Corallinales, Hildenbrandiales. *HMSO*, London, 276pp.

Iryu, Y., Bassi, D., Woelkerling, W. J. (2009) Re-assessment of the type collections of fourteen corallinean species (Corallinales, Rhodophyta) described by W. Ishijima (1942-1960). *Palaeontology*, Vol. 52, Part 2, 401-427pp.

Kamenos, N. A., Cusack, M., Moore, P. G. (2008) Coralline algae are global palaeothermometers with bi-weekly resolution. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 72:771-779.

Lee, R. E. (2008) Phycology. 4th Edition. *Cambridge University Press*, New York, 547pp.

Moura, C. W. N., Guimarães, S. M. P. B. (2002) O gênero *Cheilosporum* (Decaisne) Zanardini (Corallinales, Rhodophyta) no litoral do Brasil. *Revista Brasil. Bot.*, 1: 65-77.

- Nalin, R., Basso, D., Massari, F.** (2006) Pleistocene coralline algal build-ups (*coralligène de plateau*) and associated bioclastic deposits in the sedimentary cover of Cutro marine terrace (Calabria, southern Italy) in Pedley, H. M. & Carannante, G. (eds) (2006) Cool-Water Carbonates: Depositional Systems and Palaeoenvironmental Controls. *Geological Society*, London, Special Publications, 255: 11-22.
- Norris, J. N., Johansen, H. W.** (1981) Articulated coralline algae of the Gulf of California, Mexico, I: *Amphiroa* Lamouroux. *Smithsonian Institution*, Washington DC, vol.9, 1-29.
- Nunes, J. M. C., Guimarães, S. M. P. B., Donnagelo, A., Farias, J., Horta, P. A.** (2008) Aspectos taxonômicos de três espécies de coralináceas não articuladas do litoral do estado da Bahia, Brasil. *Rodriguésia* 59 (1): 075-086.
- Rasser, M., Piller, W. E.** (1997) Depth distribution of calcareous encrusting associations in the North Red Sea (Safaga, Egypt) and their geological implications. *Proc. 8th Intern. Coral Reef Symposium*, 1: 743-748.
- Rey, J.** (1972) Recherches Géologiques Sur Le Crétacé Inférieur de L'Estremadure (Portugal). MeMoria N°21 – (Nova Série) *Serviços Geológicos de Portugal*, 161-163pp.
- Riedl, R.** (1983) Fauna y Flora del Mar Mediterráneo. *Ediciones Omega*. Barcelona, 858pp.
- Santos, A., Marques da Silva, C., Mayoral, E., Cachão, M.** (2008) Bioerosión en corales del Mioceno medio de los islotes de Porto Santo (Madeira, Portugal). In: *Libro de resúmenes. XXIV Jornadas de la Sociedad Española de Paleontología*. Museo del Jurásico de Asturias (MUJA), Colunga, 15-18 de Octubre de 2008 (Eds. J.I. Ruiz-Omeñaca, L. Piñuela & J.C. García-Ramos). Museo del Jurásico de Asturias, Colunga, 51-52.
- Semesi, I. S., Kangwe, J., Björk, M.** (2009) Alterations in seawater pH and CO₂ affect calcification and photosynthesis in the tropical coralline alga, *Hydrolithon* sp. (Rhodophyta). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 84: 337-341.
- Skelton, P. A.** (2003) Seaweeds of American Samoa. *International Ocean Institute & Oceania Research and Development Associates*. Australia, 1-104pp.
- Sneed, E. D., Folk, R. I.** (1958) Pebbles in the Lower Colorado River, Texas: a study in particle morphogenesis. *Jour. Geol.*, 66: 114-150.
- Tâmega, F. T. S., Figueiredo, M. A. O.** (2005) Distribuição das algas calcárias incrustantes (Corallinales, Rhodophyta) em diferentes habitats na Praia do Forno, Armação dos Búzios, Rio de Janeiro. *Rodriguésia* ,56 (87): 123-132.
- Verheij, E.** (1993) The genus *Sporolithon* (Sporolithaceae fam. Nov., Corallinales, Rhodophyta) from the Spermonde Archipelago, Indonesia. *Phycologia*, 32: 184-196.
- Williams, E. A., Craigie, A., Yeates, A., Degnan, S. M.** (2008) Articulated Coralline algae of the

genus *Amphiroa* are highly effective natural inducers of settlement in the tropical abalone *Haliotis asinina*. *Biol. Bull.*, 215: 98-107.

