

Cintia Yamashita

**Foraminíferos bentônicos vivos na margem sudoeste do
Atlântico Sul, Bacia de Campos: processos oceanográficos
condicionantes**

Tese apresentada ao Instituto Oceanográfico da
Universidade de São Paulo, como parte dos
requisitos para obtenção do Título de Doutor em
Ciências, área de Oceanografia Química e
Geológica.

Orientadora:

Profa. Dra. Silvia Helena de Mello e Sousa

Co-orientadora:

Profa. Dra. Maria Virgínia Alves Martins

São Paulo

2015

Universidade de São Paulo

Instituto Oceanográfico

Foraminíferos

bentônicos vivos na margem sudoeste do Atlântico Sul, Bacia de

Campos: processos oceanográficos condicionantes

(versão corrigida)

Cintia Yamashita

Tese apresentada ao Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo,
como parte dos requisitos para obtenção do Título de Doutor em Ciências, área
de Oceanografia Química e Geológica.

Julgada em __/__/__ por

_____	_____
Prof (a). Dr (a).	Conceito
_____	_____
Prof (a). Dr (a).	Conceito
_____	_____
Prof (a). Dr (a).	Conceito
_____	_____
Prof (a). Dr (a).	Conceito
_____	_____
Prof (a). Dr (a).	Conceito

“Le seul véritable voyage n'est pas d'aller vers d'autres paysages,
mais d'avoir d'autres yeux.”

Marcel Proust

Agradecimentos

À minha família, pelo apoio em todas as horas.

Às professoras Silvia e Virgínia, pela orientação, confiança e dedicação para consumação desta tese.

Ao Cadu, facilitando minha vida ao criar um banco de dados, programas de geração de mapas e tabelas, pelas inúmeras correções e elaboração de figuras. E por fazer minha vida mais feliz.

À Débora, Guilherme, Juliana e Edilson, pela análise granulométrica.

Ao Michel, Carreira, Laeticia, Rafael, Isabel, Eduardo e Satie, pelas discussões e esclarecimentos.

Aos meus amigos do peito Hell, Nadine, Fábio, Renata, Ná e Gui, que estão sempre presentes.

À meninas da salinha. Saudades!

Às “ex-meninas do Lab” Nancy, Thaisa, Adriana, Naira e Renata, pelas inúmeras ajudas, como estatísticas, gráficos, triagem, mapas e me fazer entender os metais e efeito íon carbonato.

Ao Mestre, Gil e novamente à Nancy, pela explicações dobre a hidrodinâmica, e à Natasha e o Riguel, pelos índices ecológicos.

À Mônica, Lira e Eiichi, pelas dúvidas sobre os foraminíferos tubulares e os nemátodos.

A todos os professores que contribuíram para minha formação acadêmica.

À equipe da biblioteca, sempre muito atenciosa e eficaz.

Ao Instituto Oceanográfico e ao Programa de Pós-Graduação, pelo apoio para realização do doutorado.

À PETROBRAS, pela idealização do projeto Habitats.

À CAPES e ao CNPq, pelo auxílio financeiro.

Sumário

Resumo	xiii
Abstract	xiv
1. Introdução	1
1.1 Bomba biológica	2
1.2 Fatores que interferem na quantidade e qualidade da matéria orgânica particulada exportada para o assoalho oceânico	4
1.3 Diagênese recente e preservação da matéria orgânica no sedimento.....	6
1.4 Foraminíferos bentônicos: algumas características biológicas/ecológicas...	8
1.4.1 Foraminíferos bentônicos e o fluxo de matéria orgânica	12
1.4.2 Variabilidade das condições tróficas em função da morfologia de fundo e sua influência nos foraminíferos bentônicos	19
1.4.3 Variabilidade nas associações de foraminíferos bentônicos em função das condições hidrodinâmicas	20
1.4.4 Foraminíferos da margem continental sul-sudeste brasileira	24
2. Objetivos	31
3. Área de estudo	32
3.1. Fisiografia.....	32
3.2. Cobertura sedimentar.....	37
3.3. Indicadores geológicos de instabilidade	41
3.4. Massas de Água e Hidrodinâmica.....	43
3.5. Produtividade primária.....	48

4. Materiais e métodos	52
4.1 Amostras para análises microfaunísticas de foraminíferos bentônicos vivos	55
4.1.1 Critérios utilizados para a quantificação dos foraminíferos bentônicos tubulares na Bacia de Campos	56
4.1.2 Análises dos dados de foraminíferos bentônicos	60
4.1.3 Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)	61
4.2 Carbono Orgânico Total no Sedimento (COT)	61
4.3 Granulometria.....	62
4.4 Fluxo de matéria orgânica particulada	62
4.5 Concentração de clorofila <i>a</i> e feofitina <i>a</i> no sedimento.....	63
4.6 Conteúdo de carbonato de cálcio.....	64
4.7 Marcadores moleculares da matéria orgânica do sedimento (ácidos graxos, álcoois e esteróis)	64
4.8 Biomassa das bactérias	65
4.9 Mapas.....	65
4.10 Análise de dados.....	65
5. Resultados	66
5.1 Dados bióticos.....	66
5.1.1 Densidade de foraminíferos bentônicos corados	66
5.1.2 Composição específica (>0,063 mm)	69
5.1.3 Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o <i>microhabitat</i> e hábito alimentar.	76

5.1.4 Análise de agrupamento, ordenação e SIMPER	79
5.2 Dados abióticos	81
5.2.1 Granulometria dos sedimentos	81
5.2.2 Fluxo de matéria orgânica particulada	85
5.2.3 Concentração de clorofila + feofitina no sedimento (total de fitopigmentos)	87
5.2.4 Teor de carbonato de cálcio	89
5.2.5 Carbono orgânico total no sedimento	92
5.2.6 Marcadores moleculares na matéria orgânica do sedimento (esteróis, ácidos graxos e álcoois)	94
5.3 Biomassa das bactérias	98
5.4 Análise de correlação	100
6. Discussão	104
6.1 Talude superior, médio e inferior-Grupo I	105
6.2 Talude inferior, Platô de São Paulo e sopé continental-Grupo II	116
6.3 Estações I10, I11 e I12-Grupo III	121
7. Conclusões	124
8. Referências bibliográficas	126
9. Anexos	141
Anexos 1: Frequência das espécies de foraminíferos bentônicos corados na fração >0,063 mm.	
Anexo 2: Fotomicrografias de foraminíferos bentônicos da Bacia de Campos, retiradas no MEV.	

Anexo 3: Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o *microhabitat*.

Anexo 4: Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos segundo hábito alimentar. Onde: * = sem dado.

Anexo 5: Correlação de Spearman entre dados: biomassa de bactéria, conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO_3), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo); *Sortable silt* (Φ); porcentagem de areia (areia); razão terrígeno (Terr)/COT; produtividade primária (PP)/COT; zooplâncton e fauna (Zoo e fauna)/COT; bactéria (Bact)/COT; lipídios totais no sedimento (lipídios totais)/COT; e espécies com maiores frequências. Dados representam correlação significativa para $p < 0,05$.

Anexo 6: Correlação de Spearman entre dados: biomassa de bactéria, conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO_3), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos, fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo), *Sortable silt* (Φ); porcentagem de areia (areia), razão terrígeno (Terr)/COT, produtividade primária (PP)/COT, zooplâncton e fauna (Zoo e fauna)/COT, bactéria (Bact)/COT, lipídios totais no sedimento (lipídios totais)/COT, (Dp) Depositívoro (%), (Dt) Detritívoro (%), (3) Dt-Dp) Detritívoro-Depositívoro (%);(Dt-S-Dp) Detritívoro-Suspensívoro-Depositívoro (%), (Dt-S) Detritívoro-suspensívoro (%), (S-Dp) Suspensívoro-Depositívoro (%), (H) Herbívoro (%), (H-Dt-Dp) Herbívoro-Detritívoro-Depositívoro (%), (O) Onívoro (%), (S) Suspensívoro (%), (nc) Não classificados, densidade. Dados representam correlação significativa para $p < 0,05$.

Anexo 7: Resultados da análise SIMPER. Onde Dissi.= Dissimilaridade média; Contrib.=Contribuição (%); Cum.=cumulativo (%); Abund. 1= Abundância média do Grupo 1; Abund. 2= Abundância média do Grupo 2; Abund. 3= Abundância média do Grupo 3.

Figuras, Quadros e Tabelas

Quadro 1: Síntese das tabelas, modificado de Kaminski e Gradstein (2005)¹, Cetean et al. (2011)² e Setoyama et al. (2011³ e 2013⁴), onde estão classificados os morfogrupos (M1, M2, M3 e M4) de foraminíferos aglutinantes, com a interpretação do hábitat e estratégia alimentar..... 11

Tabela 1: Relação entre as espécies calcárias de foraminíferos bentônicos e o fluxo orgânico e a produtividade primária na superfície do mar, segundo Gooday (2003), com base em Altenbach et al. (1999), Sarnthein e Altenbach (1995), e Wollenburg e Kunt (2000), onde: 1 Frequentemente relatado como *Pyrgo murrhynal/murrhina* e *Pyrgo rotalaria*; 2 *Epistominella arctica* e *Stetsonia hovarthi* são sinônimos..... 19

Tabela 2: Valores de concentração de oxigênio dissolvido, fosfato, nitrato e silicato em $\mu\text{ mol Kg}^{-1}$ para as massas de água presentes na área de estudo (Segundo Silveira et al., 2014). 44

Tabela 3: Profundidade da coleta (Prof.) das amostras e coordenadas geográficas (Lat. e Long.) no datum SAD 69 das estações oceanográficas. ... 54

Tabela 4: Densidade (ind./50cm^3) dos foraminíferos bentônicos, na fração $>0,063\text{ mm}$, nas estações oceanográficas. 68

Tabela 5: Distribuição do percentual das testas quanto à composição da carapaça, forma tubular e do gênero *Reophax*. 71

Tabela 6: Porcentagem da classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o *microhabitat* nas estações oceanográficas, onde: Eipifauna-infauna= classificação na literatura tanto como infauna como epifauna. 77

Tabela 7: Porcentagem da classificação das espécies de foraminíferos bentônicos segundo o hábito alimentar, nas estações oceanográficas, onde: Dp= Depositívoros (%); Dt= Detritívoros (%); Dt-Dp= Detritívoros-Depositívoros (%); Dt-S-Dp= Detritívoros-Suspensívoros-Depositívoros (%); Dt-S= Detritívoros-suspensívoros (%); S-Dp= Suspensívoros-Depositívoros (%); H= Herbívoros (%); H-Dt-Dp= Herbívoros-Detritívoros-Depositívoros (%); O= Onívoros (%); S= Suspensívoros (%) e nc= não classificados..... 78

Tabela 8: Parâmetros sedimentológicos e classificação dos sedimentos na área de estudo.....	85
Tabela 9: Fluxo de matéria orgânica particulada ($\text{mgC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{dia}^{-1}$) calculado para as estações oceanográficas.....	86
Tabela 10: Valores de concentração de clorofila <i>a</i> + feofitina <i>a</i> ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) obtidos para as estações oceanográficas.....	88
Tabela 11: Valores de carbonato de cálcio (%) nas estações oceanográficas.	91
Tabela 12: Valores de carbonato de cálcio e carbono orgânico total no sedimento (%) e classificação dos sedimentos segundo Figueiredo Jr. (2015) nas estações oceanográficas.....	93
Tabela 13: Principais fontes dos compostos lipídicos na matéria orgânica (ácidos graxos, esteróis e álcoois) nas estações oceanográficas segundo Oliveira et al. (2012), onde: ácidos graxos: SCFA (ácidos graxos saturados de cadeia curta, com átomo de C entre C_{14} - C_{18}); LCFA (ácidos graxos saturados de cadeia longa, com átomos de C entre C_{22} - C_{30}); Branch (ácidos graxos ramificados <i>iso</i> e <i>anteiso</i> C_{15} , C_{17} e 10-metil- C_{16} mais 15:0 e 17:0); MUFA (ácidos graxos monoinsaturados com C_{16} , C_{18} e C_{20}); PUFA (ácidos graxos poliinsaturados com C_{18} , C_{20} e C_{22}); C: BwC, onde C: número de átomos de carbono, B:número de ligações duplas e C posição das ligações duplas do final alifático da molécula. Álcoois: SCOH (álcoois de cadeia saturada curta com átomo de C entre C_{14} - C_{18}); LCOH (álcoois de cadeia saturada longa com átomo de C entre C_{22} - C_{32}). Esteróis $\text{a}\Delta^{\text{b,c}}$: a = número de átomos de carbono; b,c = posição da insaturação da cadeia de C. Fitol (3,7,11,15-tetramethyl-2-hexadecen-1-ol).	95
Tabela 14: Razão dos compostos lipídicos da matéria orgânica pelo COT: PP- fitoplâncton ou produtores primários; Zoo- zooplâncton e/ou fauna marinha; Terr.- Alóctones e/ou derivado continental e; Bact.- bactéria dos compostos lipídicos na matéria orgânica. Limite de quantificação na ordem de $0,03 \mu\text{g g}^{-1}$. *- Abaixo do limite de detecção.	96
Tabela 15: Biomassa das bactérias (10^{-4} g) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.....	99
Tabela 16: Correlação de Spearman entre dados: biomassa de bactéria (Bactéria), conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO_3), carbono orgânico total	

(COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia), razão de marcadores moleculares/COT (terrígeno (Terr./COT), produtividade primária (PP/COT), zooplâncton e fauna (Zoo e fauna/COT), bactéria (Bact./COT)) e razão de lipídios totais/COT no sedimento (lipídios/COT). Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$ 101

Tabela 17: Correlação de Spearman entre dados abióticos (biomassa de bactéria (Bactéria), fitopigmentos (Feo), carbono orgânico total (COT), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo), razão de lipídios totais/COT (Lipídios/COT), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia)), e bióticos (Depositívoro (Dp), Detritívoro (Dt), Detritívoro-Depositívoro (Dt-Dp), Detritívoro-Suspensívoro-Depositívoro (Dt-S-Dp), Detritívoro-suspensívoro (Dt-S), Suspensívoro-Depositívoro (S-Dp), Herbívoro (H), Herbívoro-Detritívoro-Depositívoro (H-Dt-Dp), Onívoro (O) e Suspensívoro (S). Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$ 102

Tabela 18: Correlação de Spearman (maior igual a 0,6) entre dados abióticos: conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO_3), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (Fluxo), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia), razão de marcadores moleculares/COT (terrígeno (Terr./COT), produtividade primária (PP/COT), zooplâncton e fauna (Zoo/COT), bactéria (Bact./COT)), razão de lipídios totais/COT no sedimento (Lipídios/COT) e espécies com frequência maior igual a 2%. Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$ 103

Figura 1: Componentes da bomba biológica. Onde: Carbono (C); Nitrogênio (N); Carbono Inorgânico Dissolvido (CID); Concentração de Carbono Inorgânico Dissolvido (Conc CID), Dióxido de Carbono (CO_2); Matéria Orgânica Dissolvida (MOD); Carbono Orgânico Particulado (COP) e Carbono Inorgânico Particulado (CIP) (Modificado de DUCKLOW et al., 2001). 3

Figura 2: Grupos morfológicos das formas aglutinantes, em função do seu modo de vida (adaptado de Jones e Charnock, 1985). Onde: I – formas fixas eretas; II – epifaunais, livres ou fixos, uni ou pluriloculares; III – epifaunais livres; IV – espécies epífitas. 10

Figura 3: Acoplamento bento-pelágico e resposta gradual do ecossistema bentônico em semanas ao aporte de fitodetritos para o assoalho oceânico (Modificado de Fontanier et al., 2003).....	13
Figura 4: Nichos dos foraminíferos bentônicos aglutinantes e calcários de mar profundo em diferentes condições tróficas (Modificado de Kuhnt et al., 1996). 14	
Figura 5: Modelo conceitual TROX explicando os limites das profundidades dos <i>microhabitats</i> dos foraminíferos bentônicos pela combinação da penetração do oxigênio e disponibilidade de alimento. Em ambiente oligotrófico, o fator crítico determinante sobre a profundidade do <i>habitat</i> é o nutriente, enquanto em ambiente eutrófico, a concentração de oxigênio é o fator limitante. Alguns taxa considerados como infaunais profundos não são limitados pelo nível de oxigênio zero, mas podem participar na remineralização da matéria orgânica no sedimento (Modificado de Jorissen et al. 2007).	16
Figura 6: Modelo conceitual TROX 2 explicando o efeito do gradiente redox e a competição dos foramíferos pela matéria orgânica lábil e a profundidade da distribuição das espécies na coluna sedimentar. O gradiente redox no sedimento e a competição das espécies são regulados pelo fluxo orgânico (alimento) (ZWAAN et al., 1999).	18
Figura 7: Colonização epibentônica em ambientes de alta energia no Golfo de Cádiz. Espécies mais frequentes estão marcadas em negrito. Foraminíferos epibentônicos preferem posições elevadas em hidroides ou em grandes fragmentos de corais de água profunda (Modificado de Schönfeld, 2002a). ...	21
Figura 8: Colonização epibentônica em ambientes de baixa energia no Golfo de Cádiz. Espécies mais frequentes estão marcadas em negrito. Elas se concentram de 3-28 mm da superfície do mar. (Modificado de Schönfeld, 2002a).....	23
Figura 9: Modelo generalizado mostrando o efeito do distúrbio no substrato na estrutura da comunidade de foraminíferos aglutinantes (Retirado de Kamiski, 1987b). Onde: R. dent = <i>Reophax dentaliniformis</i> ; Rhabd= <i>Rhabdammina</i> ; Ammobac= <i>Ammobaculites</i> ; Rhiz= <i>Rhizammina</i> ; Hyper= <i>Hiperammina</i> ; Ammod= <i>Ammodiscus</i> ; Bathys= <i>Bathysiphon</i> ; Buzas= <i>Buzasina</i> ; Komoki= <i>Komokiaceans</i> ; R. excen= <i>Reophax excentricus</i> ; Psammosp= <i>Psammosphaera</i> ; Hormo= <i>Hormosina</i> ; Troch= <i>Trochammina</i> ; Cribro=	

<i>Cribrostomoides</i> ; <i>Recurv</i> = <i>Recurvoides</i> ; <i>Sacc</i> = <i>Saccamina</i> ; <i>H. glob</i> = <i>Hormosira globulifera</i> ; <i>Glomos</i> = <i>Glomospira</i> ; e <i>Dendro</i> = <i>Dendrophrya</i>	24
Figura 10: Localização da área de estudo. Datum UTM SAD 69 (Zona 24 S). (modificado de Figueiredo Jr. et al., 2015).	34
Figura 11: Modelo digital da geomorfologia da Bacia de Campos. O talude continental está entre as isóbatas de 200 e 2000 m e o Platô de São Paulo adjacente, que vai até 3000 m. Onde: Platô de São Paulo está ao norte; cânions Marataízes, Itabapoana, Itapemirim, São Tomé, Grussaí e Almirante Câmara na região centro- norte; e os cânions de Goitacá e do Grupo Sudeste ao sul (SCHREINER et al., 2008).....	35
Figura 12: Imagem 3D da região do talude convexo em perspectiva do relevo sombreado do fundo do mar da porção central da bacia de Campos (exagero vertical X 5, iluminação de norte, a escala varia com a profundidade na imagem) e feições adjacentes (ALMEIDA; KOWSMANN, 2015).	36
Figura 13: Bloco diagrama da fisiografia da Bacia de Campos, onde: as setas indicam o aumento, diminuição e as tendências de modificações da corrente de fundo, dadas as mudanças na fisiografia da margem e do fundo do mar; o tamanho das setas indica a velocidade das correntes de fundo; 1 = protuberância da margem que induz o aumento da velocidade corrente (a montante); 2 = obstáculos do fundo do mar implicam desvio de corrente (aceleração local); 3 = passagens do fundo do mar e corredores induzem a intensificação do fluxo (Modificado de Viana, 2002, 2008).	38
Figura 14: Mapa integrado de faciologia e teor de carbonato para plataforma e talude continental da Bacia de Campos (modificado de Figueiredo Jr. et al., 2015). Cruz vermelha: estações oceanográficas do presente trabalho. Estações A12, H12, D12 e B12 não foram plotadas, pois não localizam-se dentro dos limites do mapa.	40
Figura 15: Mapa de indicadores geológicos de instabilidade e a idade correspondentes ao último evento de instabilidade (modificado de Kowsmann et al., 2015). Cruz vermelha: estações oceanográficas do presente trabalho. Estações A12, D12, I12 e H12 não foram plotadas, pois não localizam-se dentro dos limites do mapa. Legenda:	42

Figura 16: Esquema da circulação costeira e oceânica na margem continental sul-sudeste do Brasil, mostrando o transporte da AT e ACAS pela CB, transporte rumo ao norte da AIA pela CCI e transporte dirigido para o sul da APAN pela CCP. Onde VCF: Vórtice de Cabo Frio; VSCT; Vórtice de Cabo de São Tomé; VV: Vórtice de Vitória. (Modificado de Calado et al., 2008).	44
Figura 17: Secção vertical da estrutura das correntes observadas na Bacia de Campos. A CB pode ser observada na porção superior com velocidades negativas, e a CCI na parte inferior com velocidades positivas (Modificado de Silveira et al., 2004).....	45
Figura 18: Frente quasi-estacionária de Temperatura e Salinidade (Earth Topography 2-arc-min grid-ETOPO2) mostrando a evolução do ciclone (Modificado de Palóczy et al., 2013).	46
Figura 19: Visão esquemática da circulação da Bacia de Campos, englobando o Embaiamento de Tubarão e São Paulo, onde: CB (linha pontilhada): Corrente do Brasil (Modificado de Mill et al., 2015).....	48
Figura 20: Imagem da média dos valores de produtividade primária oceânica ($\text{gC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$) da costa sudeste brasileira durante o mês de janeiro de 2001 (Retirado de Kampel, 2003).	49
Figura 21: Imagem da média dos valores de produtividade primária oceânica ($\text{gC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$) da costa sudeste brasileira durante o mês de agosto de 2002 (Retirado de Kampel, 2003).	50
Figura 22: Esquema do trem de ondas gerado pelo meandramento da CB, imagem de valores médios de produção primária para a segunda semana do mês de maio de 2008. A letra “A” significa centro de alta pressão (núcleo quente com valores baixos de produção primária) e “B” baixa pressão (núcleo frio com valores maiores de produção primária) (de acordo com Vicente, 2012).	52
Figura 23: Localização da área de estudo e dos transectos A, B, C, D, F H, e I.	53
Figura 24: Equipamento e procedimentos de coleta: a) <i>box core</i> utilizado na coleta; b) subamostrador com dimensões de 10 cm x 10 cm x 50 cm; c) fatiador da amostra coletada no subamostrador; e d) desenho esquemático da subamostragem (0-2 cm).	55

Figura 25: Exemplo de medida do tamanho da espécie <i>Marsipella dextrospiralis</i> , segundo seu eixo maior.	57
Figura 26: Fluxograma da metodologia para calcular o fluxo de matéria orgânica particulada. Os retângulos com arestas contínuas representam os dados de entrada/saída dos modelos, enquanto os retângulos com vértices arredondados e arestas pontilhadas indicam os modelos usados (VICENTE, 2012).	63
Figura 27: Distribuição dos valores de densidade de foraminíferos bentônicos vivos (>0,063 mm) nas estações oceanográficas ao longo dos transectos A, D, H e I, na Bacia de Campos.....	67
Figura 28: Distribuição da frequência de espécimes das subordens Rotaliina, Miliolina e Textulariina ao longo dos transectos A, B, D, H e I.	70
Figura 29: Perfil esquemático da distribuição das espécies de foraminíferos bentônicos vivos com maiores frequências, ao longo dos transectos A, B e D na Bacia de Campos.	72
Figura 30: Continuação do perfil esquemático da distribuição das espécies de foraminíferos bentônicos vivos com maiores frequência, ao longo dos transectos, H e I na Bacia de Campos.	73
Figura 31: Distribuição das espécies tubulares (%) e o gênero <i>Reophax</i> (%) nos transectos A, B, C, D, H e I por profundidade (m).	75
Figura 32: a) Análise de ordenação (nMDS) das estações oceanográficas em função da abundância das espécies de foraminíferos bentônicos. <i>Stress</i> igual a 0,19. b) Localização dos grupos na área de estudo.	80
Figura 33: Porcentagem de areia nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.	83
Figura 34: Porcentagem de silte nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.	83
Figura 35: Distribuição do <i>sortable silt</i> (Φ) na área de estudo (transectos A, B, D, H e I).	84
Figura 36: Porcentagem de argila nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.	84

Figura 37: Distribuição dos valores obtidos de fluxo de matéria orgânica particulada calculados para cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.	87
Figura 38: Distribuição dos valores de concentração de clorofila <i>a</i> + feofitina <i>a</i> ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.	89
Figura 39: Distribuição dos valores de carbonato de cálcio (%) em cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.	90
Figura 40: Distribuição dos valores de carbono orgânico total em cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.	92
Figura 41: Distribuição das fontes dos compostos lipídicos na matéria orgânica nos transectos A, B, C, D, H e I, onde: Bact=Bactérias; PP= fitoplâncton ou produtores primários; Zoo e Fauna= zooplâncton e/ou fauna; Terr= alóctone ou derivado continental; COT=carbono orgânico total.	97
Figura 42: Distribuição dos valores de biomassa das bactérias (10^{-4} g) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.	98

Resumo

O presente estudo compreende a análise de distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos no talude continental da Bacia de Campos e Platô de São Paulo (entre 400 e 3000 m de profundidade), buscando entender os processos condicionantes dessa distribuição. Dados sedimentológicos, geoquímicos e microfaunísticos permitiram identificar três grupos na área de estudo. O grupo I inclui amostras do talude superior, médio e inferior (400-1300 m de profundidade), e é caracterizado por valores maiores de densidade de foraminíferos bentônicos, carbono orgânico total, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactérias, menores valores de *sortable silt* e de conteúdo de carbonato de cálcio, e pela presença de espécies como *Globocassidulina subglobosa*, *Reophax scoriurus*, *Reophax subfusiformis*, *Reophax spiculotestus* e *Epistominella exigua*. O grupo II, constituído de amostras do talude inferior e Platô de São Paulo (1900-3000 m de profundidade), é caracterizado por menores densidades de foraminíferos bentônicos, carbono orgânico total, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactérias, maiores valores de *sortable silt* e de conteúdo de carbonato de cálcio, e pela presença de espécies como *Saccorhiza ramosa*, *Rhizammina algaeformis*, *Karrerulina* sp2. e *Hyperammia rugosa*. O grupo III (1900-3000 m de profundidade) diferencia-se do grupo II pela presença da *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e *Reophax helenae*. Constatou-se que os processos hidrossedimentares (p.e. ação da Corrente do Brasil e Corrente de Contorno Intermediária junto ao fundo), o fluxo vertical de matéria orgânica particulada e concentração de fitopigmentos no sedimento são fatores controladores das condições tróficas no ambiente e estão relacionados às feições de mesoescala (meandros e vórtices de Cabo Frio, Cabo de São Tomé e Vitória), determinando, assim, variações na microfauna de foraminíferos bentônicos vivos na Bacia de Campos.

Palavras chaves: Foraminíferos bentônicos vivos, Corrente do Brasil, Corrente de Contorno Intermediária, Bacia de Campos, margem continental brasileira, marcadores moleculares, fluxo vertical de matéria orgânica particulada

Abstract

The present study comprises the analysis of the distribution of living benthic foraminifera on the continental slope of Campos Basin and Plateau of São Paulo (400-3000 m water depth) in order to understand the environmental processes determining this distribution. Sedimentological, geochemical and microfaunal data indicated the existence of three groups in the study area. Group I includes samples from the upper and middle slope (400-1300 m water depth) and is characterized by high values of benthic foraminifera density, total organic carbon, phytopigment concentration, biomass of bacteria, lower values of sortable silt and calcium carbonate content, and the presence of species such as *Globocassidulina subglobosa*, *Reophax scorpiurus*, *Reophax subfusiformis*, *Reophax spiculotestus* and *Epistominella exigua*. Group II, consisting of samples of the lower slope and Plateau of São Paulo (1900-3000 m water depth), is characterized by lower densities of benthic foraminifera, total organic carbon, phytopigment concentration, biomass of bacteria, higher values of sortable silt and calcium carbonate content, and the presence of species such as *Saccorhiza ramosa*, *Rhizammina algaeformis*, *Karrerulina* sp2. and *Hyperammina rugosa*. Group III (1900-3000 m water depth) differs from group II due to the presence of *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* and *Reophax helenae*. Hydro-sedimentary processes (e.g. action of the Brazil Current and Intermediate Western Boundary Current), the particulate organic matter flux and phytopigment concentration in the sediment are factors controlling the trophic conditions in the environment, and are related to features of mesoscale (meanders and Cabo Frio, Cabo de São Tomé and Vitória eddies), thereby determining changes in living benthic foraminifera in Campos Basin.

Keywords: Living benthic foraminifera, Brazil Current, Intermediate Western Boundary Current, Campos Basin, Brazilian continental margin, lipid biomarkers, particulate organic matter vertical flux

1. Introdução

No ecossistema bentônico de mar profundo, a principal fonte de alimento é o fluxo descendente de carbono orgânico lábil (GOODAY, 1988; 1993). Protistas, como foraminíferos bentônicos, juntamente com as bactérias, são os primeiros organismos da microfauna bentônica de ambientes de mar profundo a reagirem a um aumento do aporte de matéria orgânica, sendo sua resposta rápida, em termos de abundância, ao aporte de fitodetrito (GOODAY, 1988; GOODAY; TURLEY, 1990). Além disso, esses organismos respondem em termos de biomassa e variabilidade na composição de espécies ao aporte de matéria orgânica e oscilações sazonais e interanuais da produção primária (ALTENBACH; STRUCK, 2001; FONTANIER et al., 2003).

Processos como a bomba biológica e transporte por correntes de turbidez, características das massas de água, a presença de *seep* e fontes hidrotermais possibilitam e influenciam a disponibilidade da matéria orgânica, devendo assim serem considerados no entendimento da distribuição e da composição dos foraminíferos bentônicos em sistemas marinhos profundos, os quais são aqui definidos como a região compreendida entre a quebra da plataforma e as grandes fossas oceânicas (SOARES-GOMES et al., 2002, MURRAY, 2006).

Na presente introdução será abordado inicialmente o funcionamento desses processos, que interferem não somente na quantidade como na qualidade da matéria orgânica exportada para o fundo oceânico, bem como o processo de diagênese da matéria orgânica nos sedimentos. Serão também fornecidas algumas informações gerais sobre a biologia dos foraminíferos (*microhabitats* e modo alimentar) e sua relação principalmente com condições tróficas e disponibilidade de oxigênio.

1.1 Bomba biológica

A bomba biológica descreve o caminho das moléculas de carbono da zona eufótica para o fundo oceânico (Figura 1) (DUCKLOW et al., 2001 e LUTZ et al., 2007), sendo uma grande redistribuidora de carbono e nutrientes no oceano, além de possuir um papel importante no controle do gás carbônico (CO₂) da atmosfera (BOYD; TRULL, 2007 e referências contidas nele). O bombeamento do carbono orgânico para o mar profundo depende de diversos processos: biogeoquímicos (e.g. teia alimentar), físicos (e.g. transporte gravitacional), hidrodinâmicos (correntes e vórtices) e de gravidade (DUCKLOW et al., 2001; LUTZ et al., 2007), podendo ser dividido em quatro etapas: produção primária, exportação, transporte para zonas profundas e sedimentação (soterramento) (LUTZ et al., 2007) (Figura 1).

A bomba biológica é responsável pela transformação do Carbono Inorgânico Dissolvido (CID) em biomassa orgânica, através dos processos da cadeia alimentar (trofodinâmica), e por “bombear” a matéria orgânica na forma particulada ou dissolvida para assoalho oceânico (DUCKLOW et al., 2001). Os nutrientes inorgânicos e o dióxido de carbono (CO₂) são fixados durante a fotossíntese pelo fitoplâncton, que libera matéria orgânica dissolvida (MOD), que por sua vez é consumido pelo zooplâncton herbívoro (Figura 1) (DUCKLOW et al., 2001).

Alguns espécimes de zooplâncton, como os copépodos, excretam pelotas fecais que podem ser reingeridas e afundadas, ou agregadas a detritos maiores (MOP), que afundam rapidamente na coluna de água, podendo chegar ao assoalho oceânico (DUCKLOW et al., 2001). Esses agregados detritíticos (>0,5 mm), compostos por matérias derivados de organismos vivos, associados às bactérias ou não, são denominados de neve marinha (LALLI; PARSONS, 1996).

Esses materiais que afundam na coluna de água podem aumentar devido à migração vertical de algumas espécies de zooplâncton, que vivem abaixo da zona eufótica durante o dia e durante a noite sobem à superfície

para se alimentar(Figura 1), transportando assim material ingerido da superfície para regiões mais profundas. A predação desse zooplâncton também contribui para biomassa orgânica assimilada para águas profundas (DUCKLOW et al., 2001).

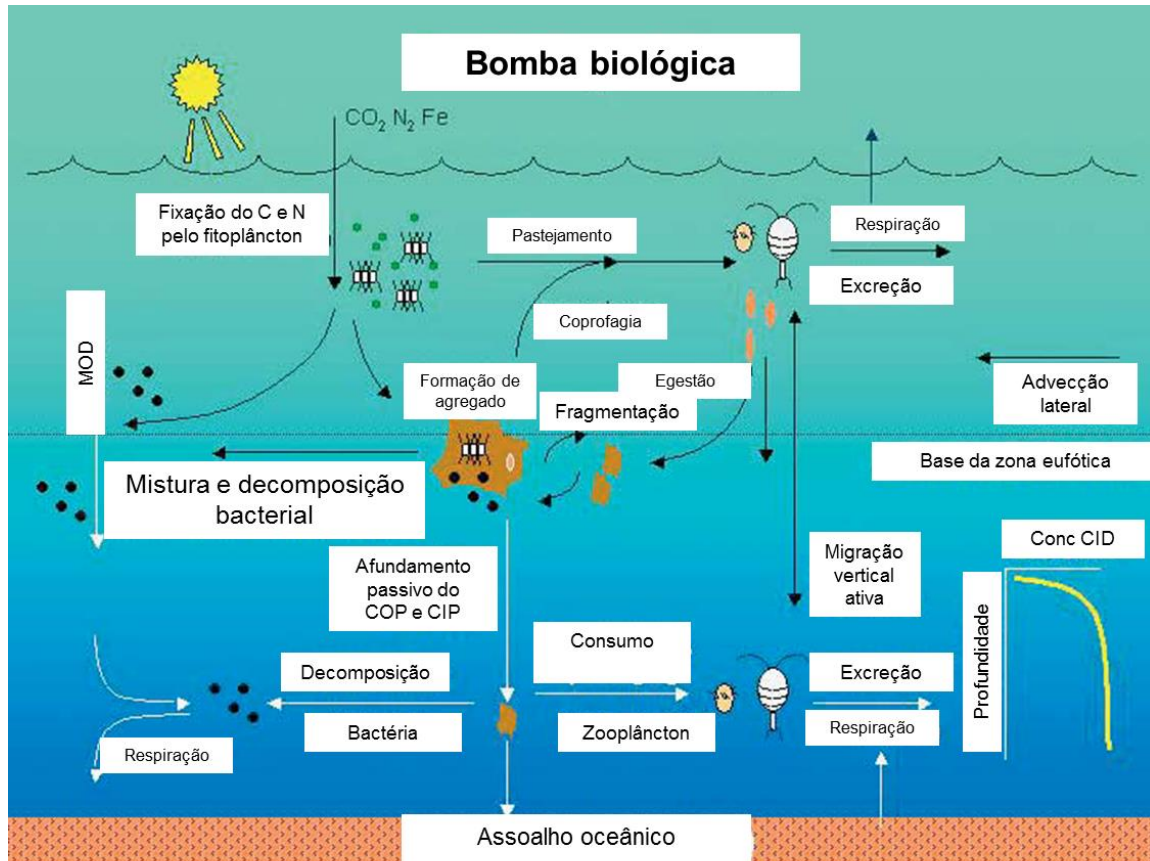


Figura 1: Componentes da bomba biológica. Onde: Carbono (C); Nitrogênio (N); Carbono Inorgânico Dissolvido (CID); Concentração de Carbono Inorgânico Dissolvido (Conc CID), Dióxido de Carbono (CO_2); Matéria Orgânica Dissolvida (MOD); Carbono Orgânico Particulado (COP) e Carbono Inorgânico Particulado (CIP) (Modificado de DUCKLOW et al., 2001).

O transporte vertical da MOD contribui para a bomba biológica em 20% em relação ao fluxo da matéria orgânica exportada (PASSOW; CARLSON, 2012). As bactérias (pontos pretos na Figura 1) consomem parcialmente a MOD e o restante da MOD refratária é advectada e misturada no oceano profundo. A MOD e agregados são exportados para águas mais profundas e consumidos, e assim o carbono orgânico retorna para reservatório de CID do mar profundo.

Apenas 1% das partículas que deixam a superfície do oceano atinge o assoalho oceânico e é consumido, depositado ou soterrado. O carbono pode ser armazenado por milhões de anos. O efeito cadeia desse processo é remover o carbono na forma orgânica da superfície oceânica e retornar como CID até altas profundidades, mantendo o gradiente de CID na superfície do oceano profundo (gráfico à direita da Figura 1). A circulação termohalina retorna o CID do oceano profundo para a atmosfera em escalas de tempo milenares (Figura 1) (DUCKLOW et al., 2001).

1.2 Fatores que interferem na quantidade e qualidade da matéria orgânica particulada exportada para o assoalho oceânico

A variação sazonal e espacial do fluxo de carbono orgânico é consequência da variação da produção primária na camada eufótica, da fonte da MOP e do padrão de circulação da região, influenciando também, na composição da matéria orgânica (refratária e lábil) e na quantidade exportada para o assoalho oceânico (LOURENÇO; MARQUES JÚNIOR, 2002; MILLERO, 2005). Por sua vez, a produção primária é dependente da luz, transparência e turbulência da água e quantidade de nutrientes na coluna de água (LOURENÇO; MARQUES JÚNIOR, 2002).

A MOP consiste na mistura de fitoplâncton, zooplâncton e bactérias (mortas e vivas) (MILLERO, 2005). O microplâncton contribui com uma proporção maior no fluxo de MOP para assoalho oceânico, por possuir densidade maior (McCAVE, 1975). Frequentemente a MOP é estimada pelo COP, ou seja, as concentrações de COP são adquiridas e aproximadas/extrapoladas para concentrações de MOP. O COP constitui 1-10 % do Carbono Orgânico Total (COT) no oceano (MILLERO, 2005).

Em relação à composição da matéria orgânica, não existe uma definição única da sua qualidade. DAUWE et al. (1998), por exemplo, definem a qualidade da matéria orgânica como concentração de fitopigmento no sedimento. Por sua vez, DANOVARO et al. (1999) utilizam como concentração

total de lipídios, proteínas e carboidratos. Segundo DANAVARO et al. (1999), a matéria orgânica lábil consiste principalmente de substâncias como carboidratos, proteínas, ácidos nucleicos e alguns compostos lipídicos; e a matéria orgânica refratária, por ácidos húmicos e fúlvicos de origem terrestre.

O fluxo vertical de carbono orgânico que atinge o assoalho oceânico é determinado pela fração exportada da produtividade primária das águas superficiais, por perdas em função dos processos de degradação que ocorrem na coluna d'água (BERGER; WEFER, 1990) e pela remineralização por bactérias heterotróficas da alça microbiana (AZAM et al., 1983). Anderson e Sarmiento (1994) sugerem que, em mar profundo, o fluxo de matéria orgânica para o assoalho oceânico é produto do rápido afundamento da matéria orgânica ocasionado por eventos esporádicos de alta produtividade.

Analisando o fluxo de matéria orgânica em mar profundo através de fotografias, estima-se que o tempo de afundamento dos fitodetritos para o assoalho oceânico seja de 100-150 m por dia (durante a primavera, em *Porcupine Seabight*, no talude continental no Atlântico nordeste), existindo assim um atraso entre uma afloração fitoplanctônica e a deposição do fitodetrito no assoalho oceânico (e.g. LAMPITTI, 1985 e LUTZ et al., 2007). As pelotas fecais (partículas com diâmetro > 62 µm) de espécies maiores do zooplâncton são as que mais rapidamente afundam para o assoalho oceânico (MILLERO, 2005), de modo que somente cerca de 1-3% dessa produção primária superficial atinge o assoalho oceânico no mar profundo (MILLER, 2004).

Estimativas quantitativas do fluxo de matéria orgânica para o assoalho oceânico podem ser obtidas por meio da produção primária das águas superficiais, utilizando diferentes equações (*i.e.*, BETZER et al., 1984; BERGUER; WEFER, 1990; HERGUERA, 1992). Comparando dados *in situ* (coletados com *sediment trap*) e modelos de fluxos de matéria orgânica para o Atlântico Sul, tem sido sugerido, em geral, que o fluxo de matéria orgânica em regiões rasas é subestimado, enquanto em regiões mais profundas (1000-2000 m de profundidade), superestimadas, dependendo do modelo adotado (GEHLEN et al., 2006). Isso se deve provavelmente ao fato do cálculo do fluxo

de matéria orgânica considerar somente o fluxo vertical em direção ao assoalho oceânico, desconsiderando outros processos como, por exemplo, a advecção lateral de carbono orgânico (GEHLEN et al., 2006).

1.3 Diagênese recente e preservação da matéria orgânica no sedimento

Após a chegada da matéria orgânica particulada ao assoalho oceânico, o sedimento pode ser ressuspensionado, remineralizado pelos organismos bentônicos, advectado, ou mesmo soterrado (LUTZ et al., 2007; GEHLEN et al., 2006; NODDER et al., 2007) e, dessa forma, a quantidade e a composição da matéria orgânica podem ser modificadas por processos físicos, químicos e biológicos (HENRICHS, 1992).

Agregados orgânicos ressuspensionados podem ser transportados a distâncias consideráveis, com tempos de residência de dias a semanas na camada limite bentônica nas margens continentais (THOMSEN, 1999).

A ressuspensão também aumenta o potencial de remineralização da matéria orgânica fresca depositada no fundo do mar e amplia a extensão espacial para que esses influxos de alimentos possam influenciar a estrutura e funcionamento das comunidades bentônicas (NODDER et al., 2007), pois a matéria orgânica nos sedimentos é a maior fonte de energia para a comunidade bentônica, tanto em termos de quantidade como qualidade da matéria disponível (HENRICHS, 1992). Estima-se que cerca de 30-99% da matéria orgânica depositada em sedimentos superficiais são remineralizados por organismos marinhos (HENRICHS, 1992).

A advecção da matéria orgânica para regiões mais profundas pode alterar a quantidade e a composição da matéria, devido ao transporte e o aumento do potencial de remineralização. Alguns processos que podem causar a advecção da matéria orgânica são: o transporte de águas costeiras mais férteis; o transporte através da camada nefelóide; ou a morfologia de fundo, como a presença de cânions (BOZZANO; ALONSO, 2009).

Em mar aberto, em área oligotrófica, a matéria orgânica pode ser transportada por vórtices gerados pelas correntes oceânicas, porém esse processo ainda é muito pouco conhecido (BOZZANO; ALONSO, 2009).

A parte da matéria orgânica que não é remineralizada ou advectada é soterrada. A preservação da matéria orgânica soterrada pode depender da taxa de sedimentação, da taxa de chegada de matéria orgânica da interface água-sedimento (HENRICHS, 1992), da qualidade da matéria orgânica, bioturbação, concentração de oxigênio dissolvido nas águas intersticiais, adsorção da matéria orgânica às superfícies de minerais (CHESTER, 1990).

A adsorção da matéria orgânica às superfícies de minerais promove o sequestro dos compostos orgânicos, mantendo-os permanentemente soterrados no sedimento (HENRICHS, 1992).

Contudo, os processos que envolvem a diagênese e a preservação dos compostos orgânicos ainda são pouco conhecidos, como, por exemplo, em muitos sedimentos onde a fração da matéria orgânica depositada não é remineralizada durante a diagênese recente, pressupondo que a matéria orgânica seja rapidamente remineralizada por organismos marinhos (HENRICHS, 1992).

Com base em experimentos, a degradação da matéria orgânica no sedimento pode ser dividida em 3 fases: de lixiviação (autólise), de decomposição e refratária (TYSON, 1995).

Na fase de lixiviação, 25-40% do carbono original, 40-60% do nitrogênio original na matéria orgânica planctônica e grande parte do lipídio lábil original podem ser perdidos a partir da fração particulada em 5 dias (TYSON, 1995).

A fase de decomposição é marcada pela redução significativa da matéria orgânica microalgal observada geralmente após 3-20 dias, 76-85% da matéria orgânica planctônica recentemente depositada é degradada em 1 ano. A taxa de degradação durante as duas primeiras fases são fortemente influenciadas pela temperatura e pela concentração de oxigênio, devido à taxa da MOD que se desprende da atividade hidrolítica da fermentação das bactérias (TYSON, 1995). A fase de decomposição também é influenciada pela

bioturbação, pois a atividade microbiana é dependente da disponibilidade de oxigênio (demanda de oxigênio) (TYSON, 1995).

