Capítulo 3

Monitoramento de banco de rodolitos

Paulo A. Horta
Flávio A. S. Berchez
José Marcos de C. Nunes
Fernando Scherner
Sonia M. B. Pereira
Pablo Riul
Tito M. C. Lotufo
Letícia M. C. Peres
Marina N. Sissini
João Rosa
Vanessa Freire

Leidson Allan de Lucena
Vanessa Borges
Alessandra L. D. O. Fonseca
Paulo R. Pagliosa
José Bonomi Barufi
Jason Hall-Spencer
Rafael Riosmena-Rodriguez
João M. S. Silva
Márcia Figueiredo

SciELO Books / SciELO Livros / SciELO Libros

HORTA, PA., *et al.* Monitoramento de banco de rodolitos. In: TURRA, A., and DENADAI, MR., orgs. *Protocolos para o monitoramento de habitats bentônicos costeiros – Rede de Monitoramento de Habitat Bentônicos Costeiros – ReBentos* [online]. São Paulo: Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, 2015, pp. 48-61. ISBN 978-85-98729-25-1. Available from SciELO Books <<http://books.scielo.org>>.

All the contents of this work, except where otherwise noted, is licensed under a Creative Commons Attribution-Non Commercial-ShareAlike 3.0 Unported.

Todo o conteúdo deste trabalho, exceto quando houver ressalva, é publicado sob a licença Creative Commons Atribuição - Uso Não Comercial - Partilha nos Mesmos Termos 3.0 Não adaptada.

Todo el contenido de esta obra, excepto donde se indique lo contrario, está bajo licencia de la licencia Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 3.0 Unported.

MONITORAMENTO DE BANCO DE RODOLITOS

Paulo A. Horta, Flávio A. S. Berchez, José Marcos de C. Nunes, Fernando Scherner, Sonia M. B. Pereira, Pablo Riul, Tito M. C. Lotufo, Letícia M. C. Peres, Marina N. Sissini, João Rosa, Vanessa Freire, Leidson Allan de Lucena, Vanessa Borges, Andre S. Rovai, Leonardo Rorig, Alessandra L. D. O. Fonseca, Paulo R. Pagliosa, José Bonomi Barufi, Jason Hall-Spencer, Rafael Riosmena-Rodriguez, João M. S. Silva, Márcia Figueiredo

Foto: Marina N. Sissini

INTRODUÇÃO

Os bancos de rodolitos (Figura 3-1) se estendem por praticamente toda a margem interna da plataforma continental brasileira (Foster, 2001), sendo abundantes do Rio de Janeiro até o litoral Maranhense (Milliman & Amaral, 1974; Bahia *et al.*, 2010), mas também encontrados em ilhas oceânicas (Amado-Filho *et al.*, 2012a, b), montanhas submarinas da cadeia Vitória-Trindade (Pereira-Filho *et al.*, 2011) e em ilhas costeiras do sul do Brasil (Pascelli *et al.*, 2013).

Esses sistemas, compostos por camadas de rodolitos ou nódulos de algas calcárias não articuladas (Corallinophycidae, Rhodophyta) e seus componentes, também conhecidos como granulados bioclásticos (Dias, 2000), representam uma extraordinária biofábrica de carbonatos no Atlântico Sul Tropical (Miloslavich *et al.*, 2011; Amado-Filho *et al.*, 2012a). O ambiente resultante de seu desenvolvimento

representa substrato, abrigo e indiretamente alimento para uma extraordinária diversidade biológica (Riul *et al.*, 2009), formando um oásis de diversidade em meio a paisagens monótonas do fundo arenoso da plataforma continental.

Os produtos e serviços representados por essa biodiversidade estão sob ameaça, dada a presença cada vez mais frequente e abundante de estressores ambientais relacionados à sua exploração direta, à pesca de arrasto, à exploração de petróleo e à poluição costeira (Wilson *et al.*, 2004, Riul *et al.*, 2008). As alterações no meio físico-químico relacionadas aos impactos negativos dessas atividades levam à redução da atividade fotossintetizante, comprometendo o metabolismo desses organismos e eventualmente levando à morte de rodólitos e epibentos associados.

Além desses problemas ambientais, relacionados a esses estressores locais, recentemente passaram a ser levados em consideração os impactos dos fatores relacionados às mudanças climáticas globais (MCG) sobre o funcionamento e estrutura desses bancos. O aquecimento e a acidificação dos oceanos, em conjunto com os impactos derivados do aumento da frequência e intensidade das tempestades, representam os principais estressores relacionados às ditas MCGs para esses ambientes. As previsões disponibilizadas pelo IPCC (2007), assim como aquelas desenvolvidas especificamente para o litoral do Atlântico Sul para os próximos 50 ou 100 anos, convergem para cenários de aumento da temperatura,

elevação do nível do mar, redução do pH da água, maior influência da corrente do Brasil na região sul, maior frequência e intensidade de eventos extremos representados por tempestades acompanhadas de ventos intensos. Esses fenômenos devem alterar a composição e estrutura da comunidade, assim como o comportamento ecofisiológico das diferentes populações encontradas nesses ambientes importantes.

Muitas hipóteses podem ser apresentadas em relação aos efeitos dos fatores relacionados às mudanças climáticas sobre os bancos de rodólitos em nosso litoral. Tais hipóteses poderão ser exploradas a partir da análise integrada das informações que serão disponibilizadas pelo monitoramento proposto pelo presente protocolo em diferentes regiões do litoral brasileiro. Para que se tenha respostas mais concretas é importante que tenhamos a manutenção de uma malha amostral diversificada, representando de maneira consistente as particularidades ambientais dos bancos de rodólitos ao longo do nosso litoral. Portanto, o protocolo mínimo irá fornecer informações a cerca da composição e estrutura da comunidade, assim como do tamanho e distribuição das formações como um todo.