Sítios da Internet:

AlgaeBase – Guiry, M. D., Guiry, G. M. (2010) *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Acedido a 18 de Maio de 2010. Disponível em <<http://www.algaebase.org>>

Bressan, G., Babbini, L. (2004) Corallinales del Mediterraneo: chiave di determinazione dicotomica. Acedido a 20 de Abril de 2010. Disponível em <<http://www2.units.it/biologia/Corallinales/key/mappa.htm>>

Ericeira Camping (2005). Imagem de Portugal Continental. Acedido a 7 de Outubro de 2009. Disponível em <<http://www.ericairacamping.com/img/lang/08contactos/mapaPQ.png>>

Keats, D. (2001) Introduction to coralline algae. Acedido a 18 de Abril, 2009. Disponível em <<http://www.bcb.uwc.ac.za/clines/default.htm>>

Madeira Edu (2009). Mapa da Madeira – Porto Santo. Acedido a 17 de Abril de 2009. Disponível em <<http://www01.madeiraedu.pt/estabensino/extnsconceicao/images/mapa2.jpg>>

Menéndez Valderrey, J. L. (2004a) “*Jania rubens* (L.). Lamouroux”. *Asturnatura.com* Num.8, Acedido a 12 de Abril de 2010 Disponível em <<http://www.asturnatura.com/especie/jania-rubens.html>>

Menéndez Valderrey, J. L. (2004b) “*Corallina elongata* Ellis & Solander”. *Asturnatura.com*. Num.8, Acedido a 12 de Abril de 2010. Disponível em <<http://www.asturnatura.com/especie/corallina-elongata.html>>

Rasser, M. (1998) Home of Coralline algae. Acedido a 19 de Abril de 2010. Disponível em <<http://www.paleoweb.net/algae/index.htm>>

9. GLOSSÁRIO

Articulado ou arborescente: termo usado para descrever as algas calcárias articuladas, com genículo.

Anastomosado: nervos que são ligados por um terceiro, seria o mesmo que bifurcações – uma rede de canais que se bifurcam e recombina em vários pontos.

Balanídeos: crustáceos sésseis da ordem dos Cirrípedes, que aderem aos cascos das embarcações e têm o corpo protegido por 4 a 10 placas calcárias; vulgarmente são chamados de cracas.

Bentos: comunidade associada a substratos submersos, às vezes utilizado mais restritamente para referir aqueles organismos que vivem no fundo de um lago ou oceano.

Bioherme: estrutura que se assemelha a recifes, e que se apresenta em forma de elevações, lentes ou outras estruturas maciças, sendo constituída unicamente de material de origem orgânica, e presente em rochas de diferentes litologias.

Bisporângio (Biesporângio): esporângio que produz apenas dois esporos (bisporos).

Cariogamia: união de dois núcleos após a plasmogamia.

Carpogónio: célula sexual feminina das Rhodophyta.

Carposporo: esporo diplóide produzido no carposporófito das Rhodophyta.

Carposporângio: esporângio formado por uma célula terminal do filamento gonimoblástico.

Carposporófito: ocorre sobre o talo gametófito feminino; fase diplóide que se origina após a fertilização do carpegónio; geralmente quando desenvolvido, são compostos por célula de fusão e filamentos gonimoblásticos que produzem carposporângios na sua porção terminal.

Células epiteliais: uma célula formada por fora quer de uma célula axial ou de uma inicial subepitelial.

Célula apical: célula do início do filamento ou talo, é meristemática e responsável pelo crescimento apical.

Célula auxiliar de fecundação: célula que recebe o núcleo zigótico ou o núcleo derivado da fertilização do carpegónio e da qual se pode originar o carposporófito.

Célula de junção: envolvida na formação da conexão celular secundária entre filamentos não irmãos; uma pequena célula que é formada a partir de uma célula vegetativa (de filamento próximo e não irmão) e que subsequentemente se funde com outra célula vegetativa, geralmente esta transfere o núcleo de uma célula para a outra.

Célula de fusão: tipo de ligação na estrutura vegetativa entre duas células de filamentos vegetativos não irmãos, nas quais porções das paredes celulares rompem-se fundindo-se posteriormente.

Columela: estrutura que ocorre frequentemente no centro do chão de um conceptáculo tetra/bisporangial.

Conceptáculo: uma câmara fechada que contém estruturas reprodutoras.

Contíguo: estruturas adjacentes que se tocam e estão alinhadas mais ou menos paralelamente.

Corniculado: órgãos ou partes vegetais semelhantes a um corno.

Cruciado: do latim *crux*, em forma de cruz, arranjo encontrado nos tetrasporângios onde a clivagem do protoplasma é orientada em ângulos rectos ao plano de divisão.

Dendróide: diz-se da planta não lenhosa que mostra ramificação semelhante à das árvores.

Dímero: tipo de construção do talo envolvendo dois conjuntos de filamentos (axial e erecto) perpendicularmente um ao outro.

Diplóide: termo usado para um núcleo (ou organismo) que contém dois representantes de cada cromossoma.