A fase refratária é marcada pela degradação das partículas menos digeríveis. A taxa de redução COT é baixa (aproxima-se de um padrão assintótico) e não mostra correlação com a temperatura, suprimento de nitrogênio ou presença de organismos detritívoros. Portanto, devido à baixa taxa de redução do COT, estima-se que na margem continental moderna, 20 a 40% do COT levaria aproximadamente 1000 anos para ser degradado (TYSON, 1995).

1.4 Foraminíferos bentônicos: algumas características biológicas/ecológicas

Os foraminíferos são protistas eucariontes unicelulares que surgiram no período Cambriano e vivem até o recente, sobretudo em ambientes marinhos (BOERSMA, 1978; ARMSTRONG; BRASIER, 2005). Esses organismos possuem uma carapaça (teca) cuja forma é variável, podendo ser composta de calcita, aragonita, sílica opalina, partículas aglutinadas de sedimentos provenientes do local em que vivem ou constituídas por matéria orgânica (SEN GUPTA, 1999). A carapaça pode ser formada por uma ou várias câmaras que se intercomunicam através de uma ou mais aberturas chamadas de forâmen (BOERSMA, 1978; Armstrong; Brasier, 2005).

Segundo Boltovskoy (1965), os foraminíferos podem ser considerados bons bioindicadores ambientais, pois são abundantes no sedimento, apresentam alta diversidade de espécies, ciclo de vida relativamente curto, ampla distribuição geográfica, além de serem sensíveis às variações químicas e físicas do ambiente. Portanto, esses organismos têm sido amplamente utilizados, como, por exemplo, no reconhecimento de variações de produtividade biológica no oceano e no processo de ressurgência (DEBENAY; REDOIS, 1997; SCHMIEDL et al., 1997; FONTANIER et al., 2003; BURONE et

al., 2011) ou na detecção de padrões de circulação oceânica (SCHMIEDL et al., 1997).

Esses organismos podem habitar diferentes *microhabitats* da coluna sedimentar, sendo denominados: espécies epifaunais – que vivem na porção mais superficial do sedimento (0-1 cm); espécies infaunais rasas – que vivem nos primeiros dois centímetros superficiais (0-2 cm); espécies infaunais intermediárias – que vivem entre 1 e 4 cm; espécies transicionais (0-4 cm); e espécies infaunais profundas – que vivem em profundidades superiores a 4 cm (CORLISS; CHEN, 1988; CORLISS, 1991; RATHBURN; CORLISS, 1994).

A classificação em *microhabitats* foi primeiramente baseada na morfologia dos foraminíferos bentônicos (e.g. *Globocassidulina subglobosa*, *Pullenia bulloides*-infauna esférica; e *Discorbis bertheloti*, *Cibicidoides wuellerstorfi* -epifaunal plano convexo; *Epistominella exigua*-epifaunal troncospiral biconvexo (CORLISS; CHEN, 1988). Após Corliss e Chen (1988), alguns estudos determinaram o *microhabitats* pela cultura de foraminíferos bentônicos, como, por exemplo, as espécies *Cibicidoides wuellerstorfi* e *Planulina ariminensis*, consideradas epifaunais (KITAZATO, 1994).

Jones e Charnock (1985) distinguiram quatro grupos morfológicos especificamente para os foraminíferos aglutinantes, em função do seu modo de vida livre ou fixo e dos seus hábitos alimentares (Figura 1): forma I – formas fixas eretas; forma II – epifaunais, livres ou fixos, uni ou pluriloculares; forma III – epifaunais livres; forma IV – espécies epífitas.

Posteriormente, Kaminski e Gradstein (2005) classificaram os foraminíferos bentônicos aglutinantes em morfogrupos, interpretando o hábito alimentar e a estratégia de alimentação, com base em Jones e Charnock (1985), Nagy et al. (1995) e Akker et al. (2000). Em seguida, Setoyama et al. (2011 e 2013) atualizaram essa classificação, baseando-se em Cetaan et al. (2011). A Figura 2 mostra a síntese das classificações de Kaminski e Gradstein (2005), Cetaan et al. (2011) e Setoyama et al. (2011 e 2013), onde estão definidos os morfogrupos de foraminíferos aglutinantes, com a interpretação do *habitat* e estratégia alimentar.

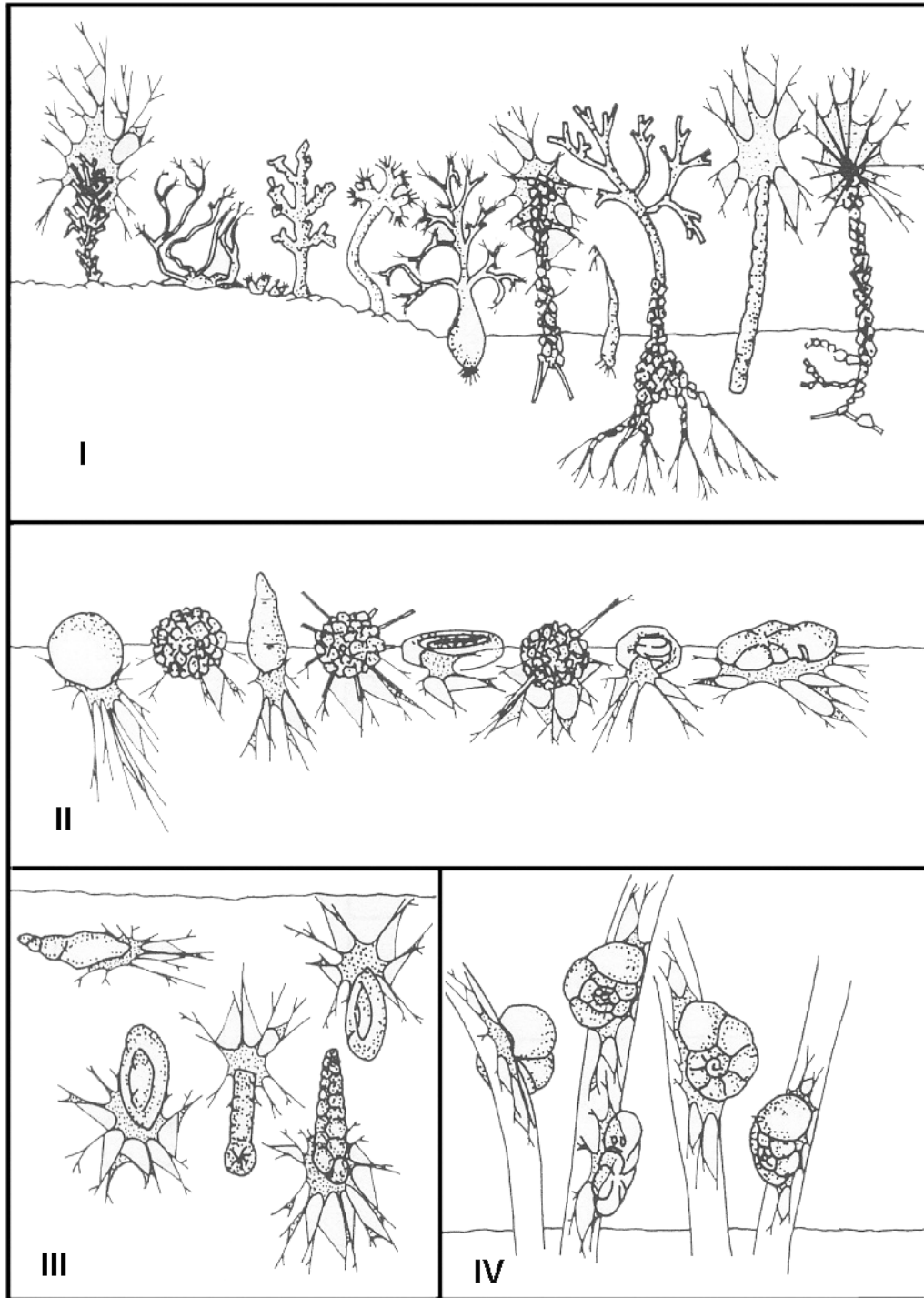
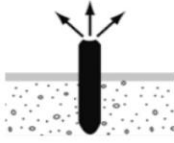
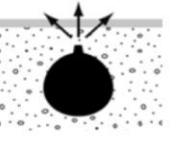
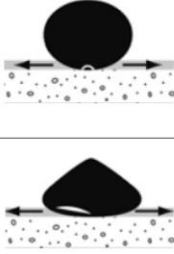
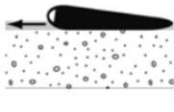
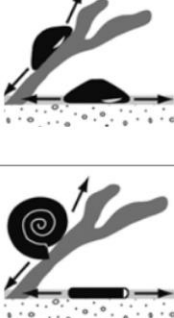

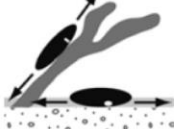
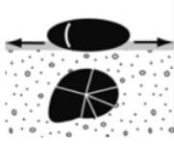



Figura 2: Grupos morfológicos das formas aglutinantes, em função do seu modo de vida (adaptado de Jones e Charnock, 1985). Onde: I – formas fixas eretas; II – epifaunais, livres ou fixos, uni ou pluriloculares; III – epifaunais livres; IV – espécies epífitas.

Quadro 1: Síntese das tabelas, modificado de Kaminski e Gradstein (2005)¹, Cetean et al. (2011)² e Setoyama et al. (2011³ e 2013⁴), onde estão classificados os morfogrupo (M1, M2, M3 e M4) de foraminíferos aglutinantes, com a interpretação do hábitat e estratégia alimentar.

Morfogrupo	Morfotipo	Forma da testa	Posição de vida	Hábito alimentar	Ambiente	Gênero
M1		Tubular	Epifauna ereto	Suspensívoro	Batial e abissal tranquilo com baixo fluxo de matéria orgânica	<i>Arthrodendron</i> ^{2,4} <i>Aschemocella</i> ¹ <i>Bathysiphon</i> ^{1,2,3} <i>Dendrophrya</i> ² <i>Hyperammina</i> ¹ <i>Kalamopsis</i> ² <i>Nothia</i> ^{1,2,3,4} <i>Psmmosiphonella</i> ^{3,1} <i>Rhabdammina</i> ¹ <i>Tolypammina</i> ⁴ <i>Rhizammina</i> ^{1,2,3,4}
M2	M2a 	Globular	Infauna rasa	Suspensívoro e/ou depositívoro passivo	Comum na zona batial e abissal	<i>Caudammina</i> ^{2,3,4} <i>Hyperammina</i> ^{2,3,4} <i>Placentammina</i> ^{2,3,4} <i>Psammosphera</i> ^{3,1} <i>Saccammina</i> ^{1,2,3,4} <i>Lagenammina</i> ¹
	M2b 	Trocoespíral e estreptoespíral	Epifauna superficial	Depositívoro ativo	Plataforma até mar profundo	<i>Ataxophragmium</i> ² <i>Budashevaella</i> ¹ <i>Cribrostomides</i> ^{1,2,3} <i>Thalmanammina</i> ^{2,4} <i>Recurvoidella</i> ¹ <i>Recurvoides</i> ^{1,2,3,4}
		Trocoespíral planoconvexo				<i>Conotrochammina</i> ¹ <i>Trochammina</i> ^{1,2,3,4}
	M2c 	Alongado quilhado	Epifauna superficial	Depositívoro ativo	Plataforma até margem marinha	<i>Plectoeratidus</i> ^{3,4} <i>Spiroplectammina</i> ^{1,2,3,4} <i>Spiroplectinella</i> ^{2,3}
M3	M3a 	Trocoespíral achatado	Epifauna superficial	Depositívoro passivo e ativo	Lagunar até abissal	<i>Ammonita</i> ³ <i>Trochaminideos</i> ¹
		Planoespíral e estreptoespíral achatado				<i>Ammodiscus</i> ^{1,2,3,4} <i>Ammosphaeroidina</i> ¹ <i>Anectina</i> ³ <i>Arenoturrispirillina</i> ⁴ <i>Eratidus</i> ¹ <i>Glomospira</i> ^{1,2,3} <i>Lituotuba</i> ² <i>Repmanina</i> ^{2,3,4} <i>Rzehakina</i> ^{2,3,4} <i>Psamminopelta</i> ¹ <i>Spirosigmoidella</i> ¹
	M3b 	Achatado irregular	Epifauna superficial	Suspensívoro	Zona batial superior até abissal	<i>Ammolagena</i> ^{1,2,3,4}
	M3c 	Estreptoespíral achatado	Epifauna superficial	Depositívoro ativo e passivo	Zona batial superior até abissal	<i>Ammosphaeroidina</i> ^{2,3,4} <i>Paratrochaminoides</i> ^{2,3,4} <i>Praecystammina</i> ⁴ <i>Trochaminoides</i> ^{2,3,4}
M4	M4a 	Planoespíral arredondado	Epifauna superficial e/ou infauna rasa	Depositívoro ativo	Plataforma interna até zona batial superior	<i>Buzasina</i> ^{3,4} <i>Cyclammina</i> ¹ <i>Evolutinella</i> ^{3,4} <i>Haplophragmoides</i> ^{1,2,3,4} <i>Popovia</i> ³ <i>Reticulophragmoides</i> ³ <i>Reticulophragmium</i> ¹ <i>Veleroninoides</i> ¹
	M4b 	Subcilíndrico alongado	Infauna profunda	Depositívoro ativo	Plataforma interna até zona batial superior com aumento do fluxo de matéria orgânica	<i>Dorothia</i> ² <i>Gaudryina</i> ² <i>Gerochammina</i> ^{2,3,4} <i>Hormisina</i> ^{2,3} <i>Karrerulina</i> ^{1,3} <i>Karrerella</i> ¹ <i>Marssonella</i> ² <i>Praedorothia</i> ³ <i>Protomarssonella</i> ³ <i>Rectogerochammina</i> ⁴ <i>Remessella</i> ² <i>Tritaxia</i> ² <i>Verneulinoides</i> ^{3,4}
Alongado achatado		<i>Ammobaculites</i> ^{1,2,3,4} <i>Bicazammina</i> ³ <i>Bulbobaculites</i> ² <i>Eoabigerina</i> ³ <i>Hormisina</i> ⁴ <i>Hormosinella</i> ¹ <i>Pseudonodosinella</i> ⁴ <i>Rashnovammina</i> ³ <i>Reophax</i> ^{1,2,3,4} <i>Reophanus</i> ¹ <i>Subreophax</i> ^{1,2,3,4}				

1.4.1 Foraminíferos bentônicos e o fluxo de matéria orgânica

Estudos têm demonstrado que a sobrevivência, reprodução, tamanho da testa, morfologia dos foraminíferos bentônicos, *microhabitat* e modo de alimentação são aparentemente controlados por diferentes fatores, como mudanças na concentração do oxigênio dissolvido na interface sedimento-água, tipo de substrato, correntes, estabilidade da coluna de água, salinidade, pH, temperatura, qualidade e quantidade de suprimento alimentar e disponibilidade de CaCO_3 dissolvido (MURRAY, 1991; FONTANIER et al., 2002; DIZ et al., 2004; ARMSTRONG; BRASIER, 2005).

No oceano profundo, Mackensen et al. (1995) e Schmiedl et al. (1997) investigaram a distribuição das associações da fauna de foraminíferos bentônicos vivos e concluíram que essa distribuição é influenciada por quatro principais conjuntos de fatores ambientais: 1) sazonalidade do suprimento alimentar/fluxo de carbono e conteúdo de oxigênio na água de fundo; 2) advecção lateral de massas de água profundas; 3) corrosibilidade do carbonato pela água de fundo; 4) estado energético na camada bêntica e composição granulométrica do substrato.

Em geral, os estudos dos foraminíferos bentônicos recentes relacionados ao fluxo de matéria orgânica mostram a relação da produtividade biológica superficial dos oceanos e do fluxo da matéria orgânica particulada para assoalho oceânico em mar profundo, apesar da matéria orgânica dissolvida representar a maior concentração de matéria orgânica nos oceanos (MURRAY, 2006). Entretanto, não se sabe se os foraminíferos bentônicos podem utilizar a matéria orgânica dissolvida como fonte de alimento (MURRAY, 2006). Após a chegada da matéria orgânica particulada ao assoalho oceânico, a exportação do alimento para camadas mais profundas do sedimento marinho ocorre por um processo lento, via bioturbação dos sedimentos (FONTANIER et al., 2003).

Trabalhos têm demonstrado o comportamento de espécies calcárias e aglutinantes de foraminíferos bentônicos oportunistas face à sua capacidade de

adaptação às mudanças das condições tróficas, decorrentes de variações na produtividade oceânica e exportação de carbono orgânico particulado (e.g. GOODAY, 1988, 1993; KITAZATO et al., 2000; FONTANIER et al., 2003).

Algumas espécies, como, por exemplo, *Epistominella exigua* e *Reophax guttiferus*, proliferam preferencialmente de 2-3 meses após o pico de clorofila das águas superficiais atingirem o fundo oceânico, conforme constatado por Fontanier et al. (2003) na baía de Biscaia (Oceano Atlântico Norte) (Figura 3).

Após 4-6 semanas ao *bloom* de fitodetritos, proliferam as espécies calcárias de *Bolivina spathulata*, *Cassidulina carinata*, *Nuttallides pusillus*, *Uvigerina peregrina* e *Uvigerina mediterranea*. Posteriormente, respondem ao aporte de fitodetritos, as espécies calcárias de *Globobulimina affinis* e *Melonis barleeanus* (Figura 3) (FONTANIER et al., 2003).

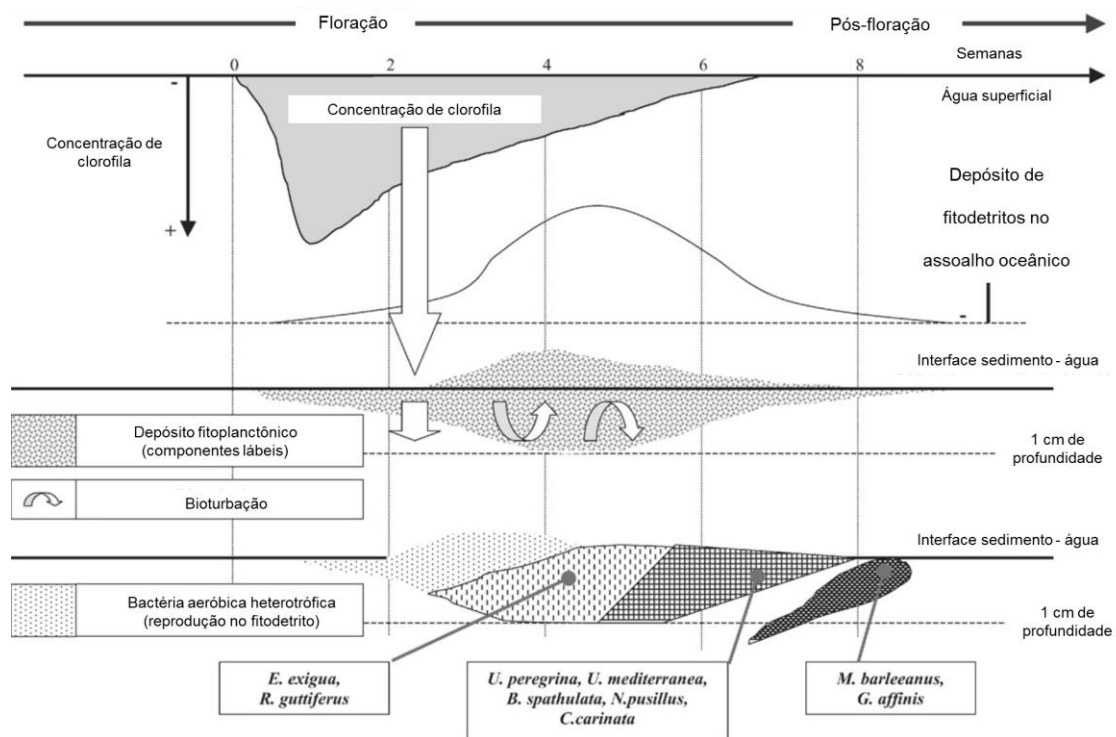


Figura 3: Acoplamento bento-pelágico e resposta gradual do ecossistema bentônico em semanas ao aporte de fitodetritos para o assoalho oceânico (Modificado de Fontanier et al., 2003).

Algumas espécies calcárias como *Epistominella pusilla* (epifaunal/infaunal rasa) e *Globobulimina affinis* (infaunal rasa e profunda) também são correlacionadas ao aumento da produtividade primária (mar da Arábia) (KURBJEWIT et al., 2000).

Quanto às espécies de foraminíferos bentônicos aglutinantes, Kuhnt et al. (1996) analisaram seu comportamento trófico, classificando-as de acordo com seu nicho ecológico (Figura 4). No esquema de comportamento trófico das espécies apresentado pelos autores, a fonte contínua trófica pode variar desde um ambiente com alta concentração de matéria orgânica e baixa concentração de oxigênio, no qual dominam foraminíferos calcários e detritívoros adaptados às baixas concentrações de oxigênio, até condições de deserto oceânico (e.g. giros oceânicos), com baixas concentrações de matéria orgânica, onde predominam os foraminíferos bentônicos com paredes orgânicas associados à produção bacteriana (KUHNT et al., 1996).

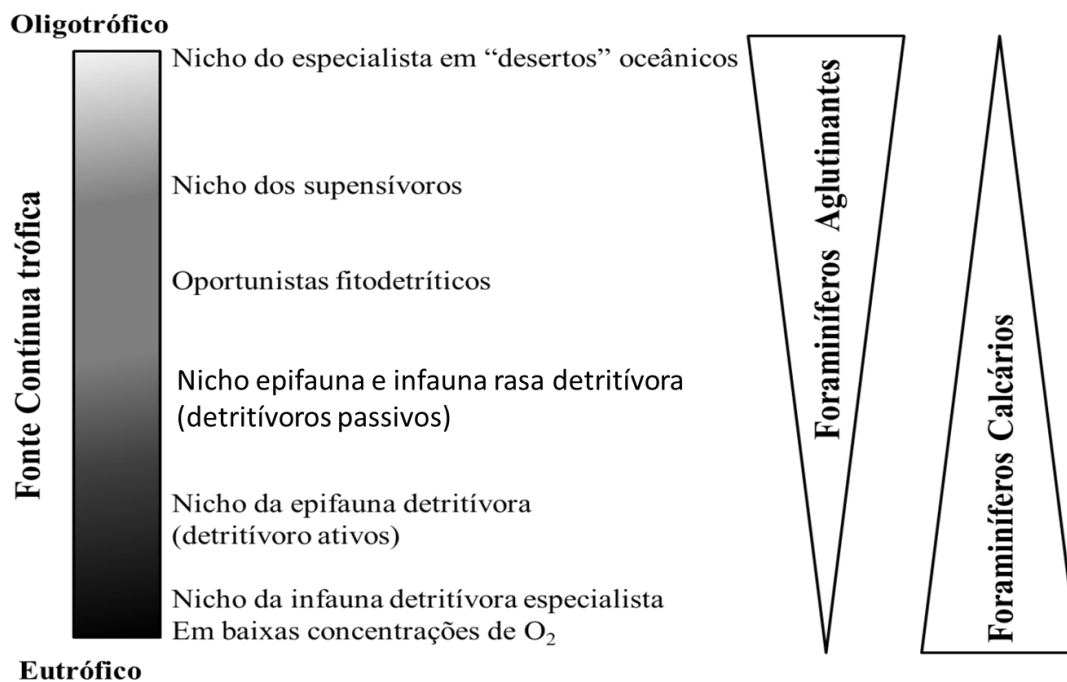


Figura 4: Nichos dos foraminíferos bentônicos aglutinantes e calcários de mar profundo em diferentes condições tróficas (Modificado de Kuhnt et al., 1996).

O baixo fluxo vertical de partículas e a pouca perturbação no substrato em regiões oligotróficas do mar profundo, como nas áreas centrais dos oceanos, levam ao desenvolvimento de estruturas ecológicas complexas com vários foraminíferos especialistas, ou seja, formas infaunais móveis, foraminíferos epifaunais suspensívoros, além da ocorrência de detritívoros epifaunais com mecanismos especiais para evitar a perda de energia, que utilizam os recursos alimentares não exploráveis por outros organismos (KUHNT et al., 1996).

Sob condições eutróficas, a diversidade geralmente decresce, foraminíferos bentônicos calcários hialinos dominam e quase toda a fauna é concentrada nos primeiros centímetros do sedimento e na superfície do sedimento, sendo os foraminíferos infaunais profundos e suspensívoros ausentes (KUHNT et al., 1996).

Nos ambientes com pouca disponibilidade de oxigênio, apenas as espécies facultativas conseguem habitar o sedimento. Por sua vez, as espécies que não são adaptadas às condições anóxicas tendem a migrar verticalmente na coluna de sedimento, rumo à superfície, em busca de *microhabitats* mais favoráveis (JORISSEN et al., 1995). Nos ambientes oligotróficos, em ambiente com pouca concentração de oxigênio, a degradação anaeróbica pode prover fonte adicional de alimento, possivelmente explicando a grande concentração de infaunais profundos (JORISSEN et al., 1995). Nos ambientes eutróficos, a disponibilidade de alimento não é limitante, assim a concentração de oxigênio controla a profundidade em que as espécies estão presentes (Figura 5) (JORISSEN et al., 1995).

Em sistemas mesoligotróficos, a concentração de oxigênio dissolvido das águas de fundo (massas de água) não é seriamente influenciada pelo fluxo de orgânicos exportados (FONTANIER et al., 2002).

Experiências de laboratório realizadas por Heinz et al. (2002) estão de acordo com o modelo de Jorissen et al. (1995), segundo o qual a ocorrência vertical dos foraminíferos em sedimentos bem oxigenados é limitada pelo fornecimento de alimento. Heinz et al. (2002) não registraram migração de foraminíferos profundos para as camadas superficiais do sedimento, depois da adição de alimento em sedimentos bem oxigenados. Os autores observaram

também que após um fluxo mais elevado de carbono orgânico para o sedimento havia um aumento na densidade de foraminíferos bentônicos.

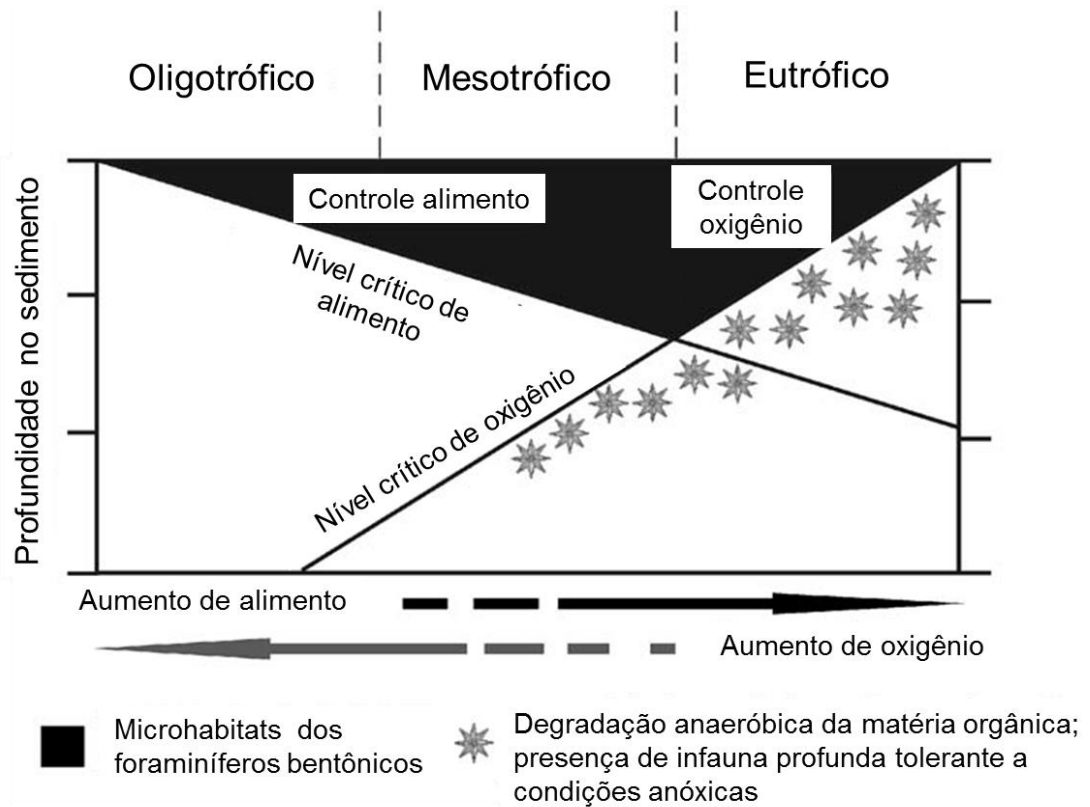


Figura 5: Modelo conceitual TROX explicando os limites das profundidades dos *microhabitats* dos foraminíferos bentônicos pela combinação da penetração do oxigênio e disponibilidade de alimento. Em ambiente oligotrófico, o fator crítico determinante sobre a profundidade do *habitat* é o nutriente, enquanto em ambiente eutrófico, a concentração de oxigênio é o fator limitante. Alguns taxa considerados como infaunais profundos não são limitados pelo nível de oxigênio zero, mas podem participar na remineralização da matéria orgânica no sedimento (Modificado de Jorissen et al. 2007).

Fariduddin e Loubere (1997), estudando a relação da composição da assembleia de foraminíferos bentônicos com o gradiente de produtividade oceânica em mar profundo (2800-3500 m de profundidade) no oceano Atlântico, mostraram que quando o fluxo de carbono orgânico (Corg) é baixo ($>40 \text{ g Cm}^{-2} \text{ y}^{-1}$), predominam na composição microfaunística espécies epifaunais e infaunais rasos, enquanto sob condições de fluxo de Corg maior

(>200 g Cm⁻² y⁻¹), predominam na composição microfaunística as espécies infaunais, corroborando o modelo TROX estabelecido por Jorissen et al. (1995).

Fontanier et al. (2002), analisando espécies de foraminíferos bentônicos da baía da Biscaia (140-1993 m de profundidade), também apresentaram dados que corroboram o modelo TROX, ao mostrar que o fluxo exportado de matéria orgânica parece ser o principal parâmetro de controle da composição e a distribuição vertical da fauna de foraminíferos bentônicos abaixo da interface água-sedimento. Em região meso-oligotrófica (31,2-150 g Cm⁻² y⁻¹), apesar da oxigenação da água de fundo não ser influenciada diretamente pela entrada de matéria orgânica, a oxigenação das águas intersticiais muda em resposta a variações do fluxo de matéria orgânica (FONTANIER et al., 2002).

Koho et al. (2008) apresentaram dados de distribuição de espécies de foraminíferos no cânion Lisboa-Setubal (margem continental portuguesa), que também corroboram o modelo TROX. Segundo esses autores, a composição de espécies de foraminíferos no cânion variou de acordo com o conteúdo de fitopigmentos e profundidade de penetração de nitrato no sedimento. Em ambientes ricos em fitopigmentos (> 20 µg/cm³) foram encontrados as espécies calcárias infaunais, como, por exemplo, *Chilostomella oolina*, *Melonis barleeanus* e *Globobulimina* spp. (KOHO et al., 2008).

Gooday (2003) sumariza em uma tabela 1 a relação entre espécies calcárias e aglutinantes de foraminíferos bentônicos e o fluxo orgânico e a produtividade primária existente na superfície do mar (Tabela 1), baseado em Altenbach et al. (1999), Sarnthein e Altenbach (1995) e Wollenburg e Kunt (2000). A partir de análises estatísticas aplicadas à fauna de foraminíferos bentônicos, Altenbach et al. (1999) estimaram que 4-64 % da abundância total de espécies pode ser explicada pela taxa de fluxo orgânico, baseando-se em amostras do Oceano Atlântico Equatorial Leste até o Ártico. Quando somente as altas porcentagens de ocorrência são utilizadas, esse intervalo na porcentagem de abundância diminui. Assim, a abundância de uma determinada espécie deve refletir a ocorrência de *habitat* ótimo para a espécie sob condições de um determinado regime de fluxo orgânico e oxigênio.

Entretanto, segundo o modelo TROX 2 de Zwaan et al. (1999), a biomassa e o *microhabitat* de foraminíferos bentônicos não refletem somente um determinado regime de fluxo orgânico e a concentração oxigênio no sedimento, mas também a competição das espécies por matéria orgânica lábil e pela ocorrência de frentes redox (Figura 6).

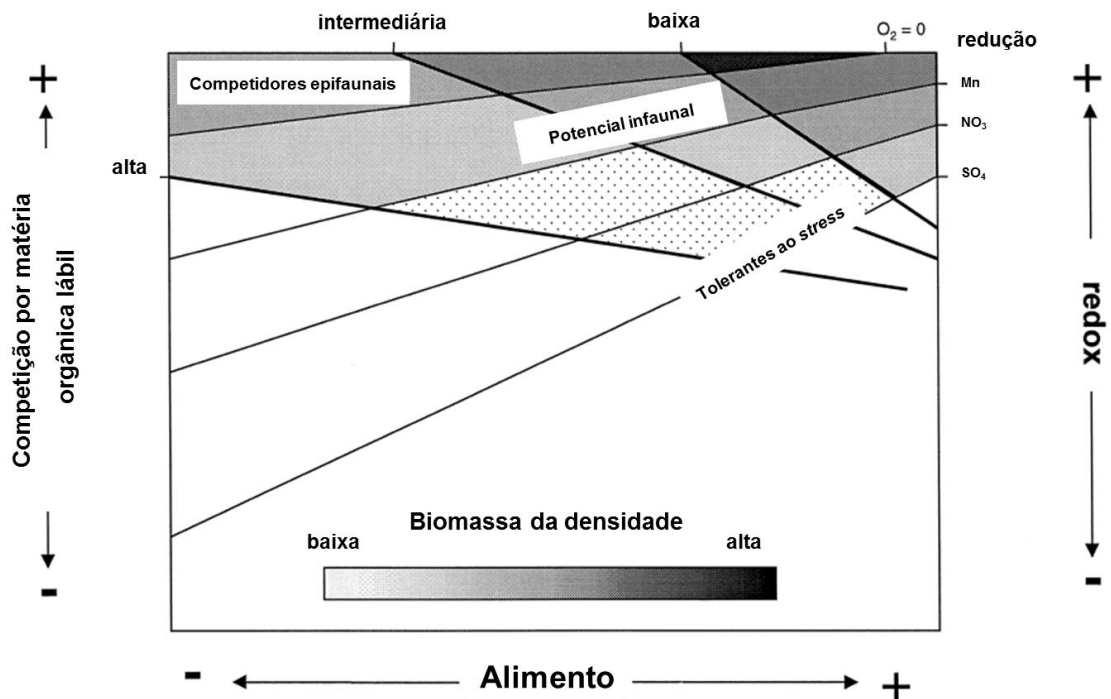


Figura 6: Modelo conceitual TROX 2 explicando o efeito do gradiente redox e a competição dos foraminíferos pela matéria orgânica lábil e a profundidade da distribuição das espécies na coluna sedimentar. O gradiente redox no sedimento e a competição das espécies são regulados pelo fluxo orgânico (alimento) (ZWAAN et al., 1999).

Tabela 1: Relação entre as espécies calcárias de foraminíferos bentônicos e o fluxo orgânico e a produtividade primária na superfície do mar, segundo Gooday (2003), com base em Altenbach et al. (1999), Sarnthein e Altenbach (1995), e Wollenburg e Kunt (2000), onde: 1 Frequentemente relatado como *Pyrgo murrhyna/murrhina* e *Pyrgo rotalaria*; 2 *Epistominella arctica* e *Stetsonia hovarhi* são sinônimos.

Espécies mais abundantes	Fluxo orgânico (gCm ⁻² y ⁻¹)	Produtividade primária (gCm ⁻² y ⁻¹)	Batimetria típica/ compartimento fisiográfico
Espécies de alto fluxo orgânico			
<i>Trifarina formasinii</i>	10-30	100-300	Plataforma interna e externa
<i>Uvigerina mediterranea</i>	2-9	150-300	Talude (20-1000m)
<i>Uvigerina peregrina</i>	2-20	100-300	Talude inferior (700-2000m)
<i>Hoeglundina elegans</i>	2,5-15	20	Talude inferior (400-2000m)
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	3-12	280	Talude (700-1000m)
<i>Bolivina albatrossi</i>	5-15	90-300	Talude (300-1000m)
<i>Cibicoides pseudoungerianus</i>	2,5-20	100-300	Talude (250-1000m)
<i>Globobulimina</i> spp.	>3	90-300	Talude
Espécies de intermediário fluxo orgânico			
<i>Cibicoides kullenbergi</i>	1-4	80-250	Talude inferior/elevação (2000-4000m)
Espécies de baixo fluxo			
<i>Cibicoides wuellerstorfi</i>	0,2-3	15-100	Talude inferior -abissal
<i>Pyrgo rotalia</i> 1	0,2-2,5	15-20	Talude inferior -abissal
<i>Eponides tumidulus</i>	<0,4	<10-25	Abissal
<i>Epistominella arctica</i> 2	0,03-2		Talude superior, Oceano Ártico
<i>Stetsonia hovarhi</i> 2	<0,4	<10-25	Abissal
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	<1,5		Abissal
<i>Nuttallides umbonifera</i>	<1,5		Abissal
Espécies um amplo intervalo de fluxo			
<i>Epistominella exigua</i>	0,9-100		Talude -abissal
<i>Melonis zaandami</i>	2-7		Talude -abissal
<i>Cribrostomoides subglobosum</i>	0,4-10		Talude -abissal
<i>Adercotryma glomeratum</i>	0,03-12		Talude -abissal, Oceano Ártico

1.4.2 Variabilidade das condições tróficas em função da morfologia de fundo e sua influência nos foraminíferos bentônicos

Embora Mackensen et al. (1995) e Schmiedl et al. (1997) não tenham considerado a morfologia de fundo como um dos principais fatores que influenciam a distribuição de foraminíferos bentônicos em mar profundo, Jorissen et al. (1994), Schmiedl et al. (2000), Hess et al. (2005), Fontanier et al. (2005), Koho et al. (2007), Fontanier et al. (2008), Hess e Jorissen (2009), entre outros, diferenciaram os ambientes de cânion dos ambientes de talude aberto, em termo de dinâmica sedimentar e acúmulo de matéria orgânica, que se modificadas, conseqüentemente, podem interferir na biota local.

Koho et al. (2008) demonstram que os *standing stocks* de foraminíferos bentônicos é maior no cânion Lisboa-Setúbal (margem continental portuguesa) do que em regiões adjacentes, considerando uma mesma profundidade. A maior abundância de foraminíferos bentônicos e a concentração de fitopigmentos no cânion Lisboa-Setúbal do que em regiões adjacentes do talude continental adjacente sugerem que os *standing stocks* de foraminíferos são controlados principalmente pela disponibilidade de matéria orgânica lábil, especialmente no que se refere aos foraminíferos calcários.

Com o aumento da profundidade da coluna de água e diminuição do conteúdo de fitopigmentos, os *standing stocks* de foraminíferos diminuem e as assembleias passam a ser constituídas principalmente de espécies monotálâmicas aglutinadas e espécies calcárias comuns em regiões oligotróficas (e.g. *Lagenammia* spp. e *Nuttallides umbonifera*) (KOHO et al., 2008).

1.4.3 Variabilidade nas associações de foraminíferos bentônicos em função das condições hidrodinâmicas

As condições hidrossedimentares (e.g. corrente de fundo) também podem influenciar nos *microhabitats* ocupados pelos foraminíferos bentônicos e, conseqüentemente, afetar a composição da fauna (JORISSEN et al., 2007 e autores contidos nele). Altas porcentagens de foraminíferos bentônicos epifaunais foram relacionadas à alta taxa de fluxo lateral de partículas de alimento no Golfo de Cádiz (Oceano Atlântico) (SCHÖNFELD, 2002a; 2002b). Nessa região, considerada de alta energia ($0,26-0,50 \text{ m s}^{-1}$), foram encontradas várias espécies de foraminíferos bentônicos epifaunais, entre elas *Discanomalina semipunctata* e *Cibicides lobatulus* (SCHÖNFELD, 2002a) (Figura 7).

Espécies epifaunais como *Cibicides wuellerstorfi* (*Fontbotia wuellerstorfi*), *Cibicides lobatulus* e *Cibicides refulgens* e demais espécies do gênero *Cibicides* spp., que ocorrem em sedimentos grossos de ambientes de correntes de fundo intensas (e.g. Correntes de Contorno de Borda Oeste,

Kaminski e Schroder, 1987), aparentemente se beneficiam das partículas de alimento que são ressuspendidas por essas correntes (MURRAY, 2006).

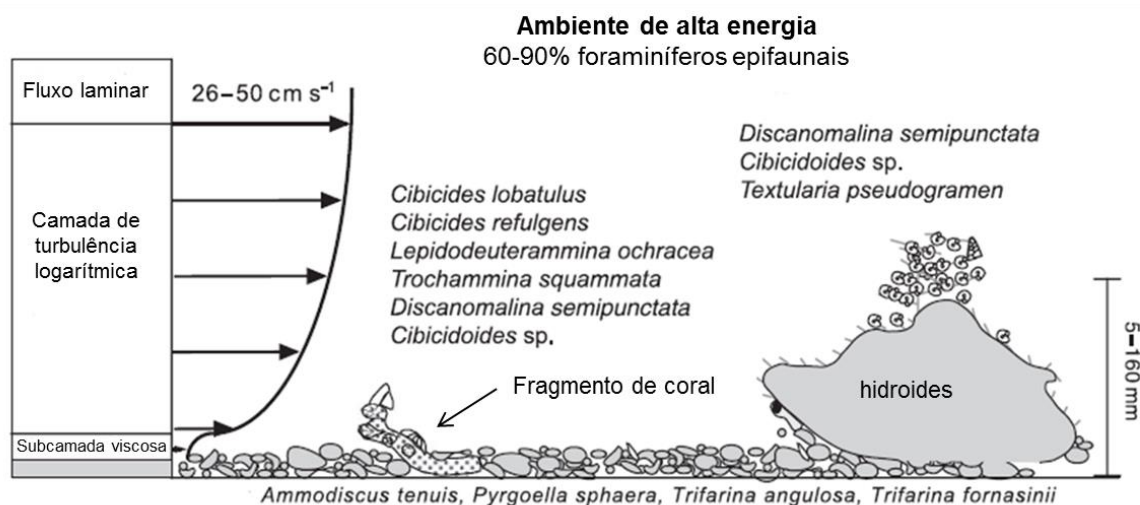


Figura 7: Colonização epibentônica em ambientes de alta energia no Golfo de Cádiz. Espécies mais frequentes estão marcadas em negrito. Foraminíferos epibentônicos preferem posições elevadas em hidroides ou em grandes fragmentos de corais de água profunda (Modificado de Schönfeld, 2002a).

Kaminski (1985) encontrou em ambientes de mar profundo na Nova Escócia (Oceano Atlântico Norte) associações de foraminíferos aglutinantes dos gêneros *Psammosphaera*, *Saccammina* e *Reophax* em regiões onde a superfície do sedimento é periodicamente perturbada pelas correntes de contorno. Fontanier et al. (2008) também constataram a presença do gênero *Psammosphaera*, juntamente com as espécies *Bigenerina nodosaria* (aglutinante) e *Uvigerina mediterranea* (calcária), em sedimentos arenosos bem oxigenados, com fortes correntes de fundo, no NW do Mar Mediterrâneo. Na margem continental sudeste do Oceano Atlântico Sul, Mackensen et al. (1995) correlacionaram a ocorrência de espécies de foraminíferos bentônicos em sedimentos arenosos (e.g. *Trifarina angulosa*, *Angulogerina angulosa* e *Globocassidulina subglobosa*) e a camada limite bentônica de alta energia. Por sua vez, em locais onde não há indícios de correntes de fundo intensas e/ou fluxos gravitacionais e os sedimentos são caracterizados por granulometria fina, há evidências da predominância de foraminíferos bentônicos aglutinantes constituídos de material fino, com testas frágeis, ramificados e considerados

como suspensívoros (e.g. superfamília Komokiacea e família Astrorhizidae, KAMINSKI; SCHRODER, 1987).

A abundância dos foraminíferos aglutinantes arborescentes também tem sido relacionada com condições hidrodinâmicas. Por exemplo, em uma região de alta energia no cânion de Nazaré, na margem portuguesa (KOHO et al., 2007; KOHO et al., 2008), a baixa abundância dos foraminíferos aglutinantes arborescentes de grandes dimensões foi relacionada aos fluxos de gravidade freqüentes e à pouca capacidade de recolonização dos foraminíferos arborescentes (HESS; KUHNT, 1996; KOHO et al., 2008).