Dentre as hipóteses que podem nortear os esforços investidos, pode-se considerar que: (i) as alterações da temperatura, sejam aquelas relacionadas ao processo de aquecimento de longo prazo ou mesmo aquelas relacionadas a eventuais ondas de calor, devem elevar as taxas metabólicas e, uma vez combinadas a um maior aporte de substratos de fotossíntese (maior disponibilidade de luz, nutrientes e CO₂), podem desencadear maior produtividade do ambiente tropical, comprometendo a estrutura de ambientes temperados (Wernberg *et al.*, 2011). Adicionalmente, como já é bastante veiculado, (ii) a acidificação deverá levar à redução na calcificação das algas e animais que possuem esqueleto carbonático (Hall-Spencer *et al.*, 2008) tornando esses organismos mais suscetíveis à herbivoria, levando à redução de sua abundância. Ainda, (iii) a ocorrência de tempestades em conjunto com a elevação do nível do mar, apesar de eventualmente elevar a disponibilidade de nutrientes, por conta do *runoff* continental, deverá reduzir a transparência da água devido a maior agitação nas áreas rasas e maior erosão costeira como já observado. Esses processos, em conjunto, poderão levar à redução do desempenho fisiológico não só dos rodólitos (Riul *et al.*, 2008; Figueiredo *et al.*, 2012) como também da comunidade associada, comprometendo processos que dependem da produção de ATP, como a calcificação e produção de biomassa (Schermer *et al.*, 2012a,

Figura 3.1. Banco de rodólitos da Ilha do Arvoredo.

2012b), resultando no branqueamento e morte das algas calcárias (Figueiredo *et al.*, 2000; Harvey & Bird, 2008). Dessa forma é plausível supor que esses bancos deverão, a longo prazo, reduzir sua cobertura ao longo do nosso litoral, caso os cenários relacionados às MCGs, assim como a frequência e a severidade de estressores locais sejam mantidos ou até mesmo se intensifiquem.

É importante destacar que as informações geradas experimentalmente nos dias atuais, produzidas em ambiente controlado, seja em campo ou em laboratório (experimentos de meso e microcosmos), são de natureza unifatorial ou, na melhor das hipóteses, levam em consideração dois fatores relacionados às mudanças climáticas. Destaca-se ainda que boa parte dessa informação foi produzida apenas com invertebrados (Wernberg *et al.*, 2012), destacando-se as lacunas no entendimento do comportamento de produtores primários, em especial com algas calcárias. Portanto, apenas o monitoramento a longo prazo poderá nos municiar de informações que irão permitir o entendimento pleno dos efeitos das mudanças climáticas sobre os bancos de rodolitos em nosso litoral.

Ao redor do planeta observa-se a intensificação dos esforços da comunidade científica para que se produzam dados espacial e temporalmente consistentes. Durante a última década (2000-2010) o “Censo da Vida Marinha” desenvolveu um programa (*Natural Geography in Nearshore Areas* – NaGISA) no qual uma proposta de monitoramento de bancos de rodolitos foi iniciada (Steller *et al.*, 2007), tendo seus descritores sido incorporados entre os critérios de avaliação ambiental em diferentes países, como o México (Riosmena-Rodriguez, dados não publicados). Posteriormente, Hall-Spencer *et al.* (2010) apresentou proposta de avaliação de status e monitoramento desses bancos no Atlântico Norte, na OSPAR Commission, que representa o Atlântico Europeu e a zona de influência mediterrânea. Recentemente, o governo da Nova Zelândia classificou os bancos de rodolitos como habitats críticos, reforçando a demanda de gerenciamento em função dos impactos derivados da pesca e das mudanças climáticas a longo prazo (Nelson *et al.*, 2012).

No litoral brasileiro, apesar dos esforços recentes, os bancos rodolitos e suas comunidades associadas são ainda relativamente pouco conhecidos, especialmente no Norte, Nordeste e Sul do Brasil (Riul *et al.*, 2009; Pereira-Filho *et al.*, 2011; Berchez *et al.*, 2009; Amado-Filho *et al.*, 2010; Pascelli *et al.*, 2013). A carência total de informações ou mesmo de informações geradas de forma padronizada, representa uma grande limitação para o estabelecimento de políticas eficientes de conservação e manejo desses ambientes, que ocorrem desde áreas rasas até regiões relativamente profundas de nossa plataforma continental (Henriques *et al.*, 2014). Essas informações devem ser geradas emergencialmente uma vez que o início das atividades relacionadas à exploração do pré-sal (jazidas de petróleo em áreas profundas de nossa plataforma) deve intensificar os prejuízos causados pela poluição costeira, entre outros estressores locais, sobre esses ambientes. Ressalta-se esse estado de emergência em função do reconhecido potencial poluidor das atividades relacionadas à exploração de petróleo (tráfego de embarcações, vazamentos diversos, instalação de plataformas, entre outros), que podem causar impactos severos sobre essas comunidades, levando a alterações nos padrões estruturais ou mesmo a perda de uma biodiversidade que ainda não conhecemos.

Portanto, levando em consideração a necessidade de subsídios para gerenciar esse ambiente costeiro agora e no futuro, considerando a necessidade de mitigação, remediação, ou mesmo de adaptação frente aos impactos das mudanças climáticas globais, o presente protocolo apresenta procedimentos básicos para a caracterização de diferentes aspectos dos bancos de rodolitos do litoral brasileiro tendo em vista seu macrozoneamento, assim como seu monitoramento de longa duração. Essa caracterização padronizada será imprescindível para que se possa ter informações comparáveis que venham a nortear a construção de modelos e planos de gestão desses ambientes. A pretendida caracterização da estrutura da comunidade epibentônica e de diferentes parâmetros dessa comunidade e ambiente relacionado, visam atender à demanda por subsídios para se monitorar especialmente os efeitos da ocorrência de eventos extremos, acidificação e elevação da temperatura dos oceanos e do nível do mar sobre esses ambientes submersos.