Discóide: termo usado para descrever uma forma de crescimento de talo não ramificado, solto, achatado, mais ou menos discoidal.

Encrustante: termo usado para descrever a forma de crescimento das algas agarradas ao substrato, com crostas achatadas, sem protuberâncias ou ramificações.

Endofítico: crescimento no interior de outras plantas.

Epífito: crescimento sobre outras algas ou angiospérmicas marinhas.

Epizóico: crescimento sobre outros animais.

Epilítico: crescimento sobre a rocha.

Epitalo: a camada de células mais externa do talo.

Espermácio: gâmeta masculino diminuto e imóvel produzido pelo espermatângio.

Espermatângio: célula produtora do espermácio.

Esporângio: célula ou estrutura produtora de esporos.

Esporófito: Talo diplóide geralmente produtor de esporos.

Filamento: camada de células derivadas de uma célula meristemática terminal ou subterminal unidas por sinapses.

Filamento axial: qualquer um dos unistratos, camada basal dos filamentos do talo.

Filamentos gonimoblásticos: filamentos que se desenvolvem a partir do carpogónio ou da célula auxiliar de fecundação e que produzem carposporângios na sua porção terminal.

Folioso: termo usado para descrever a forma de crescimento das algas com vários ramos achatados lamelares formando vários ângulos entre si em camadas verticais.

Fronde: expansão membranosa das plantas, ramo.

Fruticoso: termo usado para descrever a forma de crescimento das algas composta maioritariamente por ramificações mais ou menos cilíndricas a comprimidas com protuberâncias.

Gametófito: geração que forma os gâmetas que dão origem ao esporófito, normalmente é haplóide.

Genículo: a parte axial de um talo que é flexível, ou seja, as zonas não calcificadas entre os segmentos calcificados (intergenículos).

Geniculada: possui genículo.

Grumoso: termo usado para descrever a forma de crescimento das algas composta por protuberâncias curtas e grossas, normalmente não ramificadas, aglomeradas ou contíguas.

Haplóide: termo usado para um núcleo (ou organismo) que contem um representante de cada cromossoma.

Haustório: forma-se a partir de hifas intercelulares, apressórios ou de hifas externas, é uma estrutura fúngica que pode ser ramificada ou não, especializada na absorção de nutrientes a partir do citoplasma da célula hospedeira, no interior do qual se desenvolve.

Inicial: célula meristemática, cf, subepitelial, iniciais terminais.

Incrustante: termo usado para descrever a forma de crescimento das algas agarradas ao substrato, com crostas, achatadas, sem protuberâncias ou ramificações, mas ocorrem no interior do substrato ou de organismos.

Intergenículo: segmentos calcificados que se intercalam aos segmentos não calcificados (genículos) e compreendem a parte vegetativa do talo das algas calcárias articuladas.

Lobulado: dividido em lóbulos.

Maerl: conjunto de espécies de algas vermelhas coralinas não geniculadas, com formas irregulares e de vida livre. Os fundos de Maerl resultam de acumulações destas algas (vivas ou mortas).

Margem: bordo da folha ou de um órgão laminar.

Monómero ou unistratificado: talo composto por uma camada de células de espessura.

Monopodial: tipo de crescimento que ocorre por uma única gema apical, que persiste por toda a vida da planta.

Mucilagem: substância viscosa.

Mucilaginoso: viscoso; com a superfície ou região interna com mucilagem.

Multistratificado: talo composto por muitas camadas de células de espessura.

Não articulado, não geniculado: termo usado para descrever as algas calcárias incrustantes, sem genículo.

Pectinado: com estrias paralelas, como se fosse um pente.

Plasmogamia: união dos protoplastos de gâmetas que não é acompanhada pela união dos seus núcleos.

Protoplasto: unidade de protoplasma dentro de uma parede celular.

Protuberância: forma de crescimento cilíndrica a comprimida ou irregular das algas.

Talo: corpo de uma alga não diferenciado verdadeiramente em raízes, caules e folhas.

Tampão: estrutura distinta mais ou menos em forma de lente que constitui parte de uma sinapse primária ou secundária.

Tetrasporângio: esporângio que produz quatro esporos (tetrasporos) como produto directo da meiose.

Tetrasporo: espora produzido por um tetrasporângio.

Tetrasporófito: talo diplóide produtor de tetrasporângios.

Tricócito: cavidade perceptível em vista superficial do talo (de algumas algas), formada pela passagem do pêlo entre as células da epiderme.

Tricógino: órgão alongado, tubuloso, na parte superior do oogónio (carpogónio), receptor dos gametas masculinos (espermácios).

Ramificado: provido de ramos ou ramificações.

Rodólitos: nódulos e ramos soltos com uma forma nodular compostos principalmente por algas coralinas.