Por outro lado, no Golfo de Cádiz (em aproximadamente 881 m de profundidade), em região considerada de baixa energia ($0,04-0,25 \text{ m s}^{-1}$), foram encontradas espécies de foraminíferos aglutinantes epifaunais, como por exemplo *Crithionina* spp., em menor abundância que nas áreas consideradas de alta energia. Em região com altas concentrações de partículas ressuspendidas, porém com menor fluxo lateral de partículas em relação ao ambiente com alta energia ($26-50 \text{ cm s}^{-1}$), há ocorrência de foraminíferos bentônicos aglutinantes, como, por exemplo, *Trochammina squammata* e *Saccammina sphaerica* (SCHÖNFELD, 2002) (Figura 7).

O fluxo de gravidade de sedimentos que pode ocorrer em sistemas de cânion pode resultar no desenvolvimento de uma associação pioneira de foraminíferos bentônicos (e.g. *Quinqueloculina seminula*), indicativa de um ecossistema recolonizador após um distúrbio sedimentar (DUROS et al., 2011). Se o distúrbio sedimentar for recorrente, a fauna de foraminíferos será composta por colonizadores oportunistas, como, por exemplo, *Technitella melo*, *Bolivina subaenariensis* e *Hyalinea balthica* (HESS et al., 2005; KOHO et al., 2007, 2008; HESS; JORISSEN, 2009). Se a densidade de foraminíferos baixa, pode refletir o início da colonização após a recente deposição turbidítica (NARDELLI et al., 2010).

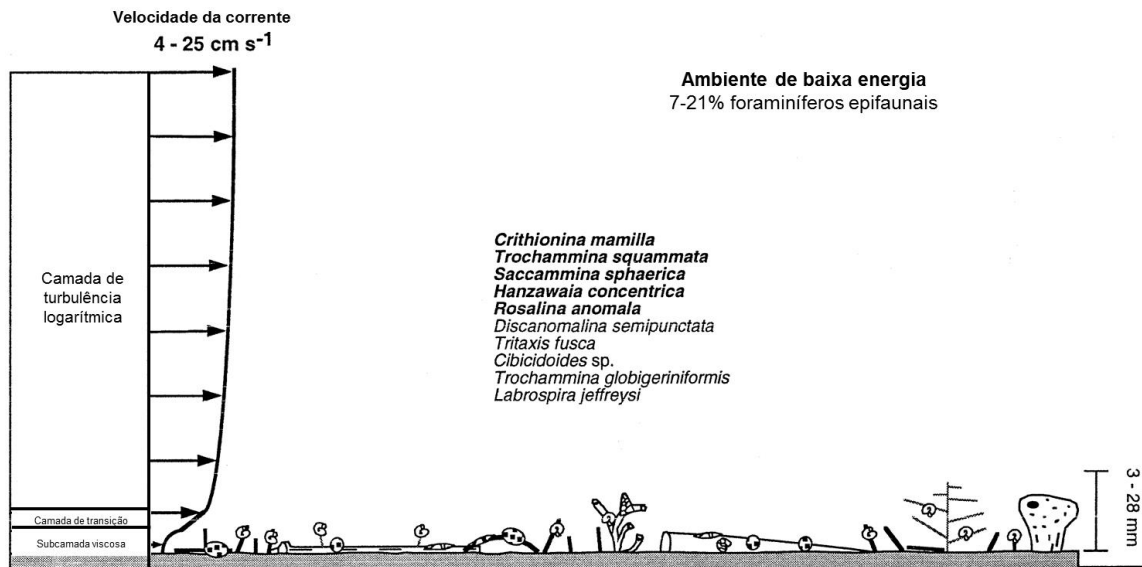


Figura 8: Colonização epibentônica em ambientes de baixa energia no Golfo de Cádiz. Espécies mais frequentes estão marcadas em negrito. Elas se concentram de 3-28 mm da superfície do mar. (Modificado de Schönfeld, 2002a).

Kamiski (1987) desenvolveu um modelo generalizado do efeito do distúrbio no sedimento (p.e., *benthic storms*, corrente de contorno, corrente de turbidito, predação) na estrutura da comunidade de foraminíferos aglutinantes (Figura 9). Em ambientes tranquilos (p.e., Bacia de Panamá e Planície Abissal de Nares, sem evidências de turbiditos), ele constatou o domínio de foraminíferos suspensívoros ramificados, de testas frágeis, como Komokiacea e Astrorhizidae, e espécies do gênero *Adercotrema*, *Reophax* e *Nodellum*. Já ambientes com forte corrente de fundo (p.e., margem ocidental da Bacia da América do Norte sob ação da *Western Boundary Undercurrent*) são caracterizados por espécies robustas epifaunais e infaunais. As espécies do gênero *Reophax* foram observadas após distúrbio físico, podendo o fato ser interpretado como indicador de ambiente com distúrbio ou fauna em estágio inicial de sucessão faunística.

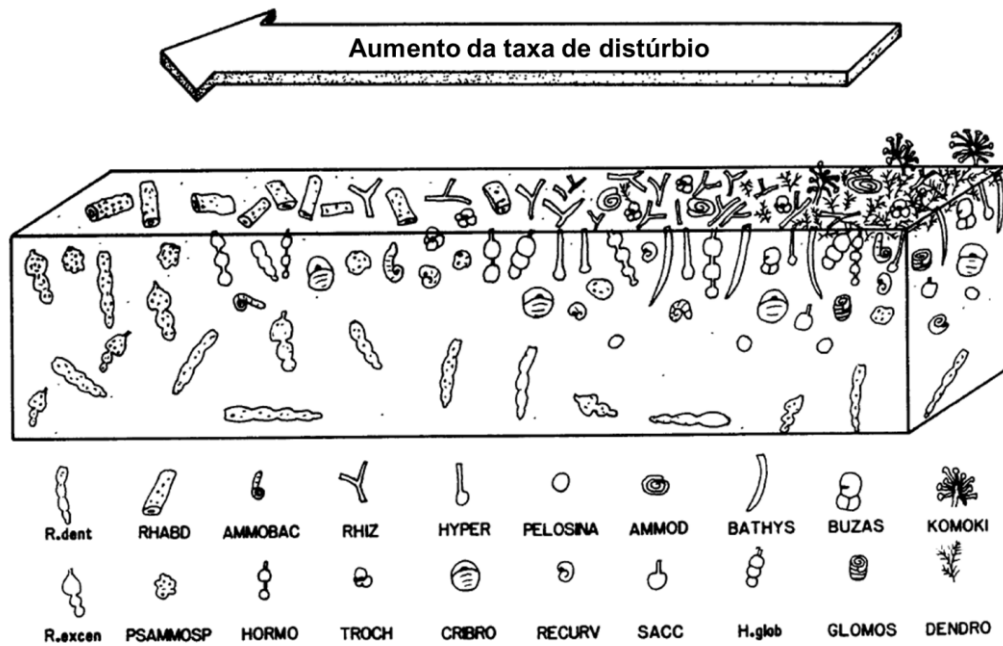


Figura 9: Modelo generalizado mostrando o efeito do distúrbio no substrato na estrutura da comunidade de foraminíferos aglutinantes (Retirado de Kamiski, 1987b). Onde: R. dent = *Reophax dentaliniformis*; Rhabd= *Rhabdammina*; Ammobac= *Ammobaculites*; Rhiz= *Rhizammina*; Hyper= *Hiperammina*; Ammod= *Ammodiscus*; Bathys= *Bathysiphon*; Buzas= *Buzasina*; Komoki= *Komokiaceans*; R. excen= *Reophax excentricus*; Psammosp= *Psammospaera*; Hormo= *Hormosina*; Troch= *Trochammina*; Cribro= *Cribrostomoides*; Recurv= *Recurvoides*; Sacc= *Saccammina*; H. glob= *Hormosina globulifera*; Glomos= *Glomospira*; e Dendro= *Dendrophrya*.

1.4.4 Foraminíferos da margem continental sul-sudeste brasileira

Os foraminíferos bentônicos recentes de mar profundo na margem continental brasileira têm sido pouco estudados. Segundo Narchi (1956), em 1839, d'Orbigny demonstrou a existência de foraminíferos em areia recolhida de uma estação, no Rio de Janeiro. Em 1884, o "Challenger", dirigiu-se para os Estados de Pernambuco e Bahia, onde coletou material na latitude de 1°45'S e 30°58'W em 4500 m de profundidade na qual ocorriam *Miliolina venusta* e *Spiroloculina tenuis* e, na latitude 8°37'S e 34°28'W, na profundidade de 1240 m, encontrou-se o gênero *Biloculina* (BRADY, 1884 *apud* NARCHI, 1956). Em 1888, Brady, Parker e Jones descreveram várias espécies cujas profundidades

variaram de 57 a 1700 m (19°32'S a 23°07'S). Os seguintes gêneros da família *Miliolidae* foram encontrados: *Quinqueloculina*, *Articulina*, *Pyrgo* e *Spiroloculina* (NARCHI, 1956).

Entre os trabalhos já citados anteriormente que descreveram a presença de alguns foraminíferos na margem continental brasileira, citam-se: Lohmann (1978), Mackensen et al. (1995), Mello (2006), Sousa et al. (2006) e Vicente (2012). Além desses, alguns trabalhos focados na zona costeira e na plataforma continental também analisaram algumas estações em mar profundo, como Boltovskoy (1959), Oliveira-Silva et al. (2005), Eichler et al. (2008) e Burone et al. (2011).

À exceção de Burone et al. (2011) e Vicente (2012), os trabalhos citados acima buscaram relacionar, principalmente, a distribuição dos foraminíferos bentônicos com as massas de água presentes.

Boltovskoy (1959) utilizou foraminíferos bentônicos e planctônicos para determinar o limite entre correntes oceânicas, desde a zona costeira até 1463 m de profundidade nas margens continentais argentina, uruguaia e brasileira (de 44° S até 22° S). O autor dividiu a área de estudo em 3 zonas: (i) costeira, (ii) da corrente das Malvinas e (iii) da corrente que vem do Brasil, atualmente definida como Corrente do Brasil. Com base na presença da espécie *Buccella peruviana*, Boltovskoy (1959) propôs que a Corrente das Malvinas poderia atingir até a região de Cabo Frio (22° S).

Lohmann (1976) investigou a distribuição das associações da fauna de foraminíferos bentônicos em sedimentos superficiais (*core top*) no oceano Atlântico Sul (23° 39,2' -31° 59,1' S e 22° 26,7' -41° 37,9' W; 1840-4833 m de profundidade) e concluiu que a região de estudo é influenciada química e fisicamente pelas propriedades das massas de água. Segundo o autor, nas áreas sob domínio da Água Profunda do Atlântico Norte (APAN) ocorreriam espécies características como *Globocassidulina subglobosa*, *Uvigerina peregrina*, *Cibicides wuellerstorfi* (*Planulina wuellerstorfi*), *Cibicides kullenbergi* (*Cibicoides kullenbergi*) e *Hoeglundina elegans*. Por sua vez, nas regiões sob domínio da Água Antártica de Fundo, a *Epistominella umbonifera* seria a espécie mais abundante.

Mackensen et al. (1995) investigaram a distribuição das associações da fauna de foraminíferos bentônicos vivos no oceano Atlântico Sul (67° 16' W - 20° E; 176-5756 m de profundidade). As estações analisadas nesse trabalho e localizadas na margem continental brasileira em mar profundo situam-se em torno de 20°-29° S (1542-4160 m de profundidade). As espécies mais abundantes da associação constatada nessas estações são *Cibicides wuellerstorfi* (*Fontbotia wuellerstorfi*), *Gyroidinoides* spp., *Hoeglundina elegans* e *Quinqueloculina* spp. (Mackensen et al., 1995). Essas espécies calcárias mostraram correlação positiva com a concentração de carbonato e correlação negativa com a concentração de carbono orgânico total no sedimento. Essa associação foi relatada como indicadora da APAN (água bem ventilada, não corrosiva) em uma região com baixo fluxo de alimento ($\geq 1 \text{ gCm}^{-2} \text{ y}^{-1}$), considerado aparentemente constante (MACKENSEN et al., 1995).

Oliveira-Silva et al. (2005) pesquisaram a região localizada entre o sul da Bahia e o norte do Rio de Janeiro (18-23° 12,5' S e 38° 12,1' -41° 19,0' W; 22-1285 m de profundidade). Esse trabalho objetivou caracterizar os padrões de distribuição dos foraminíferos macrobênticos (>0,5 mm), tendo por base o levantamento das espécies (presença e ausência). Para os autores, essa área de estudo estaria localizada na Província Indiana Oeste, definida por Boltovskoy (1976) a partir de espécies de foraminíferos bentônicos como situada na margem continental brasileira. Os autores também sugeriram que a presença de espécimens de tamanho grande (>0,5 mm) de foraminíferos bentônicos poderia ser explicada pela ocorrência de eventos de ressurgência, que promoveriam aumento de biodiversidade e produtividade na região de estudo, considerada variável entre 0,3-1,1 gC.m.d⁻¹ (OLIVEIRA-SILVA et al., 2005).

Oliveira-Silva et al. (2005) relacionaram a ocorrência da *Cyclammina cancellata* à presença de água fria e sedimentos siltosos, todavia os autores não definiram a massa de água presente em cada estação.

Mello (2006) investigou a fauna morta de foraminíferos bentônicos na porção sul da Bacia de Campos. Entre as profundidades de 700 a 2000 m, quatro associações de foraminíferos bentônicos foram identificadas:

associação I, representada pela alta frequência de espécies calcário-hialinas, notadamente a espécie *Epistominella exigua*, sugere um ambiente bem oxigenado, com influência da Água Intermediária Antártica (AIA); associações II e III, com conteúdos faunísticos similares, ambas caracterizadas pela alta frequência de espécies infaunais (*Uvigerina peregrina*, *Sphaeroidina bulloides*, *Melonis barleeianum*, *Globobulimina affinis*, espécies dos gêneros *Bolivina* spp., *Bulimina* spp., *Uvigerina* spp.), sob a influência da Água Circumpolar Profunda (ACP); e associação IV, com alta frequência de espécies aglutinantes, sob a influência da Água Profunda do Atlântico Norte (APAN).

Sousa et al. (2006) analisaram a fauna total (vivos mais mortos) de foraminíferos bentônicos presentes na porção central e norte da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste (21° 52' 44,1"-22° 44' 48,6" S e 39° 40' 33,8"-40° 21' 45,4" W; 750-1950 m de profundidade). Os autores observaram que essa distribuição seria aparentemente determinada por dois fatores ambientais, ambos controlados pelas massas de água AIA e APAN: 1) o suprimento alimentar: a fauna de foraminíferos bentônicos seria caracterizada por valores altos de diversidade, estando muitas espécies bem adaptadas a altos níveis de oxigênio e alta heterogeneidade do suprimento alimentar, de modo que o conteúdo de oxigênio em águas profundas não seria fator restritivo para a distribuição dos foraminíferos na região de estudo; 2) o estado de energia (estabilidade) no limite bento-pelágico e a granulometria do substrato.

Entre aproximadamente 21-23 °S (1350 m e 1950 m de profundidade), Sousa et al. (2006) encontraram uma associação composta por *Trifarina angulosa* (*Angulogerina angulosa*), *Bolivina* spp., *Bolivinella daggaziensis*, *Brizalina* spp., *Cibicides* sp., *Cibicidoides* sp., *Cymbaloporeta bradyi*, *Eponides weddellensis*, *Hormosina* spp., *Laticarinina pauperata*, *Lenticulina cultrata*, *Miliolinella* sp., *Rhabdammina* spp., *Rhizammina* sp. e *Verneuilinella* sp. Segundo os autores, a associação indicaria um ambiente mais estável comparativamente com as estações mais rasas (750-1050 m de profundidade). Para esses autores, as espécies *Eponides weddellensis*, *Rhabdammina* spp. e *Rhizammina* sp. indicariam alta concentração de oxigênio nas águas de fundo, relacionada à presença da APAN.

Entre 21-22° S, e 750-1950 m de profundidade, a associação encontrada (*Bolivina aenariensis multicostata*, *Bolivina albatrossi*, *Bolivina doniezi*, *Bolivina simplex*, *Bulimina aculeata*, *Cassidulina laevigata*, *Cassidulinoides parkerianus*, *Cibicidoides kullenbergi*, *Cibicidoides wuellerstorfi*, *Epistominella exigua*, *Globocassidulina subglobosa*, *Haplophragmoides* sp., *Karrerulina conversa*, *Miliolinella subrotunda*, *Oridorsalis umbonatus*, *Uvigerina peregrina* e *Uvigerina proboscidea*) foi relacionada por Sousa et al. (2006) a um ambiente oligotrófico com flutuações do fluxo de matéria sazonal e à presença da AIA.

Ainda segundo Sousa et al. (2006), a disponibilidade de alimento no talude estaria associada à produtividade primária, correntes de turbiditos e/ou correntes de contorno, não sendo possível aos autores definir com precisão a fonte de alimento para o assoalho oceânico da Bacia de Campos. Os autores salientaram, por sua vez, a importância de cânions no transporte de alimento do talude médio para o inferior em algumas regiões da área de estudo, decorrente provavelmente de movimentos de massa, promovendo a ocorrência de associações de foraminíferos bentônicos semelhantes nessas regiões do talude. Para os autores, a presença de *G. subglobosa* estaria relacionada à alta velocidade de fundo da CCI (Corrente de Contorno Intermediária).

Eichler et al. (2008) investigaram as massas de água na margem sul brasileira (27,145-30,2512° S e 47,3503-49,6403° W; 27,6-209 m de profundidade) e avaliaram a sazonalidade do escoamento de água doce do continente em direção ao mar, bem como o seu efeito na distribuição das massas de água na plataforma continental e, conseqüentemente, na distribuição dos foraminíferos bentônicos.

Eichler et al. (2008) consideram a presença de *U. peregrina*, em 27° S (131 m de profundidade) como a espécie indicativa do processo de ressurgência da ACAS.

Em torno de 28° S (130-181 m de profundidade), as espécies mais abundantes constatadas por Eichler et al. (2008) foram *U. peregrina*, *Bucella peruviana* e *Cibicides refulgens*. Devido à presença da *B. peruviana*, os autores sugeriram que a Água de Plataforma Subantártica transportou essa espécie em

direção ao norte pelas correntes da plataforma (130 m de profundidade) no verão (EICHLER et al., 2008).

Burone et al. (2011) avaliaram a distribuição dos foraminíferos bentônicos na margem sudeste brasileira (entre 23,8°–25,9° S e 42,8°–46,13° W; 44,308 m de profundidade), analisando a densidade total, a riqueza, a diversidade ponderada e profundidade média de *habitats*, relacionando-as com diferenças na produtividade superficial da coluna de água e, conseqüentemente, com o fluxo de carbono para o assoalho oceânico.

Entre 24-26° S, nas estações entre 121 e 127 m de profundidade, caracterizadas por valores de fluxo orgânico em torno de 39 g Cm²y⁻¹, Burone et al. (2011) relataram que as espécies mais abundantes são principalmente as de paredes calcárias, *Uvigerina* spp., *Bulimina marginata*, *Adercortryma wrighti* (aglutinante) e *Discorbis* sp. Essas espécies são consideradas detritívoras, com exceção de *Discorbis* sp., considerada herbívora (MURRAY, 1991). Burone et al. (2011) correlacionaram essas espécies à deposição episódica de fitodetritos na plataforma sudeste brasileira.

Nas estações mais profundas (179-308 m), as espécies mais abundantes constatadas por Burone et al. (2011) foram as espécies aglutinantes *Saccamina* sp., *Rhizammina* spp. e a espécie calcária *Pullenia quinqueloba*. Nessas estações, os valores de produtividade estão entre 18-35 g Cm²y⁻¹, com baixo suprimento de carbono orgânico lábil para o assoalho oceânico (BURONE et al., 2011).

Vicente (2012) analisou a relação entre o fluxo vertical de matéria orgânica particulada e a biomassa de foraminíferos bentônicos vivos na região do talude e Platô de São Paulo da Bacia de Campos/RJ (entre 21,6°–23,6° S e 40,3°–41,3° W; 400 m a 3000 m de profundidade) em amostras coletadas em 2008 (inverno austral) e 2009 (verão austral). A autora mostrou que as estimativas de fluxo se correlacionaram com os conteúdos de carbono orgânico total no sedimento, com a biomassa total e com a biomassa de 19 espécies de foraminíferos bentônicos. A biomassa de algumas espécies correlacionou-se exclusivamente com carbono orgânico total no sedimento. São elas: *Bolivina albatrossi*, *Bulimina mexicana*, *Laticarinina pauperata*, *Psammosiphonella anglesiaensis*, *Reophax spiculotestus*, *Rhizammina algaeformis* e *Staintforthia*

complanata. Para Vicente (2012), a não correlação de as outras espécies com o carbono orgânico total no sedimento poderia indicar outras fontes da matéria orgânica sedimentar, como a advecção lateral junto ao assoalho, ressuspensão do sedimento e o conteúdo orgânico dos próprios organismos mortos bentônicos.

Variações nos valores de fluxo vertical ($9-134 \text{ mg Cm}^2\text{dia}^{-1}$) e conseqüentemente as mudanças na biomassa total de foraminíferos bentônicos foram relacionadas aos meandros e vórtices de Cabo Frio e Cabo de São Tomé, que propiciaram o aumento de produtividade primária e, por conseqüência, o suprimento alimentar para os foraminíferos bentônicos (VICENTE, 2012).

Com base em análise ecológica (*microhabitat* e hábito alimentar da literatura), Vicente (2012) também relacionou a quantidade do fluxo com a labilidade da matéria orgânica particulada. Analisando estações coletadas na campanha oceanográfica realizada em 2008, e situadas a 400 e 700 m de profundidade, a autora citou a mistura de matéria orgânica particulada lábil e refratária, como fator controlador para a presença de espécies calcárias detritívoras associadas à matéria orgânica lábil (e.g. *Cassidulina crassa*, *Siphonina bradyana* e *Islandiella norcrossi*) e da espécie *Martinottiella communis*, que pode estar relacionada a material refratário (aglutinante, epifaunal e detritívora). Vicente (2012) relacionou a presença de matéria orgânica particulada lábil (900-1300 m de profundidade) devido à presença das espécies *Cassidulina crassa* e *Quinqueloculina laevigata*.

Para a campanha de 2009, em algumas estações situadas mais ao sul da Bacia de Campos (profundidades entre 400 e 1300 m), Vicente (2012) relacionou a presença de espécies hialinas e porcelanáceas, detritívoras e epifaunal/infaunal rasa, indicadores de matéria orgânica lábil como, por exemplo, *Globocassidulina subglobosa*, *Siphonina bradyana*, *Quinqueloculina laevigata*, *Islandiella norcrossi* e *Trifarina bradyi*, ao aumento na qualidade da matéria orgânica particulada em comparação à campanha anterior de 2008.

Este trabalho visa compreender os processos oceanográficos no talude continental e no Platô de São Paulo da região da Bacia de Campos que controlam a disponibilidade e qualidade de alimento nos sedimentos

superficiais, que por sua vez, é o fator condicionante primário da distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos de mar profundo. Para isso foram utilizadas amostras do projeto Heterogeneidade Ambiental da Bacia de Campos (HABITATS), sob a coordenação do Centro de Pesquisas e Desenvolvimento Leopoldo Américo Miguez de Mello (CENPES), PETROBRAS, e em desenvolvimento no Laboratório de Bioindicadores Ambientais do Instituto Oceanográfico da USP (LBA-IOUSP).

2. Objetivos

O objetivo principal do trabalho é avaliar a resposta dos foraminíferos bentônicos vivos à disponibilidade de alimento, tipo de substrato e morfologia de fundo face aos processos de circulação no talude continental e Platô de São Paulo da Bacia de Campos.

Especificamente, o estudo propõe:

- Avaliar e caracterizar as espécies de foraminíferos bentônicos vivos do talude continental e do Platô de São Paulo na Bacia de Campos;
- Verificar a disponibilidade e qualidade da matéria orgânica nos sedimentos a partir das análises, conteúdo de matéria orgânica total, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactéria e razão fitoplâncton ou produtores primários/COT, zooplâncton e/ou fauna marinha/COT, terrígenos/COT, bactéria/COT e lipídeos totais/COT;
- Avaliar o fluxo de matéria orgânica particulada para o assoalho oceânico utilizando dados de sensoriamento remoto e conteúdo de carbonato de cálcio no sedimento;
- A partir de análises granulométricas (cálculo do *sortable silt*Φ) na área de estudo, avaliar as condições hidrossedimentares.

3. Área de estudo

3.1. Fisiografia

A Bacia de Campos está localizada no setor fisiográfico Cabo de São Tomé-Cabo Frio da margem continental sudeste brasileira, com seu limite norte demarcado pelo Alto de Vitória, e limite sul pelo Alto de Cabo Frio (ZEMBRUSKI, 1979). Situa-se entre as latitudes 20,5° S e 24° S, ocupando um área de mais de 100.000 km² (VIANA et al., 1998 b) (Figura 10).

O setor Cabo de São Tomé-Cabo Frio apresenta características geomorfológicas, hidrodinâmicas e sedimentológicas diferentes das áreas localizadas ao sul da margem continental brasileira. Esse setor exibe uma margem continental mais larga e mais profunda, sendo a transição entre a plataforma e o talude caracterizada por uma área transicional convexa e talude suave (ZEMBRUSKI, 1979).

O talude continental da Bacia de Campos apresenta largura de 40 km e declividade média de 2,5° (VIANA et al., 1998 b). Zembruski (1979) distingue duas secções de talude: superior e inferior. O talude superior apresenta declividades entre 2° e 4°, e aproximadamente 13 km de extensão. O talude superior tem geometria variando de plana a côncava, atingindo gradualmente uma geometria convexa na sua porção central (entre 600 e 1200 m). O formato convexo na porção central é atribuído à acumulação de depósitos de movimento de massa dando forma a uma topografia de fundo irregular formada até o Mioceno Tardio (VIANA et al., 1998 a) (Figura 11). Por sua vez, o talude inferior é mais largo que o superior, com largura variável entre 100 e 150 km, e atingindo profundidades de até 2000 m em áreas junto ao Platô de São Paulo, e aproximadamente 2400 a 3000 m junto ao sopé continental (ZEMBRUSKI, 1979).

O Platô de São Paulo, no setor Cabo de São Tomé-Cabo Frio, é um prolongamento do talude que progride estruturalmente até a Cadeia de Vitória-Trindade. Sua largura varia entre 180 e 289 km e a declividade entre 1:200 e 1:600. Os limites leste e oeste do Platô de São Paulo são gradacionais e de

difícil delimitação. O limite oeste, com o talude continental, ocorre à profundidade de 2900 m, enquanto a leste, o limite com o sopé continental está localizado entre 3200 e 3400 m de profundidade, podendo ou não exibir um pequeno desnível. Na passagem com o sopé continental, o Platô de São Paulo perde quase todas as características de Platô marginal, sendo caracterizado pela ocorrência de diápiros de sal, por vezes soterrados (Figura 11) (ZEMBRUSKI, 1979).

A presença de cânions é uma característica marcante da Bacia de Campos. Na porção norte, por exemplo, encontram-se os cânions Marataízes, Itabapoana, Itapemirim, São Tomé, Grussaí e Almirante Câmara. O cânion Almirante Câmara é o único cânion imaturo (em atividade), no qual existe transporte de areia da plataforma para águas profundas (MACHADO et al., 2004) e é conectado com o Rio Paraíba do Sul (VIANA et al., 1998).

Na sua porção sul, destacam-se: o cânion de Cabo Frio, situado desde a porção média do talude até o sopé continental; os cânions de Macaé e de Guanabara, formados na plataforma e atingindo o norte do Platô de São Paulo (ZEMBRUSKI, 1979); e o cânion do Grupo Sudeste (conjunto de cânions paralelos), que tem início no talude superior em torno de 600 m de profundidade (VIANA et al., 1998 b) (Figura 11).

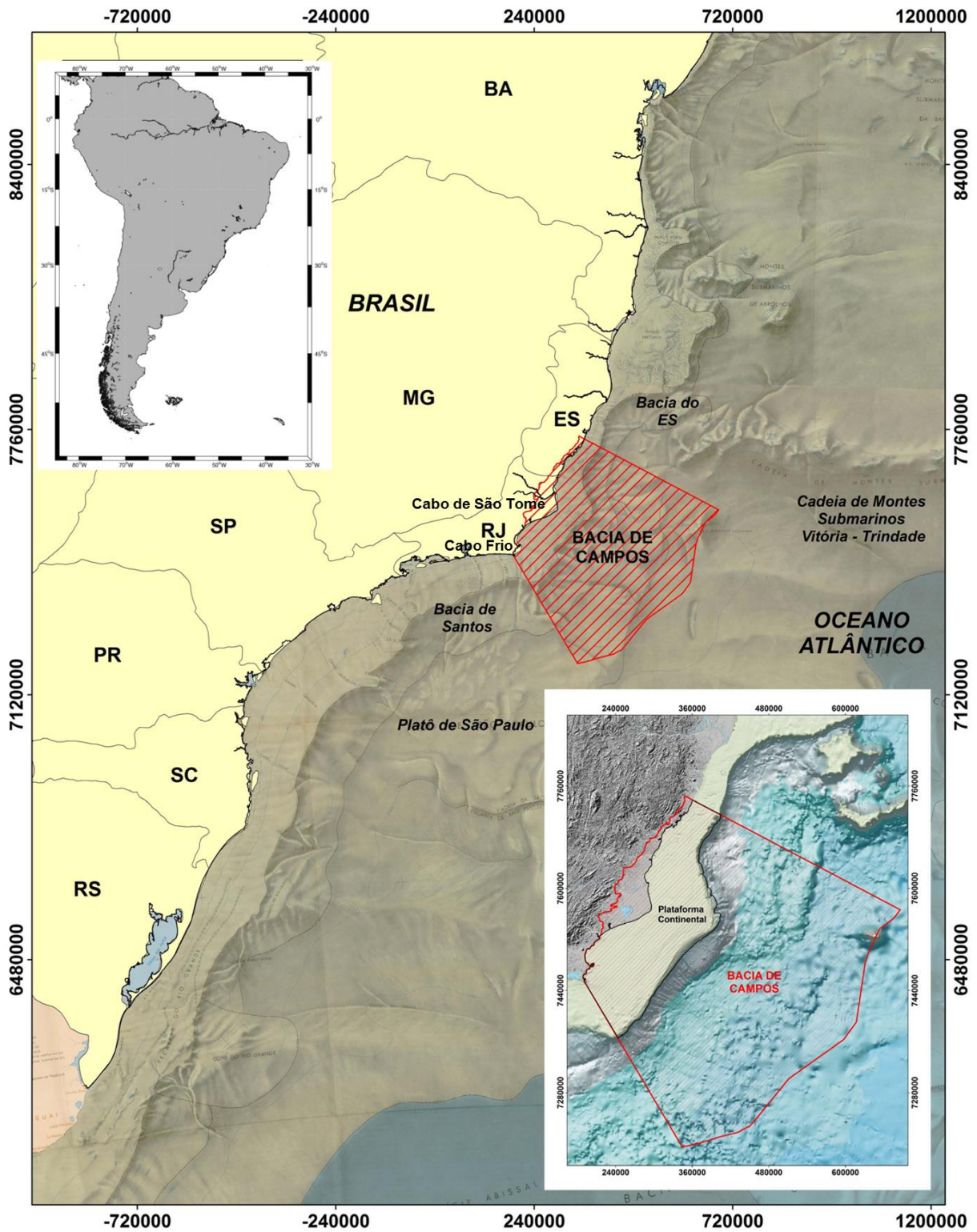


Figura 10: Localização da área de estudo. Datum UTM SAD 69 (Zona 24 S). (modificado de Figueiredo Jr. et al., 2015).

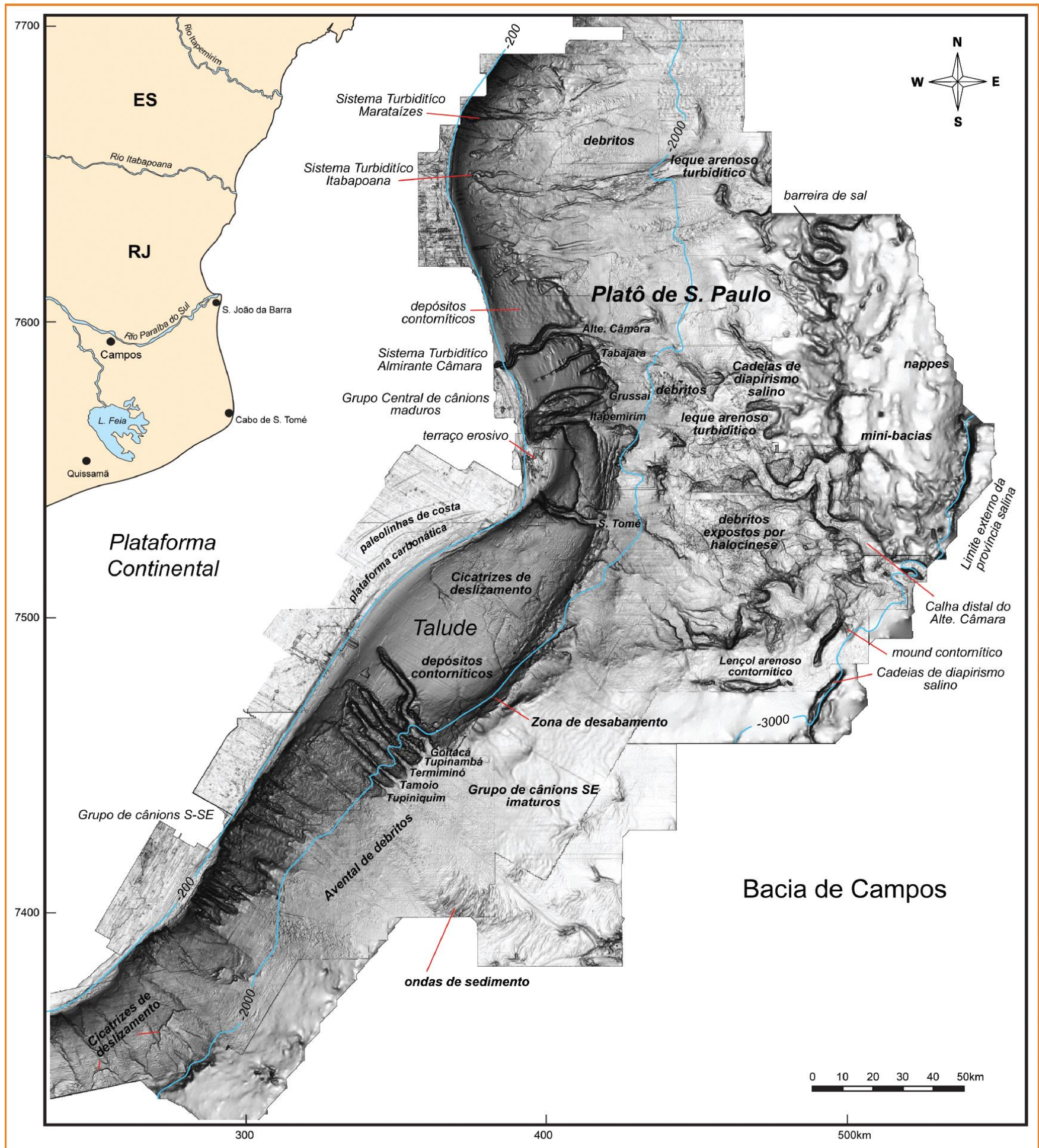


Figura 11: Modelo digital da geomorfologia da Bacia de Campos. O talude continental está entre as isóbatas de 200 e 2000 m e o Platô de São Paulo adjacente, que vai até 3000 m. Onde: Platô de São Paulo está ao norte; cânions Marataízes, Itabapoana, Itapemirim, São Tomé, Grussaí e Almirante Câmara na região centro-norte; e os cânions de Goitacá e do Grupo Sudeste ao sul (SCHREINER et al., 2008).

Entre o cânion Goitacá, a sul, e o cânion São Tomé, a norte, está situado o talude continental de perfil convexo (tobogã) (Figura 12). Essa forma é atribuída ao padrão de empilhamento progradacional das camadas sedimentares em forma de uma grande sigmóide que se desenvolveu durante o Mioceno. A quebra da plataforma não é bem definida nessa região, pois a declividade é muito baixa (1° a 2°). Essa região apresenta uma ampla área de descascamento onde, no talude médio, se destaca uma grande cicatriz com geometria interna de forma triangular fortemente controlada por falha geológica na direção NW-SE. Em toda a faixa do talude inferior ocorre um amplo complexo de cicatrizes de remoção. Nessa faixa são encontrados os valores de declividade mais elevados do talude continental convexo, cerca de 6° em média, podendo chegar em alguns locais a 15° (Figura 11). (ALMEIDA; KOWSMANN, 2015)

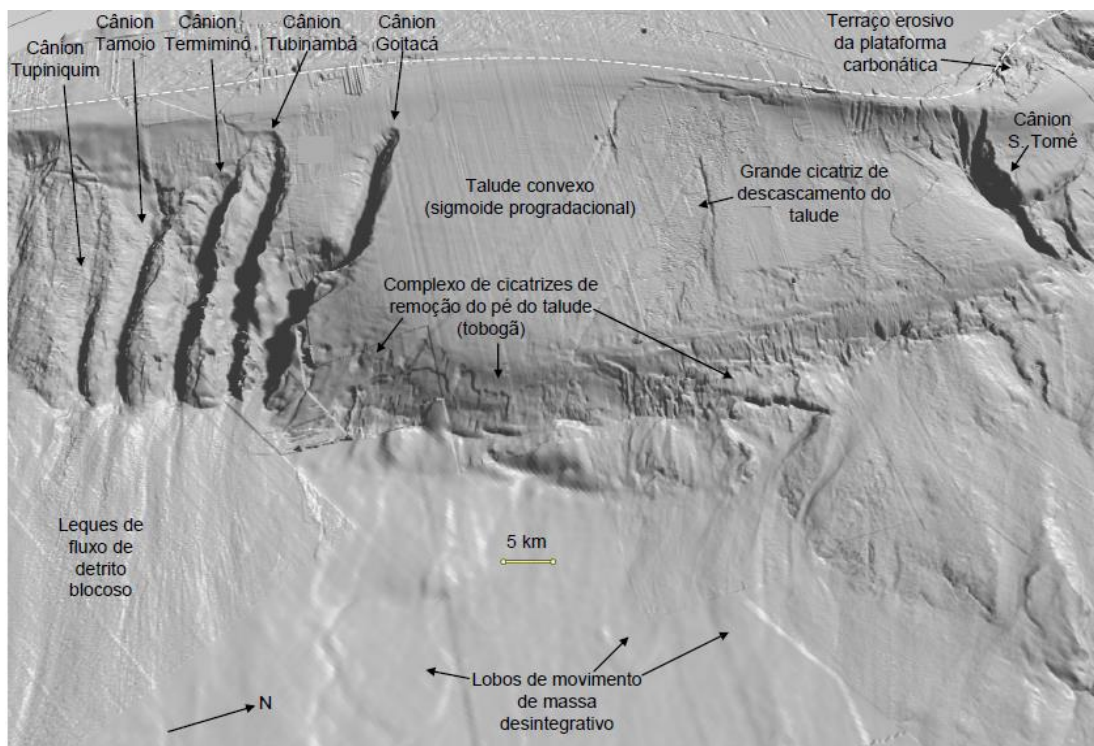


Figura 12: Imagem 3D da região do talude convexo em perspectiva do relevo sombreado do fundo do mar da porção central da bacia de Campos (exagero vertical X 5, iluminação de norte, a escala varia com a profundidade na imagem) e feições adjacentes (ALMEIDA; KOWSMANN, 2015).

3.2. Cobertura sedimentar

O complexo padrão de distribuição dos sedimentos em mosaico, na margem continental sudeste brasileira (Embaçamento de São Paulo, 23-28° S) (ZEMBRUSCKI, 1979), é controlado por processos hidrodinâmicos e pela morfologia de fundo, refletindo as mudanças latitudinais e batimétricas dos referidos processos (MAHIQUES et al., 2002, 2004).

Na Bacia de Campos, os processos sedimentares no talude continental são também comandados pela hidrodinâmica (correntes geostróficas) e pela fisiografia de fundo (talude continental, Platô de São Paulo e cânions), sendo a fisiografia fator primordial na determinação dos tipos de depósitos de fluxo de massa em águas profundas na região (Figura 13) (KOWSMANN et al., 2002).

A geometria da Bacia de Campos deriva da evolução tectônica e/ou da evolução da bacia sedimentar, afetada localmente pela intensidade das correntes de fundo (Figura 13) (VIANA et al., 2007; VIANA, 2008).

Alterações da topografia do assoalho oceânico pela erosão ou pela deposição são induzidas por correntes de fundo que podem resultar em um reajustamento do espaço de acomodação dos sedimentos e da criação de sub-bacias, que funcionam como armadilhas de sedimentos ou caminhos (*gateways*) para a transferência de sedimentos (Figura 13) (VIANA, 2008).

Segundo Machado et al. (2004), as plataformas internas e média são recobertas por areias siliciclásticas e lama, enquanto na plataforma continental externa os sedimentos são constituídos essencialmente por carbonatos.

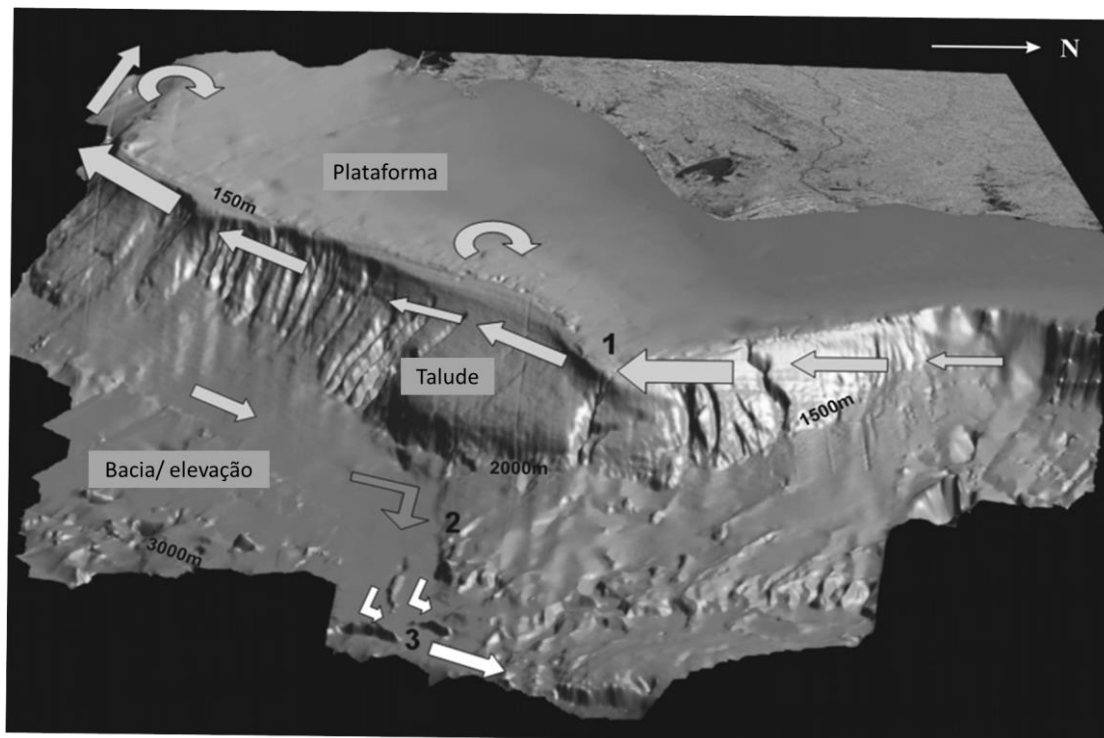


Figura 13: Bloco diagrama da fisiografia da Bacia de Campos, onde: as setas indicam o aumento, diminuição e as tendências de modificações da corrente de fundo, dadas as mudanças na fisiografia da margem e do fundo do mar; o tamanho das setas indica a velocidade das correntes de fundo; 1 = protuberância da margem que induz o aumento da velocidade corrente (a montante); 2 = obstáculos do fundo do mar implicam desvio de corrente (aceleração local); 3 = passagens do fundo do mar e corredores induzem a intensificação do fluxo (Modificado de Viana, 2002, 2008).

No talude, a predominância é de lama interrompida pela presença de areia ao longo dos cânions e seus depósitos associados de correntes de turbidez, com predomínio de sedimentos bioclásticos na borda de plataforma e talude (Figura 14).

A cobertura sedimentar do talude continental superior é composta por areias finas (VIANA et al., 1998 b) ou lama arenosa (CADDAAH et al., 1998). O talude continental superior é um local de deposição de areias retrabalhadas pela Corrente do Brasil. Essas areias variam de fina a grosseira, sendo mais fina para o sul e mais grosseira ao norte do cânion São Tomé. Ao norte desta estrutura, os sedimentos são compostos essencialmente por partículas

siliciclásticas, nomeadamente micas, e bioclásticas, com alguma glauconita. Ao sul do cânion São Tomé, a cobertura sedimentar atual é constituída por areias finas (VIANA et al., 1998 a). Entre as profundidades de 300 e 450 m de coluna água, são encontrados nódulos de rodolitos constituídos principalmente por algas vermelhas, com cerca de 14 mil anos, porém de origem alóctone provenientes da plataforma externa adjacente. Areias turbidíticas de granulometria fina são observadas preenchendo feições erosivas antigas (VIANA et al., 1998 a).