MÉTODOS

Os procedimentos metodológicos para a realização da caracterização das comunidades macrobentônicas em questão serão divididos em dois segmentos considerando dois possíveis graus de envolvimento das equipes de diferentes regiões do litoral brasileiro com a proposta. Um primeiro segmento de procedimentos mínimos (procedimentos básicos) deverá ser adotado por todos os grupos que eventualmente contribuam, agora e no futuro, com seu desenvolvimento. O segundo conjunto de procedimentos (procedimentos complementares) será facultativo para aqueles grupos que possuam alguns equipamentos e demais infraestrutura necessária.

PLANEJAMENTO AMOSTRAL

Para a seleção das áreas que serão foco da caracterização e monitoramento deve-se considerar a distância da costa (quanto mais perto, maior a viabilidade de um processo de monitoramento de longa duração), a profundidade de 10 m e a ausência de fontes de poluição na região costeira adjacente. Sempre que possível, essa área deverá ser contemplada em unidade de conservação. Por conta da frequência de ocorrência e da maior riqueza comumente relatada, deverão ser priorizadas áreas a 10 m de profundidade, que estão relativamente próximas da costa em todo o litoral brasileiro. Uma vez submetidas as propostas aos potenciais órgãos reguladores e obtidas as devidas licenças de coleta, deve-se proceder com o planejamento e execução da amostragem, preferencialmente durante os meses de janeiro a março, período reconhecidamente de maior riqueza e biomassa dos bancos de rodólitos. A realização de coletas em períodos adicionais poderia ser considerada como informação complementar.

Os bancos deverão ser demarcados para eventual determinação de sua área (quando seus limites forem conhecidos ou visualmente detectados), assim como para que eventuais processos de dispersão ou deslocamento possam ser monitorados. Estes limites devem ser demarcados com o uso de GPS na superfície e por trados ou âncoras no fundo. Quando possível, esses bancos deverão ser demarcados por boias com avisos aos navegantes para não fundear nessas localidades. Esses limites, quando os bancos estiverem adjacentes ao costão ou formações recifais, deverão estar relacionados a pelo menos três subáreas. Quando se tratar de bancos na plataforma continental deve-se privilegiar a demarcação não só em função da profundidade, mas também em função da direção das correntes majoritárias. Nesses casos pelo menos uma borda deverá ser demarcada. Portanto, nesses casos, deve-se selecionar dois pontos por área para a colocação de trados ou âncoras e consequente demarcação dos limites dos bancos que deverão estar perpendiculares ao sentido de deslocamento dessas correntes.

Após o posicionamento das bordas dos bancos, três subáreas deverão ser instaladas em cada estação de profundidade específica, que deverão estar afastadas da borda do banco em pelo menos 25 m. Essas subáreas serão construídas de metal galvanizado delimitando áreas de 20 m² (4x5m). Cada subárea deverá ser permanentemente demarcada no fundo utilizando-se poitas, trados ou âncoras. Essas subáreas deverão ser delimitadas durante as amostragens por cabos subdivididos conforme o tamanho do elemento amostral em questão (25 cm de lado). Esses cabos devem ser instalados com a utilização de mosquetões de alumínio para agilizar o procedimento durante o mergulho. Deve-se buscar a produção de um *kit* ou conjunto com dois cabos-guia com mosquetões fixos às extremidades para que sejam presos às hastes que delimitam a subárea em sua menor distância (4 m). Os cabos dos transectos devem apresentar cores diferentes, devem ser negativos ou lastreados, com demarcação nítida, utilizando chumbos e/ou fitas coloridas, na posição dos respectivos fotoquadrados. Recomenda-se também a utilização de mosquetões de cores diferentes para se fixar o posicionamento do transecto em relação à orientação das áreas em campo. Quando possível, é recomendável a demarcação dessas áreas por boias com aviso aos navegantes para que evitem o fundeio nessas subáreas (Figura 3-2).

Figura 3-2. Imagem em perspectiva para exemplificar espacialmente os trabalhos que serão realizados nos bancos de rodolitos em ilhas, como na Ilha do Arvoredo (a) ou na plataforma continental (b). Destaca-se em amarelo as subáreas que serão utilizadas na caracterização de cada uma das profundidades especialmente os 10 m, assim como as boias de superfície utilizadas na sua identificação (laranjas) e na demarcação dos limites do banco (vermelhas).

A cada campanha, os limites do banco em relação à posição inicial devem ser monitorados, utilizando uma trena para mensurar perpendicularmente a distância da borda e a marcação de fundo (trados ou âncoras) para mais ou para menos, ou seja, limites relativos à expansão ou retração das respectivas bordas.

ESTRUTURA DA COMUNIDADE

Para caracterizar a estrutura da comunidade serão feitos cinco fotoquadrados de 25 x 25 cm em cada um dos transectos de cinco metros conforme ilustrado abaixo. Serão feitos três transectos fixos sorteados conforme o eixo cartesiano resultante das coordenadas relativas à subdivisão da abscissa e ordenada conforme o tamanho do elemento amostral em cada uma das subáreas (Figura 3-3). Esses pontos aleatórios serão previamente sorteados e não mais alterados, por subárea amostral. Os fotoquadrados serão igualmente predefinidos e posicionados nos respectivos transectos sendo analisados em laboratório através do software CPCe. É recomendável que a câmera a ser utilizada seja *Full HD* para que a qualidade da análise seja a melhor possível sempre.

Figura 3-3. Distribuição esquemática e ilustração do processo de demarcação das subáreas e posicionamentos dos transectos. Os esquemas acima representam os posicionamentos das três subáreas; (A) instalação de trado de ferro galvanizado para a demarcação das subáreas, nota-se que neste caso o mergulhador está girando a haste de ferro galvanizado como um parafuso; (B) instalação de estaca de ferro galvanizado com a utilização de marreta; (C) delimitação das subáreas cuidando para que estas representem ambientes relativamente homogêneos; (D) transecto posicionado com o auxílio de mosquetões; (E) mergulhador realizando a caracterização da cobertura relativa; (F) detalhe da imagem que será posteriormente analisada.