Simpodial: crescimento em que várias gemas participam consecutivamente da formação de cada eixo.

Sinapse: ligação entre duas células em que ocorre uma tampão nas paredes contíguas das células.

Sinapse primária : forma-se entre duas células sucessivas do mesmo filamento durante a divisão celular.

Sinapse secundária: conexão celular formada entre duas células maduras de filamentos contíguos axiais ou erectos.

Sinuado: com a margem provida de entradas e saliências pouco profundas.

Soros: do latim: *sorum*, plural: *sori*, são agregados de esporângios, que por sua vez alojam os esporos.

Uniporado: termo usado para descrever um conceptáculo com apenas um único poro.

Verticilado: conjunto de órgãos vegetais, geralmente opostos, sendo mais ou menos separados na base, tornando-se mais próximos no topo mas sem soldar-se.

Verrugoso: termo usado para descrever a forma das algas com com protuberâncias curtas não ramificadas.

Zonado: do grego *zone*, cintura, com paredes celulares paralelas dividindo esporos ou o talo em zonas. Termo empregado para descrever o arranjo linear dos quatro esporos dentro do tetrasporângio.

ANEXO I

Tabela 1: Medidas dos rodólitos fósseis.

Rodólitos	Comprimento (L) mm	Largura (l) mm	Espessura (S) mm
1	60,43	48,97	46,14
2	70,86	50,01	47,3
3	82,62	64,72	51,46
4	89,26	72,63	61,01
5	71,79	60,34	54,28
6	71,27	51,63	51,17
7	85,05	75,36	74,87
8	110,09	106,38	87,4
9	97,1	84,96	83,17
10	86,57	73,53	60,76
11	68,19	62,44	61,15
12	73,3	67,46	58,1
13	57,9	55,96	44,32
14	102,32	77,59	69,5
15	50,74	42,63	39,9
16	117,87	96,46	89,32
17	90,93	85,26	66,15
18	60,34	50,71	45,19
19	89,16	78,1	44,48
20	45,64	36,33	26,81
21	48,69	43,15	35,62
22	68,99	56,68	45,15
23	57,13	53,02	33,69
24	77,5	51,43	51,79
25	46,89	36,93	32,9
26	62,78	59,29	48,95
27	55,33	48,8	41,24
28	53,59	43,6	38,63
29	50,74	42,82	30,74
30	60,92	56,2	44,3
31	69,07	52,26	44,32
32	83,75	63,03	61,33
33	104	77,33	52,7
34	65,15	68,89	43,63
35	54,37	46,01	35,2
36	34,61	29,37	29,37
37	38,28	29,38	22,33
38	53,91	48,33	36,45
Mediana	68,59	56,08	45,665

Tabela 2: Medidas dos rodólitos actuais da estação 97.

Rodólitos	Comprimento (L) mm	Largura (l) mm	Espessura (S) mm
1	44,7	38,7	29,41
2	35,84	29,71	25,86
3	41,13	29,47	27,46
4	44,21	36,76	21,37
5	38,57	27,59	19,13
6	51,65	37,35	33,4
7	47,17	27,58	24,36
8	44,58	29,66	22,33
9	32,24	22,03	19,16
10	32,9	24,87	24
11	42,91	29,78	17,77
12	37,52	32,03	29,31
13	33,57	28,2	24,8
14	25,72	22,14	22,11
15	33,81	26,09	25,76
16	24,81	22,67	16,42
17	27,61	18,4	17,7
Mediana	37,52	28,2	24

Tabela 3: Medidas dos rodólitos actuais da estação 98.

Rodólitos	Comprimento (L) mm	Largura (l) mm	Espessura (S) mm
1	32,04	32,04	23,68
2	33,18	27,91	26,11
3	35,2	23,56	21,16
4	38,98	29,3	20,85
5	42,95	36,85	28,72
6	39,01	31,57	28,05
7	31,45	21,54	17,2
8	54,77	43,74	34,31
9	30,34	27,47	16,83
10	32,7	28,73	22,89
11	32,57	26,18	22,3
12	41,14	31,04	24,28
13	30,8	29,84	24,34
14	33,98	27,19	18,08
15	31,87	28,92	20,85
16	29,29	22,51	20,44
17	28,81	24,66	23,56
18	27,07	26,06	22,1
19	27,18	27,37	19,94
20	29,72	23,54	22,23
21	23,54	16,14	14,9
22	22,18	21,11	17,06
Mediana	31,955	27,42	22,165

Tabela 4: Razões dos comprimentos (L), larguras (I) e espessuras (S) entre as amostras dos rodólitos fósseis e actuais.

med_Est.98/med_Est.97	0,85	0,97	0,92
med_Est.97/med_fosseis	0,55	0,50	0,53
med_Est.98/med_fosseis	0,47	0,49	0,49