O talude continental médio (550-1200 m) é caracterizado por areias finas laminadas endurecidas, ricas em ferro e corais de águas profundas decorrente do fluxo da Água Intermediária Antártica (VIANA et al., 1998 a).

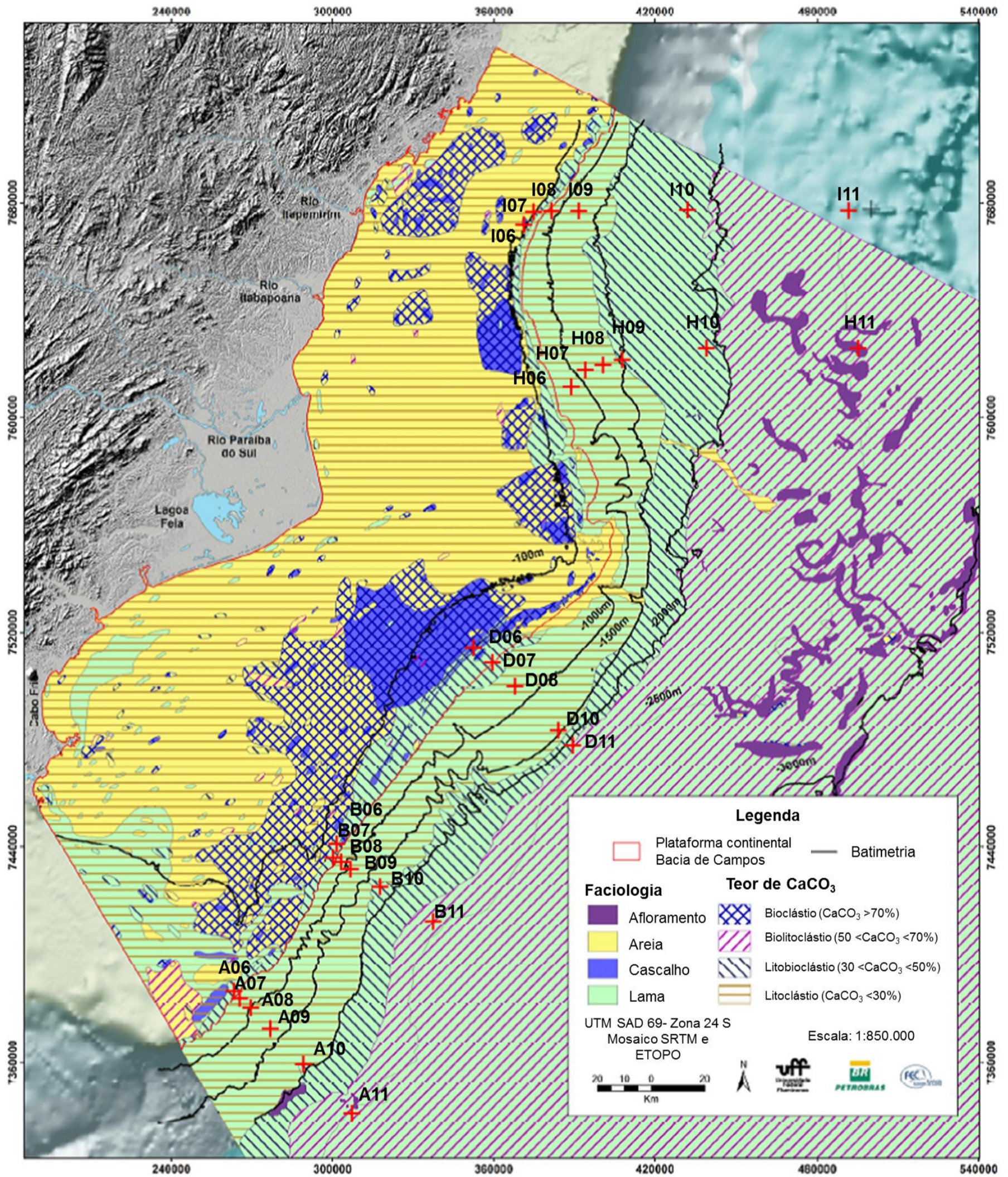


Figura 14: Mapa integrado de faciologia e teor de carbonato para plataforma e talude continental da Bacia de Campos (modificado de Figueiredo Jr. et al., 2015). Cruz vermelha: estações oceanográficas do presente trabalho. Estações A12, H12, D12 e B12 não foram plotadas, pois não localizam-se dentro dos limites do mapa.

3.3. Indicadores geológicos de instabilidade

O modelo digital da geomorfologia da Bacia de Campos e do Platô de São Paulo (Figura 11) revela a existência de inúmeras feições aparentemente ativas no presente, contudo a maioria das instabilidades ocorreram no Pleistoceno, em fases de nível de mar baixo. Ocorrem no Holoceno apenas os movimentos de massa associados com a halocinese na porção distal do Platô de São Paulo, o desmoronamento da parede de cânions e a transferência de areias relíquias da plataforma para o talude superior, por ação de correntes de fundo (KOWSMANN et al., 2015).

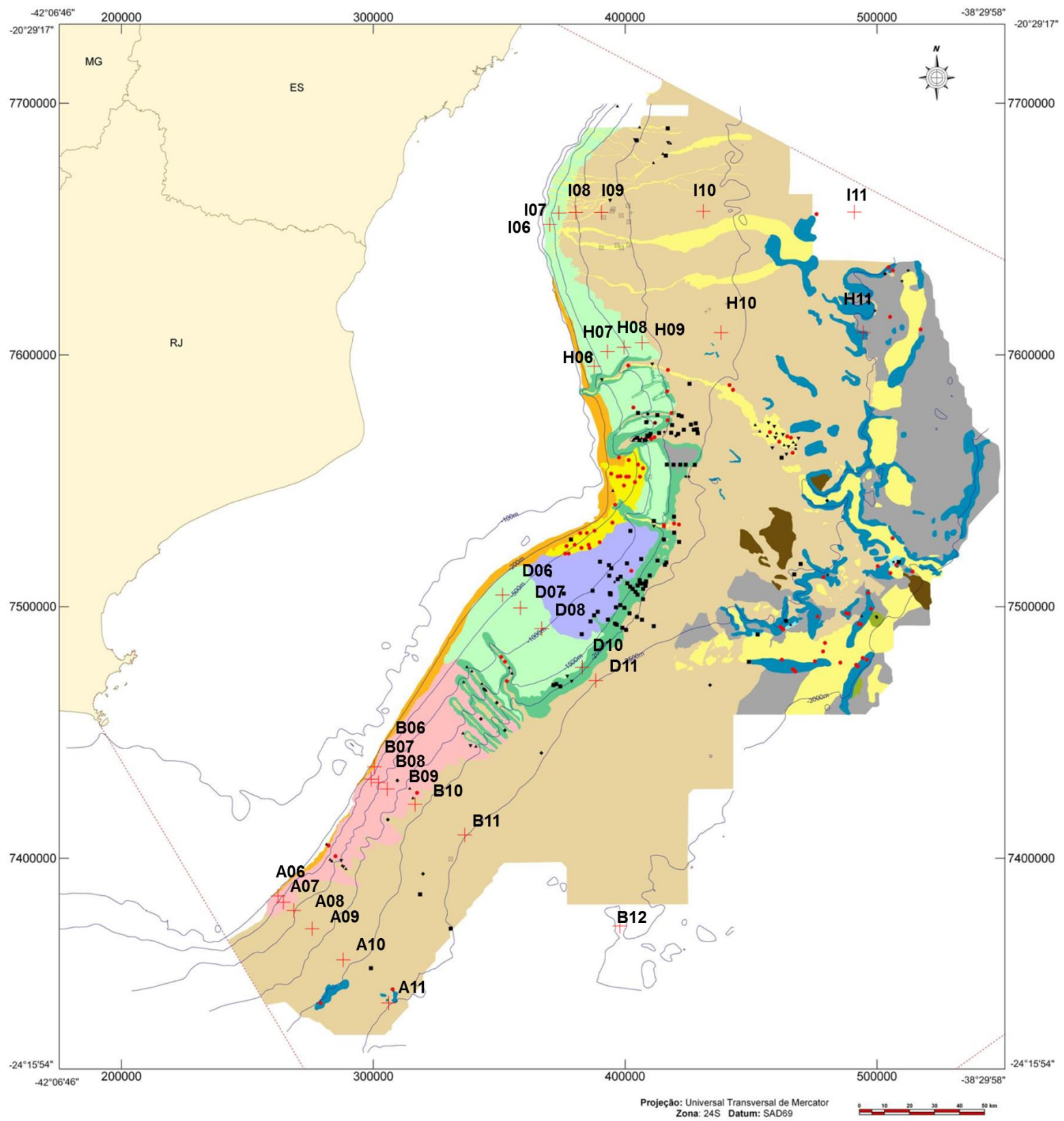


Figura 15: Mapa de indicadores geológicos de instabilidade e a idade correspondentes ao último evento de instabilidade (modificado de Kowsmann et al., 2015). Cruz vermelha: estações oceanográficas do presente trabalho. Estações A12, D12, I12 e H12 não foram plotadas, pois não localizam-se dentro dos limites do mapa. Legenda:

- | | |
|------------------------------|--|
| ● Z (0 - 11.000 anos) | ● Talude continental estável |
| ▲ Y1A (11.000 - 15.000 anos) | Indicadores Geológicos de Instabilidade |
| ▼ Y1B (15.000 - 42.000 anos) | ● Afloramento |
| ● Y1 (11.000 - 42.000 anos) | ● Afloramento por halocinese |
| ■ Y2 (42.000 - 84.000 anos) | ● Área soerguida por halocinese |
| ● X (84.000 - 130.000 anos) | ● Depósito de corrente de contorno |
| □ W (130.000 - 186.000 anos) | ● Depósito de escorregamento (slumps) |
| ● V (186.000 - 485.000 anos) | ● Depósito de fluxo de detritos |
| | ● Depósito de fluxo de detritos soerguido halocinese |
| | ● Derramamento de areia por corrente de contorno |
| | ● Talude retalhado por voçorocas |
| | ● Turbidito bioclástico |
| | ● Turbidito litoclástico |
| | ● Terraço de erosão por corrente de fundo |

3.4. Massas de Água e Hidrodinâmica

A região de estudo caracteriza-se pelo empilhamento das massas de água: Água Tropical (AT), Água Central do Atlântico Sul, Água Intermediária Antártica (AIA), Água Circumpolar Superior (ACS) e Água Profunda do Atlântico Norte (APAN) (Figura 13). A AT ($T > 20\text{ °C}$; $S > 36,2$) ocupa da superfície até 142 m de profundidade, a ACAS ($T > 8,7\text{ °C}$ a 20 °C ; $S = 34,66$ a $36,2$) estende-se verticalmente de 142 m a aproximadamente 567 m de profundidade, a AIA ($T = 3,42\text{ °C}$ a $8,72\text{ °C}$; $S = 34,42$ a $34,66$) é encontrada entre 567 a 1060 m de profundidade, a ACS ($T = 3,31$ a $3,46\text{ °C}$; $S = 34,42$ a $34,59$) e a APAN ($T = 2,04\text{ °C}$ a $3,31\text{ °C}$, $S = 34,59$ a $34,87$) atingem profundidades de 1300 m a 3600 m, respectivamente (SILVEIRA et al., 2014) (Figura 16).

Silveira et al. (2014), com base em parâmetros considerados não conservativos, como nutrientes e oxigênio dissolvido, na Bacia de Campos (Tabela 2), identificou as seguintes interfaces médias para as massas de água: ACAS-AIA (450-550 m), AIA-ACS (1100-1150 m) e ACS-APAN (1500-1800 m). As profundidades médias dos núcleos das massas de água ACAS, AIA e ACS encontram-se, respectivamente, a 300 m, 800 m e 1350 m de profundidade.

Em termos de estrutura das correntes, a Bacia de Campos está sob a influência do sistema Corrente do Brasil: a Corrente do Brasil (CB), a Corrente de Contorno Intermediária (CCI) e meandros e vórtices associados às ondas de vorticidade ao largo do sudeste brasileiro (MARONE et al., 2010) (Figura 16). A Figura 16 mostra locais na margem sudeste brasileira onde há formação de meandros, a saber: Vitória (20 °S), Cabo de São Tomé (CST, 22 °S) e Cabo Frio (CF, 23 °S) (CALADO, 2006).

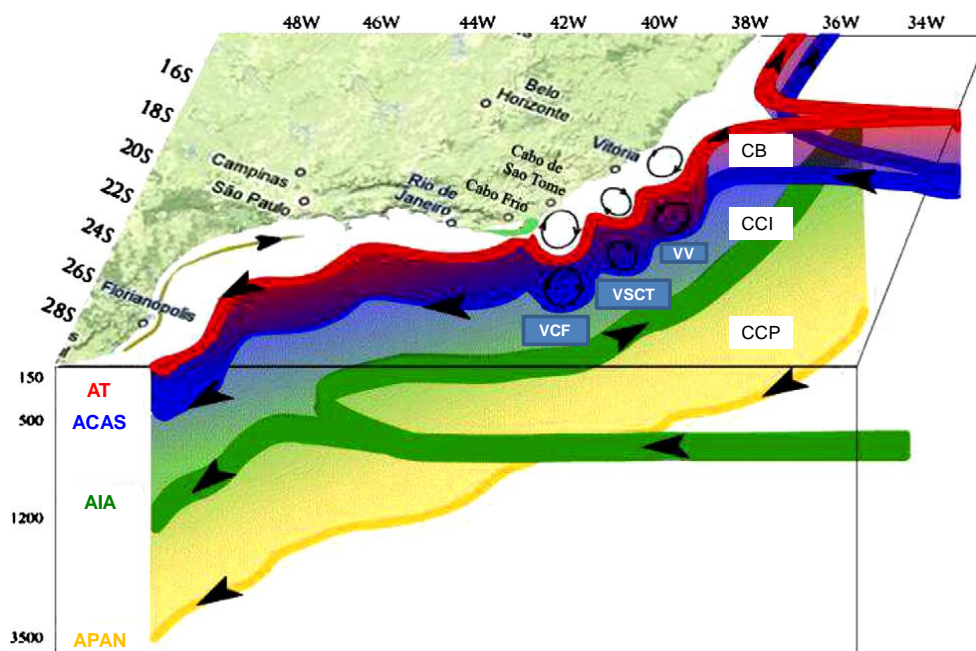


Figura 16: Esquema da circulação costeira e oceânica na margem continental sul-sudeste do Brasil, mostrando o transporte da AT e ACAS pela CB, transporte rumo ao norte da AIA pela CCI e transporte dirigido para o sul da APAN pela CCP. Onde VCF: Vórtice de Cabo Frio; VSCT; Vórtice de Cabo de São Tomé; VV: Vórtice de Vitória. (Modificado de Calado et al., 2008).

Tabela 2: Valores de concentração de oxigênio dissolvido, fosfato, nitrato e silicato em $\mu\text{ mol Kg}^{-1}$ para as massas de água presentes na área de estudo (Segundo Silveira et al., 2014).

Massa de Água	Oxigênio dissolvido ($\mu\text{ mol Kg}^{-1}$)	Fosfato ($\mu\text{ mol Kg}^{-1}$)	Nitrato ($\mu\text{ mol Kg}^{-1}$)	Silicato ($\mu\text{ mol Kg}^{-1}$)
AT	182,87	0,02	1,08	2,00
ACAS	224,00	0,50	6,00	5,00
AIA	232,75	1,90	26,50	20,00
ACS	182,00	2,20	29,00	5,00
APAN	271,80	1,10	17,60	11,00

A CB, que ocupa os primeiros metros de coluna de água, flui em direção sul-sudoeste e transporta a AT e a ACAS (SILVEIRA et al., 2000), atingindo velocidade entre $0,4$ e $0,7\text{ ms}^{-1}$ (SILVEIRA et al., 2008), sendo seu núcleo localizado em aproximadamente 100 m de profundidade (SILVEIRA,

2007). A CCI ocupa níveis intermediários e transporta a AIA e a ACS, fluindo para o norte-nordeste com velocidade máxima de $0,3 \text{ ms}^{-1}$. Seu núcleo ocorre aproximadamente na profundidade de 800-900 m junto ao talude continental (SILVEIRA, 2000; SILVEIRA et al., 2014) (Figura 17).

O Platô de São Paulo interrompe o talude continental em cerca de 1500-2000 m de profundidade e desloca para o oceano aberto a Corrente de Contorno Profunda (CCP). Essa corrente transporta a APAN em direção ao sul e é desacoplada dinamicamente da CB e da CCI na Bacia de Campos, ocupando dois quilômetros de coluna de água e uma estrutura vertical complexa, caracterizada por um escoamento fraco e difuso (SILVEIRA et al., 2014).

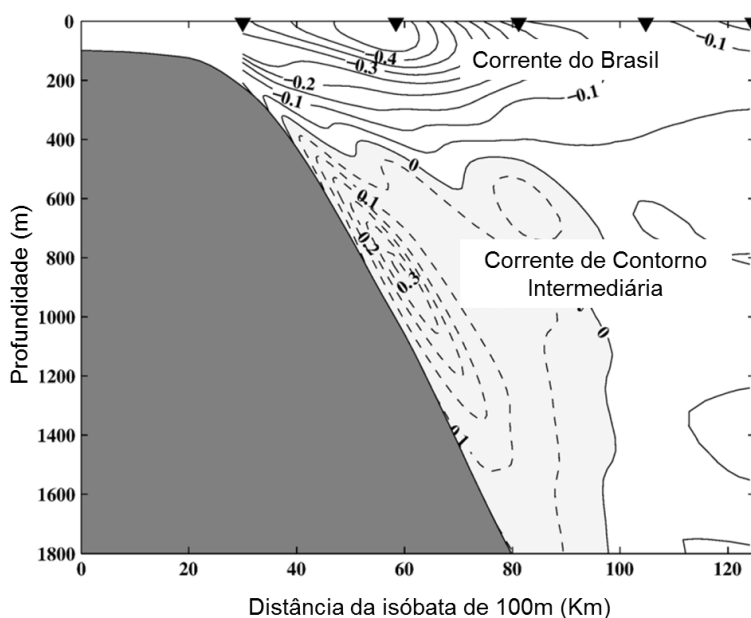


Figura 17: Seção vertical da estrutura das correntes observadas na Bacia de Campos. A CB pode ser observada na porção superior com velocidades negativas, e a CCI na parte inferior com velocidades positivas (Modificado de Silveira et al., 2004).

Na região de Cabo Frio, o ciclo sazonal da direção predominante do vento sobre a plataforma continental estabelece ressurgência sazonal devido à dinâmica de Ekman (CASTRO et al., 1987, CAMPOS et al., 2000). Esse sistema de ressurgência foi estudado por vários autores (por exemplo, CASTRO et al., 1987;. SIGNORINI et al., 1989;. CASTRO, 1996; CAMPOS et al., 2000).

A ressurgência de Cabo Frio é intensificada no verão pelos ventos NE, que favorecem o transporte da Água Costeira para o largo e conseqüentemente a penetração da ACAS em áreas mais rasas (CASTRO, 1996).

A presença de meandros e vórtices ciclônicos na Bacia de Campos, associados a correntes de contorno, pode desencadear o processo de ressurgência de quebra de plataforma, podendo esse ser esporádico (CAMPOS et al., 2000). Entretanto, Palma et al. (2008) afirmam que esse processo pode ser considerado persistente na plataforma continental sudeste brasileira.

A ressurgência de quebra de plataforma desempenha um papel importante no bombeamento da ACAS do talude para a plataforma continental (VELHOTE, 1998; PALÓCZY et al., 2013). O contrário também pode acontecer, isto é, o deslocamento de águas mais ricas da plataforma continental para o talude continental também pode ser causado pela dinâmica da CB (Figura 18) (CAMPOS et al., 2000; PALÓCZY et al., 2013).

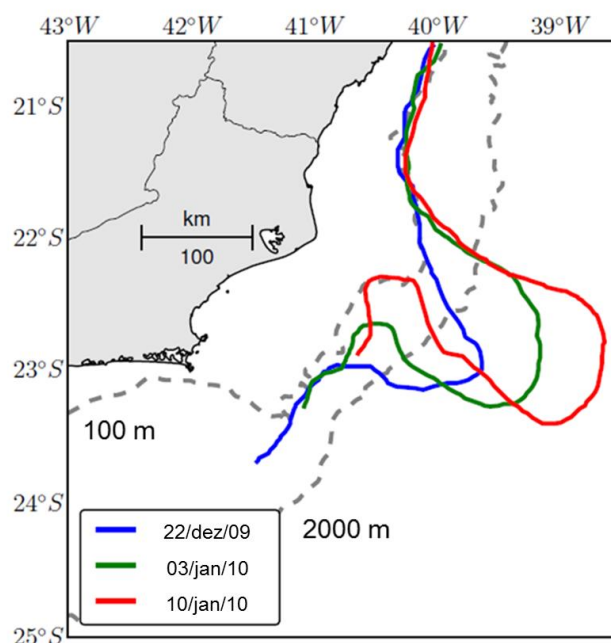


Figura 18: Frente quasi-estacionária de Temperatura e Salinidade (Earth Topography 2-arc-min grid-ETOPO2) mostrando a evolução do ciclone (Modificado de Palóczy et al., 2013).

O crescimento e a intensificação dos meandros da CB estão relacionados ao cisalhamento vertical entre a CB e a CCI, e os efeitos não-lineares podem levar ao destacamento dos meandros e à formação de anéis vorticais (SILVEIRA et al., 2004).

O meandramento da CB em Cabo Frio é originado pela mudança da linha de costa (NE-SO para E-O) e pelo aumento da profundidade da coluna de água, os quais alteram a sua vorticidade potencial da CB. Esse meandramento adquire vorticidade ciclônica e flui em direção à plataforma continental. Na plataforma continental, é gerada vorticidade anti-ciclônica e a CB retorna novamente a fluir em direção ao oceano aberto, dando início à formação de uma onda de Rossby topográfica (CAMPOS et al., 1995).

A formação do vórtice de Cabo de São Tomé está ligada à existência de uma onda de vorticidade estacionária com cavados situados ao largo da Cabo de São Tomé (GARFIELD 1990; VICENTE, 2012).

No Cabo de São Tomé, quanto mais os meandramentos frontais da CB crescem, mas fácil é o movimento da ACAS para a plataforma continental (PALÓCZY et al., 2013), o que, por consequência, aumenta produtividade primária local.

Segundo Calado (2006), o vórtice de Vitória ocorre quando a CB flui pelo Banco de Abrolhos (19°S) e ao atravessar a Cadeia de Vitória Trindade (20°S) (Figura 19), iniciando assim uma onda de vorticidade que se propaga para sudoeste. Segundo Costa (2007), o vórtice de Vitória apresenta assinatura climatológica nos meses de fevereiro, março e abril e uma feição recorrente de mesoescala no Embaiamento de Tubarão (Cadeia Vitória-Trindade até o sul do Banco de Abrolhos), com modulação de formação no final do verão e início de outono, não sendo uma feição permanente.

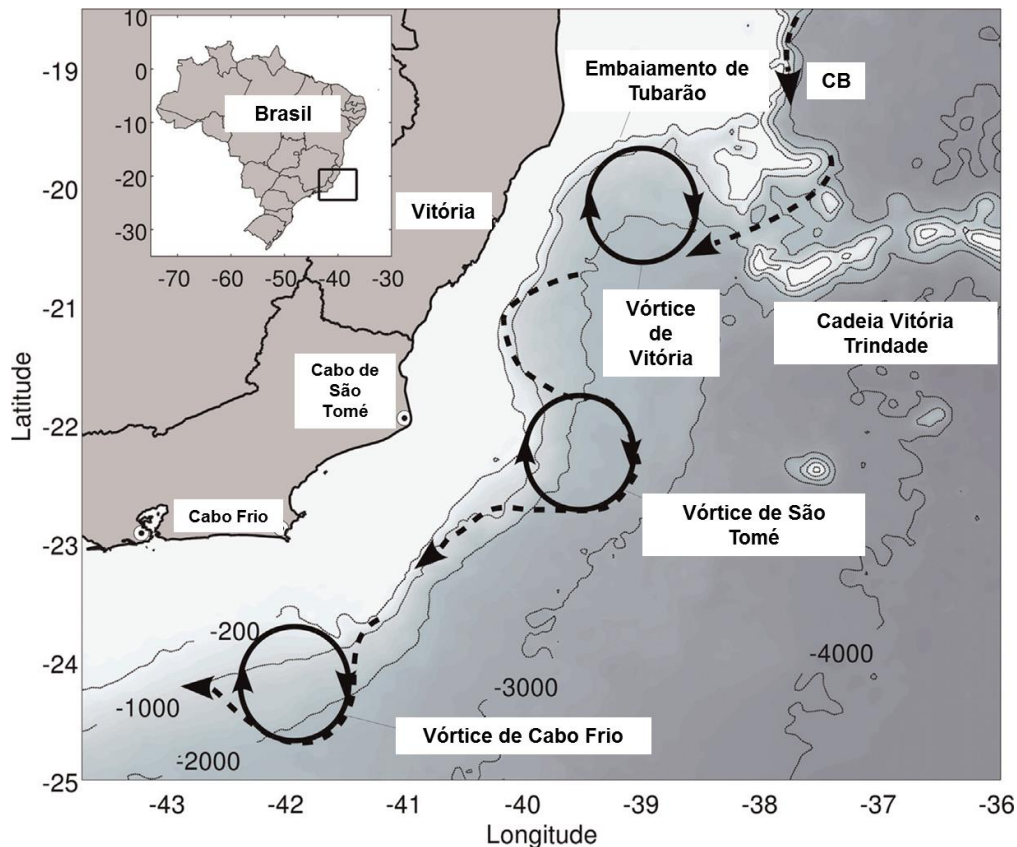


Figura 19: Visão esquemática da circulação da Bacia de Campos, englobando o Embaiamento de Tubarão e São Paulo, onde: CB (linha pontilhada): Corrente do Brasil (Modificado de Mill et al., 2015).

3.5. Produtividade primária

Devido a variações do sistema CB, a produtividade primária pode oscilar anualmente e interanualmente (Figuras 20 e 21). Para a região sudeste brasileira, a média anual da produtividade primária (com base em medições realizadas em 2001 e 2002) na plataforma continental é em torno de $460 \text{ gC.m}^{-2}\text{y}^{-1}$ e para o talude continental, $221 \text{ gC.m}^{-2}\text{y}^{-1}$ (KAMPEL, 2003).

A Bacia de Campos é considerada uma região oligotrófica (CIOTTI; KAMPEL, 2001), com concentração de clorofila *a* variando entre $0,0$ e $2,35 \text{ mg m}^{-3}$ no inverno, e entre $0,0$ e $25,5 \text{ mg m}^{-3}$ no verão (GAETA; BRANDINI, 2006). A produção primária média sobre a plataforma ao largo do Cabo de São Tomé-Ilha Grande é de $2,17 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ ($\pm 1,24 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$), enquanto sobre o talude é de $0,54 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ ($\pm 0,19 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$) (KAMPEL, 2003).

Ciotti e Kampel (2001), através de análises de imagens de satélite de clorofila *a* e de temperatura, consideram o setor Cabo Frio-Cabo de São Tomé uma região com águas quentes e salinas transportadas pela CB, influenciadas por estruturas oceanográficas de mesoescala, como o vórtice semipermanente de São Tomé, pela ressurgência de quebra de plataforma e pelo meandramento frontal na plataforma pela CB.

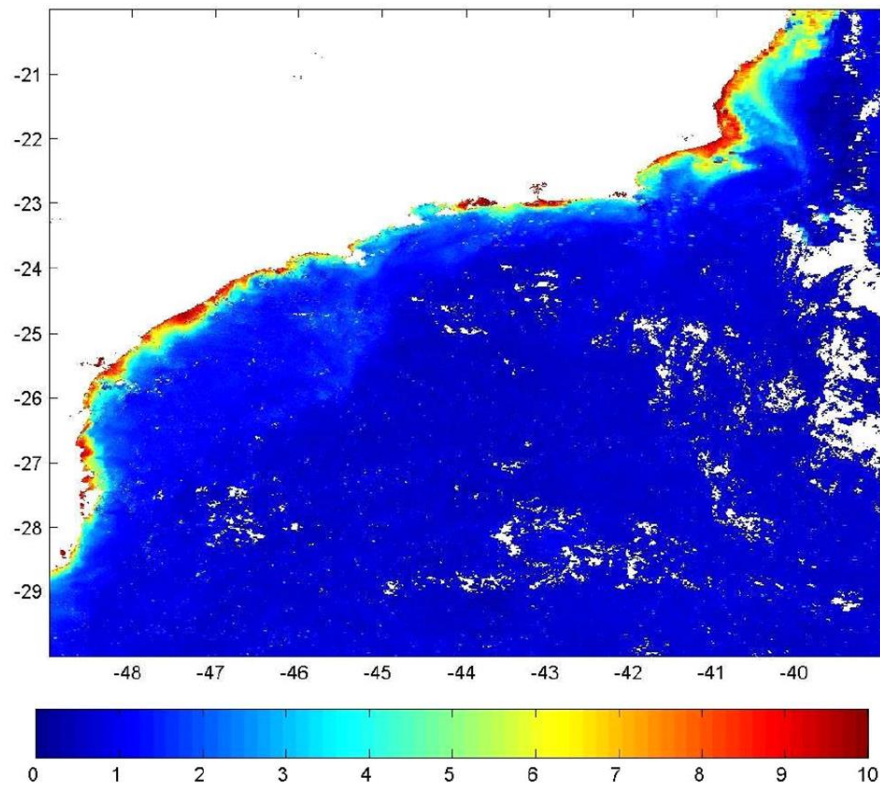


Figura 20: Imagem da média dos valores de produtividade primária oceânica ($\text{gC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$) da costa sudeste brasileira durante o mês de janeiro de 2001 (Retirado de Kampel, 2003).

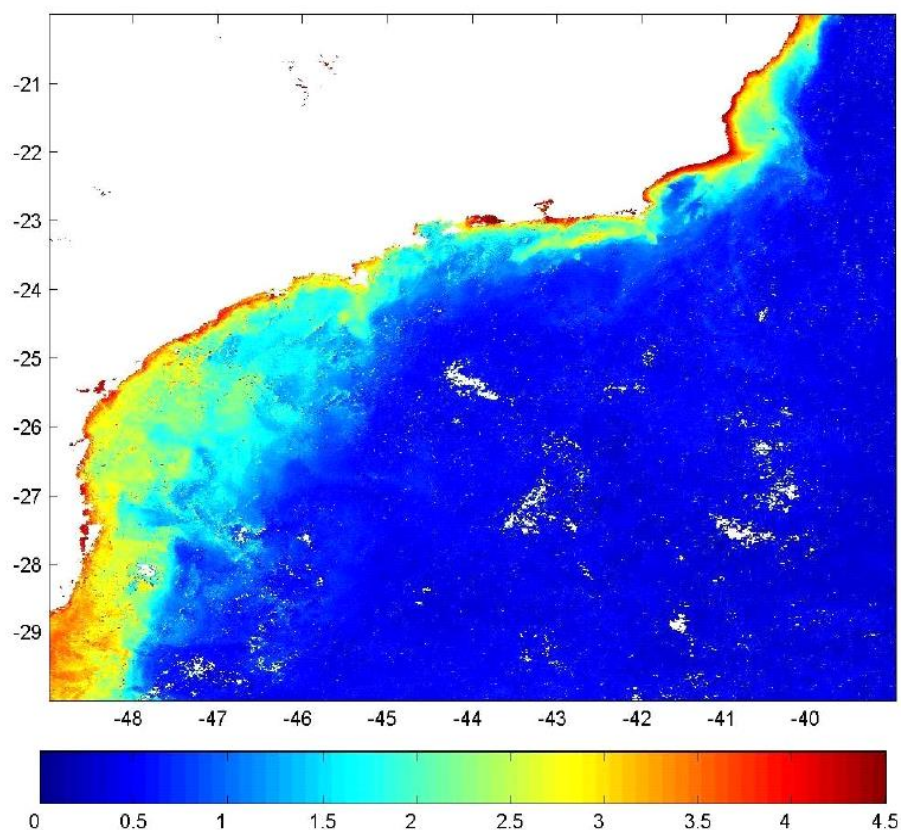


Figura 21: Imagem da média dos valores de produtividade primária oceânica (gC.m⁻².d⁻¹) da costa sudeste brasileira durante o mês de agosto de 2002 (Retirado de Kampel, 2003).

Gaeta et al. (1999) identificaram núcleos de nitrato (>0,1 μM) e fosfato (>0,16 μM) formados devido ao movimento ciclônico. Esse núcleos foram relacionados ao Vórtice de Vitória, indicando a fertilização através da ACAS.

Kampel (2003) identificou plumas de alta biomassa fitoplanctônicas (>0,5 mg m⁻³) fluindo ao sul de Vitória, Cabo de São Tomé, Cabo Frio e Saquarema na direção N-S, cruzando o talude continental a SE de Cabo Frio.

Vicente (2012) estimou a concentração de clorofila *a* na Bacia de Campos e encontrou maiores valores de clorofila *a* (>0,5 mg.m⁻³) nas latitudes entre 23 ° S e 21,6° S (Cabo Frio e Cabo de São Tomé) e os menores valores (entre 0,01 e 0,1 mg.m⁻³) na região mais ao sul (entre 23,3 ° S e 22° S). Os valores de fluxo de matéria orgânica particulada também apresentaram maiores valores ao norte (9,6-33,1 mgCm⁻².dia⁻¹) que ao sul (21,3-90,7 mgCm⁻².dia⁻¹).

$2.\text{dia}^{-1}$) (velocidades de decantação das partículas considerada é de $100 \text{ m}.\text{dia}^{-1}$).

A dimensão dos vórtices/meandros pode influenciar na distribuição de clorofila *a* na Bacia de Campos, sendo o vórtice de Cabo Frio mais “compacto”, enquanto a feição do Cabo de São Tomé abrange uma área maior latitudinalmente, ou seja, essa última feição teria maior capacidade de transportar em direção ao sul (parte central da Bacia de Campos) águas mais produtivas do que a feição de Cabo Frio (Vicente, 2012).

Segundo Vicente (2012), a distribuição dos valores de fluxo vertical na Bacia de Campos está ligada às feições de mesoescala (meandros e vórtices de Cabo Frio e Cabo de São Tomé), que propiciam o aumento de produtividade primária e o crescimento do microplâncton, aumentando assim o fluxo vertical.

Esses meandramentos/vórtices, através dos movimentos horizontais e verticais, propiciam o aumento da produção primária, induzindo o aumento de fluxo vertical da matéria orgânica particulada (CALADO, 2006; GARFIELD, 1990; SCHMID et al., 1995; VICENTE, 2012; PALÓCZY et al., 2013) e propiciando a chegada de fitodetritos até regiões mais profundas (VICENTE, 2012) (Figura 22).

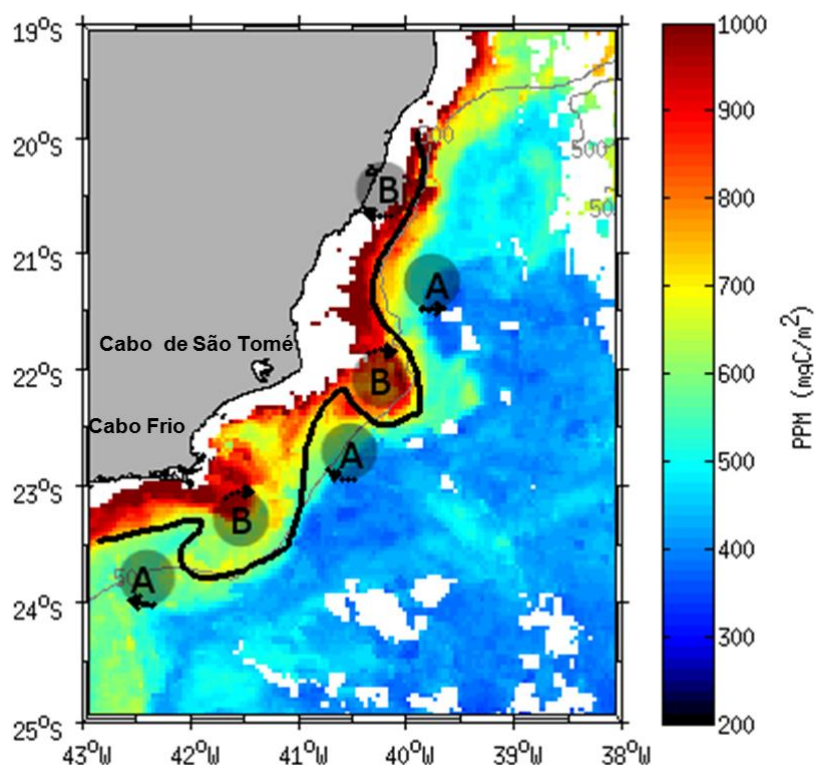


Figura 22: Esquema do trem de ondas gerado pelo meandramento da CB, imagem de valores médios de produção primária para a segunda semana do mês de maio de 2008. A letra “A” significa centro de alta pressão (núcleo quente com valores baixos de produção primária) e “B” baixa pressão (núcleo frio com valores maiores de produção primária) (de acordo com Vicente, 2012).

4. Materiais e métodos

O material de estudo consta de amostras de sedimento, coletadas em 34 estações oceanográficas, dispostas ao longo de 5 transectos e situadas aproximadamente entre as isóbatas de 400 m e 3000 m na Bacia de Campos. (Tabela 3, Figura 23). A coleta das amostras foi realizada entre janeiro e fevereiro de 2009, utilizando os navios *R/Y Gyre* e *Miss Emma McCall*.

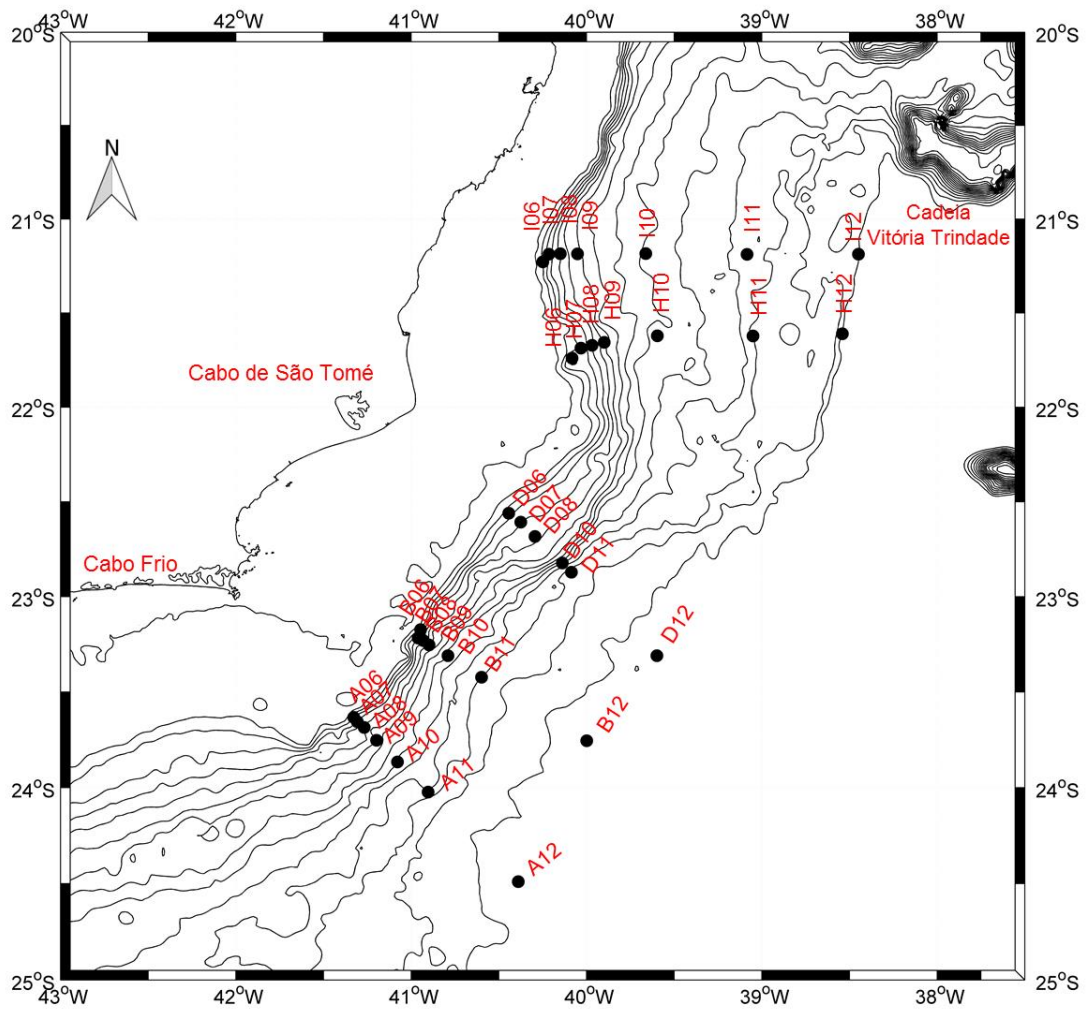


Figura 23: Localização da área de estudo e dos transectos A, B, C, D, F H, e I.

Tabela 3: Profundidade da coleta (Prof.) das amostras e coordenadas geográficas (Lat. e Long.) no datum SAD 69 das estações oceanográficas.

Estação	Prof. (m)	Lat. SAD69	Long. SAD69
A06	391	23° 37' 57,45" S	41° 19' 41,94" W
A07	699	23° 39' 19,74" S	41° 18' 28,37" W
A08	1018	23° 41' 7,81" S	41° 16' 4,71" W
A09	1319	23° 45' 8" S	41° 11' 51,63" W
A10	1898	23° 51' 57,32" S	41° 4' 43,59" W
A11	2493	24° 1' 24,02" S	40° 54' 13,93" W
A12	3035	24° 29' 22,2" S	40° 23' 23,15" W
B06	412	23° 10' 22,34" S	40° 56' 47,99" W
B07	738	23° 13' 1,32" S	40° 57' 37,73" W
B08	1001	23° 13' 48,72" S	40° 55' 53,56" W
B09	1229	23° 15' 11,48" S	40° 53' 53,3" W
B10	1900	23° 18' 35,47" S	40° 47' 27,37" W
B11	2492	23° 25' 19,51" S	40° 35' 57,71" W
B12	2424	23° 45' 18,41" S	39° 59' 57,98" W
D06	401	22° 33' 35,14" S	40° 26' 37,45" W
D07	696	22° 36' 25,3" S	40° 22' 30,55" W
D08	1010	22° 40' 56,63" S	40° 17' 37,62" W
D10	1921	22° 49' 21,4" S	40° 8' 17,23" W
D11	2492	22° 52' 14,94" S	40° 5' 9,95" W
D12	3016	23° 18' 34,54" S	39° 35' 55,68" W
H06	405	21° 44' 21,61" S	40° 4' 59,61" W
H07	701	21° 41' 12,28" S	40° 1' 56,35" W
H08	1006	21° 40' 16,83" S	39° 58' 6,14" W
H09	1302	21° 39' 19,88" S	39° 53' 57,32" W
H10	1900	21° 37' 14,58" S	39° 35' 45,49" W
H11	2434	21° 37' 17,75" S	39° 3' 2,51" W
H12	2953	21° 36' 35,85" S	38° 32' 26,26" W
I06	417	21° 13' 38,23" S	40° 14' 58,24" W
I07	682	21° 11' 12,17" S	40° 12' 51,84" W
I08	993	21° 11' 4,52" S	40° 8' 58,48" W
I09	1300	21° 11' 6,89" S	40° 3' 6,83" W
I10	1879	21° 11' 1,12" S	39° 39' 43,47" W
I11	2407	21° 11' 15,16" S	39° 5' 4,52" W
I12	3110	21° 11' 12,04" S	38° 26' 56,28" W

A coleta das amostras foi realizada utilizando um amostrador do tipo *box corer* de dimensões: 50cm x 50cm x 50cm (Figura 24a). O material coletado foi subamostrado em seções menores, utilizando caixas metálicas (10 cm x 10 cm x 50 cm) (Figura 24b). As seções sedimentares obtidas com essas caixas foram seccionadas em fatias com 2 cm de espessura (Figura 24c e d). No presente trabalho, somente as amostras do topo das seções sedimentares (intervalo de 0-2 cm de profundidade) foram analisadas.



Figura 24: Equipamento e procedimentos de coleta: a) *box core* utilizado na coleta; b) subamostrador com dimensões de 10 cm x 10 cm x 50 cm; c) fatiador da amostra coletada no subamostrador; e d) desenho esquemático da subamostragem (0-2 cm).