Para a caracterização das espécies constituintes do banco de rodolitos e epibiontes associados deverá ser feita uma análise qualitativa através de busca sistemática ao longo de todo o percurso compreendido pelos respectivos transectos, evitando-se as áreas compreendidas pelos pontos fixos dos fotoquadrados. Serão coletados três espécimes de cada tipo morfológico, ou seja, três espécimes que possivelmente se referem a mesma entidade ou unidade taxonômica, na menor categoria possível (espécie ou gênero), nas respectivas subáreas amostrais. Esses representantes, que serão utilizados na identificação taxonômica da biota, deverão ser em parte fixados em formol, para análises morfoanatômicas, e em parte fixados em álcool 100% ou superior a 98%, para análises moleculares. Esse material quando necessário deverá ser encaminhado para especialistas. Essa abordagem se faz necessária, pois a identificação das algas calcárias demanda um procedimento laborioso com técnicas e equipamentos que não estão disponíveis em todas as instituições envolvidas.

Para se estimar o volume e biomassa (carbono, inclusive) das espécies de rodolitos e epibiota associada, serão utilizados quatro *corers* de 20 x 20 cm posicionados aleatoriamente em cada uma das subáreas amostrais, evitando-se os transectos fixos considerados no monitoramento. Em campo, essas amostras deverão ser acondicionadas em caixas térmicas, resfriadas com a utilização de gel congelado ou gelo seco. Em laboratório esse material deve ser mantido congelado a -20°C até sua triagem. Após descongelado, o material deve ser triado sob lupa, sendo os rodolitos separados da epibiota. Para a estimativa do volume dos rodolitos já limpos, de cada tipo morfológico (possível unidade taxonômica: espécie ou gênero), serão mergulhados individualmente em provetas de diferentes diâmetros, em função do tamanho dos rodolitos, aferindo-se o volume de líquido deslocado. Para análise de biomassa será aferido o peso úmido, após a análise de volume, e seco em estufa a 50°C por pelo menos 48 horas, por espécie ou unidade de rodolito.

Para a análise do grau de calcificação, amostras das espécies dominantes dos rodolitos e da flora associada ao esqueleto calcário, serão secas a 50°C durante 48 horas ou até peso constante. Nesse procedimento é importante utilizar fragmento da ordem de um grama em balanças de pelo menos quatro casas decimais. Após a pesagem, estes fragmentos devem ser mergulhados em HCl 1 N por 48 horas ou até que a descalcificação do fragmento seja total. Nessa etapa é importante que se utilizem *beckers* mais altos que largos em relação ao tamanho do fragmento utilizado (muitas vezes de 25 a 50 mL são suficientes), uma vez que assim o fragmento ficará completamente imerso no ácido. É importante lembrar que a descalcificação estará terminada quando não mais se observar a formação de bolhas saindo do material. É necessário que nesse caso o material seja observado com lupa. Após a descalcificação, o líquido deverá ser descartado e o material imerso em água destilada rapidamente descartada. Após essa lavagem o material deverá ser transferido, com o auxílio de uma espátula com colher (15 cm), para um recipiente limpo com peso previamente definido (placa de petri ou vidro de relógio). Esse conjunto será novamente colocado em estufa a 50°C por 48 horas ou até peso constante. O percentual de calcificação de pelo menos três espécimes de cada espécie, ou de cada tipo morfológico, será obtido pela diferença de peso seco após a completa descalcificação descrita anteriormente.

Para a aquisição de dados da cobertura percentual do epibiontes, como mencionado anteriormente, será utilizado o programa CPCe 4.0 (*Coral Point Count with Excel extensions*; Kohler & Gill, 2006). Serão aleatorizados 50 pontos em cada elemento amostral (fotoquadrado) e cada táxon de algas, invertebrados e sedimento sob os pontos serão identificados (Figura 3-4). O banco de dados montado para o programa deverá levar em consideração cerca de 16 grandes grupos (Tabela 3-1). Sete para organismos zoobentônicos agrupando-os em suas respectivas classes; e seis para macroalgas, baseadas na classificação morfofuncional sugerida por Littler *et al.* (1983), diferenciada pela classe *Turf* que irá agrupar algas densamente emaranhadas formando uma estrutura que se assemelha a um tapete. Destaca-se também como grupo Rodolito Branqueado aqueles rodolitos com estado fisiológico derivado de perturbação ambiental representada pelo soterramento, aquecimento da água, exposição a poluente, entre outros. Os demais grandes grupos considerados irão se referir a pontos aleatórios sobre áreas de sombra que possam tornar a identificação duvidosa, como areia, cascalho, conchas mortas ou organismos/objetos desconhecidos.

Tabela 3-1: Exemplo dos grupos/espécies contempladas em cada tipo morfológico ou grupo morfofuncional.