4.1 Amostras para análises microfaunísticas de foraminíferos bentônicos vivos

A bordo dos navios de coleta, as amostras de sedimento para análises microfaunísticas de foraminíferos bentônicos vivos foram imediatamente armazenadas em recipientes plásticos com solução de álcool 70%. No Laboratório de Bioindicadores Ambientais do Instituto Oceanográfico da USP (LBA-IOUSP), as amostras de sedimento úmido foram coradas com uma solução de Rosa de Bengala e álcool 70% por um período de aproximadamente 48 horas, a fim de auxiliar na identificação dos espécimes de foraminíferos bentônicos vivos (WALTON, 1952).

Alíquotas de 50 cm³ de sedimento das amostras coradas foram peneiradas a úmido em malhas >125 µm e entre 125-63 µm para facilitar a triagem dos organismos e abranger tanto os organismos oportunistas de pequena dimensão como também os adultos (MURRAY, 2006; SCHÖNFELD et al., 2012). Não foram utilizadas malhas <63 µm pois a comunidade de foraminíferos bentônicos é significativamente representada nas frações >63 µm (SCHRÖEDER et al., 1987; SCHMIEDL et al., 1997; SCHÖNFELD et al., 2012). Após o peneiramento a úmido, o material foi seco em estufa à temperatura máxima de 40°C por um período de aproximadamente 24 horas.

A triagem das testas de foraminíferos bentônicos vivos retidos nas

malhas referidas foi realizada sob estereomicroscópio (aumento máximo de 115 vezes). Em cada uma das frações foram triados todos os espécimes de foraminíferos bentônicos vivos. Os espécimes triados foram colocados em lâminas micropaleontológicas, quantificados e identificados.

A identificação das espécies de foraminíferos bentônicos foi realizada com base em literatura específica, tendo sido consultado o ficheiro Ellis e Messina (1940 et. seq.), assim como várias publicações, como, por exemplo, Boltovskoy et al. (1980), Morkhoven et al. (1986), Loeblich e Tappan (1988), Jones (1994), Barbosa (1998; 2002), Murray (2003), Martins e Gomes (2004), Kaminski e Gradstein (2005), Kaminski et al., (2008) e Kaminski e Cetean (2011).

Para a quantificação de espécimes de foraminíferos bentônicos tubulares vivos, foram estabelecidos critérios com base nos trabalhos de Harloff e Mackensen (1997), Heinz e Hemleben (2003) e Szarek et al. (2007, 2009). O método utilizado é descrito na seção seguinte.

4.1.1 Critérios utilizados para a quantificação dos foraminíferos bentônicos tubulares na Bacia de Campos

Para não superestimar a abundância dos foraminíferos bentônicos tubulares, decorrente de usuais fragmentações, alguns critérios foram estabelecidos com base no cálculo de densidade desses organismos.

Harloff e Mackensen (1997) e Heinz e Hemleben (2003) consideraram que um fragmento tubular equivale a 1/3 de um espécime encontrado. Szarek et al. (2007 e 2009) contabilizaram como um espécime: os fragmentos de foraminíferos tubulares com mais de 1000 µm; a soma dos fragmentos menores até que atingissem 1000 µm; ou os fragmentos que apresentavam prolóculo.

Como espécime de foraminífero bentônico tubular considerou-se a soma dos fragmentos (medidos segundo seu maior eixo, Figura 25) até que o tamanho aproximado estabelecido pela literatura para o gênero/espécie em análise fosse atingido. Sabe-se que o tamanho do espécime pode variar considerando os espécimes adultos ou não, ou mesmo pelas condições

ambientais propícias ao crescimento. Como não existem dados sobre os tamanhos dos foraminíferos bentônicos tubulares na região de estudo, para estimar um tamanho médio para cada gênero ou espécie utilizou-se medidas encontradas na literatura específica.

Os critérios foram estabelecidos para os seguintes gêneros e espécies descritos a seguir:

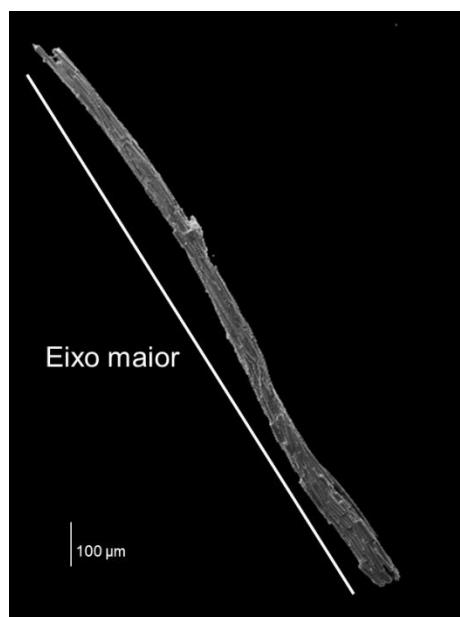


Figura 25: Exemplo de medida do tamanho da espécie *Marsipella dextrospiralis*, segundo seu eixo maior.

(0) gêneros *Botellina* Brady, 1881: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 25 mm, ou foram somados os fragmentos menores até que perfizessem 25 mm (estimativa de tamanho segundo Kaminski e Cetean, 2011).

(1) gêneros *Hyperammia* Brady, 1899 e *Saccorhiza* Eimer & Fickert, 1899: considerou-se como um espécime o fragmento que possuísse prolóculo (GOODAY, comunicação pessoal)³. Caso houvesse vários fragmentos e ne-

³ Informação fornecida por Gooday em 11/02/2010.

nhum prolóculo, os mesmos foram somados até que se atingissem 8 mm para *Saccorhiza* e 16 mm para *Hyperammia* (estimativas de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988 e Kaminski e Cetean, 2011).

(2) gêneros *Bathysiphon* G.O. & M. Sars, 1872 e *Rhabdammina* Carpenter, 1869: considerou-se como um espécime o fragmento que possuísse uma constrição anular (Gooday, comunicação pessoal)³. Caso houvesse vários fragmentos sem nenhuma constrição anular, os mesmos foram somados até que se atingisse 54,5 mm para *Bathysiphon* e 3 cm para *Rhabdammina* (estimativas de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988 e Gooday, 1997, respectivamente).

Para a espécie *Bathysiphon rusticus* de Folin, 1886, foi considerado o tamanho mínimo de 43 mm (GOODAY; HAAYNES, 1983).

Para a espécie *Rhabdammina linearis* Brady, 1879, foi considerado o tamanho de 8 mm (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005).

(3) gênero *Dendrophrya* T. S. Wright, 1861: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 6 mm, ou foram somados os fragmentos menores até que perfizessem 6 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988).

(4) gênero *Jaculella* Brady, 1879: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 12 mm, ou foram somados os fragmentos menores até que atingissem 12 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988, e Kaminski e Cetean, 2011).

(5) gênero *Marsipella* Norman, 1878: considerou-se como um espécime o fragmento que possuísse um afinamento na extremidade. Caso houvesse vários fragmentos sem nenhum afinamento na extremidade, somaram-se os mesmos até que atingissem 6 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988).

³ Informação fornecida por Gooday em 11/02/2010.

Para a espécie *Marsipella elongata* Norman, 1878, foi considerado o tamanho de 6 mm (KAMINSKI et al., 2008).

(6) gênero *Protobotellina* Heron-Allen & Earland, 1929: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 20 mm, ou foram somados os fragmentos menores até atingirem 20 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo FORAMINIFERA.EU [...], (2015)).

(7) gênero *Psammatodendron* Norman, em Brady, 1881: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 5 mm, ou foram somados os fragmentos menores até atingirem 5 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988).

Para a espécie *Psammatodendron arborescens* Norman, em Brady, 1881, foi considerado o tamanho de 5 mm (KAMINSKI et al., 2008).

(8) gênero *Psammosiphonella* Avnimelech, 1952: em geral, considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 54,5 mm, ou foram somados os fragmentos menores até que atingissem o referido comprimento. Essa referência de tamanho foi baseada no gênero *Bathysiphon* (segundo Loeblich e Tappan, 1988), dado que a espécie tipo descrita para o gênero *Psammosiphonella* foi a *Bathysiphon arenaceus* Cushman, 1927, atualmente considerada como gênero *Psammosiphonella*.

Para algumas espécies desse gênero foram considerados os seguintes tamanhos:

- *Psammosiphonella cylindrica* (Glaessner, 1937): 1,25 mm (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005).
- *Psammosiphonella discreta* (Brady, 1881): 0,55 mm (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005).

(9) gênero *Rhabdamminella* de Folin, 1887: considerou-se como um espécime os fragmentos com mais de 7 mm, ou foram somados os

fragmentos menores até que atingissem 7 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Loeblich e Tappan, 1988).

Para *Rhabdamminella prismaeginosa* de Folin, 1887 = *Marsipella cylindrica* Brady, em Tizard & Murray, 1882, foi considerado o tamanho de 6-7 mm (KAMINSKI et al., 2008).

(10) gênero *Rhizammina* Brady, 1879: no caso de ocorrência de um fragmento, contabilizou-se como um espécime. Caso ocorressem vários fragmentos, foram somados os mesmos até que atingissem 5 mm de comprimento (estimativa de tamanho segundo Gooday, 1997).

(11) espécie *Tolypammina vagans* (Brady, 1879): no caso de ocorrência de um fragmento, contabilizou-se como um espécime. Caso ocorressem vários fragmentos, foram somados os mesmos até que atingissem 5-12 mm de comprimento. (estimativa de tamanho segundo Kazmierczak, 1973).

4.1.2 Análises dos dados de foraminíferos bentônicos

Foram feitas análises exploratórias dos dados bióticos e abióticos e concluiu-se que a maioria dos dados não apresentou distribuição normal mesmo após sua transformação logarítmica (Teste de Shapiro-Wilk W). Assim, foram utilizadas análises não paramétricas.

As análises de agrupamento (*Cluster*) e de Escalonamento Multidimensional (*non metric Multidimensional Scaling*–nMDS) foram realizadas de acordo com a similaridade de Bray Curtis, modo *complete linkage* (máximo de dissimilaridade) para o *Cluster*, a partir de uma matriz de densidade das espécies de foraminíferos bentônicos mais representativos (frequências $\geq 3\%$ na amostra), transformado em raiz quadrada, utilizando o programa *Primer-E* ®(versão 6⁺). Segundo Parker e Arnold (1999), para se confirmar o agrupamento deve-se utilizar técnicas de quantificação ou comparação com outras análises multivariadas (e.g. *multidimensional scaling*).

Para determinar quais espécies de foraminíferos bentônicos que contribuíram para as dissimilaridades encontradas na análise nMDS, foi realizada a análise SIMPER (*similarity percentage breakdown*), utilizando a similaridade de Bray Curtis e o programa PAST (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

Os gráficos e tabelas realizados foram executados pelo programa Excel 2010 e os perfis elaborados no programa *Photoshop CS5.1*®.

4.1.3 Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)

Foram obtidas fotomicrografias pela técnica de MEV de alguns dos espécimes de foraminíferos bentônicos vivos identificados neste trabalho (Anexo 2). As fotomicrografias das espécies identificadas foram realizadas, no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura do Instituto de Geociências da Universidade de São Paulo, no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura do CENPES, no setor de Bioestratigrafia e Paleoecologia da PETROBRAS, e no Laboratório de Caracterização Tecnológica da Escola Politécnica da Universidade de São Paulo. As imagens das fotomicrografias foram editadas utilizando o programa *Adobe Photoshop CS5.1*® e *ImageJ*.

4.2 Carbono Orgânico Total no Sedimento (COT)

A análise de COT nos sedimentos foi realizada no Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UNF) e os dados foram cedidos pelo Prof. Dr. Carlos Rezende.

As amostras de sedimento superficial foram mantidas sob refrigeração até o início do processamento. Primeiramente, as amostras foram liofilizadas, maceradas, homogeneizadas, descarboxatadas através da acidificação da amostra ($\text{HCl} - 1\text{mol.l}^{-1}$) e depois secas em estufa ($60\text{ }^{\circ}\text{C}$) por 12h.

Para a determinação de COT foi utilizada uma alíquota de 10 mg de sedimento já processado e efetuada a análise em Analisador Elementar

CHNS/Perkin Elmer (2.400 Series II), que foi calibrado com o padrão marinho certificado (NIST 2702), com intervalo de confiança de 95%.

4.3 Granulometria

As análises granulométricas foram realizadas no Laboratório de Sedimentologia do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo (IOUSP), sob a coordenação do Prof. Dr. Michel Mahiques.

A análise granulométrica foi realizada no Malvern 2000 (difração a laser) em sedimento descarbonatado e sem matéria orgânica (McCAVE et al., 1995) para não superestimar o conteúdo de areia.

Os resultados da granulometria foram apresentados em porcentagem (%), calculados em intervalos de $\frac{1}{4}$ de phi (Φ), onde phi é definido por:

$$(\Phi) = -\log_2 d$$

Onde : d= diâmetro do sedimento em mm

A classificação foi obtida seguindo Folk e Ward (1957) utilizando o programa *Sysgran* versão 3.0.

Foi calculada a média do tamanho do *sortable silt* (10-63 μm), a qual foi utilizada como indicadora de intensidade de corrente de fundo (McCAVE et al., 1995; McCAVE, 2008).

4.4 Fluxo de matéria orgânica particulada

A análise de fluxo de matéria orgânica particulada foi calculada segundo Vicente (2012) e realizada pela SALT-SEA e LIMMO TECHNOLOGY.

Para estimativa do fluxo de matéria orgânica particulada foi utilizado o modelo empírico-mecanicista (Figura 26), que inclui nos cálculos a estrutura de tamanho do fitoplâncton e os minerais (sílica e carbonato) como lastro da MOP de origem fitoplanctônica. A velocidade de decantação das partículas utilizadas foi de 100 m.dia⁻¹. E os valores de MOP obtidos referem-se à base da camada eufótica (VICENTE, 2012).

Resumidamente, a metodologia segue o esquema abaixo:

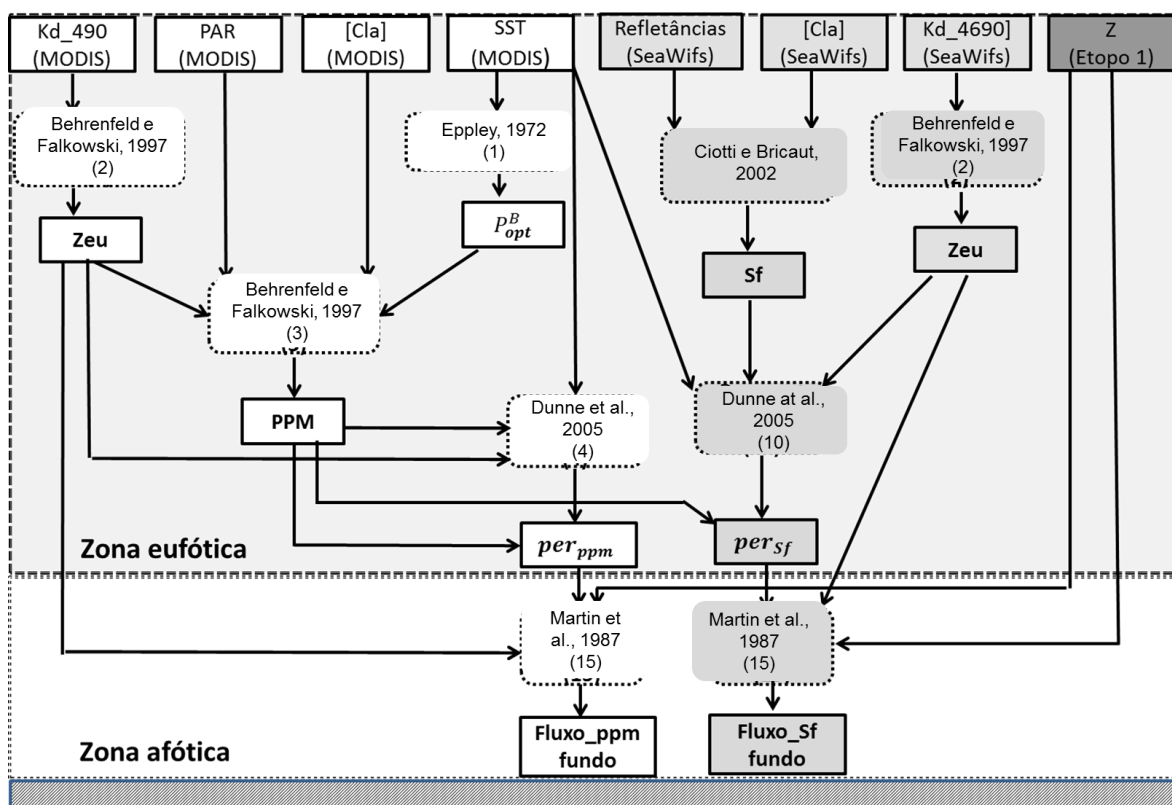


Figura 26: Fluxograma da metodologia para calcular o fluxo de matéria orgânica particulada. Os retângulos com arestas contínuas representam os dados de entrada/saída dos modelos, enquanto os retângulos com vértices arredondados e arestas pontilhadas indicam os modelos usados (VICENTE, 2012).

4.5 Concentração de clorofila a e feofitina a no sedimento

A análise da concentração de clorofila a e feofitina a nos sedimentos foi realizada no Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), e os dados foram cedidos pelo Prof. Dr. Rodolfo Paranhos.

Para a análise dos fitopigmentos (clorofila a e feofitina a), as amostras foram descongeladas e utilizadas alíquotas de 1 a 2 g de sedimento. Foram adicionados às alíquotas 10 mL de acetona 100% a 4 °C pelo período de 24 horas. As medições foram realizadas no espectrofotômetro UV-Vis Perkin-Elmer® Lambda 20 e no fluorímetro Turner Designs® TD-700.

A calibração dos aparelhos foi realizada com clorofila a pura (Sigma® C-6144) e o limite de detecção do ensaio foi de 0,02 µg.L⁻¹

4.6 Conteúdo de carbonato de cálcio

A análise do conteúdo de carbonato de cálcio nos sedimentos foi realizada no Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), e os dados foram cedidos pelo Prof. Dr. Carlos Rezende.

O conteúdo de carbonato de cálcio foi determinado por diferença de peso (inicial e final), após tratamento das amostras de sedimento com HCl 1,0 M (1 g: 20 mL) à temperatura ambiente. O conteúdo de carbonato foi calculado pela diferença entre o peso inicial e final da amostra após o tratamento descrito acima. A balança analítica utilizada tem precisão de ± 0,0001g. Os valores finais foram expressos em percentual (%) e a precisão obtida com três repetições, realizadas a cada 20 amostras. A variação entre as réplicas foi inferior a 10% e o limite de detecção igual a 0,1 %.

4.7 Marcadores moleculares da matéria orgânica do sedimento (ácidos graxos, álcoois e esteróis)

Para a caracterização do *pool* de matéria orgânica nos sedimentos foram realizadas análises de lipídeos marcadores (esteróis, álcoois e ácidos graxos) por espectrometria de massa CG/EM (esteróis e álcoois) e por cromatografia em fase gasosa acoplada a detector de ionização por chama (CG/DIC) (ácidos graxos), analisadas no Laboratório de Geoquímica Orgânica Marinha (LAGOM/UERJ), e cujos resultados foram cedidos pelo Prof. Dr. Renato S. Carreira.

Os dados de marcadores moleculares foram normalizados por COT (OLIVEIRA et al., 2012; CARREIRA et al., 2010).

4.8 Biomassa das bactérias

A análise de biomassa de bactérias nos sedimentos foi realizada no Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), e os dados foram cedidos pelo Prof. Dr. Rodolfo Paranhos.

As células procarióticas foram enumeradas por citometria em fluxo. A abundância bacteriana total nos sedimentos tratados foi determinada após a coloração dos ácidos nucléicos (DNA e RNA) com o fluorocromo Syto13 (Molecular Probes, ref. S-7575) a 2,5 μM . A concentração da solução padrão de esferas foi determinada por microscopia de epifluorescência. As amostras foram lidas no citômetro CyAn ADP (DakoCytomation). Para aquisição e processamento dos dados, foi empregado o programa Summit versão 4.3 (DakoCytomation). Vale ressaltar que todos os dados de abundância obtidos neste trabalho foram dimensionados como número de células ou bactérias por massa úmida de sedimento (padronizada como 1 g).

A abundância total de células procarióticas baseada na contagem de células coradas e esferas fluorescentes foi determinada pela fórmula: [(bactéria/ esferas {ambas contadas por citometria}) x esferas/ml {contadas por microscopia}].

A biomassa de bactérias foi calculada por um fator de conversão (20 10^{-15} g por célula (LEE; FUHRMAN, 1987).

4.9 Mapas

Os mapas foram elaborados no LBA-IOUSP. Os mapas com a localização das estações oceanográficas, distribuição dos dados abióticos e da Bacia de Campos foram realizados no programa *MatLab*® (versão R2009a), baseando-se no banco de dados Etopo 1 (Disponível em: http://www.ngdc.noaa.gov/mgg/gdas/gd_designagrid.html).

4.10 Análise de dados

Foi realizada uma correlação de Spearman no programa *Statistica*® (versão 10) a partir de dados de densidade das espécies de foraminíferos

bentônicos (frequências $\geq 3\%$ na amostra), COT, conteúdo de carbonato de cálcio, *sortable silt*, porcentagem de areia, concentração de fitopigmentos, fluxo vertical de matéria orgânica particulada e marcadores moleculares (fitoplâncton ou produtores primários; zooplâncton e/ou fauna; alóctone, plantas superiores ou derivado continental; bactéria), considerado-se o nível de significância $p < 0,05$.

Para o estabelecimento das variáveis que melhor explicam a distribuição dos foraminíferos bentônicos, foi realizada a análise BIOENV, aplicando o coeficiente de Spearman ponderado e utilizando o programa *Primer-E*® (versão 6⁺). Para a realização das matrizes de similaridade de Bray Curtis foram utilizados dados transformados por raiz quadrada (dados biológicos) e dados abióticos padronizados.

5. Resultados

5.1 Dados bióticos

5.1.1 Densidade de foraminíferos bentônicos corados

Os valores de densidade de foraminíferos bentônicos vivos ($>0,063$ mm) apresentaram tendência geral de diminuição das estações mais rasas rumo ao Platô de São Paulo (Tabela 4; Figura 27).

Os valores de densidade ($>63 \mu\text{m}$) variaram de 7 a 1388 (ind./50cm³). As maiores densidades de foraminíferos bentônicos vivos foram constatadas, em geral, nas estações mais rasas, nas estações H06 e H07, com 1388 e 938 ind./50cm³, respectivamente. As menores densidades foram encontradas nas estações mais profundas, nas estações A11 e B12, com valores entre 7 e 12 ind./50cm³, respectivamente.

Exceção a essa tendência de diminuição da densidade com a profundidade, no transecto B observa-se aumento da densidade conforme a profundidade (60-381 ind/50cm³, da menor profundidade para maior) até à estação B08 (1000 m de profundidade) e volta a diminuir seguindo a tendência geral de diminuição da densidade das estações mais rasas para as mais profundas (154-12 ind/50cm³, da menor profundidade para maior) (Figura 27). Observa-se também um aumento da densidade da estação D10 para D11 (de

19 para 92 ind./50 cm³; 2492 m de profundidade) e de I10 para I11 (de 42 para 54 ind./50 cm³; 2407 m de profundidade).

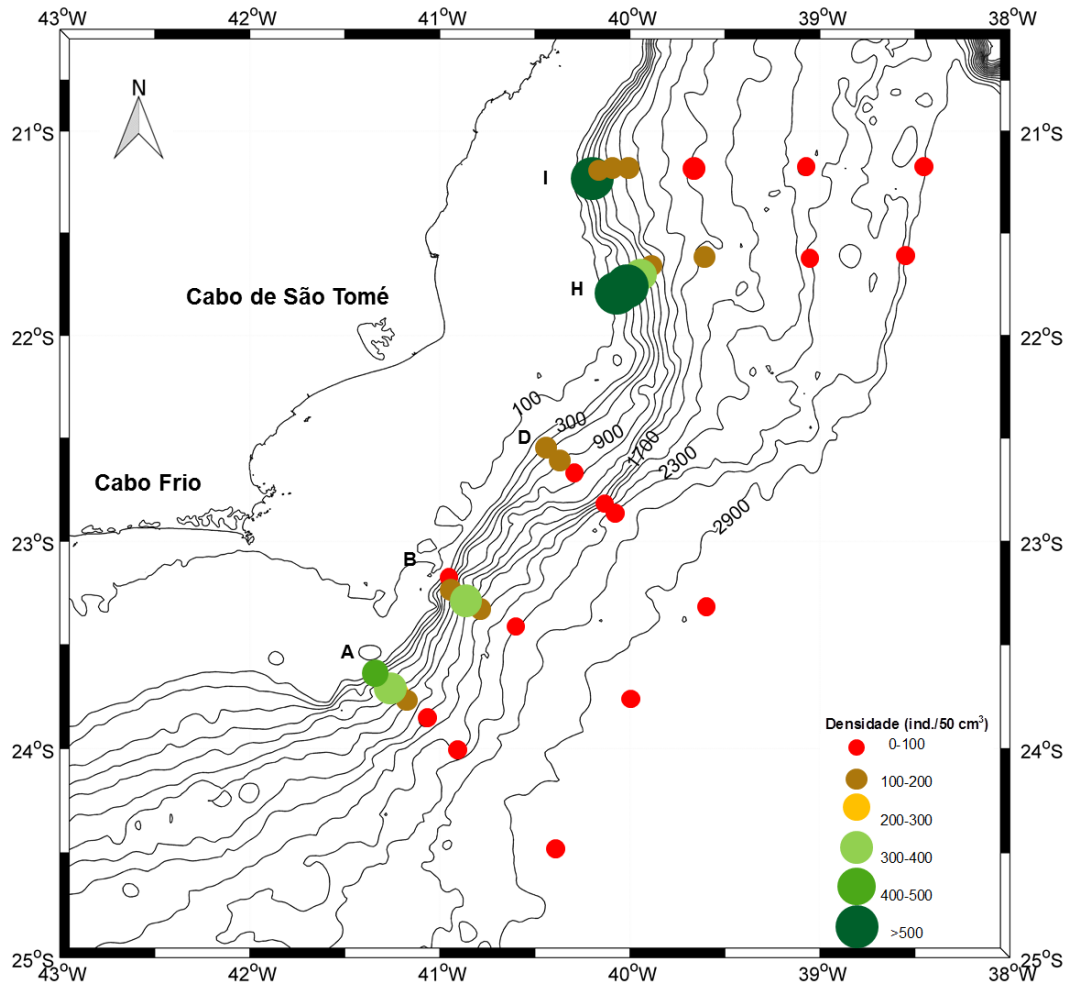


Figura 27: Distribuição dos valores de densidade de foraminíferos bentônicos vivos (>0,063 mm) nas estações oceanográficas ao longo dos transectos A, D, H e I, na Bacia de Campos.

Tabela 4: Densidade (ind./50cm³) dos foraminíferos bentônicos, na fração >0,063 mm, nas estações oceanográficas.

Estações	Profundidade (m)	Densidade (ind./50 cm³)
A06	391	423
A07	699	374
A08	1018	296
A09	1319	199
A10	1898	62
A11	2493	7
A12	3035	17
B06	412	60
B07	738	200
B08	1001	381
B09	1229	154
B10	1900	56
B11	2492	15
B12	2424	12
D06	401	130
D07	696	107
D08	1010	80
D10	1921	19
D11	2492	92
D12	3016	13
H06	405	1388
H07	701	939
H08	1006	352
H09	1302	177
H10	1900	133
H11	2434	28
H12	2953	25
I06	417	754
I07	682	115
I08	993	168
I09	1300	109
I10	1879	42
I11	2407	54
I12	3110	16

5.1.2 Composição específica (>0,063 mm)

Foram identificados um total de 603 espécies de foraminíferos bentônicos corados (Anexo 1).

Em geral, existe o predomínio de espécies calcárias hialinas (Subordem Rotaliina, 46% a 82%) nas isóbatas de 400 a 700 m. Entre as isóbatas de 1000 m e 1300 m, há um incremento na frequência da subordem Textulariina (50% a 79%) (Figura 28, Tabela 5). A partir de 1900 m de profundidade, há maior variabilidade na frequência das subordens, ocorrendo em geral o predomínio de espécimes da subordem Textulariina (47% a 88%), com exceção da estação I11 (22%). O predomínio de espécimes da subordem Miliolina só ocorreu na estação I11 (65%) (Figura 28, Tabela 5).

Das 603 espécies identificadas em toda a bacia, somente 251 apresentaram frequência maior que 3%. Dentre elas, as que apresentaram frequência mais alta foram: *Bolivina ordinaria* (48%) e *Glomospira gordialis* (37%).

As espécies consideradas mais abundantes em cada estação oceanográfica analisada estão representadas nas figuras 29 e 30 com suas respectivas porcentagens. Fotos em MEV de algumas das espécies identificadas neste estudo podem ser observadas no Anexo 2.

As espécies do gênero *Reophax* apresentaram, em geral, maiores porcentagens entre 1000 m e 1300 m (Figura 31), e mostraram-se ausentes nas maiores profundidades (estação D10, B12, B11, I12- 0%). Por sua vez, os foraminíferos tubulares mostraram maiores porcentagens entre 1900 m e 3000 m de profundidade, e menores valores nas estações mais rasas (D08, H06, I06, H07-1% a 5%).

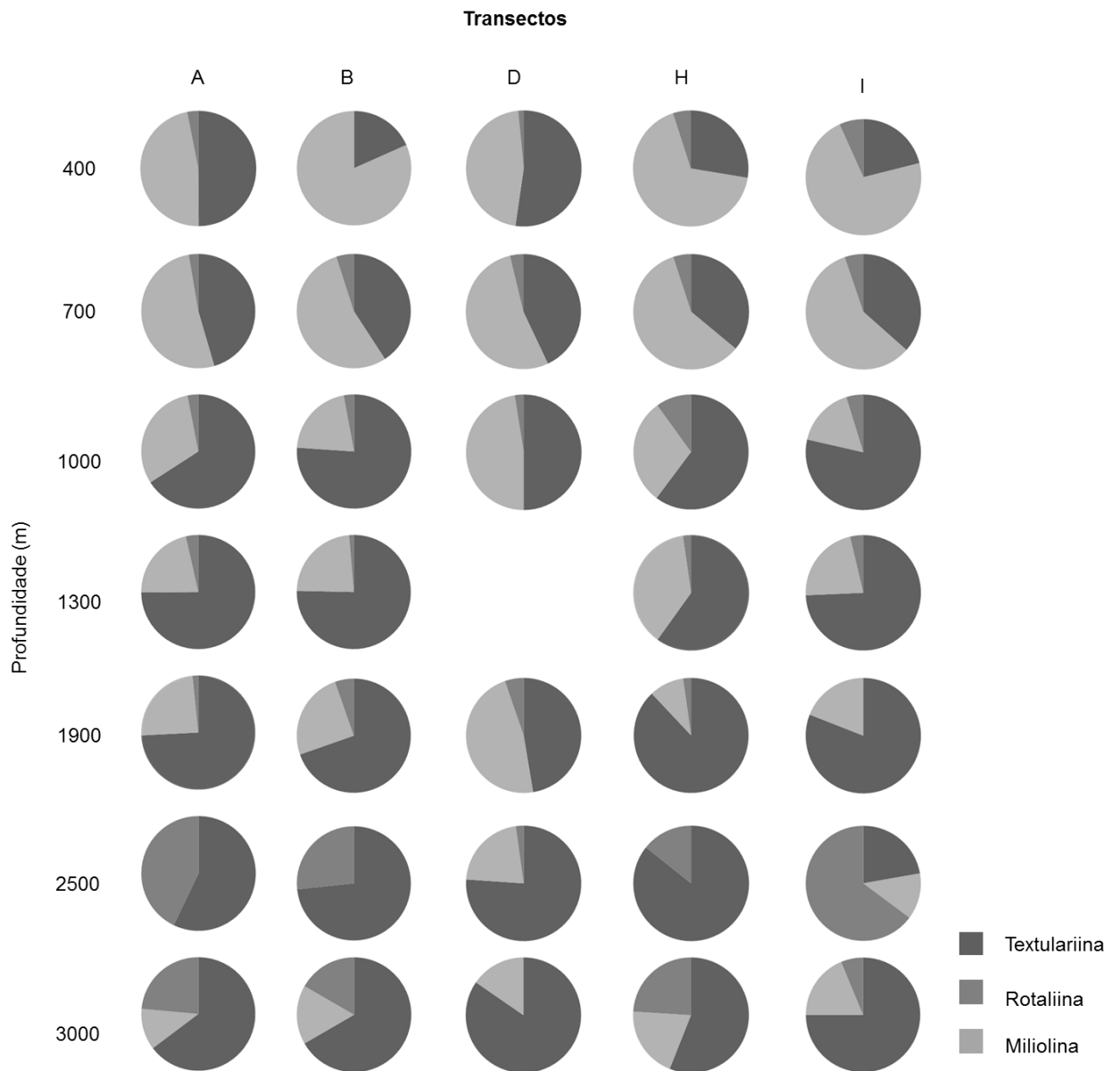


Figura 28: Distribuição da frequência de espécimes das subordens Rotaliina, Miliolina e Textulariina ao longo dos transectos A, B, D, H e I.

Tabela 5: Distribuição do percentual das testas quanto à composição da carapaça, forma tubular e do gênero *Reophax*.

Estações	Profund. (m)	Textulariina	Rotaliina	Miliolina	Tubular	<i>Reophax</i>
A06	391	50	47	3	6	13
A07	699	45	52	3	9	10
A08	1018	66	31	3	11	28
A09	1319	75	22	4	16	34
A10	1898	74	24	2	26	6
A11	2493	57	0	43	43	14
A12	3035	65	12	24	18	24
B06	412	18	82	0	8	3
B07	738	41	54	5	13	0
B08	1001	76	21	3	8	44
B09	1229	75	23	1	9	49
B10	1900	70	25	5	27	20
B11	2492	73	0	27	40	0
B12	2424	67	17	17	33	0
D06	401	52	46	2	7	5
D07	696	43	53	4	12	4
D08	1010	50	48	3	1	34
D10	1921	47	47	5	26	0
D11	2492	76	22	2	12	8
D12	3016	85	15	0	31	15
H06	405	28	67	5	1	4
H07	701	36	59	5	5	5
H08	1006	60	30	10	6	24
H09	1302	60	38	2	15	16
H10	1900	88	10	2	12	20
H11	2434	86	0	14	14	4
H12	2953	56	20	24	8	4
I06	417	21	72	7	3	5
I07	682	37	58	5	17	11
I08	993	79	17	5	9	42
I09	1300	74	22	4	11	45
I10	1879	81	19	0	19	43
I11	2407	22	13	65	6	2
I12	3110	75	19	6	13	0

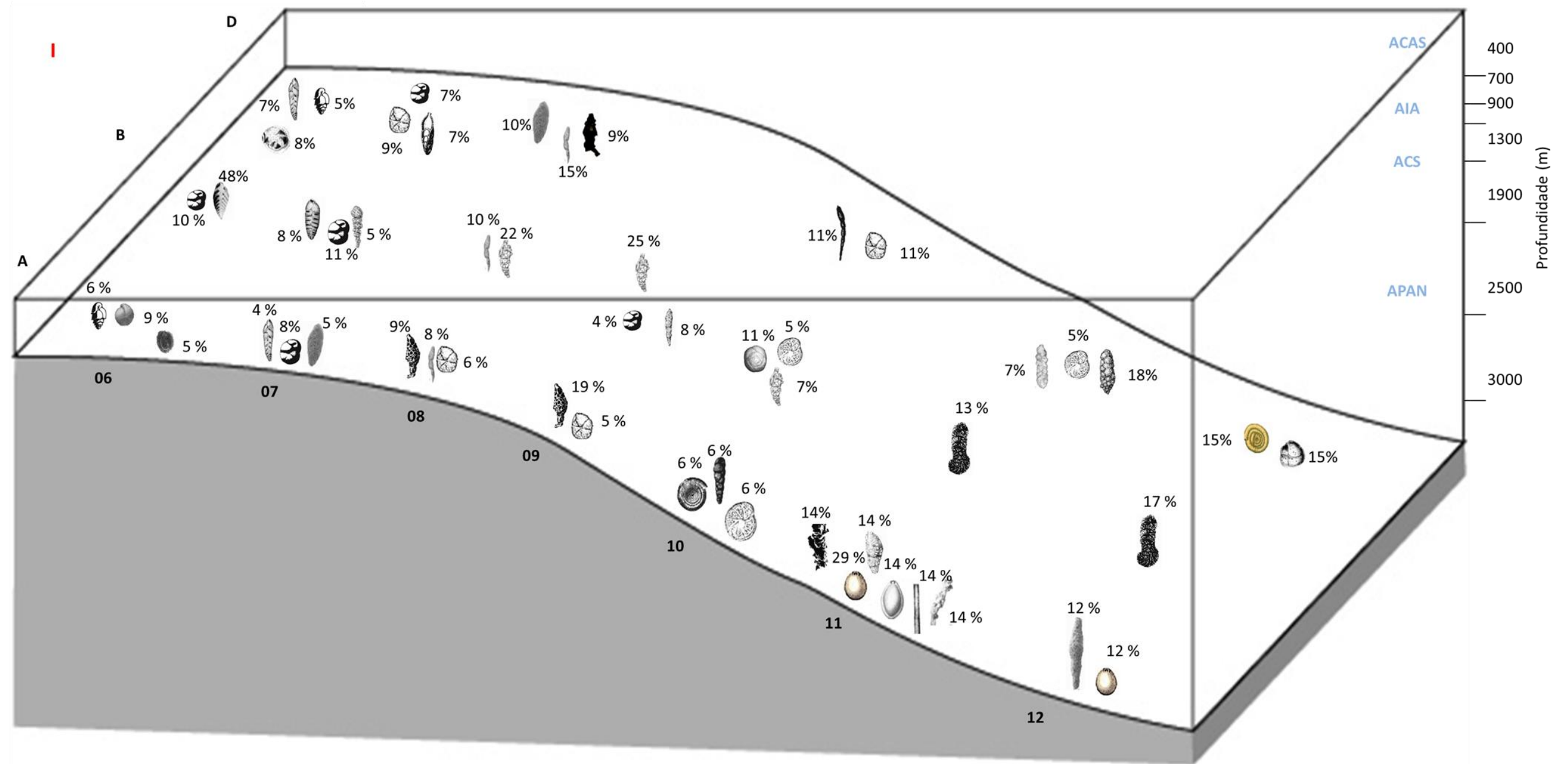


Figura 29: Perfil esquemático da distribuição das espécies de foraminíferos bentônicos vivos com maiores frequências, ao longo dos transectos A, B e D na Bacia de Campos.

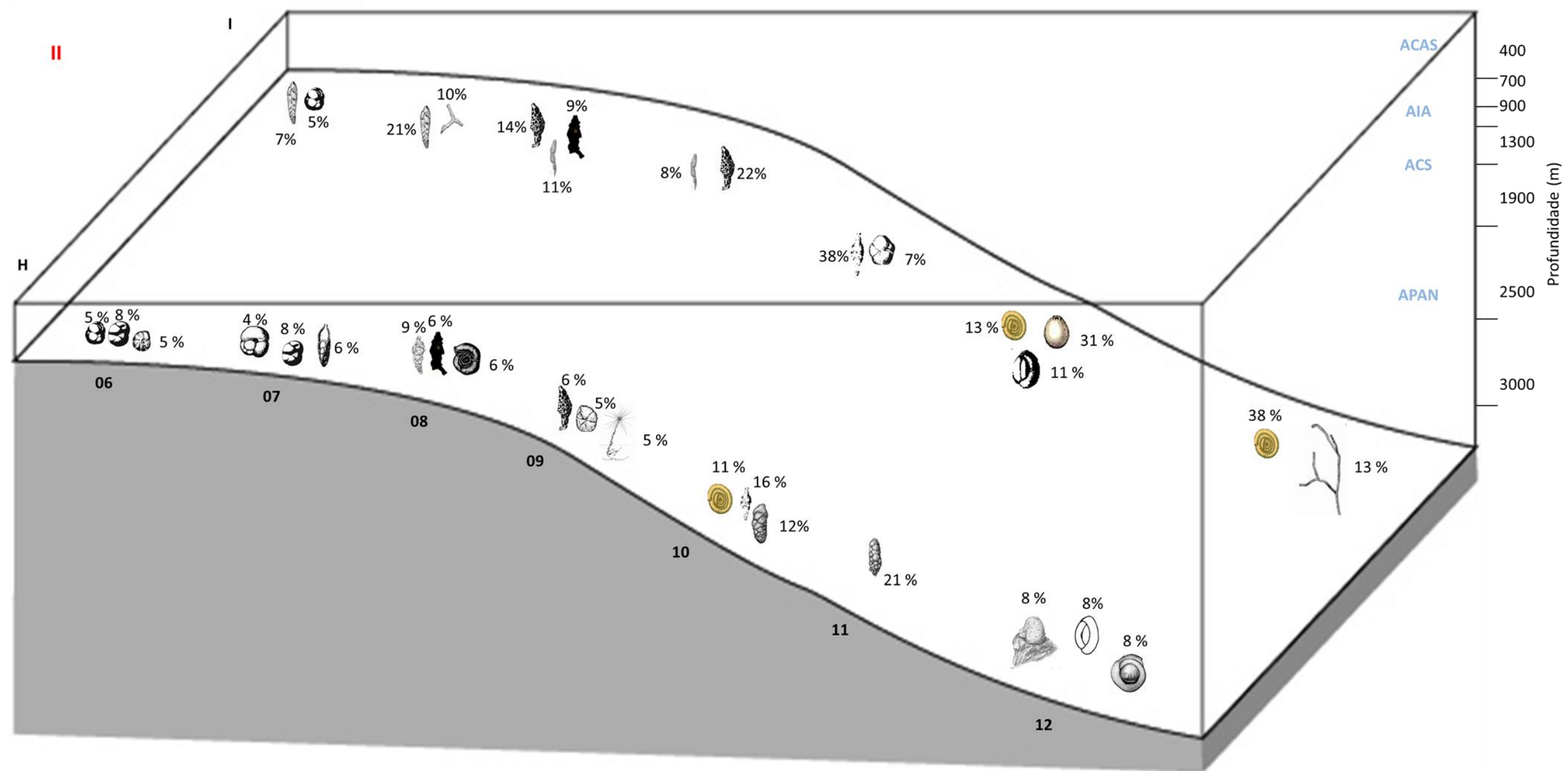
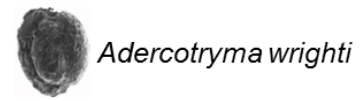


Figura 30: Continuação do perfil esquemático da distribuição das espécies de foraminíferos bentônicos vivos com maiores frequência, ao longo dos transectos, H e I na Bacia de Campos.

Legenda das espécies:



Adercotryma wrighti



Alabaminella weddellensis



Ammodiscus planorbis



Bathysiphon rufescens



Bolivina albatrossi



Bolivina ordinaria



Bolivina pacifica



Bolivina seminuda



Bulimina marginata



Crithionina mamilla



Cuneata arctica



Dendrophrya arborescens



Epistominella exigua



Epistomina elegans



Eratidus foliaceus



Gaudryina sp2.



Globocassidulina subglobosa



Globocassidulina minuta



Glomospira gordialis



Haplophragmoides quadratus



Hyperammina sp1.



Ioanella tumidula



Islandiella norcrossi



Karrerulina sp1.



Karrerulina sp2.



Marsipella arenaria



Gaudryina sp3.



Neoeponides sp1.



Nodellum membranaceum



Pyrgo williamsoni



Pyrgoella irregularis



Pullenia bulloides



Quinqueloculina seminulum



Reophax helenae



Reophax scorpiurus



Reophax fusiformis



Reophax subdentaliniformis



Reophax subfusiformis



Reophax spiculotestus



Reophax sp1.



Reophax dentaliniformis



Rhizammina algaeformis



Saccorhiza ramosa



Siphonina bradyana



Sphaeroidina bulloides



Trifarina bradyi



Triloculina selene



Trisegmentina compressa



Usbekistania charoides

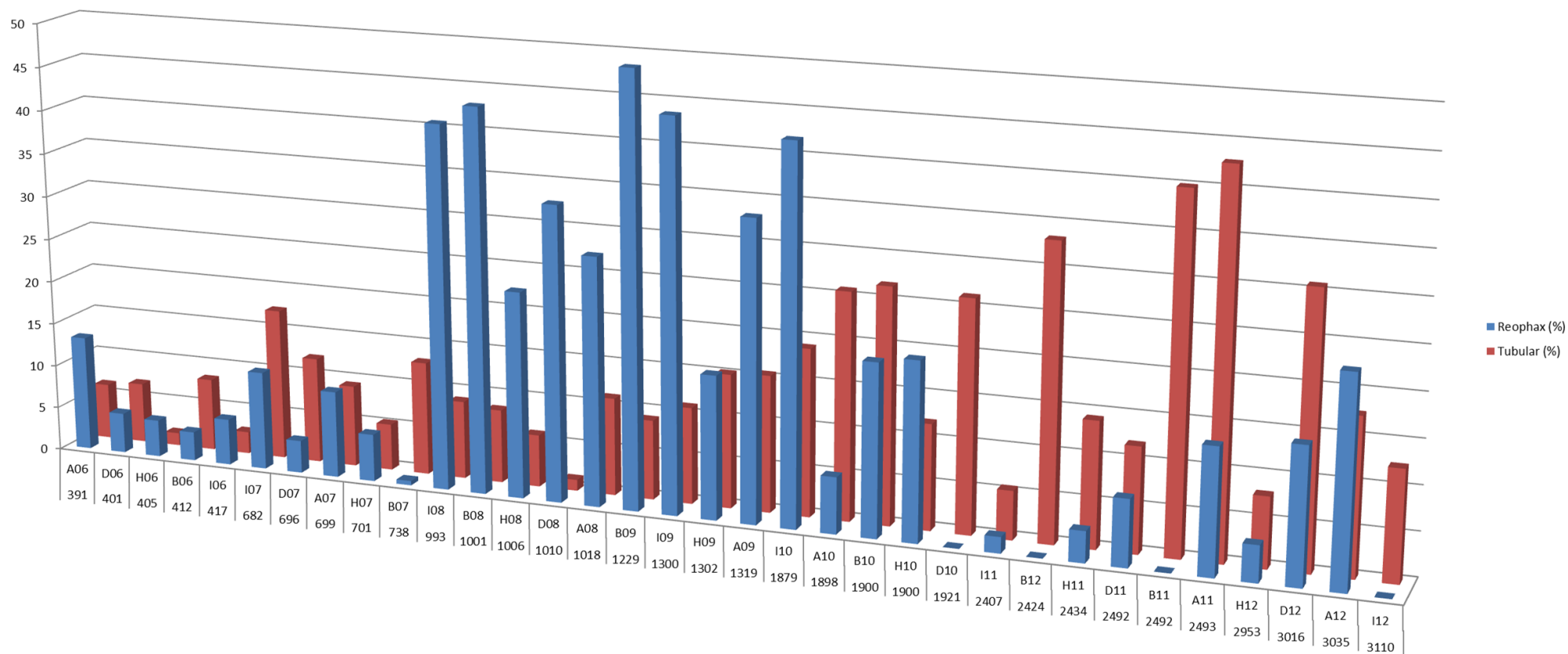


Figura 31: Distribuição das espécies tubulares (%) e o gênero *Reophax* (%) nos transectos A, B, C, D, H e I por profundidade (m).

5.1.3 Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o *microhabitat* e hábito alimentar.

As espécies identificadas foram classificadas de acordo com seu *microhabitat* (Anexo 3) e hábito alimentar (Anexo 4).

Observa-se um predomínio de espécies infaunais (57 %) e detritívoras (28,7%) na área de estudo (Tabelas 6 e 7).

Em geral, as espécies infaunais diminuem com o aumento da profundidade nos transectos A e B. Nos transectos D, H e I não apresentam padrão claro.

As maiores porcentagens de espécies infaunais foram observadas nas estações I06, I12 e B06 (86%, 75% e 72%, respectivamente) e ausentes nas estações A11, B11, D12 e H12.

As espécies detritívoras, em geral, diminuem com o aumento da profundidade nos transectos A e B. Nos transectos D, H e I não apresentam padrão claro.

As maiores porcentagens de espécies detritívoras (34%-63%) foram observadas nas estações mais rasas (400-700 m de profundidade) e mostraram-se ausentes nas estações A11, B11, D12 e H11.

Tabela 6: Porcentagem da classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o *microhabitat* nas estações oceanográficas, onde: Epifauna-infauna= classificação na literatura tanto como infauna como epifauna.

Microhabitat	Epifauna (%)	Infauna (%)	Epifauna-infauna (%)
A06	37	54	9
A07	33	58	10
A08	43	47	10
A09	37	56	7
A10	68	27	5
A11	86	14	0
A12	50	44	6
B06	17	72	12
B07	33	52	14
B08	29	44	27
B09	24	46	30
B10	61	32	7
B11	87	13	0
B12	75	25	0
D06	39	60	1
D07	50	41	9
D08	34	64	3
D10	47	53	0
D11	39	57	3
D12	38	54	8
H06	27	62	11
H07	40	49	11
H08	36	48	15
H09	47	47	7
H10	48	51	1
H11	44	52	4
H12	76	24	0
I06	7	86	7
I07	29	66	4
I08	29	65	6
I09	27	67	6
I10	36	64	0
I11	72	28	0
I12	25	75	0

Tabela 7: Porcentagem da classificação das espécies de foraminíferos bentônicos segundo o hábito alimentar, nas estações oceanográficas, onde: Dp= Depositívoros (%); Dt= Detritívoros (%); Dt-Dp= Detritívoros-Depositívoros (%); Dt-S-Dp= Detritívoros-Suspensívoros-Depositívoros (%); Dt-S= Detritívoros-suspensívoros (%); S-Dp= Suspensívoros-Depositívoros (%); H= Herbívoros (%); H-Dt-Dp= Herbívoros-Detritívoros-Depositívoros (%); O= Onívoros (%); S= Suspensívoros (%) e nc= não classificados.

Padrão alimentar	Dp (%)	Dt (%)	Dt-Dp (%)	Dt-S-Dp (%)	Dt-S(%)	H (%)	H-Dt-Dp (%)	nc (%)	O (%)	S (%)	S-Dp (%)
A06	8	40	24	1	3	1	3	4	0	7	10
A07	8	35	17	1	8	1	3	0	0	10	17
A08	11	24	33	3	5	1	2	0	0	13	10
A09	9	16	40	5	4	1	3	1	0	16	5
A10	22	16	11	4	4	5	2	0	0	27	9
A11	0	0	14	0	0	0	0	0	0	29	57
A12	0	6	25	19	0	0	6	0	0	13	31
B06	3	63	7	0	10	0	0	0	0	12	5
B07	13	35	5	3	12	0	6	1	0	15	10
B08	4	11	51	4	3	1	2	7	0	9	9
B09	7	11	52	2	4	2	2	0	0	10	9
B10	2	9	25	7	0	2	2	2	0	25	27
B11	20	0	0	13	0	0	7	0	0	33	27
B12	25	8	0	8	0	0	8	0	0	25	25
D06	20	34	11	3	1	0	2	1	3	8	17
D07	5	34	16	1	8	1	10	1	0	9	16
D08	6	27	35	0	0	0	10	1	0	9	12
D10	16	32	0	5	0	0	11	0	0	21	16
D11	34	15	18	4	3	3	0	1	0	13	8
D12	15	0	31	0	8	0	15	0	0	23	8
H06	5	41	7	4	8	1	7	0	0	12	15
H07	8	32	10	2	8	2	6	0	0	10	20
H08	12	20	30	3	3	3	3	2	0	8	15
H09	12	30	20	4	3	1	1	2	1	18	9
H10	37	5	33	3	0	0	1	2	0	13	6
H11	44	0	11	4	0	4	4	7	0	15	11
H12	19	5	14	10	0	0	19	0	0	14	19
I06	5	30	8	1	1	0	27	0	0	9	19
I07	2	35	12	3	3	0	11	1	0	21	14
I08	17	8	46	2	1	2	7	0	0	10	8
I09	9	12	52	2	0	0	3	0	0	13	9
I10	17	2	43	2	0	0	0	2	0	17	17
I11	15	17	2	0	0	0	9	0	0	11	46
I12	44	6	0	13	0	0	0	0	0	19	19

5.1.4 Análise de agrupamento, ordenação e SIMPER

A análise de ordenação nMDS e agrupamento mostrou similaridade entre as estações: I06, B06 A6, H06, B07, D6, A07, H07, I7, B 08, B09, H08, A08, D07, H09, A09, I09, I08, D08 e D10, localizadas no talude superior, médio e inferior (Grupo I: profundidades de 700 m a 1300 m); A10, A11, A12, B10, B11, B12, D10, D11, D12, H10, H11, H12, localizadas no talude inferior e Platô de São Paulo (Grupo II: profundidades de 1900 m a 3000 m) e; I10, I11, I12 localizadas no Platô de São Paulo (Grupo III: profundidades de 1900 m a 3000 m) (Figura 32).

Segundo a análise da SIMPER, a dissimilaridade entre os grupos gerados através do agrupamento e da ordenação (Grupo I, II e III) foi de 92,22% (Anexo 7). As espécies que mais contribuíram para a dissimilaridade entre os grupos foram: *Reophax subfusiformis* (4,14%), *Reophax scorpiurus* (3,92%) e *Globocassidulina subglobosa* (3,44%) (Anexo 7).

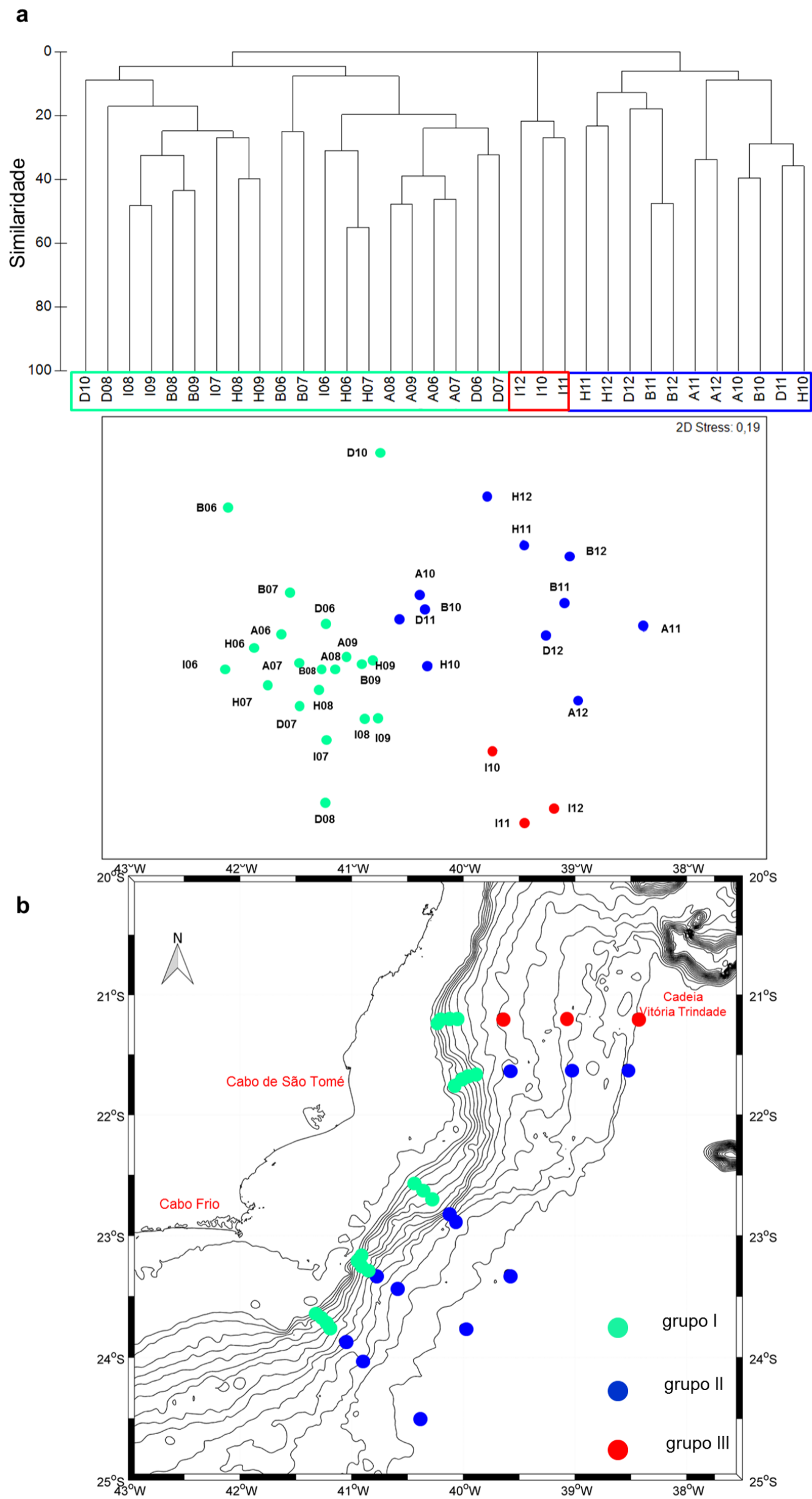


Figura 32: a) Análise de ordenação (nMDS) das estações oceanográficas em função da abundância das espécies de foraminíferos bentônicos. Stress igual a 0,19. b) Localização dos grupos na área de estudo.

5.2 Dados abióticos

5.2.1 Granulometria dos sedimentos

As porcentagens das classes granulométricas dos sedimentos coletados na área de estudo estão apresentadas na Tabela 8.

A distribuição da porcentagem de areia seguiu uma diminuição conforme o aumento da profundidade no transecto A (Figura 33). No transecto B, a porcentagem de areia variou entre 7 e 14% em todas as profundidades. O transecto D apresentou altos valores nas estações D07, D10, D11 e D12 (31%, 16%, 22% e 21%, respectivamente). Nas radiais H e I, observou-se maiores porcentagens de areia nas regiões mais rasas, H06, H07, I06 e I07 (35%, 24%, 17% e 19%, respectivamente), e nas mais profundas, H12 e I12 (88% e 21%, respectivamente).

De maneira geral, o sedimento do talude e Platô de São Paulo da Bacia de Campos é composto principalmente de lama. As menores porcentagens de lama foram observadas nas estações H12 (12%), e a maior porcentagem (96%) na estação A12.

Notou-se o predomínio de silte (70-80%) em toda área de estudo (Figura 34). Os maiores valores de silte ocorreram ao longo do transecto B. As estações H12, D07 e H06 (9, 50 e 59%, respectivamente) apresentaram as menores porcentagens de silte.

Altos valores de silte ocorreram ao longo dos transectos H e I (Figura 34). As estações que apresentaram menores porcentagens de silte (2-10%) foram I12, H12, H06, D06, D08, B07, B08, B09, A06, A07, A08, A09 e A10.

Os sedimentos do talude e Platô de São Paulo da Bacia de Campos, em geral, são classificados como silte médio e pobremente selecionado (Tabela 9). Os menores diâmetros médios foram localizados nas estações H12 (21 Φ), e os maiores (6,5 Φ) nas estações A12 e H11 (Tabela 8).

Os valores de *sortable silt* (SS) podem ser observados na Tabela 8 e Figura 35. Os maiores valores obtidos de *sortable silt* ocorrem nas estações do talude médio, inferior, e os menores valores no talude superior e Platô de São Paulo. Os maiores valores de *sortable silt* ocorreram nas estações A12 (5,9 Φ), I08 (5,9 Φ), B11(5,80 Φ), I09 (5,8 Φ), I11(5,8 Φ) e B10 (5,8 Φ), e os menores

nas estações D12 (5,3 Φ), D07 (5,4 Φ), H12 (5,4 Φ), A08 (5,6 Φ) e H06 (5,6 Φ) (Figura 35).

Os valores de porcentagem de argila podem ser observados na Tabela 9 e Figura 36. Os maiores e os menores valores obtidos de argila ocorrem nas estações tanto do talude médio-inferior como do Platô de São Paulo. Os maiores valores de argila ocorreram nas estações H11 (22%), H08 (19%), D12 (19%) e A12 (17%) e os menores nas estações H12 (2%), I12 (7%), H06 (7%), B09 (7%), B08 (7%) e D08 (7%) (Figura 36).

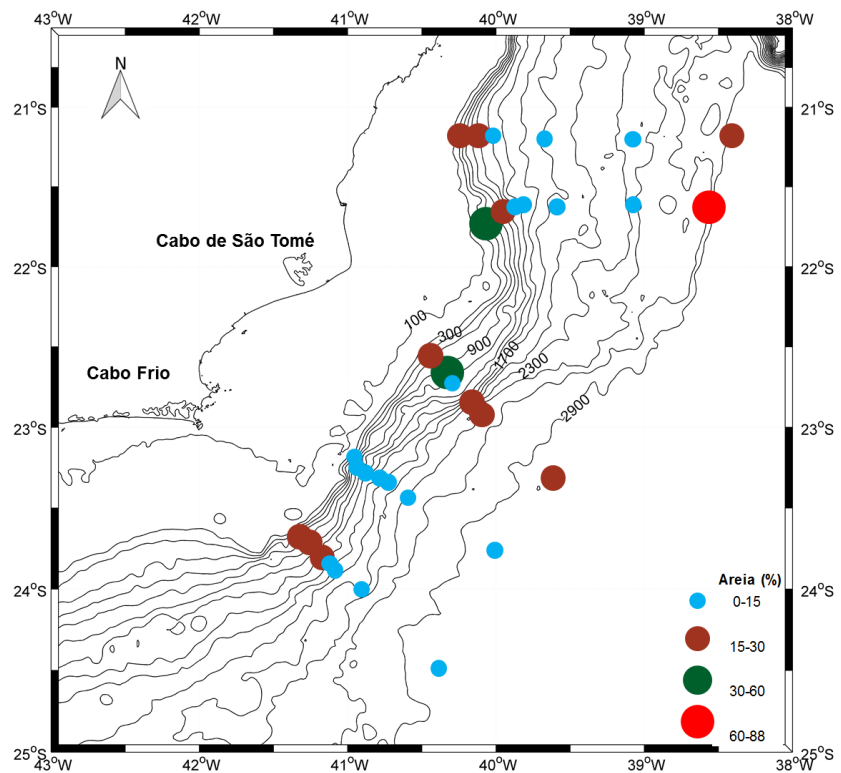


Figura 33: Porcentagem de areia nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.

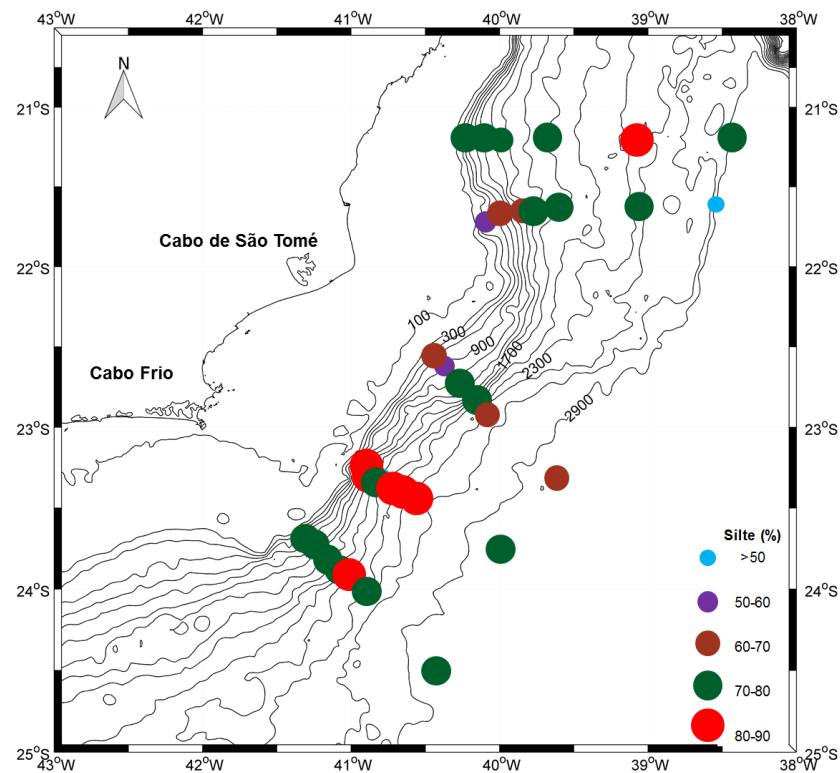


Figura 34: Porcentagem de silte nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.

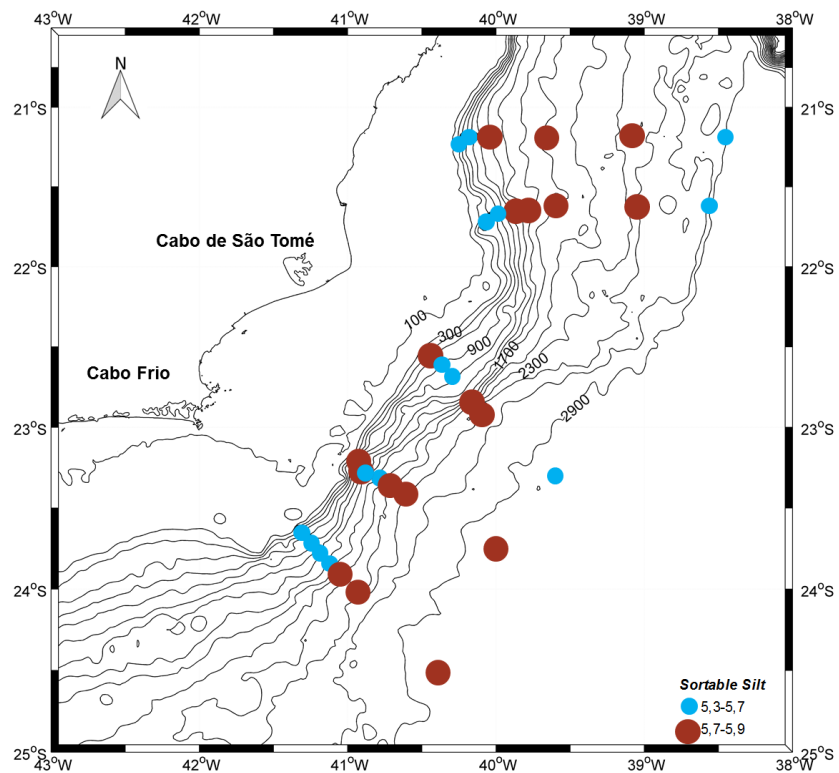


Figura 35: Distribuição do *sortable silt* (Φ) na área de estudo (transectos A, B, D, H e I).

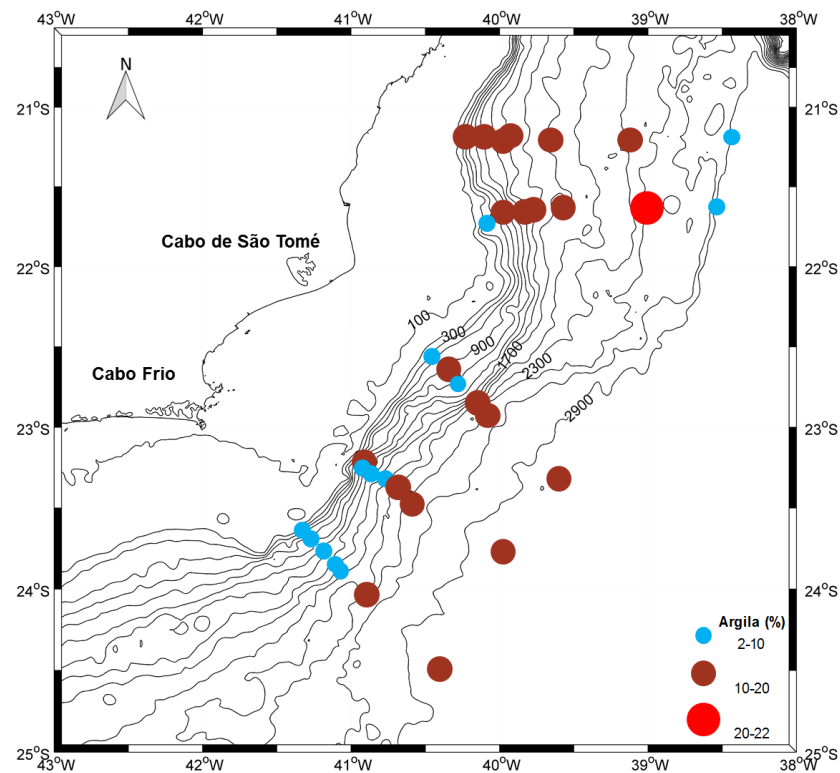


Figura 36: Porcentagem de argila nas estações oceanográficas, nos transectos A, B, D, H e I.

Tabela 8: Parâmetros sedimentológicos e classificação dos sedimentos na área de estudo.

Estação	Prof. (m)	Areia (%)	Silte (%)	Argila (%)	Diâmetro médio	Classificação	Seleção	Sortable Silt Φ
A06	391	22	70	8	5,5	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
A07	699	19	74	8	5,6	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,6
A08	1018	18	74	8	5,6	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,6
A09	1319	14	78	8	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
A10	1898	9	82	10	6,0	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,7
A11	2493	10	77	13	6,1	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,7
A12	3035	4	79	17	6,5	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,9
B06	412	10	81	10	6,0	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
B07	738	12	81	8	5,8	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
B08	1001	14	79	7	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
B09	1229	13	80	7	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
B10	1900	8	81	11	6,1	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,8
B11	2492	7	83	10	6,2	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,8
B12	2424	10	78	12	6,0	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,7
D06	401	26	66	8	5,5	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
D07	696	34	50	16	5,3	Silte médio	Muito pobrememente selecionado	5,4
D08	1010	13	79	7	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
D10	1921	16	73	11	5,8	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
D11	2492	22	68	11	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
D12	3016	21	60	19	5,8	Silte médio	Muito pobrememente selecionado	5,3
H06	405	34	59	7	5,2	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,6
H07	701	24	61	15	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,6
H08	1006	14	67	19	6,2	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,7
H09	1302	15	71	14	6,0	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
H10	1900	11	75	14	6,1	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,8
H11	2434	7	71	22	6,5	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,7
H12	2953	88	9	2	2,1	Areia fina	Pobrememente selecionado	5,4
I06	417	17	73	10	5,8	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
I07	682	19	70	11	5,7	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
I08	993	9	77	14	6,3	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,9
I09	1300	12	75	13	6,1	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,8
I10	1879	13	74	13	6,0	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7
I11	2407	9	80	11	6,1	Silte fino	Pobrememente selecionado	5,8
I12	3110	21	73	7	5,5	Silte médio	Pobrememente selecionado	5,7

5.2.2 Fluxo de matéria orgânica particulada

O valor de fluxo de matéria orgânica particulada calculado para cada estação pode ser observado na Tabela 9. Observou-se tendência de diminuição do fluxo de matéria orgânica particulada rumo às estações mais profundas (Figura 37). As estações que apresentaram maiores valores de fluxo de matéria orgânica particulada foram H06 e B06 (90,7 e 78,5 mgC.m⁻².dia⁻¹, respectivamente), enquanto que o menor fluxo de matéria orgânica particulada foi encontrado nas estações I12 e H12 (8,5 e 8,6 mgC.m⁻².dia⁻¹, respectivamente).

Tabela 9: Fluxo de matéria orgânica particulada ($\text{mgC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{dia}^{-1}$) calculado para as estações oceanográficas.

Estação	Profundidade (m)	Fluxo ($\text{mgC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{dia}^{-1}$)
A06	391	38,3
A07	699	38,3
A08	1018	25,4
A09	1319	19,1
A10	1898	12,7
A11	2493	10,8
A12	3035	9,3
B06	412	78,5
B07	738	36,9
B08	1001	22,1
B09	1229	18,2
B10	1900	11,1
B11	2492	9,6
B12	2424	9
D06	401	33,1
D07	696	20,3
D08	1010	18,2
D10	1921	10
D11	2492	11,4
D12	3016	9,9
H06	405	90,7
H07	701	44,4
H08	1006	42,9
H09	1302	21,3
H10	1900	21,6
H11	2434	10
H12	2953	8,6
I06	417	60,7
I07	682	30,6
I08	993	20,7
I09	1300	17,6
I10	1879	11,9
I11	2407	9,1
I12	3110	8,5

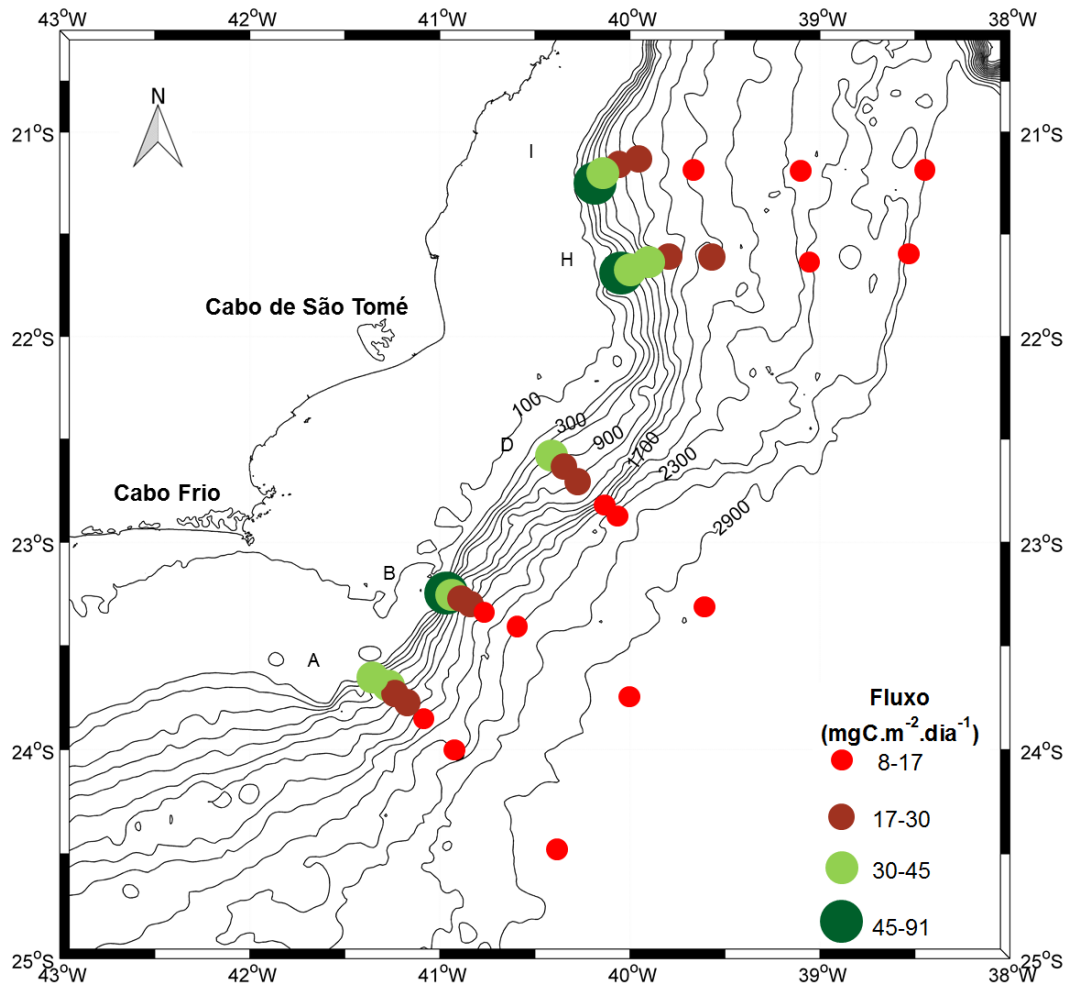


Figura 37: Distribuição dos valores obtidos de fluxo de matéria orgânica particulada calculados para cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.

5.2.3 Concentração de clorofila + feofitina no sedimento (total de fitopigmentos)

Os valores de concentração de clorofila a + feofitina a no sedimento obtida para cada estação oceanográfica podem ser observados na Tabela 10 e Figura 38.

Observou-se tendência de diminuição nos valores de concentração de fitopigmentos rumo às estações mais profundas. As estações que apresentaram maiores concentrações de clorofila *a* + feofitina *a* foram as estações B07, I06 e B06 (10,19; 8,52 e 5,92 $\mu\text{g.g}^{-1}$, respectivamente), enquanto nas estações H12 e I12 foram observadas as menores concentrações de fitopigmentos (0,05 e 0,08 $\mu\text{g.g}^{-1}$, respectivamente).

Tabela 10: Valores de concentração de clorofila *a* + feofitina *a* ($\mu\text{g.g}^{-1}$) obtidos para as estações oceanográficas.

Estações	Profundidade (m)	clorofila+feofitina ($\mu\text{g.g}^{-1}$)
A06	391	4,03
A07	699	3,83
A08	1018	3,65
A09	1319	2,69
A10	1898	0,57
A11	2493	0,17
A12	3035	0,15
B06	412	5,92
B07	738	10,19
B08	1001	4,78
B09	1229	3,16
B10	1900	1,02
B11	2492	0,26
B12	2424	0,1
D06	401	2,44
D07	696	1,66
D08	1010	3,48
D10	1921	0,78
D11	2492	0,62
D12	3016	0,19
H06	405	3,04
H07	701	3,24
H08	1006	2,71
H09	1302	1,41
H10	1900	0,51
H11	2434	0,16
H12	2953	0,05
I06	417	8,52
I07	682	3,82
I08	993	2,22
I09	1300	2,44
I10	1879	0,49
I11	2407	0,18
I12	3110	0,08

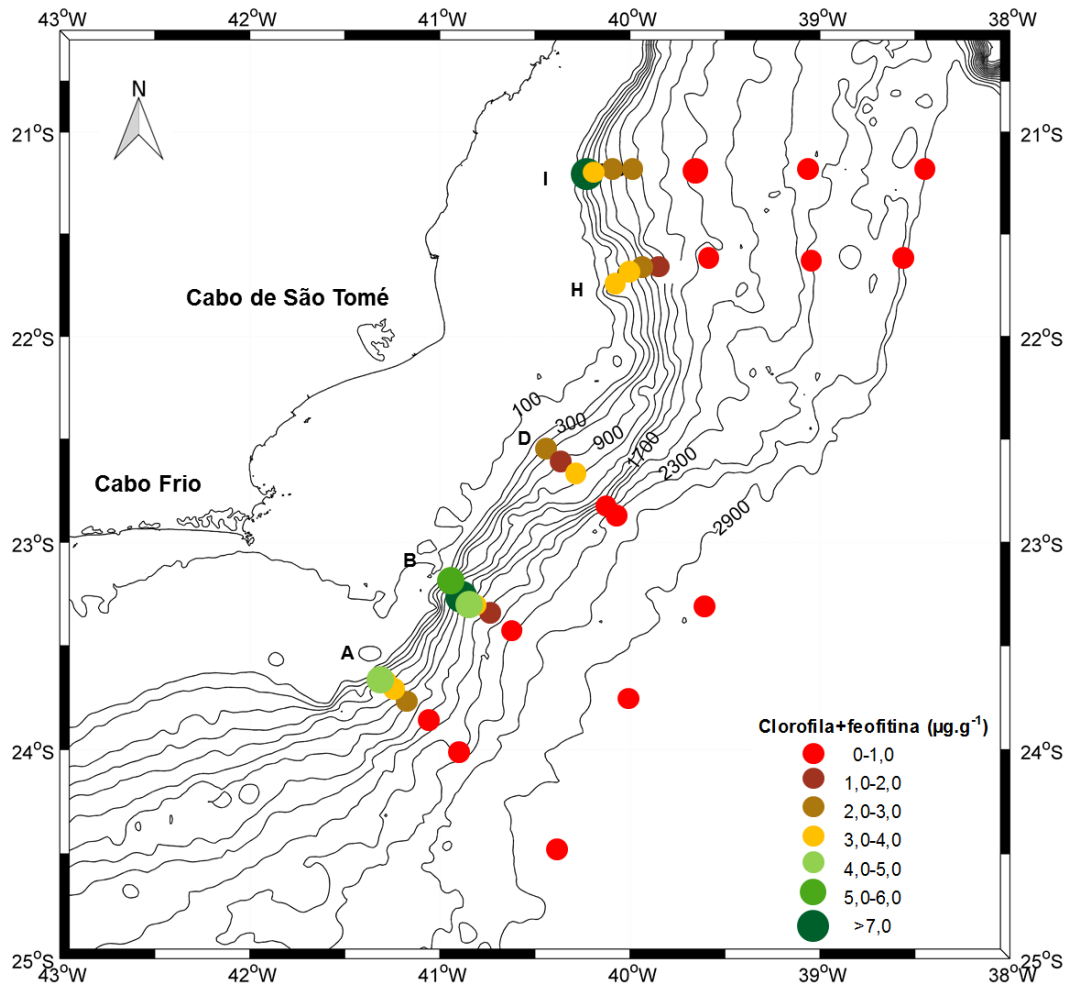


Figura 38: Distribuição dos valores de concentração de clorofila a + feofitina a ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.

5.2.4 Teor de carbonato de cálcio

As porcentagens de carbonato de cálcio nos sedimentos são apresentadas na Tabela 11 e Figura 39.

A distribuição da porcentagem de carbonato de cálcio em geral seguiu o padrão de aumento conforme a profundidade (Tabela 11 e Figura 39). As maiores porcentagens foram encontradas nas estações do talude inferior e Platô de São Paulo (I11 e I12; 78% e 84%, respectivamente), e as menores

foram observadas nas estações do talude inferior B09 (29%), A07 (31%), B06 (31%), A08 (31%) e B07 (31%).

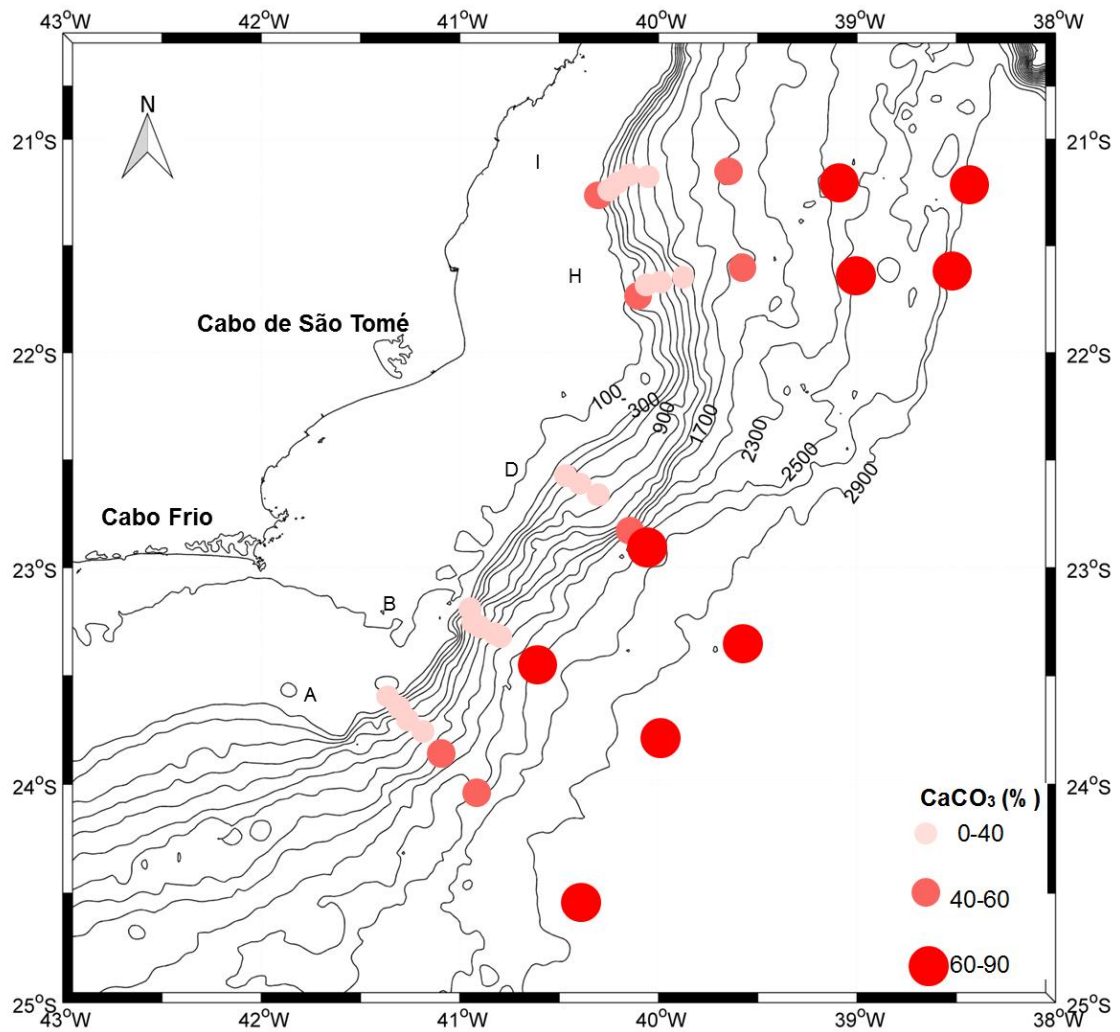


Figura 39: Distribuição dos valores de carbonato de cálcio (%) em cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.

Tabela 11: Valores de carbonato de cálcio (%) nas estações oceanográficas.

Estações	Prof. (m)	CaCO₃ (%)
A06	391	36
A07	699	31
A08	1018	31
A09	1319	32
A10	1898	43
A11	2493	57
A12	3035	71
B06	412	31
B07	738	31
B08	1001	33
B09	1229	29
B10	1900	39
B11	2492	59
B12	2424	69
D06	401	36
D07	696	33
D08	1010	35
D10	1921	51
D11	2492	66
D12	3016	73
H06	405	47
H07	701	39
H08	1006	37
H09	1302	36
H10	1900	53
H11	2434	74
H12	2953	73
I06	417	44
I07	682	39
I08	993	37
I09	1300	35
I10	1879	51
I11	2407	78
I12	3110	84

5.2.5 Carbono orgânico total no sedimento

As porcentagens de carbono orgânico total nos sedimentos são apresentadas na Tabela 12 e Figura 40.

A distribuição da porcentagem de carbono orgânico total diminuiu, em geral, conforme a profundidade. As maiores porcentagens foram encontradas nas estações do talude superior, B07 e I06 (2,1% e 1,88%, respectivamente) e as menores nas estações do talude inferior e Platô de São Paulo, H12 e I12 (0,25 e 0,27, respectivamente). Em discordância com o padrão de diminuição conforme a profundidade, as estações A06 e H06 apresentaram valores inferiores a 1% (0,68% e 0,83%, respectivamente), semelhantes aos valores observados para o talude inferior e Platô de São Paulo. Por sua vez, a estação B10, localizada no talude inferior, apresentou valor superior a 1%, semelhante aos valores constatados nas estações mais rasas.

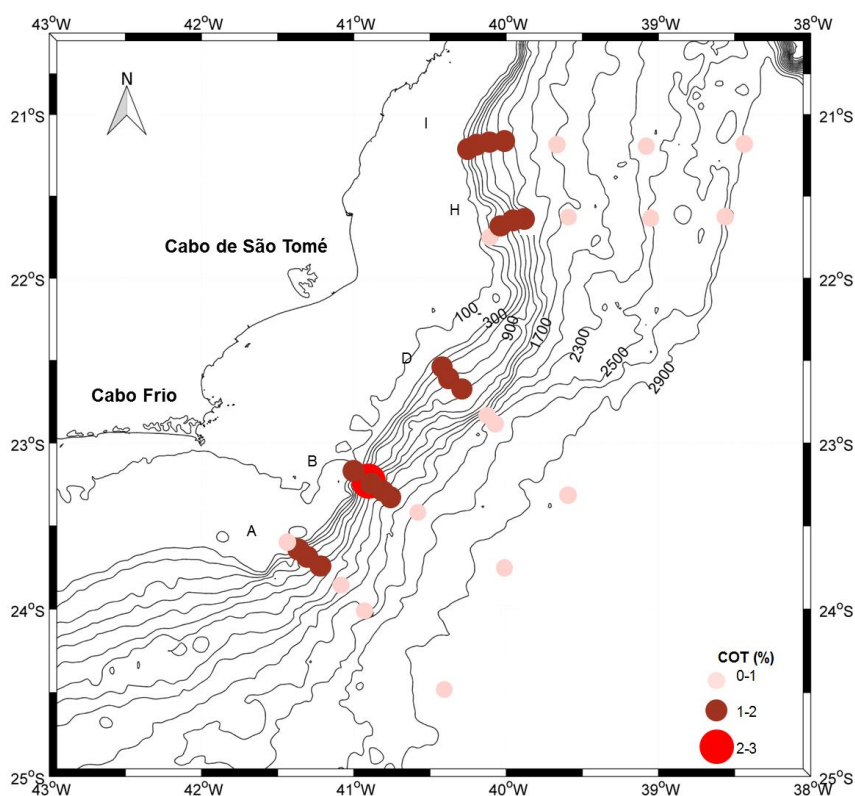


Figura 40: Distribuição dos valores de carbono orgânico total em cada estação oceanográfica nos transectos A, B, D, H e I.

Tabela 12: Valores de carbonato de cálcio e carbono orgânico total no sedimento (%) e classificação dos sedimentos segundo Figueiredo Jr. (2015) nas estações oceanográficas.