Grupos Morfofuncionais		Grupos / Espécies	
PORIFERA	Esponja		
HYDROZOA	Hydrozoa sp1	Outro hidrozoo	
CRUSTACEA E CIRREPEDIA	Craca	Outros	
ANTHOZOA	Anemona	Palythoa	Octocoral
	Gorgonia	Protopalythoa	Outros
ASCIDIA	Ascidia branca	Outra ascidia	
BRYOZOA	Bryozoa sp1	Bryozoa sp2	Outros bryozoa
ECHINODERMATA	Estrela laranja	Ouriço branco	Ouriço preto
MACROALGAS CORIACEAS	<i>Bryoyhamnion seatiforti</i>	<i>Lobophora variegata</i>	<i>Padina gymnospora</i>
	<i>Dichotomaria marginata</i>	Outra macroalga coriacea	<i>Sonderophucus capensis</i>
	<i>Sargassum</i> sp.	<i>Sargassum furcatum</i>	<i>Spatoglossum shroederi</i>
MACROALGAS CORTICADAS	<i>Chondria curvilineata</i>	Gelidiales	<i>Halimena</i> sp.
	<i>Plocamium brasiliensis</i>	<i>Gelidium floridano</i>	<i>Hypnea</i> sp.
	<i>Codium</i> spp	<i>Gloiocladia iyoensis</i>	<i>Hypnea spinella</i>
	<i>Hypnea volubilis</i>	<i>Chondracanthus</i> sp.	<i>Rhodymenia</i> sp.
	<i>Laurencia</i> sp	<i>Asteronemia peltata</i>	<i>Rosevingea intricata</i>
MACROALGAS FOLIACEAS	<i>Dictyota humifusa</i>	<i>Canistrocarpus cervicornis</i>	<i>Dictyota</i> sp
MACROALGAS FILAMENTOSAS	<i>Asparagopsis taxiformis</i>	<i>Ceramiales</i>	<i>Cladophora</i>
	<i>Bryopsis</i> sp.	<i>Champia</i> sp.	<i>Ernodesmis verticilata</i>
MACROALGAS CALCARIAS ARTICULADAS	<i>Amphiroa beauvoisii</i>	<i>Galaxaura</i>	<i>Jania adhaerens</i>
	<i>Athrocardia</i>	<i>Jania cubensis</i>	<i>Jania</i> sp
MACROALGAS CROSTOSAS	Calcárias não articuladas	<i>Colpomenia sinuosa</i>	<i>Mesophyllum</i> sp.
	<i>Codium intertextum</i>	<i>Lithophyllum</i> sp.	Microalgas epilíticas
	<i>Peyssonelia</i> sp.		
RODOLITOS	<i>Lithothamnion</i> sp.	<i>Mesophyllum</i> sp.	Mastophoroideae
	<i>Lithophyllum</i> sp.	<i>Sporolithon</i> sp.	
RODOLITOS BRANQUEADO	Hapalidiaceae	Sporolithaceae	Corallinaceae
	Corallinales	Sporolitaes	Corallinophycidae
TURF	Turf filamentoso	Turf calcário

Figura 3.4. Imagem capturada de uma amostra sendo processada no CPCe. Destaca-se os 50 pontos sorteados, assim como a lista de espécie destacada abaixo. Ressalta-se ainda que cada padrão de cor refere-se a um grupo operacional específico

PROCEDIMENTOS COMPLEMENTARES

- Monitoramento da temperatura e transparência da água: em cada subárea deverá ser instalado um *data logger* (Tidbits). Estes deverão permanecer pelo menos 15 dias antecessores às coletas, ou caso possível, para todo o período de verão. Nesses casos, deve-se programar visitas periódicas à área para que seja realizada a manutenção do sensor de luz para evitar o crescimento de perifíton, conforme recomendação do fabricante;
- Análise do efeito da profundidade: quando possível, a caracterização de uma ou duas profundidades adicionais, mais rasa ou mais profundas (de 5, 15 e 20 m), poderá ser realizada repetindo-se os procedimentos descritos nos itens iniciais;
- Volume e biomassa: além das análises descritas acima, as amostras das algas e dos sedimentos associados, então coletados na superfície (*corers* de 20 x 20 cm), terão sua composição de carbono qualitativa e quantitativamente descrita de modo mais detalhado. Nesse caso, após a coleta, as amostras de algas, tanto os rodolitos quanto as algas associadas, e sedimentos superficiais serão transportados sob refrigeração (gelo em *cooler*) até os respectivos laboratórios onde serão triadas, identificadas e aferidos os respectivos pesos úmido (para cálculo da densidade do sedimento) e seco. Caso não seja feita a análise logo após a coleta, o material deverá ser armazenado em freezer (-20° C). Para o peso seco, as espécies de algas deverão ser secas a 50° C até peso constante. Para a análise do Carbono Orgânico Total (TOC- Elementar), alíquotas de cada espécie deverão ser mecanicamente trituradas até serem reduzidas a pó. Essas alíquotas deverão ser separadas em cápsulas de estanho. Nas instituições que dispuserem de TOC, essas deverão seguir para a análise. Aquelas instituições que não dispuserem do equipamento deverão enviar as amostras para o Laboratório de Ficologia da Universidade Federal de Santa Catarina. Antes da análise em TOC, as alíquotas passarão por descarbonatação com ataque ácido;
- Espessura do banco: deve-se ainda caracterizar a espessura do banco (altura dossel), da superfície do depósito de rodolitos até a camada subsequente de sedimentos em pelo menos três pontos de cada subárea. Para tanto, ao se retirar os *corers*, utilizados na coleta para avaliação de volume e biomassa, essa espessura será avaliada com a determinação da espessura compreendida entre o limite da camada de sedimento e de rodolitos até a superfície com a utilização da trena;

- Sedimento da subsuperfície: para a análise da composição granulométrica e do teor de carbono orgânico e inorgânico na biomassa viva e sedimento depositado (TOC e carbonatos), em cada subárea serão coletados aleatoriamente três testemunhos cilíndricos de 6,55 x 15 cm (amostrador AMS). O cilindro deverá penetrar 1 m no sedimento. As amostras serão retiradas, de cada *corer* nos seguintes intervalos: 0-15, 15-30, 30-50 e 50-100 cm, da porção central da coluna de sedimento. A partir da análise do volume de sedimento coletado será avaliada a densidade do sedimento, estimando-se as abundâncias de carbono considerando suas formas orgânicas e inorgânicas. Os procedimentos relativos à quantificação de carbono seguirão o descrito anteriormente;
- Filmagem: cada uma das subáreas amostrais deve ser fotografada e filmada por dois minutos considerando seus aspectos gerais. Para essas filmagens considerar sempre o mesmo ângulo de observação partindo do lado direito, mais raso. Essas filmagens têm como propósito futuras comparações, análises da abundância de peixes e divulgação dos resultados;
- Ecofisiologia da fotossíntese: para aferir o estado fisiológico dos rodólitos, serão obtidos dados de 10 curvas rápidas de luz por quadrado amostrado. As medidas serão realizadas com um fluorímetro submersível DIVING-PAM, diretamente em cada local de amostragem. Serão analisadas as variações temporais de rendimento quântico efetivo das algas, bem como as relações de dissipação térmica (Y(NO) e Y(NPQ)) (Klughammer & Schreiber, 2008; Schreiber *et al.*, 1994);