Estações	Prof. (m)	COT (%)
A06	391	0,68
A07	699	1,61
A08	1018	1,45
A09	1319	1,1
A10	1898	0,96
A11	2493	0,7
A12	3035	0,47
B06	412	1,84
B07	738	2,1
B08	1001	1,69
B09	1229	1,62
B10	1900	1,39
B11	2492	0,76
B12	2424	0,46
D06	401	1,02
D07	696	1,23
D08	1010	1,58
D10	1921	0,76
D11	2492	0,32
D12	3016	0,42
H06	405	0,83
H07	701	1,22
H08	1006	1,33
H09	1302	1,11
H10	1900	0,76
H11	2434	0,72
H12	2953	0,25
I06	417	1,88
I07	682	1,54
I08	993	1,36
I09	1300	1,08
I10	1879	0,7
I11	2407	0,44
I12	3110	0,27

5.2.6 Marcadores moleculares na matéria orgânica do sedimento (esteróis, ácidos graxos e álcoois)

Os marcadores lipídicos (esteróis, álcoois e ácidos graxos) identificados na matéria orgânica na área de estudo foram classificados conforme a fonte da matéria orgânica, de acordo com Oliveira et al. (2012), em: 1) fitoplâncton ou produtores primários; 2) zooplâncton e/ou fauna; 3) alóctone e/ou derivado continental; 4) bactéria. Os critérios para a classificação das possíveis fontes dos marcadores lipídicos estão apresentadas na Tabela 13.

Observou-se que a produtividade primária e fitoplanctônica foi a que mais contribuiu para composição da matéria orgânica no sedimento na Baía de Campos (Tabela 14; Figura 41).

A razão dos marcadores lipídicos pelo COT proveniente da produtividade primária e fitoplâncton, zooplâncton e/ou fauna, alóctone ou derivado continental e das bactérias apresentaram, em geral, valores maiores nas regiões mais rasas e menores em regiões mais profundas (Tabela 14; Figura 41).

As maiores razões de marcadores lipídicos/COT provenientes da produtividade primária e do fitoplâncton estão localizadas nas estações B07, B08, B09 e H09 ($40,01-46,20 \cdot 10^{-5}$), e as menores nas estações H12, H10 e B12 ($0,19 \cdot 10^{-5}-2,77 \cdot 10^{-5}$).

As maiores razões de marcadores lipídicos/COT resultantes do zooplâncton e/ou fauna estão localizadas nas estações B07, A06 e B08 ($20,31 \cdot 10^{-5}-31,56 \cdot 10^{-5}$), e as menores nas estações H12, B12 e H10 ($0,59 \cdot 10^{-5}-2,28 \cdot 10^{-5}$) (Figura 41).

As maiores razões de marcadores lipídicos/COT provindas do continente e/ou alóctones estão localizadas nas estações H07, B08 e B09 ($12,42 \cdot 10^{-5}-11,04 \cdot 10^{-5}$), e as menores nas estações H12, H10 e B12 ($0,84 \cdot 10^{-5}-2,72 \cdot 10^{-5}$) (Tabela 14).

As maiores razões de marcadores lipídicos/COT procedentes das bactérias estão localizadas nas estações H07, A06 e A8 ($3,2 \cdot 10^{-5}-13,7 \cdot 10^{-5}$), e as menores nas estações B12, H10 e H11 ($0,2 \cdot 10^{-5} - 0,6 \cdot 10^{-5}$) (Tabela 14).

Tabela 13: Principais fontes dos compostos lipídicos na matéria orgânica (ácidos graxos, esteróis e álcoois) nas estações oceanográficas segundo Oliveira et al. (2012), onde: ácidos graxos: SCFA (ácidos graxos saturados de cadeia curta, com átomo de C entre C₁₄-C₁₈); LCFA (ácidos graxos saturados de cadeia longa, com átomos de C entre C₂₂-C₃₀); Branch (ácidos graxos ramificados *iso* e *anteiso* C₁₅, C₁₇ e 10-metil-C₁₆ mais 15:0 e 17:0); MUFA (ácidos graxos monoinsaturados com C₁₆, C₁₈ e C₂₀); PUFA (ácidos graxos poliinsaturados com C₁₈, C₂₀ e C₂₂); C: BwC, onde C: número de átomos de carbono, B:número de ligações duplas e C posição das ligações duplas do final alifático da molécula. Álcoois: SCOH (álcoois de cadeia saturada curta com átomo de C entre C₁₄-C₁₈); LCOH (álcoois de cadeia saturada longa com átomo de C entre C₂₂-C₃₂). Esteróis aΔ^{b,c}: a = número de átomos de carbono; b,c = posição da insaturação da cadeia de C. Fitol (3,7,11,15-tetramethyl-2-hexadecen-1-ol).

Ácidos graxos	Esteróis	Álcoois
Fitoplâncton ou produtores primários		
C _{16:1}	cholesta-5,22E-dien-3β-ol (27Δ ^{5,22})	
C ₁₈ :PUFA	24-methylcholest-5-en-3β-ol (28Δ ⁵)	
C ₂₀ PUFA	24-methylcholesta-5,22E-dien-3β-ol (28Δ ^{5,22})	
phytol	24-methylcholesta-5,24(28)-dien-3β-ol (28Δ ^{5,24(28)}) 24-ethylcholest-5-en-3β-ol (29Δ ⁵) 4α,23,24-trimethyl-5α-cholest-22-en-3β-ol (30Δ ²²)	nenhum
Zooplâncton e/ou fauna marinha		
C _{18:1}	cholest-5-en-3β-ol (27Δ ⁵)	nenhum
C _{22:6}		
Alóctone, plantas superiores ou derivados da drenagem continental		
LCFA	nenhum	LCOH
Bactéria		
Branch	nenhum	nenhum

Tabela 14: Razão dos compostos lipídicos da matéria orgânica pelo COT: PP- fitoplâncton ou produtores primários; Zoo- zooplâncton e/ou fauna marinha; Terr.- Alóctones e/ou derivado continental e; Bact.- bactéria dos compostos lipídicos na matéria orgânica. Limite de quantificação na ordem de $0,03 \mu\text{g g}^{-1}$.
*- Abaixo do limite de detecção.

Estação	PP/COT 10^{-5}	Zoo/COT 10^{-5}	Terr./COT 10^{-5}	Bact./COT 10^{-5}
A06	34,42	21,16	8,96	3,94
A07	25,68	19,68	9,05	2,69
A08	36,00	18,81	8,47	3,16
A09	15,60	9,06	3,98	2,46
A10	6,17	6,54	3,49	1,48
A11	8,31	7,31	6,54	3,01
A12	3,10	3,89	3,18	1,31
B06	26,69	12,68	10,29	2,92
B07	45,01	31,56	9,55	3,02
B08	46,20	20,31	11,11	2,63
B09	20,83	10,91	11,04	2,96
B10	11,94	7,82	6,86	0,93
B11	9,15	7,20	6,46	2,70
B12	2,77	2,00	3,13	0,24
D06	23,19	15,17	10,97	2,71
D07	15,06	9,26	7,17	1,76
D08	30,21	18,91	10,84	2,40
D10	9,37	7,20	3,17	1,44
D11	12,73	8,02	9,68	1,31
D12	4,85	4,70	6,67	0,93
H06	17,29	12,24	7,98	1,86
H07	27,73	15,26	12,42	13,70
H08	17,68	12,10	5,99	2,01
H09	40,01	16,75	8,73	1,82
H10	1,95	2,28	2,04	0,49
H11	3,08	2,30	2,72	0,59
H12	0,19	0,59	0,84	*
I06	34,70	15,27	9,04	2,75
I07	30,02	16,50	10,73	1,96
I08	22,46	12,13	8,46	1,56
I09	14,66	9,09	8,29	1,45
I10	3,87	3,89	6,54	0,69
I11	8,23	8,31	9,61	2,28
I12	11,71	6,76	5,23	1,21

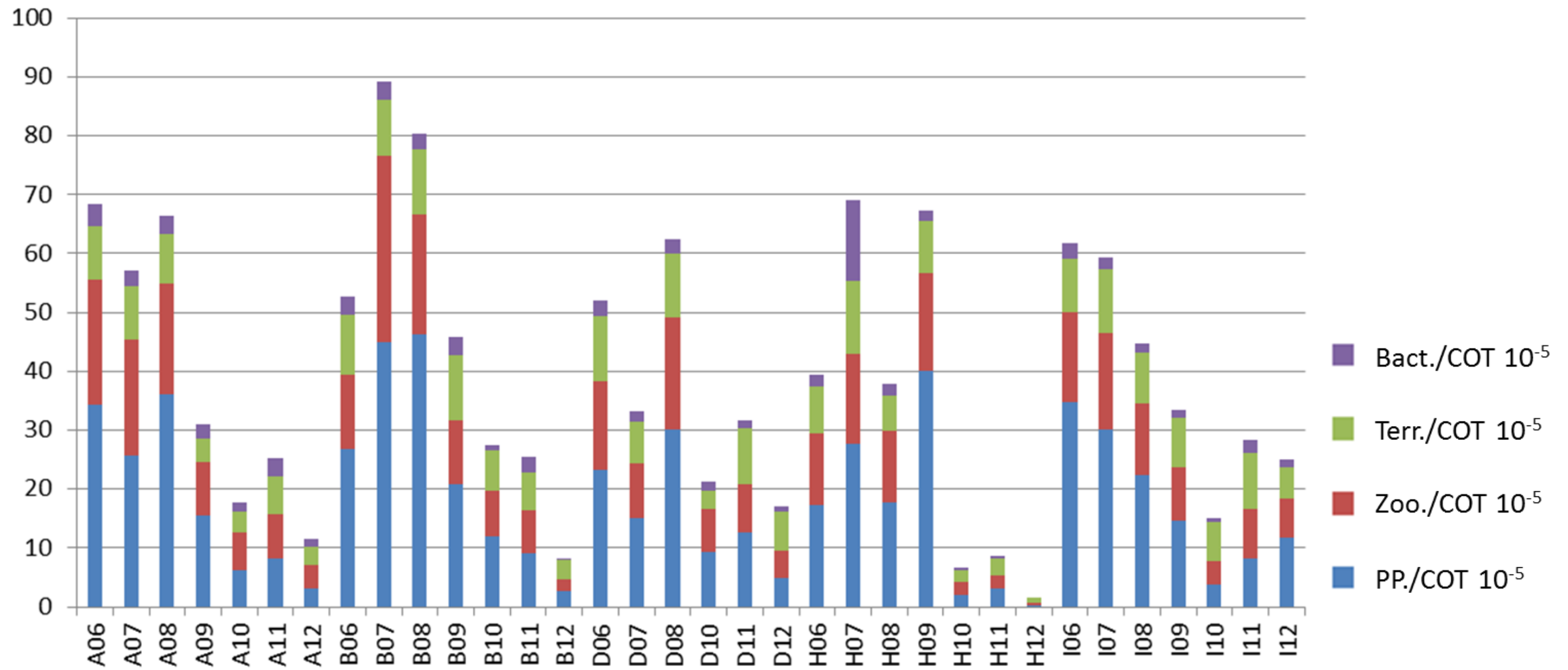


Figura 41: Distribuição das fontes dos compostos lipídicos na matéria orgânica nos transectos A, B, C, D, H e I, onde: Bact=Bactérias; PP= fitoplâncton ou produtores primários; Zoo e Fauna= zooplâncton e/ou fauna; Terr= alóctone ou derivado continental; COT=carbono orgânico total.

5.3 Biomassa das bactérias

A biomassa das bactérias no sedimentos está apresentada na Tabela 15 e Figura 42.

A biomassa das bactérias seguiu, em geral, a diminuição dos valores conforme o aumento da profundidade. O maior valor está localizado na estação A06 ($17 \cdot 10^{-4}$ g) e os menores valores nas estações D11, D12 e I12 ($1,6 \cdot 10^{-4}$ g). Com exceção ao padrão de diminuição dos valores conforme o aumento da profundidade, observou-se aumento da biomassa de bactérias nas estações: A09 ($10,6 \cdot 10^{-4}$ g), B07 ($16 \cdot 10^{-4}$ g), B09 ($10,3 \cdot 10^{-4}$ g), D08 ($5,9 \cdot 10^{-4}$ g), H08 ($10,7 \cdot 10^{-4}$ g) e I09 ($11 \cdot 10^{-4}$ g), voltando os valores a diminuir a partir destas estações em direção às estações mais profundas.

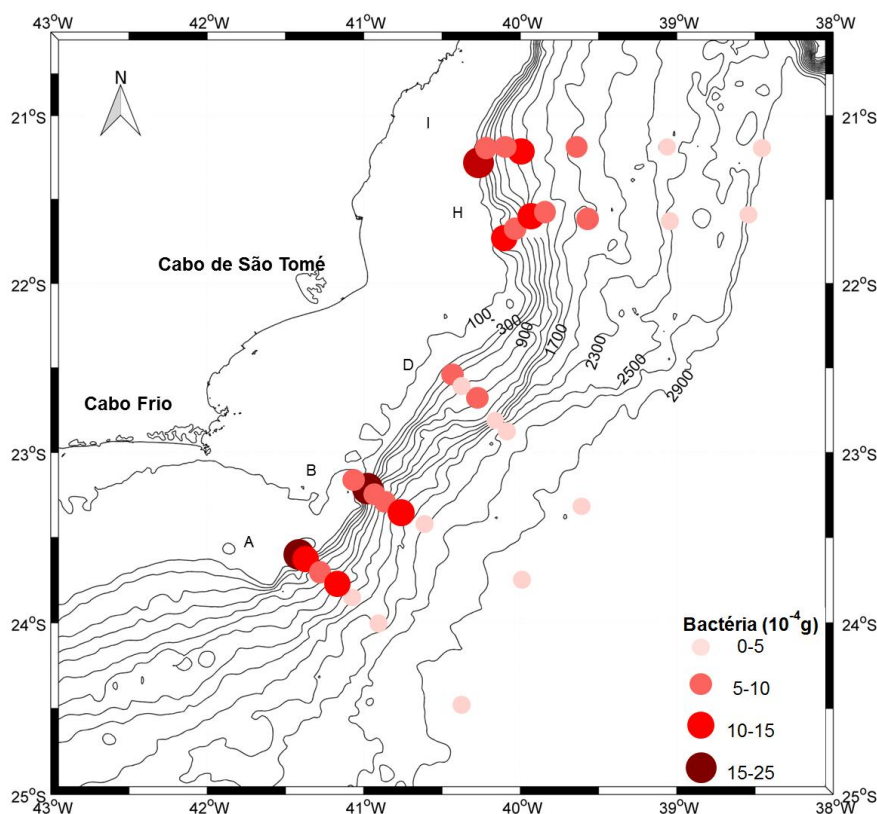


Figura 42: Distribuição dos valores de biomassa das bactérias (10^{-4} g) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.

Tabela 15: Biomassa das bactérias (10^{-4} g) nas estações oceanográficas nos transectos A, B, D, H e I.

Estações	Profundidade (m)	Biomassa das bactérias (10^{-4} g)
A06	391	17,0
A07	699	15,1
A08	1018	7,4
A09	1319	10,6
A10	1898	4,7
A11	2493	2,3
A12	3035	1,9
B06	412	7,3
B07	738	16,0
B08	1001	9,4
B09	1229	10,3
B10	1900	6,2
B11	2492	2,6
B12	2424	2,8
D06	401	7,8
D07	696	5,0
D08	1010	5,9
D10	1921	4,6
D11	2492	1,6
D12	3016	1,6
H06	405	14,2
H07	701	7,8
H08	1006	10,7
H09	1302	6,4
H10	1900	6,7
H11	2434	2,3
H12	2953	2,0
I06	417	22,7
I07	682	7,7
I08	993	5,3
I09	1300	11,0
I10	1879	6,4
I11	2407	2,1
I12	3110	1,6

5.4 Análise de correlação

Os resultados da BIOENV (para $Rho = 0,643$) mostraram que as variáveis que melhor explicam a distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos na Bacia de Campos foram: conteúdo de $CaCO_3$, concentração de fitopigmentos, fluxo vertical de matéria orgânica particulada e porcentagem de areia.

A análise de correlação de Spearman entre as variáveis consideradas bióticas e abióticas está representada na Anexo 5 e 6.

Foram constatadas correlações maior e igual a 0,6 entre conteúdo de carbonato de cálcio, carbono orgânico total, fitopigmentos, fluxo vertical de matéria orgânica particulada, *sortable silt*, porcentagem de areia, razão de marcadores moleculares/COT (terrígeno, produtividade primária, zooplâncton e fauna e bactérias) e lipídios totais no sedimento, que podem ser observadas na Tabela 16.

As correlações maior e igual a 0,6 entre biomassa de bactéria, fitopigmentos, carbono orgânico total, fluxo de matéria orgânica particulada, razão de lipídios totais/COT, *sortable silt*, porcentagem de areia, espécies depositívoras, detritívoro, detritívoro-depositívoro, detritívoro-suspensívoro-depositívoro, detritívoro-suspensívoro, suspensívoro-depositívoro, herbívoro, herbívoro-detritívoro-depositívoro, onívoro, suspensívoro e densidade podem ser observadas na Tabela 17.

As correlações negativas e positivas maior e igual a 0,6 entre conteúdo de carbonato de cálcio, carbono orgânico total, fitopigmentos, fluxo de matéria orgânica particulada, *sortable silt*, porcentagem de areia, razão marcadores moleculares/COT (terrígeno, produtividade primária, zooplâncton e fauna, bactéria, lipídios totais no sedimento e espécies com frequência maior igual a 3% podem ser observadas na Tabela 18.

Tabela 16: Correlação de Spearman entre dados: biomassa de bactéria (Bactéria), conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO₃), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia), razão de marcadores moleculares/COT (terrígeno (Terr./COT), produtividade primária (PP/COT), zooplâncton e fauna (Zoo e fauna/COT), bactéria (Bact./COT)) e razão de lipídios totais/COT no sedimento (lipídios/COT). Dados em vermelho representam correlação significativa para p < 0,05.

	Bactéria	CaCO3	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Terr. /COT	Zoo/COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
Bactéria	1,00	-0,72	0,84	0,69	0,83	-0,24	0,22	0,44	0,71	0,68	0,54	0,67
CaCO3	-0,72	1,00	-0,82	-0,82	-0,67	0,29	-0,12	-0,55	-0,75	-0,75	-0,59	-0,70
Feo	0,84	-0,82	1,00	0,84	0,87	-0,37	0,25	0,71	0,90	0,89	0,69	0,84
COT	0,69	-0,82	0,84	1,00	0,70	-0,16	-0,07	0,57	0,72	0,76	0,52	0,68
Fluxo	0,83	-0,67	0,87	0,70	1,00	-0,32	0,33	0,55	0,76	0,74	0,59	0,69
SS	-0,24	0,29	-0,37	-0,16	-0,32	1,00	-0,77	-0,23	-0,32	-0,32	-0,38	-0,39
Areia	0,22	-0,12	0,25	-0,07	0,33	-0,77	1,00	0,26	0,31	0,30	0,25	0,24
Terr. /COT	0,44	-0,55	0,71	0,57	0,55	-0,23	0,26	1,00	0,79	0,77	0,63	0,71
Zoo/COT	0,71	-0,75	0,90	0,72	0,76	-0,32	0,31	0,79	1,00	0,97	0,75	0,92
PP/COT	0,68	-0,75	0,89	0,76	0,74	-0,32	0,30	0,77	0,97	1,00	0,72	0,92
Bact./COT	0,54	-0,59	0,69	0,52	0,59	-0,38	0,25	0,63	0,75	0,72	1,00	0,84
Lipídeos/COT	0,67	-0,70	0,84	0,68	0,69	-0,39	0,24	0,71	0,92	0,92	0,84	1,00

Tabela 17: Correlação de Spearman entre dados abióticos (biomassa de bactéria (Bactéria), fitopigmentos (Feo), carbono orgânico total (COT), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo), razão de lipídios totais/COT (Lipídios/COT), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia)), e bióticos (Depositívoro (Dp), Detritívoro (Dt), Detritívoro-Depositívoro (Dt-Dp), Detritívoro-Suspensívoro-Depositívoro (Dt-S-Dp), Detritívoro-suspensívoro (Dt-S), Suspensívoro-Depositívoro (S-Dp), Herbívoro (H), Herbívoro-Detritívoro-Depositívoro (H-Dt-Dp), Onívoro (O) e Suspensívoro (S). Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$.

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Terr. /COT	Zoo/COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
Epifauna	-0,6	0,5	-0,7	-0,5	-0,6	0,3	-0,2	-0,5	-0,5	-0,6	-0,2	-0,5
Infauna	0,4	-0,2	0,4	0,3	0,4	-0,2	0,3	0,3	0,3	0,4	0,0	0,3
Epifauna-infauna	0,6	-0,7	0,7	0,7	0,7	-0,4	0,2	0,5	0,6	0,6	0,5	0,6
Textulariina	-0,3	0,2	-0,5	-0,3	-0,5	0,3	-0,3	-0,4	-0,5	-0,4	-0,6	-0,4
Rotaliina	0,6	-0,6	0,8	0,6	0,8	-0,5	0,5	0,5	0,7	0,7	0,5	0,6
Miliolina	-0,2	0,5	-0,4	-0,3	-0,4	0,3	-0,2	-0,4	-0,3	-0,3	0,0	-0,2
Dp	-0,4	0,5	-0,5	-0,5	-0,4	0,2	0,0	-0,4	-0,5	-0,5	-0,4	-0,4
Dt	0,6	-0,6	0,8	0,5	0,7	-0,4	0,4	0,6	0,7	0,7	0,5	0,6
Dt-Dp	0,2	-0,4	0,2	0,2	0,1	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,0	0,1
Dt-S-Dp	-0,3	0,3	-0,4	-0,3	-0,4	0,2	-0,1	-0,5	-0,4	-0,3	-0,4	-0,3
Dt-S-Dp	0,5	-0,6	0,6	0,5	0,7	-0,6	0,4	0,5	0,6	0,6	0,5	0,6
S	-0,5	0,4	-0,5	-0,4	-0,6	0,2	-0,4	-0,5	-0,6	-0,5	-0,4	-0,4
S-Dp	-0,2	0,4	-0,4	-0,3	-0,3	0,2	-0,1	-0,1	-0,2	-0,3	0,0	-0,2

Tabela 18: Correlação de Spearman (maior igual a 0,6) entre dados abióticos: conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO₃), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (Fluxo), *sortable silt* (SS), porcentagem de areia (areia), razão de marcadores moleculares/COT (terrígeno (Terr./COT), produtividade primária (PP/COT), zooplâncton e fauna (Zoo/COT), bactéria (Bact./COT)), razão de lipídios totais/COT no sedimento (Lipídios/COT) e espécies com frequência maior igual a 2%. Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$.

	Bactéria	Feo	Fluxo	SS	Areia	Zoo/COT	PP/COT	Lipídeos/COT
<i>Bolivina albatrossi</i>	0,6	0,6	0,6	-0,4	0,5	0,7	0,7	0,6
<i>Bolivina minima</i>	0,5	0,4	0,5	-0,2	0,4	0,4	0,3	0,3
<i>Bolivina ordinaria</i>	0,7	0,7	0,6	-0,4	0,2	0,6	0,6	0,7
<i>Bolivina pacifica</i>	0,6	0,6	0,6	-0,5	0,5	0,6	0,6	0,6
<i>Bolivina seminuda</i>	0,6	0,6	0,6	-0,2	0,3	0,6	0,5	0,5
<i>Bulimina aculeata</i>	0,7	0,5	0,6	-0,2	0,3	0,5	0,4	0,4
<i>Bulimina marginata</i>	0,6	0,5	0,5	-0,4	0,4	0,5	0,5	0,5
<i>Cassidulina laevigata</i>	0,6	0,6	0,6	-0,2	0,2	0,4	0,5	0,5
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i>	0,6	0,5	0,5	-0,3	0,3	0,5	0,4	0,4
<i>Evolvocassidulina bradyi</i>	0,5	0,6	0,6	-0,3	0,2	0,4	0,4	0,5
<i>Gavelinopsis lobatula</i>	0,4	0,3	0,6	-0,3	0,6	0,4	0,4	0,4
<i>Globocassidulina spp.</i>	0,6	0,5	0,5	-0,2	0,2	0,4	0,4	0,3
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	0,5	0,6	0,7	-0,6	0,4	0,6	0,6	0,6
<i>Marsipella arenaria</i>	0,3	0,4	0,4	-0,1	0,2	0,5	0,6	0,5
<i>Reophax caribensis</i>	0,5	0,4	0,6	-0,2	0,5	0,5	0,5	0,4
<i>Reophax dentaliniformis</i>	0,5	0,6	0,4	-0,2	0,2	0,6	0,6	0,6
<i>Trifarina bradyi</i>	0,6	0,6	0,8	-0,4	0,6	0,6	0,6	0,6
<i>Uvigerina peregrina</i>	0,6	0,6	0,5	-0,2	0,1	0,5	0,5	0,4

6. Discussão

As análises de classificação e ordenação dos dados bióticos permitiram identificar na região da Bacia de Campos três grupos distintos de estações: Grupo I, formado por estações localizadas entre 400 e 1300 m de profundidade; Grupo II, com estações situadas entre 1900 e 3000 m de profundidade; e Grupo III, composto pelas estações I10, I11 e I12 (1900-3000 m de profundidade) (Figura 32).

A distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos da Bacia de Campos está aparentemente associada à interação entre parâmetros físico-químicos ambientais, como, por exemplo: disponibilidade de oxigênio e alimento, composição granulométrica do substrato, estado energético no limite bento/pelágico e morfologia de fundo (e.g. JORISSEN et al., 1995, MACKENSEN et al., 1995; SCHMIEDL et al., 1997; GOODAY; FONTANIER et al., 2003; SOUSA et al., 2006; LEVIN et al., 2001; YAMASHITA, 2011).

Com base na análise BIOENV, a disponibilidade e qualidade do alimento proveniente da zona eufótica (concentração de fitopigmentos e fluxo vertical de MOP), conteúdo de CaCO_3 e porcentagem de areia parecem ser as variáveis que melhor explicam a distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos na Bacia de Campos. Tendo em vista que a correlação entre a concentração de fitopigmentos e o fluxo de MOP foi de 0,87, a concentração de fitopigmentos foi reconhecida no presente trabalho como o componente lábil (PUSCEDDU et al., 2010) indicador de fluxo de matéria orgânica que chega ao assoalho oceânico.

A taxa de sedimentação no Holoceno no talude superior e médio da Bacia de Campos é de 14 cm/ka para a região norte e de 7 cm/ka para a região sul (VIANA et al., 1998 b). Portanto, as amostras analisadas (intervalo de 0 a 2 cm) constituem uma mistura temporal de centenas de anos. Dessa maneira, os dados abióticos podem apresentar alguma limitação na identificação dos processos oceanográficos atuais, como, por exemplo, a produtividade oceânica. Assim sendo, dados de microfauna são de grande importância, pois

refletem os processos oceanográficos atuais que ocorrem na Bacia de Campos (YAMASHITA, 2011).

Na presente discussão, serão abordados os fatores ambientais que controlam a distribuição dos foraminíferos bentônicos corados na Bacia de Campos em cada grupo identificado de estações.

6.1 Talude superior, médio e inferior-Grupo I

O grupo I é caracterizado por maiores valores de densidade de foraminíferos bentônicos (60-1338 ind./50 cm³) e maiores valores de fluxo vertical de MOP (17,6-90,7 mgC.m⁻².dia⁻¹), concentração de fitopigmentos (1,41-10,19 µg.g⁻¹), COT (0,68-2,1%), biomassa de bactéria (5,3-22,7 10⁻⁴g), areia (9-34%), menores valores de *sortable silt* (5,4-5,7 Φ) e de conteúdo de CaCO₃ (29-47%).

Em relação à concentração de oxigênio na área de estudo, os foraminíferos que vivem ligados a substratos elevados (e.g., hidroides ou grandes fragmentos de corais de água profunda) podem ser afetados pela concentração de oxigênio das massas de água junto ao fundo (SCHÖNFELD, 2002; GOODAY, 2003). As massas de água presentes na área de estudo (ACAS, AIA, ACS e APAN) não apresentam concentrações baixas de oxigênio (224, 232, 182 e 271 µmol kg⁻¹, respectivamente) (FOLONI NETO, 2010). No caso dos foraminíferos bentônicos epifaunais e infaunais, a concentração de oxigênio na água intersticial é a que pode afetar a fauna presente (GOODAY, 2003). A determinação de valores de C/S entre 9,5 e 11 (Rezende, comunicação pessoal)¹, que indicam condições oxigenadas no sedimento (BERNER; RAISWELL, 1984), permite inferir que a distribuição dos foraminíferos bentônicos corados do grupo I não seria primariamente controlada pela disponibilidade de oxigênio no sedimento, conforme já descrito por Sousa et al. (2006) e Yamashita (2011).

¹ Informação fornecida por Rezende em 12/08/2015.

As espécies que mais contribuíram para a dissimilaridade deste grupo foram: *Globocassidulina subglobosa*, *Reophax scorpiurus*, *Reophax subfusiformis*, *Reophax spiculotestus* e *Epistominella exigua*.

A espécie *Globocassidulina subglobosa* apresentou correlação forte e positiva com concentração de fitopigmentos e fluxo vertical de matéria orgânica particulada, e correlação moderada e positiva com biomassa de bactéria, COT, porcentagem de areia e marcadores lipídicos/COT (zooplâncton/fauna, produtividade primária, bactéria, terrígeno e lipídeos totais), correlação negativa e moderada com CaCO₃, e negativa e forte com *sortable silt*. Há, portanto, conformidade com a literatura, que descreve essa espécie como detritívora (MURRAY, 1991), suspensívora (MARTINS et al., 2007), epifaunal (GOODAY, 1994), infaunal (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002), reconhecida como indicadora de ambiente com pulsos de alimento no Oceano Índico (GUPTA, 2010), relativamente intolerante a condições anóxica (GOODAY, 1993) e presente em região com forte corrente de fundo, com sedimentos arenosos em área oligotrófica (SCHIMIEDL et al., 1997). A não seletividade a alguma razão de marcador lipídico/COT específica pressupõe que a espécie *G. subglobosa* seja euritrófica.

A espécie *Reophax scorpiurus* apresentou correlação moderada e positiva com biomassa de bactérias e produtividade primária/COT, e correlação fraca e positiva com concentração de fitopigmentos, COT e bactéria/COT e lipídeos totais/COT. Devido às correlações apresentadas, essa espécie parece mostrar um caráter mais oportunista (JONES; CHARNOCK, 1985), pois na literatura mostra-se detritívora (KAMINSKI et al., 1988), infaunal rasa (KURBEJEWEIT et al., 2000; DUROS et al., 2011), recolonizadora de ambientes (KURBEJEWEIT et al., 2000) e tem sido descrita presente em ambientes enriquecidos moderadamente com matéria orgânica (HARLOFF; MACKENSEN, 1997; OHKUSHI; NATORI, 2001; DUROS et al., 2011).

A espécie *Reophax subfusiformis* não apresentou correlação significativa com os parâmetros analisados.

A espécie *Reophax spiculotestus* apresentou correlação moderada e positiva com concentração de fitopigmentos, terrígeno/COT, zooplâncton-fauna/COT, produtividade primária/COT e lipídeos totais/COT, e correlação positiva e forte com COT, indicando que essa espécie seria euritrófica, provavelmente migrando na coluna sedimentar (KITAZATO, 1994), dependendo da disponibilidade de alimento.

A espécie *Epistominella exigua* mostrou correlação moderada e positiva com porcentagem de areia, zooplâncton/COT e produtividade primária/COT, sugerindo uma estenotrofia por matéria orgânica mais lábil, como observado por Gooday (1988), Gooday e Turley (1990) e Fontanier et al. (2002). Essa espécie é categorizada como detritívora-gênero (MURRAY, 1991), oportunista (r-estrategista) (KURBJEWIT et al., 2000), epifaunal (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991; GOODAY, 1993; SCHÖNFELD, 1997; ALTENBACH et al., 1999; MURRAY, 2006), própria de áreas com deposição sazonal de fitodetritos no Atlântico Norte, capaz de crescer e reproduzir rapidamente na presença de fitodetritos (GOODAY, 1993; GOODAY; TURLEY, 1990), que proliferam preferencialmente de 2-3 meses após o pico de clorofila das águas superficiais atingirem o fundo oceânico, conforme constatado por Fontanier et al. (2003), na baía de Biscaia (Oceano Atlântico Norte).

As espécies citadas acima — *Globocassidulina subglobosa*, *Reophax scorpiurus*, *Reophax subfusiformis*, *Reophax spiculotestus* e *Epistominella exigua* — parecem indicar que a Bacia de Campos é uma região com disponibilidade de alimento e com ação de corrente de fundo intensa.

Com relação à disponibilidade de alimento, diversos autores têm considerado que a distribuição dos foraminíferos bentônicos de mar profundo é primariamente controlada pelo fluxo de matéria orgânica para o assoalho oceânico (e.g. ALTENBACH; SARNTHEIN, 1989; HERGUERA; BERGER, 1991), pois esses organismos respondem à quantidade e à qualidade do alimento disponível (ZWAAN et al., 1999; FONTANIER et al., 2002, 2003).

A disponibilidade de alimento para os organismos de mar profundo está relacionada a duas principais fontes: a produtividade primária das zonas fotossintetizantes, transportadas via pelotas fecais e neve marinha (URRÈRE; KNAUER, 1981; MURRAY, 2006), e/ou a presença de bactérias (SUMICH; MORRISSEY, 2004), que habitam as zonas eufótica e afótica e os sedimentos marinhos (CRAPEZ, 2002). A constatação de correlações fortes entre valores de fluxo vertical de MOP, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactérias e densidade de foraminíferos bentônicos vivos confirma a disponibilidade de alimento como fator de influência na distribuição da microfauna na Bacia de Campos.

O fluxo da matéria orgânica particulada na Bacia de Campos, por sua vez, é influenciado pela hidrodinâmica (VICENTE, 2012). A produtividade primária e, conseqüentemente, o fluxo de MOP são propiciados por eventos intermitentes, como os processos de ressurgência costeira gerados pelo vento (VALENTIN et al., 1987, CASTRO et al., 1987, CAMPOS et al., 2000), ressurgência de quebra de plataforma (CAMPOS et al., 2000) e a presença de vórtices e meandros ciclônicos de Vitória, Cabo de São Tomé e Cabo Frio (CALADO, 2006; GARFIELD, 1990; SCHIMID et al., 1995; VICENTE 2012; ARRUDA ET AL., 2013; MILL ET AL., 2015).

A dimensão dos vórtices e meandros e sua permanência também podem influenciar no fluxo de matéria orgânica. O soerguimento da picnoclina por vórtices e meandros ciclônicos, como os vórtices de Cabo Frio e Cabo de São Tomé, resulta no aumento da produção fitoplanctônica (VICENTE, 2012). Por outro lado, o rebaixamento da nutriclina (vórtices anticiclônicos) diminui a produção primária (MCGILLICUDDY; ROBINSON, 1998; SIEGEL et al., 1999; VICENTE, 2012).

Vicente (2012) observa que a feição (vórtice e meandro) de Cabo Frio é mais “condensada”, enquanto que a feição do Cabo de São Tomé abrange uma área maior latitudinalmente (maior capacidade de transportar águas mais produtivas para sul). Segundo Mill et al. (2015), o vórtice do Cabo de São Tomé também poderia transportar águas mais produtivas para o norte. Contudo, o vórtice de Vitória não apresenta padrão tão evidente, por se tratar de uma

feição não permanente (COSTA, 2007; VICENTE, 2012), embora também possa trapear e transportar águas mais ricas provenientes da ressurgência costeira em direção ao mar aberto (MARONE et al., 2010).

Apesar dos vórtices e meandros de Cabo Frio e Cabo de São Tomé serem núcleos de maior produtividade, na região do transecto D observa-se menor fluxo de MOP em comparação a outras radiais (Tabela 9). Segundo Vicente (2012), na região do transecto D, encontra-se um vórtice anticiclônico, que poderia promover a diminuição da produção primária e a advecção longitudinal das águas das regiões mais profundas para regiões mais rasas, diminuindo, assim, o fluxo de MOP, a concentração de fitopigmentos e refletindo, portanto, nas menores densidades de foraminíferos bentônicos encontradas no grupo I.

A produtividade oceânica em regiões oligotróficas pode ser refletida de forma indireta pelo conteúdo de carbonato de cálcio depositado no sedimento (RÜHLEMAN et al., 1999). A relação entre a produtividade oceânica e CaCO_3 é específica para cada área de estudo, visto que uma das principais limitações na utilização desse indicador em avaliações de produtividade oceânica é sua preservação (RÜHLEMAN et al., 1999).

O aumento do conteúdo de carbonato conforme a profundidade na Bacia de Campos pode ser decorrente de dois fatores: (1) aumento da distância da costa, diminuindo o efeito de diluição causado pelo aporte de sedimentos terrígenos (VOLAT et al., 1980; SUGUIO, 2003), e/ou (2) aumento da produtividade primária de águas superficiais oceânicas, incrementando o fluxo de carbonato de cálcio para o sedimento (BRUMMER; EIJDEN, 1992; BAUMANN et al., 2003)

A correlação negativa observada no presente trabalho entre os conteúdos de carbonato de cálcio e o fluxo vertical de MOP, bem como a concentração de fitopigmentos no sedimento, permite-nos inferir que os conteúdos de CaCO_3 nos sedimentos estão relacionados principalmente com o aumento da distância da costa e, secundariamente, com a produtividade primária das águas superficiais oceânicas.

Vale salientar que as estações oceanográficas do presente trabalho não atingiram a Profundidade de Compensação da Calcita (PCC) do Oceano Atlântico (4500-5000 m de profundidade), como definida por Frisch et al. (2011). Segundo Volat et al. (1980), a dissolução do carbonato aumenta com a profundidade. Contudo, para avaliar a conservação do conteúdo de carbonato de cálcio no sedimento, deve-se aprofundar nas análises, observando, por exemplo, o estado de saturação do íon carbonato das massas de água, bem como na água intersticial.

Até o presente momento, esta discussão abordou que o aporte de matéria orgânica para o talude da Bacia de Campos é proveniente, principalmente, da exportação da produtividade primária das águas superficiais, pois a distribuição de fitopigmentos, COT e densidade de foraminíferos bentônicos segue o padrão do fluxo vertical de MOP. Todavia, não se pode descartar a possibilidade de que uma parcela do suprimento alimentar para o assoalho oceânico seja proveniente da ação de correntes de turbidez e/ou correntes de contorno, comuns em regiões de talude (VIANA et al., 1998 a; MACHADO et al., 2004). Essas correntes podem ser ricas em nutrientes, que por sua vez, podem ser rapidamente utilizadas pela microfauna bentônica (HESS; JORISSEN, 2009).

Algumas particularidades são observadas, como, por exemplo, nas estações A07 e D08, situadas entre 700 e 1000 m de profundidade, onde encontram-se maiores valores de concentrações de COT, menores valores de fluxo vertical de MOP e de densidades em comparação com as estações A06 e D07, situadas entre 400 m e 700 m de profundidade, onde foram constatados menores valores de COT, maiores valores de fluxo vertical de MOP e maiores densidades. A ocorrência desse padrão poderia estar relacionada à existência de uma outra fonte de alimento não proveniente da produtividade primária (Figura 41), diminuindo a proporção produtividade primária/COT em relação a outras razões, como, por exemplo, terrígeno/COT e zooplâncton/COT (Figura 41). Esses marcadores lipídicos (fonte terrígena e de produtores secundários), segundo Oliveira et al. (2012), seriam menos lábeis que os marcadores

lipídicos provenientes de produtividade primária, sendo os de fonte terrígena considerados matéria orgânica refratária.

Quanto ao papel da atividade bacteriana na matéria orgânica presente no substrato na área de estudo, Paranhos (comunicação pessoal)² conclui que a abundância bacteriana tem relação com a profundidade local, com as características físico-químicas dos sedimentos e que a distribuição das bactérias não é influenciada pela quantidade total de matéria orgânica nos sedimentos, e sim pela qualidade da matéria orgânica. A constatação de correlação positiva e significativa (0,84) entre densidade de foraminíferos e biomassa de bactérias nos leva a supor que os foraminíferos bentônicos estão se alimentando de bactérias ou coexistindo com elas. Goldstein e Corliss (1994) sugerem que tanto foraminíferos bentônicos de ambientes rasos (*Ammonia beccarii*) e profundos (*Globobulimina pacifica* e *Uvigerina peregrina*) se alimentam de bactérias. Segundo Gooday e Turley (1990), as bactérias respondem ao aporte de fitodetritos igualmente aos foraminíferos. Todavia, essa é uma questão em aberto, complexa e merece estudos mais detalhados, enfocando a alimentação dos foraminíferos (e.g. análise dos vacúolos alimentares).

Para a avaliação das condições tróficas na região onde se localiza o grupo I, foram aplicados os modelos conceituais TROX, trófico contínuo e TROX 2. No modelo conceitual apresentado por Jorissen et al. (1995) (modelo TROX: Trófico-Oxigênio), algumas espécies de foraminíferos bentônicos mudam de *microhabitat* em função da disponibilidade de oxigênio e do suprimento de alimento. Em geral, foi observada a predominância de espécies infaunais (média de 57%), que não foram classificadas neste trabalho como infaunais rasas ou profundas, devido à falta de informações bibliográficas. Assim, estando parcialmente de acordo com o modelo TROX (predominância de espécies infaunais rasos e epifaunais).

Segundo Kuhnt et al. (1996), os foraminíferos podem ser classificados de acordo com o seu nicho e seu comportamento trófico. Por meio desse esquema, seria esperado que nas estações mais rasas (B06, I06 e H06) ocor-

² Informação fornecida por Paranhos em 30/08/2012.

ressem dominância de indivíduos que indicassem um ambiente com tendência menos oligotrófica, tendo em vista a constatação dos maiores valores de fluxo vertical de MOP. Nesse caso, seria esperado o predomínio de foraminíferos calcários, oportunistas fitodetríticos e foraminíferos detritívoros pertencentes à infauna detritívora e epifauna rasa (detritívoros passivos). Nas estações supracitadas, foram encontradas, em geral, maiores porcentagens de foraminíferos calcários, espécies infaunais e detritívoros suspensívoros, assim estando de acordo com o modelo de Kuhnt et al. (1996).

Zwaan et al. (1999) propõem o modelo TROX 2 (baseado no modelo de Jorissen et al., 1995), onde o *microhabitat* dos foraminíferos bentônicos é explicado pela competição das espécies por matéria orgânica lábil e pela ocorrência de frentes redox. Segundo esse modelo, deveríamos encontrar maiores porcentagens de espécies epifaunais e infaunais potenciais em regiões onde não há restrição de oxigênio e maiores concentrações de alimento lábil. Assim como no modelo TROX, a falta de informações bibliográficas e de informações sobre as frentes redox deixam as conclusões em aberto.

Zwaan et al. (1999) ressaltam que a falta de informações específicas de cada espécie e a inferência de *microhabitats* baseando-se em dados de fauna morta de foraminíferos bentônicos podem levar a uma interpretação imprecisa. Somando-se a isso, segundo o mesmo autor, a inferência do *microhabitat* somente pela forma da testa do foraminífero, pode-se incorrer em outro erro, pois sabe-se que algumas espécies com o mesmo formato podem ocupar diferentes *habitats*, como por exemplo os gêneros *Bulimina* e *Globobulimina*, que são consideradas infaunais pela forma, e as espécies *Uvigerina peregrina*, *Bulimina marginata*, com formato similar, que podem viver na interface sedimento-água. Além disso, existem espécies chamadas infaunais potenciais, que vivem na superfície durante parte do ano e migram para baixo em outra parte do ano, dependendo da disponibilidade de alimento e da concentração de oxigênio, como, por exemplo, as espécies *Bolivina dilatata*, *Bolivina spathuluta*, *Bulimina marginata*, *Epistominella vitrea* e *Hopkinsina pacifica* (BARMAWIDJAJA et al., 1992).

Assim, como a maioria das espécies neste trabalho foram classificadas de acordo com o gênero e a classificação baseada na forma, podemos concluir que as divergências no esquema fonte contínua trófica e TROX 2 podem ser devido à potencial classificação errônea do *microhabitat*.

Em relação às correntes de fundo, a ocorrência de espécies indicativas de ambientes onde predominam fortes correntes de fundo, tais como *G. subglobosa* (SCHMIEDL et al., 1997), *Reophax scorpiurus* (HESS; KUHNT, 1996), *R. dentaliniformis* (KAMINSKI, 1985; HESS; KUHNT, 1996), *Lagenammia difflugiformis* (KURBJEWIT et al., 2000), espécies de *Saccammina* e *Psamosphaera* (KAMINSKI, 1985), bem como a observação de maiores porcentagens de espécies do gênero *Reophax*, indicando uma região com distúrbios físicos (corrente de contorno) (KAMINSKI, 1985,1987; KAMINSKI; GRADISTEIN, 2005), mais especificamente na região de atuação da CCI (Figura 31), leva-nos a inferir que a região do grupo I é uma região de hidrodinâmica mais intensa, à semelhança do Golfo de Cádiz (Espanha).