Outros parâmetros que devem ser caracterizados:

- Na lateral esquerda mais rasa ou adjacente à costa de cada uma das três subáreas amostrais, deverá ser instalado um coletor de sedimento que deverá permanecer na área por 30 dias. Esse será posicionado perpendicular à superfície do substrato, com sua abertura a 50 cm acima do fundo;
- Na lateral direita mais profunda será monitorada a dinâmica do sedimento, avaliando a variação da altura do fundo em relação ao ápice desse trado com a utilização de uma trena. Para se evitar flutuação dos valores em relação à posição das *ripple marks*, será utilizado um substrato plano paralelo ao substrato para se determinar o nível dessa superfície.

TRATAMENTO E ANÁLISE DOS DADOS

Deve-se buscar parcerias com as instituições nacionais ou locais responsáveis pelo monitoramento das variáveis climáticas, sendo recomendável a compilação periódica dos dados de direção e velocidade dos ventos, horas de insolação, nebulosidade, pluviosidade e temperatura do ar. Os dados relacionados às características da água, como temperatura da superfície do mar (TSM) e turbidez, poderão ser obtidos com consultas às bases do NOAA (*The National Oceanic and Atmospheric Administration*). Esses dados estão disponíveis gratuitamente no site do NOAA (<http://www.ncdc.noaa.gov>). Portanto, para a análise de dados de TSM deve-se utilizar o conjunto de dados globais do ERSST - NOAA, dados de resolução 2° x 2° estão disponíveis desde 1950, segundo suas médias mensais, por exemplo (Smith & Reynolds, 2004).

Para visualizar eventuais padrões temporais na estrutura da comunidade recomenda-se a utilização de abordagens multivariadas para todos os descritores relacionados com a estrutura, especialmente para abundância da biota. Para cada escala de ordenação serão empregadas análises espaciais multidimensionais não métricas (nMDS), através da dissimilaridade *Bray-Curtis* calculada a partir de dados não processados, através do PRIMER 6.0. (Clarke & Warwick, 2001). A análise de variância permutacional (PERMANOVA; Anderson, 2001) será aplicada para examinar a variação espacial e temporal das assembleias em todas as localizações. As análises serão baseadas na dissimilaridade de Bray-Curtis, no qual cada termo será testa-

do utilizando-se 999 permutações aleatórias (Anderson, 2001). Para os demais descritores deve-se buscar análises pertinentes considerando as particularidades de cada informação.

Após a obtenção dos dados ambientais, será realizada a *Maximum Entropy Modelling* usando o software MAXENT (Phillips *et al.*, 2006; Phillips & Dudik, 2008) para relacionar os conjuntos de dados bióticos e ambientais. Adicionalmente, serão usados dois métodos alternativos: Modelos Lineares Generalizados (GLMs, em inglês) e Modelos Aditivos Generalizados (GAMs, em inglês) usando o pacote R BIOMOD (McCullagh & Nelder, 1989; Thuiller, 2003; Thuiller, 2009). Esses métodos fornecem formas menos restritivas que as regressões múltiplas clássicas, permitindo uma resposta não habitual das variáveis. Usando esse software, ausências pseudoaleatórias serão geradas ao longo da área de estudo.

O desempenho do modelo será testado utilizando a Área Sob a Curva (AUC, em inglês) do *Receiver Operating Characteristic* (ROC) plot (Fielding & Bell, 1997; Swets, 1988) para todo o conjunto de dados, além dos diferentes conjuntos de dados obtidos usando a validação interna (fracionamento de dados) (Guisan & Zimmermann, 2000; Fielding & Bell, 1997). Será aplicada 70-30% de particionamento e computadas 10 interações usando MAXENT. Os modelos de Presenças Verdadeiras Relativas ou Sensitividade, Ausências Verdadeiras Relativas ou Especificidade serão inspecionados usando as MAXENT output plots.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A cada cinco anos, o grupo deverá se reunir para atualização do macrozoneamento, análise e discussão dos dados, gerando-se pelo menos este produto-periódico desta iniciativa. Serão valorizadas iniciativas pontuais que venham a gerar produtos ao longo do período, sendo que tais propostas deverão ser apresentadas ao grupo para que tenhamos atuação em rede.

DIVULGAÇÃO CIENTÍFICA

Com a finalidade de transmitir o conhecimento produzido pela GT Rodolitos da ReBentos, foi criado um blog (<http://rodolitos.wordpress.com>) onde serão divulgados textos explicativos e imagens obtidas durante as campanhas de amostragem bem como notícias sobre o andamento do projeto.

AUTORES

Paulo A. Horta – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC
(autor para correspondência: pahorta@hotmail.com)

Alessandra L. D. O. Fonseca – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

Andre S. Rovai – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

Fernando Scherner – Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE

Flávio A. S. Berchez – Universidade de São Paulo – USP

Jason Hall-Spencer – Plymouth University, Reino Unido

João M. S. Silva – Centro de Ciências do Mar, Portugal

João Rosa – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

José Bonomi Barufi – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

José Marcos de C. Nunes – Universidade Federal da Bahia – UFBA

Leidson Allan de Lucena – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

Leonardo Rorig – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

Letícia M. C. Peres – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC
Márcia Figueiredo – Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro
Marina N. Sissini – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC
Pablo Riul – Universidade Federal da Paraíba – UFPB
Paulo R. Pagliosa – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC
Rafael Riosmena-Rodriguez – Universidad Autónoma de Baja California – UABC, México
Sonia M. B. Pereira – Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE
Tito M. C. Lotufo – Universidade de São Paulo – USP
Vanessa Borges – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC
Vanessa Freire – Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC

REFERÊNCIAS

- Amado-Filho, G.M.; Moura, R.L.; Bastos, A.C.; Salgado, L.T.; Sumida, P.Y.; Guth, A.Z.; Francini-Filho, R.B.; Pereira-Filho, G.H.; Abrantes, D.P.; Brasileiro, P.S.; Bahia, R.G.; Leal, R.N.; Kaufman, L.; Kleypas, J.A.; Farina, M.; Thompson, F.L. 2012a. "Rhodolith beds are major CaCO₃ bio-factories in the Tropical South West Atlantic". *PLoS ONE*, 7: e35171.
- Amado-Filho, G.M.; Pereira-Filho, G.H.; Bahia, R.G.; Abrantes, D.P.; Veras, P.C.; Matheus, Z. 2012b. "Occurrence and distribution of rhodolith beds on the Fernando de Noronha Archipelago of Brazil". *Aquatic Botany*, 101: 41-45.
- Amado-Filho, G.M.; Maneveldt, G.W.; Pereira-Filho, G.H.; Manso, R.C.C.; Bahia, R.G.; Barros-Barreto, M.B.; Guimarães, S.M.P.B. 2010. "Seaweed diversity associated with a Brazilian tropical rhodolith bed". *Ciencias Marinas*, 36: 371-391.
- Anderson, M.J. 2001. "A new method for non-parametric multivariate analysis of variance". *Austral Ecology*, 26: 32-46.
- Bahia, R.G.; Abrantes, D.P.; Brasileiro, P.S.; Pereira-Filho, G.H.; Amado-Filho, G.M. 2010. "Rhodolith bed structure along a depth gradient on the Northern coast of Bahia state, Brazil". *Brazilian Journal of Oceanography*, 58(4): 323-337.
- Berchez, F.A.S.; Tiago, C.G.; Rosso, S.; Dias, G.; Oliveira, E.C. 2009. "Structure of a coralline algal bed on southeast Brazil". *Brazilian Journal of Ecology*, 13: 49-57.
- Clarke, K.R.; Warwick, R.M. 2001. "A further biodiversity index applicable to species lists: variation in taxonomic distinctness". *Marine Ecology Progress Series*, 216: 265-278.
- Dias, G.T.M. 2000. "Granulados bioclásticos – Algas calcárias". *Revista Brasileira de Geofísica*, 18 (3): 307-318.
- Fielding, A.H.; Bell, J. F. 1997. "A review of methods for the assessment of prediction errors in conservation presence/absence models". *Environmental Conservation*, 24: 38-49.
- Figueiredo, M.A.O.; Coutinho, R.; Villas-Boas, A.B.; Tâmega, F.T.S.; Mariath, R. 2012. "Deep-water rhodolith productivity and growth in the southwestern Atlantic". *Journal of Applied Phycology*, 24 (3): 487-493.
- Figueiredo, M.A.O.; Kain, J.M.; Norton, T.A. 2000. "Responses of crustose corallines to epiphyte and canopy cover". *Journal of Phycology*, 36: 17-24.
- Foster, M.S. 2001. "Rhodoliths: between rocks and soft places". *Journal of Phycology*, 37: 659-667.
- Fraschetti, S.; Terlizzi, A.; Benedetti-Cecchi, L. 2005. "Patterns of distribution of marine assemblages from rocky shores: evidence of relevant scales of variation". *Marine Ecology Progress Series*, 296: 13-29.
- Guisam, A.; Zimmermann, N.E. 2000. "Predictive habitat distribution models in ecology". *Ecological Modelling*, 135: 147-186.
- Hall-Spencer, J.M.; Rodolfo-Metalpa, R.; Martin, S.; Ransome, E.; Fine, M.; Turner, S.M.; Rowley, S.J.; Tedesco, D.; Buia, M.C. 2008. "Volcanic carbon dioxide vents show ecosystem effects of ocean acidification". *Nature*, 454: 96-99.
- Hall-Spencer, J.; Kelly, J.; Maggs, C.A. 2010. *Background document for Maërl beds OSPAR Commission*. Publication Number: 491/2010. p. 34.
- Harvey, A.S.; Bird, F.L. 2008. "Community structure of a rhodolith bed from cold-temperate waters (southern Australia)". *Australian Journal of Botany*, 56: 437-450.

- Henriques, M.C.; Riosmena-Rodríguez, R.; Coutinho, L.M.; Figueiredo, M.A.O. (2014). "Lithophylloideae and Mastophoroideae (Corallinales, Rhodophyta) from the Brazilian continental shelf". *Phytotaxa*, 190(1): 112–129.
- IPCC, 2007: "Summary for Policymakers". In: Solomon, S., D. Qin, M. Manning, Z. Chen, M. Marquis, K.B. Averyt, M. Tignor and H.L. Miller (eds.). *Climate Change 2007: The Physical Science Basis. Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change*. United Kingdom and New York, NY, USA: Cambridge University Press, Cambridge.
- Klughammer, C.; Schreiber, U. 2008. "Complementary PS II quantum yields calculated from simple fluorescence parameters measured by PAM fluorometry and the Saturation Pulse method". *PAM Application Notes*, 1: 27–35.
- Kohler, K.E.; Gill S.M. 2006. "Coral Point Count with Excel extensions (CPCe): A Visual Basic program for the determination of coral and substrate coverage using random point count methodology". *Computers and Geosciences*, 32: 1259–1269.
- Littler, M.M.; Littler, D.S.; Taylor, P.R. 1983. "Evolutionary strategies in a tropical barrier reef system: functional-form groups of marine macroalgae". *Journal of Phycology*, 19: 229–237.
- McCullagh, P.; Nelder, J. A. 1989. *Generalized linear models*. 2nd Ed. London: Chapman & Hall.
- Miloslavich P.; Klein E.; Díaz J.M.; Hernández C.E.; Bigatti G.; Campos, L.; Artigas, F.; Castillo, J.; Penchaszadeh, P.E.; Neil, P.E.; Carranza, A.; Retana, M.V.; Astarloa, J.M.D.; Lewis, M.; Yorio, P.; Piriz, M.L.; Rodríguez, D.; Yoneshigue-Valentin, Y.; Gamboa, L.; Mantin, A. 2011. "Marine biodiversity in the Atlantic and Pacific Coasts of South America: knowledge and gaps". *PLoS ONE*, 6: 1–43.
- Milliman, J.D.; Amaral, C.A.B. 1974. "Economic potential of Brazilian continental margin sediments". *Anais do Congresso Brasileiro de Geologia*, 28: 335–334.
- Nelson, W.A.; Neill, K.; Farr, T.; Barr, N.; D'Archino, R.; Miller, S.; Stewart, R. 2012. "Rhodolith Beds in Northern New Zealand: Characterisation of Associated Biodiversity and Vulnerability to Environmental Stressors". *New Zealand Aquatic Environment and Biodiversity Report* No. 99. 102 p.
- Pascelli, C.; Riul, P.; Riosmena-Rodríguez, R.; Scherner, F.; Nunes, M. Hall-Spencer, J.M.; Oliveria, E.C.; Horta, P.A. 2013. "Seasonal and depth-driven changes in rhodolith bed structure and associated macroalgae off Arvoredo island (southeastern Brazil)". *Aquatic Botany*, 111:62–65.
- Pereira-Filho, G.H.; Amado-Filho, G.M.; Guimarães, S.M.P.B.; Moura, R.L.; Sumida, P.Y.G.; Abrantes, D.P.; Bahia, R.G.; Güth, A.Z.; Jorge, R.R.; Francini-Filho, R.R. 2011. "Reef fish and benthic assemblages of the Trindade and Martin Vaz Island group, southwestern Atlantic". *Brazilian Journal of Oceanography*, 59(3): 201–212.
- Phillips, S.J.; Anderson, R.P.; Schapire, R.E. 2006. "Maximum entropy modeling of species geographic distributions". *Ecological Modelling*, 25: 231–259.
- Phillips, S.J.; Dudik, M. 2008. "Modeling of species distributions with Maxent: new extensions and a comprehensive evaluation". *Ecography*, 31: 61–175.
- Riul, P.; Lacouth, P.; Pagliosa, P.R.; Christoffersen, M.L.; Horta, P.A. 2009. "Rhodolith beds at the easternmost extreme of South America: Community structure of an endangered environment". *Aquatic Botany*, 90: 315–320.
- Riul, P.; Targino, C.H.; Farias, J.N.; Visscher, P.T.; Horta, P.A. 2008. "Decrease in Lithothamnion sp. (Rhodophyta) primary production due to the deposition of a thin sediment layer". *Journal of Marine Biological Association of the United Kingdom*, 88: 17–19.

- Scherner, F.; Barufi, J.B.; Horta, P.A. 2012. "Photosynthetic response of two seaweeds species along an urban pollution gradient: Evidence of selection of pollution-tolerant species". *Marine Pollution Bulletin*, 64: 2380-2390.
- Scherner, F.; Ventura, R.; Barufi, J.B.; Horta, P.A. 2013. "Salinity critical threshold values for photosynthesis of two cosmopolitan seaweed species: providing baselines for potential shifts on seaweeds assemblages". *Marine Environmental Research*, 91: 14-25.
- Schreiber, U.; Bigler, W.; Neubauer, C. 1994. "Chlorophyll fluorescence as a nonintrusive indicator for rapid assessment of in vivo photosynthesis." In: Schulze, E.D., Caldwell, M.M. (Eds.), *Ecophysiology of Photosynthesis*. Berlin, Heidelberg, New York: Springer, pp. 49-70.
- Smith, T.M.; Reynolds, R.W. 2004. "Improved extended reconstruction of SST (1854-1997)". *Journal of Climate*, 17: 2466-247.
- Steller, D.L.; Riosmena-Rodríguez, R.; Foster, M.S. 2007. "Sampling and monitoring rhodolith beds: rhodolith distribution and taxonomy, biodiversity and long-term sampling". In: *Sampling biodiversity in coastal communities: NaGISA protocols for seagrass and macroalgal habitats*. NUS Press, p. 145.
- Swets, K.A. 1988. "Measuring the accuracy of diagnostic systems". *Science*, 240: 1285-1293.
- Thuiller, W. 2003. "BIOMOD: optimizing predictions of species distributions and projecting potential future shifts under global change". *Global Change Biology*, 9: 1353-1362.
- Thuiller, W. 2009. "BIOMOD: a platform for ensemble forecasting of species distributions". *Ecography*, 32: 369-373.
- Wernberg, T., Russell, B.; Moore, P.; Ling, S.; Smale, D.; Campbell, A.; Coleman, M.; Steinberg, P.; Kendrick-Connel, S. 2011. "Impacts of climate change in a global hotspot for temperature marine Biodiversity and ocean warming". *Journal Experimental Marine Biology and Ecology*, 400: 7-16.
- Wernberg T.; Smale, D.; Thomsen, M. 2012. "A decade of climate change experiments on marine organisms: procedures, patterns and problems". *Global Change Biology*, 18: 1491-1498.
- Wilson, S.; Blake, C.; Berges, J.A.; Maggs, C.A. 2004. "Environmental tolerances of free-living coralline algae (maerl): implications for European marine conservation". *Biological Conservation*, 120: 283-293.