Esse golfo é considerado uma região de alta energia ($0,04-0,25 \text{ m s}^{-1}$) (SCHÖNFELD, 2002). Algumas espécies encontradas de foraminíferos bentônicos são semelhantes às da Bacia de Campos, como por exemplo, *Saccammina sphaerica*, presente em regiões com velocidade de $4-25 \text{ cm s}^{-1}$ (Golfo de Cádiz) e *Trifarina angulosa*, indicadora de alto fluxo lateral, correlacionado com sedimentos arenosos (Golfo de Cádiz) (SCHÖNFELD, 2002) e presente em ambiente com moderada-forte corrente de fundo (Mar de Weddell Oriental) (MACKENSEN et al.,1990).

Tal inferência de que a Bacia de Campos é uma região de alta hidrodinâmica mediante foraminíferos bentônicos é corroborada pela presença da CB, com velocidade de aproximadamente $0,50 \text{ m s}^{-1}$ (SILVEIRA et al., 2000; SILVEIRA, 2007; SILVEIRA et al., 2008) a $1,2 \text{ m s}^{-1}$ (VIANA, 2002), da CCI, com velocidade até $0,30 \text{ m s}^{-1}$ (SILVEIRA et al., 2000, VIANA, 2002, SILVEIRA, 2007 e SILVEIRA et al., 2008), e das correntes de turbidez (VIANA et al., 1998 a; MACHADO et al., 2004).

A distribuição dos sedimentos no talude da área de estudo é aparentemente comandada pela atuação das correntes geostróficas e pela

morfologia de fundo (KOWSMANN et al., 2002). Segundo Viana et al. (1998 b), os vórtices presentes na Bacia de Campos podem causar distúrbios na coluna de água e no sedimento a até 800 m de profundidade (80 km de diâmetro) e, dependendo do tamanho do vórtice, a até maiores profundidades.

Viana et al. (1998b) ainda explicam que as mudanças faciológicas na Bacia de Campos são derivadas da distribuição provocada pelas massas de água, ou seja, ação da ACAS movendo em direção ao norte, da AIA em direção ao norte e a APAN na direção sul. Com base em Silveira et al. (2000), essas mudanças faciológicas foram interpretadas no presente trabalho como decorrentes de ações das correntes que transportam as massas de água, ou seja, a CB movendo para o sul-sudoeste, a CCI para o norte-nordeste e a CCP em um escoamento difuso.

Segundo Viana et al. (1998 b), o “efeito enceradeira” da CB pode remobilizar, suspender e transportar sedimento da plataforma para o talude superior, podendo explicar as maiores porcentagens de areia (17-34%) nos transectos A, D, H e I, nas estações mais rasas, e menores valores de *sortable silt* (5,3-5,7 Φ).

Entre 700 e 1000 m de profundidade, em geral, constatou-se também os menores valores de *sortable silt* (5,4-5,7 Φ), refletindo, aparentemente, a atuação da CCI junto ao fundo que, segundo Silveira et al. (2004), atinge velocidades de até 0,30 cm s⁻¹ no seu núcleo, entre 800 e 900 m de profundidade.

Apesar das observações de McCave et al. (1995) sobre as limitações da utilização do *sortable silt* em regiões de atuações de vórtices com alta energia cinética, os resultados obtidos pareceram plausíveis. A exemplo de bons resultados da aplicação do *sortable silt* em regiões de atuações de vórtices, temos o trabalho de Gyllencreutz et al. (2010), na margem continental brasileira, que descreve a variação da granulometria devido a variações no regime de ventos que favoreceram o transporte de sedimentos do Rio Parnaíba do Sul, na região de Cabo Frio.

A maior porcentagem de areia constatada ao longo do transecto D (Figura 33) pode ser explicada pela progradação de areia talude abaixo, pois

segundo Viana et al. (1998 b), a região do transecto D é uma região de menor esfoliação da CB (remobilização do fundo oceânico devido à atuação da CB), o que proporcionaria a deposição de areia na borda da plataforma, progradando areia talude abaixo, trazida tanto pela ação da gravidade, da ação da CB e pela remobilização proporcionada pelos vórtices.

Analisando o mapa de indicadores geológicos de instabilidade da Bacia de Campos realizado por Kowsmann et al. (2015) (Figura 15), observou-se que as estações que poderiam ser suscetíveis à instabilidade no talude no grupo I seriam A06, A07, B06, B07, B08, B09 (talude retabalhado por vales) e I08 (turbidito litoclástico). Entretanto, Kowsmann et al. (2002) e Kowsmann et al. (2015) afirmam que os movimentos de massa na Bacia de Campos ocorreram principalmente durante o Pleistoceno, e que no Holoceno são datados apenas movimentos de massa associados com a halocinese na porção distal do Platô de São Paulo, desmoronamento das paredes de cânions (GORINI et al., 1998; SCHREINER et al., 2008; KOWSMANN et al., 2015) e a transferência de areias relíquias da plataforma para o talude superior por ação de correntes de fundo (KOWSMANN, et al., 2015).

Borges et al. (2015) também avaliaram a suscetibilidade regional a movimentos de massa submarinos rasos atuais no talude continental da Bacia de Campos, considerando para isso apenas a condição de aplicação da carga estática gravitacional e o uso de um modelo matemático, o que permitiu que fosse calculada a variabilidade espacial dos valores de fatores de segurança estáticos contra deslizamentos submarinos. Borges et al. (2015) concluíram, em semelhança a Kowsmann et al. (2002) e Kowsmann et al. (2015), que as regiões mais suscetíveis à instabilidade no talude na atualidade são as paredes de cânions e ravinas e os flancos das cadeias de sal.

Foram observadas nas estações localizadas em talude retabalhado por vales (estações A07, B06, B07, B08 e B09) maiores porcentagens de COT em comparação com as estações na mesma profundidade e com fluxo de MOP semelhante (Tabela 9), sugerindo o trapeamento da matéria orgânica nesses locais.

Apesar das estações estações A06, A07, B06, B07, B08 e B09 estarem localizadas em região de traçamento, as estações não apresentaram necessariamente maiores densidades. As estações A07, B08 e B09, por exemplo, apresentaram maiores densidades de foraminíferos, concentração de fitopigmentos, COT e produtividade primária/COT, enquanto que a estação A06, embora localizada em região de vales, não se apresentou como traçadora de matéria orgânica, porém apresentou maior densidade em área com a proporção produtividade primária/COT e concentração de fitopigmentos alta, demonstrando maior afinidade dos foraminíferos bentônicos com alimento mais lábil do que pela quantidade de alimento disponível em geral (concentração de COT).

As estações B06 e B07 apresentaram densidades menores em comparação com outras estações na mesma profundidade, contudo com concentrações de fitopigmento, e produtividade primária/COT semelhantes. Nessas estações, maiores estudos relacionados com a competição interespecífica e intraespecíficas são necessários para maior compreensão da dinâmica benthica.

6.2 Talude inferior, Platô de São Paulo e sopé continental-Grupo II

O grupo II é caracterizado por baixos valores de fluxo vertical de MOP ($8,6-21,6 \text{ mgC.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$), porcentagens de areia (4-22%, com exceção da estação H12-88%), concentração de fitopigmentos ($0,05-1,02 \text{ }\mu\text{g.g}^{-1}$), COT (0,25-1,39%), biomassa de bactéria ($1,6-6,7 \text{ }10^{-4}\text{g}$), e maiores valores de *sortable silt* (5,3-5,9) e de conteúdo de CaCO_3 (39-74%). As estações desse grupo são localizadas em regiões com condições de hidrodinâmica menos intensa com atuação de uma corrente fraca e difusa (CCP) (Silveira et al., 2014). Neste grupo também foram observados menores valores de densidade ($7-133 \text{ ind./50 cm}^3$) e o predomínio de foraminíferos bentônicos com carapaças aglutinantes (47-88%).

Em relação à concentração de oxigênio na grupo II, a presença das espécies:

a) *Pyrgo williamsoni*, considerada herbívora/gênero (MURRAY, 1991), epifaunal (CORLISS; CHEN, 1988), indicadora de ambiente oxigenado/gênero (GOODAY, 1994);

c) *Quinqueloculina seminulum*, classificada como epifaunal-gênero (MURRAY, 1991; FONTAINER et al., 2002), herbívora-gênero (MURRAY, 1991), encontrada em ambiente bem oxigenado/gênero (KAIHO, 1994; GERAGA et al., 2000), adaptada a regiões oligotróficas-mesoligotróficas/gênero (KAIHO, 1999; De RIJK et al., 1999), considerada pioneira, indicativa de um ecossistema recolonizador após um distúrbio sedimentar (como *Quinqueloculina seminula*, Duros et al., 2011);

d) *Usbekistania charoides* epifaunal/gênero (MURRAY, 1991), depositívora ativa e passiva-gênero (AKKER et al., 2000), encontrada em regiões oligotróficas (como *Glomospira charoides*) (RIJK et al., 2000);

e) *Epistomina elegans* (como *Hoeglundina elegans*), indicadora de matéria orgânica lábil (GOODAY; TURLEY, 1990), observada em áreas sob domínio da Água Profunda do Atlântico Norte (APAN) (LOHMANN, 1976), indicadora da APAN (água bem ventilada, não corrosiva), em uma região com baixo fluxo de alimento ($\geq 1 \text{ gCm}^{-2} \text{ y}^{-1}$) (MACKENSEN et al., 1995).

Juntamente com os dados de fauna, os valores de C/S entre 4,6 e 10 (Rezende, comunicação pessoal)¹, que indicam condições oxigenadas no sedimento (BERNER; RAISWELL, 1984), nos permite inferir que a distribuição dos foraminíferos bentônicos no grupo II também não seria primariamente controlada pela disponibilidade de oxigênio no sedimento, em região oligotrófica na Bacia de Campos (CIOTTI; KAMPEL, 2001).

As espécies que mais contribuíram para a dissimilaridade deste grupo foram: *Saccorhiza ramosa*, *Rhizammina algaeformis*, *Hyperammina rugosa* e *Karrerulina* sp2.

¹ Informação fornecida por Rezende em 12/08/2015.

A espécie *Saccorhiza ramosa*, considerada epifaunal (HESS; KUHNT, 1996), suspensívora (HESS; KUHNT, 1996, SZAREK, et al., 2006; KOHO et al., 2007), que seleciona o tipo de material que compõe a carapaça (espículas de esponjas) (SCHRÖEDER, 1986), encontrada em área oligotrófica (KOHO et al., 2007), não apresentou correlação significativa com os parâmetros analisados.

A espécie *Rhizamina algaeformis* apresentou correlação fraca e negativa com concentração de fitopigmento, terrígeno/COT, zooplâncton/COT e produtividade primária/COT. Essa espécie é descrita como epifaunal suspensívora (GOODAY, 1997), recolonizadora de ambientes com recentes distúrbios físicos (HESS; KUHNT, 1996). Contudo, Schröder (1986), observa-a na Elevação da Nova Escócia (2200-2500 m), em zonas com menor atividades de correntes intensas.

A espécie *Hyperammia rugosa* não apresentou correlação com os dados analisados. O gênero *Hyperammia*, classificado como suspensívoro (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), foi observado na Planície Abissal de Porcupine, em região com aporte de fitodetritos. Entretanto, esse gênero não se beneficia diretamente dos fitodetritos e sim dos componentes menos lábeis ou das bactérias presentes (GOODAY, 1996).

Devido ao hábito alimentar suspensívoro das espécies *Saccorhiza ramosa*, *Rhizamina algaeformis* e *Hyperammia*, a não correlação forte com os dados analisados no sedimento pode estar relacionada à maior dependência de alimentos disponíveis na água junto ao fundo, não necessariamente com os alimentos disponíveis no sedimento. Além disso, segundo Goldstein e Corliss (1994), é comum os foraminíferos de mar profundo terem maior abrangência alimentar ou de recurso nutricional.

A espécie *Karrerulina* sp2. é classificada como depositívora ativa/gênero (SETOYAMA et al., 2011), infaunal profunda/gênero (SETOYAMA et al., 2011), e é encontrada comumente em planícies abissais, caracterizadas por serem um ambiente com baixo fluxo de matéria orgânica (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005). Contudo, na Bacia de Campos, ela não apresentou

correlação com parâmetros relacionados à disponibilidade de alimento, somente apresentou correlação negativa e fraca com porcentagem de silte.

Essas espécies — *Saccorhiza ramosa*, *Rhizammina algaeformis*, *Hyperammina rugosa* e *Karrerulina* sp2. — sugerem que o grupo II está localizado em uma região com menor aporte de alimento em comparação com o grupo I, e com ação de corrente de fundo menos intensa.

Apesar do fluxo vertical de MOP ser mais baixo nas regiões mais profundas, e a área de estudo ser uma região oligotrófica, ainda temos a predominância da matéria orgânica originada da produtividade primária (Tabela 14) na matéria orgânica do sedimento.

A presença de espécies indicadoras de matéria orgânica lábil, como *Epistominella exigua* (GOODAY; TURLEY, 1990), *Hoeglundina elegans* (FONTANIER et al., 2002), *Nonionella atlantica*, *Nonionella clavata* (MARTINS et al., 2007) e indicadoras de aporte de matéria orgânica, como *Sigmoilopsis schlumbergeri* (JONES; CHARNOCK, 1985), *Uvigerina peregrina* (RATHBURN; CORLISS, 1994) e *Pullenia bulloides* (GUPTA, 2010), ratifica esse cenário.

A constatação, a partir dos dados de foraminíferos bentônicos, da chegada de alimento provinda da produtividade primária para regiões mais profundas é bastante coerente com as condições oceanográficas existentes na Bacia de Campos. Ou seja, os vórtices e meandros de Cabo Frio e Cabo de São Tomé advectam águas costeiras mais produtivas para oceano aberto (VICENTE, 2012), podendo chegar a regiões mais profundas (isóbata de 2500 m), como observado por Palóczy et al. (2013).

Ainda que as estações do grupo II situem-se nas regiões mais distantes da costa brasileira, a matéria orgânica de fonte terrígena é observada até 3000 m de profundidade. Devido aos lipídios possuírem elevada resistência à degradação em relação a outros marcadores, isso permite sua preservação no sedimento por mais tempo (VOLKMAN, 2006), podendo assim serem transportados como material em suspensão, por correntes de turbidez, corrente de contorno, pelos ventos (VOLKMAN, 2006; HEDGES et al., 1997), até mesmo por feições geomorfológicas (i.e., cânion) que estão presentes em toda

bacia e podem atuar como condutores na transferência de sedimentos da plataforma para o mar profundo (NITTROUER; WRIGHT, 1994).

Neste grupo existe a predominância de espécies tanto infaunais (51-57%), como epifaunais (50-87%), estando parcialmente de acordo com o modelo TROX. Contudo, não temos informações mais precisas quanto ao *microhabitat* das espécies infaunais para avaliar o modelo TROX. De acordo com o esquema de Kuhnt et al. (1996), em regiões oligotróficas seriam encontrados foraminíferos aglutinantes suspensívoros. Em geral, foi observada a predominância de foraminíferos aglutinantes, todavia foram encontrados uma variação de 22 a 86% de foraminíferos suspensívoros. Conforme o modelo TROX 2 (ZWAAN et al. 1999), deveríamos encontrar maiores porcentagens de espécies infaunais potenciais, mas, neste trabalho, não foi possível obter maiores informações quanto ao comportamento das espécies infaunais potenciais na Bacia de Campo. Assim, a avaliação mais precisa das condições tróficas das regiões onde se localizam as estações do grupo II, a partir dos modelos existentes, ficou prejudicada em função de falta de bibliografia específica.

Em relação à hidrodinâmica, o grupo II está sob atuação da CCP, sendo considerada uma corrente fraca (em relação à CB e à CCI) e difusa (SILVEIRA et al., 2000). Algumas espécies, como a *Psammosiphonella discreta*, indicadora de regiões batiais e abissais com baixas velocidades (SETOYAMA et al., 2013), e maiores porcentagens de foraminíferos tubulares, que indicam ambiente estável (KAMINSKI 1987b), corroboram esse cenário.

Em relação à instabilidade geológica do grupo II, Kowsmann et al. (2002) e Kowsmann et al. (2015) afirmam que somente movimentos de massa associados com a halocinese ocorrem no Holoceno no Platô de São Paulo na Bacia de Campos. A plotagem das estações no mapa de indicadores geológicos de instabilidade da Bacia de Campos de Kowsmann et al. (2015) possibilitou localizar uma estação com possível movimento de massa: H11 (localizada em afloramento do sedimento em subsuperfície por halocinese).

A estação H11 apresenta baixa densidade de foraminíferos bentônicos vivos, como as estações A11 e B11, e a porcentagem de COT e o fluxo de

MOP são relativamente parecidos (aproximadamente $10 \text{ mgC.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$). Entretanto, a porcentagem de espécies tubulares diminui (de aproximadamente 40% para 14%) e existe a predominância de espécies infaunais (52%), sugerindo possíveis distúrbios físicos provocados por ações de correntes mais intensas, pois os foraminíferos tubulares não persistem em ambiente com intensa atuação da corrente de fundo (KAMINSKI 1987b) e as espécies infaunais são favorecidas nesse ambiente (KAMINSKI, 1987). A presença de domos salinos nas regiões mais profundas poderia desencadear aumento na velocidade da corrente de fundo no local, propiciando variações na capacidade de transporte das correntes de fundo (VIANA, 2002).

6.3 Estações I10, I11 e I12-Grupo III

O grupo III é caracterizado por valores mais baixos de fluxo vertical de MOP ($8,5-11,9 \text{ mgC.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$), concentração de fitopigmentos ($0,08-0,49 \mu\text{g.g}^{-1}$), COT (0,27-0,7%), biomassa de bactéria ($1,9-6,4 \cdot 10^{-4}\text{g}$), baixas porcentagens de areia (9-13%, com exceção da estação I12-21%), maiores valores de *sortable silt* ($5,7-5,8 \Phi$), e de conteúdo de CaCO_3 (51-84%). Neste grupo foram observados valores baixos de densidade de foraminíferos bentônicos vivos ($16-54 \text{ ind./50 cm}^3$). As espécies que mais contribuiriam para a dissimilaridade deste grupo foram a *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e *Reophax helenae*.

A espécie *Glomospira gordialis*, considerada epifaunal detritívora /gênero (KAMINSKI et al., 1996), não apresentou correlação com os dados analisados neste estudo. Na literatura, essa espécie é abundante em grandes profundidades/gênero-morfotipo (JONES; CHARNOCK, 1985) e indicadora de ambientes com alta disponibilidade de oxigênio (KAMINSKI et al., 1996) e possui baixa tolerância a ambientes com distúrbios por ação da corrente de fundo (KAMINSKI et al., 1996).

A espécie *Pyrgoella irregularis*, considerada epifaunal/miliolídeos (CORLISS, 1991), apresentou correlação moderada e negativa com biomassa

de bactéria, correlação moderada e positiva com *sortable silt*, CaCO_3 e porcentagem de argila, correlação negativa e fraca com concentração de fitopigmento e COT, e correlação negativa e moderada com biomassa de bactéria, possivelmente refletindo atuação de uma corrente fraca (Silveira et al., 2014).

A espécie *Reophax helenae* é considerada como infaunal e detritívora (MURRAY, 1991), e apresentou correlação positiva e fraca com bactéria/COT, sendo coerente com Gooday (1996), que sugere o beneficiamento do gênero *Reophax* com a presença de fitodetrítos degradados e/ou também são associados à população bacteriana (GOODAY, 1996).

Essas espécies — *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e *Reophax helenae* — sugere que o grupo III, em semelhança com o grupo II, está localizado em uma região com menor aporte de alimento e com ação de corrente de fundo menos intensa, em comparação com o grupo I.

A aplicação dos modelos conceituais TROX, trófico contínuo e TROX 2, visando ao entendimento das condições tróficas das regiões onde se localizam as estações dos grupo II, apresentou também algumas restrições, tendo em vista a limitação de dados obtidos sobre *microhabitat*, hábito alimentar das espécies e condições redox do sedimento, não permitindo uma inferência mais precisa sobre as condições tróficas nessa região, como já abordado acima.

Com relação à estação I10, as espécies mais abundantes encontradas foram: *Reophax helenae* e *Alabaminella weddellensis*. A espécie *Alabaminella weddellensis* é classificada como epifaunal (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988), que aparentemente responde a fitodetrítos depois de um *bloom* fitoplanctônico (GOODAY; TURLEY, 1990; GOODAY, 1994). Contudo, a espécie *Alabaminella weddellensis* não apresentou correlação significativa com os parâmetros analisados neste trabalho. Como já descrito acima, a espécie *Reophax helenae* pode se beneficiar com a presença de fitodetrítos degradados e também é associada à população bacteriana (GOODAY, 1996). A disponibilidade de matéria orgânica mais lábil, constatada através dessas

espécies, pode ser decorrente do transporte de águas mais ricas provindas do vórtice de Vitória (GAETA et al., 1999), e pela proximidade com a Cadeia Vitória Trindade, que por sua vez modifica a circulação local (ARRUDA et al., 2013), propiciando a produtividade primária que resulta em *spots* de alta atividade biológica (ANDRADE et al., 2004).

Na estação I11, foi observado que 72% das espécies são epifaunais, e as mais abundantes foram: *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e a *Triloculina selene*. Segundo Gooday (2003), as espécies epifaunais são oxigênio-fílicas e desaparecem quando níveis de oxigênio caem, provavelmente refletindo adequada concentração de oxigênio na água de poro e disponibilidade de alimento lábil.

A espécie *Triloculina selene*, observada somente na estação I11 (2500 m de profundidade), apresenta hábito alimentar detritívoro/gênero (MURRAY, 1991), e *micohabitat* epifaunal/gênero (MURRAY, 1991). Apesar das espécies *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e a *Triloculina selene* não apresentarem correlação significativa com razão bactéria/COT, na estação I11 (2500 m de profundidade), foi observado razão bactéria/COT maior que a profundidade de 700 m nesse mesmo transecto.

Em relação à estação I12, foi observada a presença das espécies *Dendrophrya arborescens* e *Glomospira gordialis* como as mais abundantes. A espécie *Dendrophrya arborescens* é classificada como epifaunal (GOODAY, 1994), mostra-se unida a outro foraminífero ou substrato (Schröder, 1986), suspensívora/gênero (CETEAN et al., 2011), que apresenta baixa capacidade de dispersão e recolonização (KAMINSKI et al., 1988) e não apresentou correlação significativa com os parâmetros analisados.

A estação I12 apresentou maior razão PP/COT dentre as estações a 3000 m de profundidade, como já abordado anteriormente, sugerindo o aumento de alimento provindo da produtividade primária. Também foi observado 20% de areia e valor de *sortable silt* de $5,7 \Phi$, propondo um aumento na velocidade de corrente no local. Contudo, devido à presença de espécies com baixa tolerância a ambientes com distúrbios por ação da corrente

de fundo (KAMINSKI et al., 1996) e baixa capacidade de dispersão e recolonização (KAMINSKI et al., 1988), deve-se considerar que a possível ação de corrente de fundo mais intensa ocorreu anteriormente à data de coleta dado pelo escoamento difuso da CCP (SILVEIRA et al., 2014).

Assim, o grupo III diferencia-se do grupo II pela composição das espécies e pela maior disponibilidade de alimento, provavelmente devido à proximidade com a Cadeia Vitória Trindade e pela influência do vórtice de Vitória.

7. Conclusões

A partir dos resultados obtidos de análises microfaunísticas, sedimentológicas e geoquímicas, foi possível identificar três grupos dispostos no talude continental e no Platô de São Paulo da Bacia de Campos.

O grupo I inclui amostras do talude superior, médio e inferior (400-1300 m de profundidade), e é caracterizado por maiores valores de densidade de foraminíferos bentônicos, carbono orgânico total, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactérias, menores valores de *sortable silt* e de conteúdo de carbonato de cálcio, e pela presença de espécies como *Globocassidulina subglobosa*, *Reophax scoriurus*, *Reophax subfusiformis*, *Reophax spiculotestus* e *Epistominella exigua*, refletindo a disponibilidade de alimento e ação de corrente de fundo intensa (CB e CCI).

O grupo II, constituído de amostras do talude inferior e Platô de São Paulo (1900-3000 m de profundidade), é caracterizado por menores densidades de foraminíferos bentônicos, carbono orgânico total, concentração de fitopigmentos, biomassa de bactérias, maiores valores de *sortable silt* Φ e de conteúdo de carbonato de cálcio, e pela presença de espécies como *Saccorhiza ramosa*, *Rhizammina algaeformis*, *Karrerulina* sp2. e *Hyperammina rugosa*, refletindo provavelmente uma região com condições mais oligotróficas

(menor aporte de alimento), e com ação de corrente de fundo menos intensa em comparação com o grupo I (CCP).

O grupo III (1900-3000 m de profundidade) diferencia-se do grupo II pela presença das espécies *Glomospira gordialis*, *Pyrgoella irregularis* e *Reophax helenae*. Esse grupo também diferencia-se do grupo II devido a condições hidrodinâmicas (atuação dos vórtices e meandramento da CB e proximidade com a Cadeia Vitória Trindade).

Na Bacia de Campos, a estrutura da comunidade de foraminíferos bentônicos (densidade e composição de espécies) apresentou um padrão de distribuição que seguiu principalmente a disponibilidade e a qualidade do alimento disponível (concentração de fitopigmentos no sedimento e fluxo vertical de matéria orgânica particulada), que seria, por sua vez, controlada pela dinâmica de mesoescala do Sistema CB (Corrente do Brasil, a Corrente de Contorno Intermediária e meandros e vórtices).

A distribuição dos foraminíferos bentônicos da Bacia de Campos é também controlada pelas características texturais do sedimento, decorrentes da ação da CB e CCI junto ao fundo oceânico. A espécie *Globocassidulina subglobosa* foi constatada em ambiente com corrente de fundo mais intensa e apresentou-se euritrófica, enquanto que a espécie *Pyrgoella irregularis* refletiu possivelmente a atuação de uma corrente fraca.

Através da análise da fração *sortable silt* foi possível reconhecer regiões com maiores velocidade de fundo em decorrência da ação da CB no talude superior e da CCI no talude médio.

Foram observadas algumas possíveis especificidades alimentares das espécies de foraminíferos bentônicos na Bacia de Campos como: *Reophax scorpiurus* e *Reophax spiculotestus*, que mostraram-se euritróficas; *Epistominella exigua*, que mostrou estenotrofia por matéria orgânica mais lábil; e a espécie *Reophax helenae*, com estenotrofia por bactéria.

8. Referências bibliográficas

- ANDRADE, L.; GONZALEZ, A.M.; VALENTIN, J.L.; PARANHOS, R. **Bacterial Abundance and Production in the Southwest Atlantic Ocean.** *Hydrobiologia*, 2004. v. 511, 1-3.
- ARRUDA, W.Z., CAMPOS, E.J.D. VOLODYMYR, Z., SOUTELINO, R .G.; SILVEIRA, I., C.A., **Events of equatorward translation of the Vitoria Eddy.** *Continental Shelf Research*, 2013. v. 70, 61–73.
- AKKER, T. J. H. A. **Campanian to Palaeocene biostratigraphy and palaeoenvironments in the Foula Sub-basin, west of the Shetland Islands, UK.** *Journal of Micropalaeontology*, 2000. v.19, 23-43.
- ALMEIDA, A. G.; KOWSMANN, R.O. Geomorfologia do Talude Continental e do Platô de São Paulo. In: Kowsmann, R. O., editor. **Caracterização Ambiental Regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste: Geologia e Geomorfologia.** Rio de Janeiro: 2015. Elsevier, v.1, 33-66 (Série Habitats). In press.
- ALTENBACH, A. V.; STRUCK, U. **On the coherence of organic carbon flux and benthic foraminiferal biomass.** *J. Foraminiferal Res.*, 2001. v. 31, p. 79–85.
- ALTENBACH, A. V. et al. **Scaling percentages and distributional patterns of benthic foraminifera with flux rates of organic carbon.** *Journal of Foraminiferal Research*, 1999. v.29:173-185.
- ALTENBACH, A.V., SARNTHEIN, M. **Productivity record in benthic foraminifera.** In: BERGER W. H.; SMETACEK V.S.; WEFER G. (eds) *Productivity of the ocean: present and past.* Wiley, Chichester, 1989. pp 255–269.
- ANDERSON, L. A.; SARMIENTO, J. **Redfield ratios of remineralization determined by nutrient data analysis.** *Global Biogeochemical cycles*, 1994. v. 8 (1): 65-80.
- ARMSTRONG, A. H., BRASIER, D. M. *Microfossils.* Blackwell Publishing, Incorporated. 2nd edition, 2005. 304 p.
- AZAM F. et al. **The ecological role of water-column microbes in the sea.** *Marine Ecology Progress Series*, 1993. v., 10:257-263.
- BARBOSA, V. P. **Sistemática, bioestratigrafia e paleoceanografia de foraminíferos do quaternário do talude continental das bacias de Santos Campos.** Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências. Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 2002. 247p.
- BARBOSA, V. P. **Foraminíferos Bentônicos Quaternários do Talude Continental da Bacia de Santos: Sistemática, Paleobatimetria e Paleoecologia.** Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre. Instituto de Geociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Rio Grande do Sul, 1998. 427p.
- BAUMANN, K.-H.; BOECKEL, B.; DONNER, B.; GERHARDT, S.; HENRICH, R.; VINK, A.; VOLBERS, A.; WILLEMS, H.; ZONNEVELD, K.A.F. Contribution of calcareous plankton groups to the carbonate budget of South Atlantic surface

sediments. In: WEFER, G.; MULITZA, S.; RATMEYER, V. (Eds.): **The South Atlantic in the Late Quaternary: reconstruction of material budget and current systems**, 2003. p. 81-99.

BARMAWIDJAJA, D. M., JORISSEN, F.J., PUSKARIC, S., VAN DER ZWAAN, G. J. Microhabitat selection by benthic Foraminifera in the northern Adriatic Sea. *Journal of Foraminiferal Research*, 1992. vol. 22, no. 4, pp. 297-317.

BERGER, W. H.; WEFER G. **Export production: Seasonality and intermittency, and paleoceanographic implications**. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.*, 1990. v. 89, p. 245-254.

BERNER, R.; RAISWELL, R., 1984. C/S method for distinguishing freshwater from marine sedimentary rocks. *Geology*, v.12, p. 365-368.

BETZER, P. R. et al. **Primary productivity and particles fluxes on a transect of the equator at 153°W in the Pacific Ocean**. *Deep- Sea Res, Part A*, 1984. v. 31 (1), p.1–11.

BOERSMA, A. Foraminifera. In: HAQ, B.U.; Boersma, A (ed). **Introduction to marine micropaleontology**. New York, Elsevier, 1978. p. 19-77.

BOLTOVSKOY, E. et al. **Atlas of benthic shelf foraminifera of the southwest Atlantic**. Dr W. Junk by Publishers. The Hague, 1980. 147p.

BOLTOVSKOY, E. E WRIGHT, R. **Recent Foraminifera**. Dr. W. Junk, The Hague, 1976. 515 pp.

BOLTOVSKOY, E. **Los Foraminíferos Recientes: biología, métodos de estudio, aplicación oceanográfica**. Buenos Aires: Editorial Universidade de Buenos Aires, 1965. 510p.

BOLTOVSKOY, E. **Foraminifera as biological indicators in the study of ocean currents**. *Micropaleontology*, 1959. 5 (4):473-481.

BORGES, R. B.; LIMA, A. C.; KOWSMANN, R. O. Áreas propensas a escorregamentos no talude continental In: KOWSMANN, R.O., editor. **Caracterização Ambiental Regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste: Geologia e Geomorfologia**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015. v.1, 33-66 (Série Habitats). In press.

BOYD, P. W.; TRULL, T.W. **Understanding the export of biogenic particles in oceanic waters: Is there consensus?** *Progress In Oceanography*, 2007. 72:276-312.

BOZZANO, G.; ALONSO, B. **Transfer of organic carbon on the Moroccan Atlantic continental margin (NW Africa): productivity and lateral advection**. *Geo-Mar Lett.*, 2009. 29:277–289.

BRUMMER, GEERT-JAN A.; VAN EIJDEN, A.J.M. "Blue-ocean" paleoproductivity estimates from pelagic carbonate mass accumulation rates. *Marine Micropaleontology*, 1992. v.19 (1-2), p. 99-117.

BURONE, L., B. et al. **Benthic foraminiferal distribution on the southeastern Brazilian shelf and upper slope**. *Mar Biol.* 2011. DOI 10.1007/s00227-010-1549-7.

CADDAH, L. F. G., KOWSMANN, R. O., VIANA, A. R. **Slope sedimentary facies associated with Pleistocene and Holocene sea-level changes**,

- Campos Basin, southeast Brazilian margin.** Sediment. Geol., 1998. v.115, p. 159–174.
- CALADO, L., GANGOPADHYAY, A., SILVEIRA, I. C. A. **Feature-oriented regional modeling and simulations (FORMS) for the western South Atlantic: Southeastern Brazil region.** Ocean Modelling (Oxford), 2008. v. 25, p. 48-64.
- CALADO, L.. **Dinâmica da interação da atividade de meso-escala da Corrente do Brasil com o fenômeno da ressurgência costeira ao largo de Cabo Frio e Cabo de São Tome, RJ.** Tese apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor em Ciências. Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. São Paulo, 2006. 184p.
- CAMPOS, E. J. D., VELHOTE, D., SILVEIRA, I. C. A. **Shelf break upwelling driven by Brazil Current cyclonic meanders.** Geophys. Res. Lett., 2000. v. 27 (5), p. 751-754.
- CAMPOS, E. J. D.; GONÇAVES, J. E.; IKEDA, Y. **Water mass structure and geostrophic circulation in the South Brazil Bight – Summer of 1991.** Geophys Res., 1995. v. 100 (C9), p. 18537-18550.
- Carreira, R.S., Araújo, M.P., Costa, T.L.F, Ansari, N. F., Pires, L. C. M. **Lipid biomarkers in deep sea sediments from the Campos Basin, SE Brazilian continental margin.** 2010. Organic Geochemistry, v. 41:p.879-884.
- CASTRO, B. M. **Correntes e massas de água da plataforma continental norte de São Paulo.** Livre Docência Thesis. Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, São Paulo, 1996. 248 pp.
- CASTRO, B. M.; MIRANDA, L.B.; MIYAO, S.Y. **Condições hidrográficas na plataforma continental ao largo de Ubatuba: variações sazonais e em média escala.** Bolm Inst. OceanoGr. S. Paulo, 1987. v 35, pp. 135-151.
- CETEAN, C. G. et al. **Integrated biostratigraphy and palaeoenvironments of an upper Santonian upper Campanian succession from the southern part of the Eastern Carpathians, Romania.** Cretaceous Research, 2011. 32, 575-590.
- CIOTTI, A. M., KAMPEL, M. **Concurrent observations of ocean color and sea surface temperature between Cabo Frio e Cabo São Tomé.** Anais X SBSR, 2001. p. 785-791.
- CHESTER, R. Marine Geochemistry. London, Boston, Sydney, Wellington: Unwin Hyman. 1990. 698 pp.
- CORLISS, B. H. **Morphology and microhabitat preferences of benthic foraminifera from the northwest Atlantic Ocean.** Mar Micropaleontol., 1991. v. 17, p.195–236.
- CORLISS, B. H.; CHEN, C. **Morphotype patterns of Norwegian Sea deep-sea benthic foraminifera and ecological implications.** Geology., 1988. v. 16, p. 716-719.
- CORLISS, B. H. **Microhabitats of benthic foraminifera within deep-sea sediments.** Nature, 1985. V. 314, 435-438.
- COSTA, T.P. **Existe um Vórtice de Vitória climatológico?.** Monografia de Bacharelado apresentada ao Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para a obtenção do grau de Bacharel em Oceanografia. 2007. 76p.

CRAPEZ, M.A.C. Bactérias marinhas. In: Pereira, R.C. e Soares-Gomes, A. (eds). **Biologia Marinha**. Ed. Interciência. Rio de Janeiro, 2002.p. 83-101.

DANOVARO, R., et al. **Benthic response to particulate fluxes in different trophic environments: a comparison between the Gulf of Lions–Catalan Sea (western-Mediterranean) and the Cretan Sea (eastern-Mediterranean)**. Progress in Oceanography, 1999. v. 44, Issues 1–3, p. 287–312.

DAUWE, B. et al. **Enzymatically hydrolyzable amino acids in North Sea sediments and their possible implication for sediment nutritional values**. Journal of Marine Research, 1999. Volume 57, Number 1, p. 109-134.

DEBENAY, J-P., REDOIS, F. **Distribution of twenty seven dominant species of shelf benthic foraminifers on the continental shelf, north of Dakar (Senegal)**. Marine Micropaleontology, 1997. v. 29, p. 237-255.

DE RIJK, S., JORISSEN, F.J., ROHLING, E.J., TROELSTRA, S.R. **Organic flux control on bathymetric zonation of Mediterranean benthic foraminifera**. Marine Micropal., 2000. v. 40: 151-166.

DIZ, P. et al. **Distribution of benthic foraminifera in coarse sediments, Ria de Vigo, NW Iberian margin**. J.Foram.Res., 2004. v. 4, p. 258-275.

DUCKLOW, H.W., D.K. STEINBERG, K.O. BUESSELER. **Upper ocean carbon export and the biological pump**. Oceanography. 2001. 14(4):50–58.

DUROS, P. et al., **Live (stained) benthic foraminifera in the Whittard Canyon, Celtic margin (NE Atlantic)**. Deep-Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers, 2011. v. 58, pp. 128-146

EICHLER, P.P.B. et al. **Benthic foraminiferal assemblages of the South Brazil: Relationship to water masses and nutrient distributions**. Continental Shelf Research, 2008. v. 28, p. 1674– 1686.

ELLIS, B. F.; MESSINA, A. R. **Catalog of foraminifera**. American Museum of Natural History, Special Publication. New York. 1940. et. seq.

FARIDUDDIN, M.; LOUBERE, P. The surface ocean productivity response of deep water benthic foraminifera in the Atlantic Ocean. **Marine Micropaleontology**, 1997. v.32, p.289–310.

FIGUEIREDO Jr., A. G. et al. Geomorfologia e sedimentologia da plataforma continental. In: Kowsmann, R.O., editor. **Caracterização Ambiental Regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste: Geologia e Geomorfologia**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015. v.1, 33-66 (Série Habitats). In press.

FOLK, R. L.; WARD, W. C. **Brazos river bar: a study in the significance of grain size parameters**. Journal of Sedimentary Research, Society for Sedimentary Geology, 1957. v. 27, n. 1.

FOLONI NETO, H. **As massas de água na Bacia de Campos – RJ**. Tese apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de mestre. Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. São Paulo, 2010. 119 p.

FONTANIER, C. et al. **Live foraminifera from the open slope between Grand Rhone and Petit Rhone Canyons (Gulf of Lions, NW Mediterranean)**. Deep-Sea Research I, 2008. v. 55, p. 1532–1553.

FONTANIER, C. et al. 2005. **Live foraminiferal faunas from a 2800 m deep lower canyon station from the Bay of Biscay: faunal response to focusing of refractory organic matter**. Deep-Sea Research I, 2005. 52:1189-1227.

- FONTANIER, C. et al. **Seasonal and interannual variability of benthic foraminiferal faunas at 550 m depth in the Bay of Biscay.** Deep-Sea Res., Part I, 2003. v.50, p. 457-494.
- FONTANIER, C. et al. **Live benthic foraminiferal faunas from the Bay of Biscay: faunal density, composition, and microhabitat.** Deep-Sea Res. I, 2002. v. 49, p. 751–785.
- FORAMINIFERA.EU-Illustrated catalog of the Foraminifera.eu Project disponível em <http://www.foraminifera.eu/protobotellina.php> Acesso em [14/07/2015].
- GAETA, S. A.; BRANDINI, F. P. Produção Primária do Fitoplâncton entre o Cabo de São Tomé (RJ) e o Chuí (RS). In: Rossi-Wongtschowski, C.L.D.B; Madureira, L.S.P. (Org.), 2006. **O ambiente da Plataforma Continental e do Talude na região sudestesul do Brasil.**- São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo, 2006. p. 219- 264.
- GAETA, S. A. et al. **The Vitória Eddy and its relation to the phytoplankton biomass and primary productivity during the austral 1995.** Arch. Fish.Mar. Res., 1999. V.47, 253–270.
- GARFIELD, N. **The Brazil Current at subtropical latitudes.** University of Rhode Island. 1990.
- GEHLEN, M., et al. **Reconciling surface ocean productivity, export fluxes and sediment composition in a global biogeochemical ocean model.** Biogeosciences, 2006. v. 3, p. 521–537.
- GERAGA, M., TSAILA-MONOPOLIS, S., IOAKIM, C., PAPTAEODOROU, G., FERENTINOS, G. **Evaluation of palaeoenvironmental changes during the last 18,000 years in the Myrtoon basin, SWAegean Sea.** Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.,2000. v. 156, p. 1–17.
- GOLDSTEIN, S.T., CORLISS, B.H. Deposit feeding in selected deep-sea and shallow-water benthic foraminifera. Deep-Sea Res.I, 1994. 41, 229–241.
- GOODAY, A. J. **Benthic foraminifera (Protista) as tools in deep-water paleoceanography: environmental influences on faunal characteristics.** Advances in Marine Biology, 2003. v. 46. P. 1-90.
- GOODAY, A. J.; RATHBURN, A. E. **Temporal variability in deep-sea benthic foraminifera: a review.** In: van der Zwaan, G.J.; Gradstein, F. (Eds.), Earth Sciences Review, 1999. v.46, p. 187-212.
- GOODAY, A. J. **Large deep-sea agglutinated foraminifera: two different kinds of organization and their possible ecological significance:** Journal of Foraminiferal Research, 1997. v. 27, p. 278–291.
- GOODAY, A.J. **Epifaunal and shallow infaunal foraminiferal communities at three abyssal NE Atlantic sites subject to differing phytodetritus input regimes.** Deep-Sea Research I, 1996. v. 43, No. 9, pp. 1395-1421.
- GOODAY, A. J. **The Biology of Deep-Sea Foraminifera: A Review of Some Advances and Their Applications in Paleoceanography.** Palaios, 1994. v. 9, p. 14-31.
- GOODAY, A. J. **Deep-sea benthic foraminiferal species which exploit phytodetritus: Characteristic features and controls on distribution.** Mar Microplaeontol., 1993. v. 22, p.187–205.

- GOODAY, A. J., Turley, C. M. **Responses by benthic organisms to inputs of organic material to the ocean floor: a review.** Phil. Trans. Roy. Soc. London, 1990. v. A331, p. 119–138.
- GOODAY, A.J. **A response by benthic foraminifera to the deposition of phytodetritus in the deep sea.** Nature, 1988. v.332, p. 70–73.
- GOODAY A.J.; HAYNES, J.R. **Abyssal foraminifera, including two new genera, encrusting the interior of *Bathysiphon rusticus* tubes.** Deep-Sea Res., 1983. 30:591-614.
- GORINI, M.A., MALDONADO, P.R., SILVA, C.G., SOUZA, E.A.; BASTOS, A.C. **Evaluation of deep water submarine hazards at Campos Basin, Brazil.** Offshore technology conference, Houston, Texas, EUA, 1998. p. 133 – 141.
- GUPTA, A. K. Deep-sea faunal provinces and their inferred environments in the Indian Ocean based on distribution of Recent benthic foraminifera Soma. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, 2010. v. 291, p. 429–442.
- GYLLENCREUTZ, R.; MAHIQUES, M. M. ALVES, D. V. P.; WAINER, I. K. C. **Mid- to late-Holocene paleoceanographic changes on the southeastern Brazilian shelf based on grain size records.** HOLOCENE, 2010. v.20, n.6, p.863-875.
- SEN GUPTA, B. K. Introduction to modern Foraminifera. In: SEN GUPTA, B. K. (ed.) **Modern foraminifera.** Kluwer Academic Publishers, 1999. p. 3-6.
- HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, P.D. **PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis.** Palaeontologia Electronica, 2001. 4(1): 9pp. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm
- HARLOFF, J.; MACKENSEN, A. **Recent benthic foraminiferal associations and ecology of the Scotia Sea and Argentine Basin:** Marine Micropaleontology, 1997. v.31, p. 1-29.
- HEDGES, J. I.; KEIL; R. G.; BENNER, R. **What happens to terrestrial organic matter in the ocean?** Org. Geochem., 1997. 27, 195–212.
- HEINZ, P.; HEMLEBEN, CH. 2003. **Regional and seasonal variations of recent benthic deep-sea foraminifera in the Arabian Sea.** Deep-Sea Research I, 2003. v. 50, p. 435–447.
- HEINZ, P.; HEMLEBEN, C. H.; KITAZATO, H. **Time-response of cultured deep-sea benthic foraminifera to different algal diets.** Deep-Sea Research I, 2002. vol. 49, pp. 517-537.
- HENRICH, S. M., 1992. **Early diagenesis of organic matter in marine sediments: progress and perplexity.** Marine Chemistry, v. 39, Issues 1–3, p.119–149.
- HERGUERA, J. C. **Deep-sea benthic foraminifera and biogenic opal: Glacial to postglacial productivity changes in the eastern equatorial Pacific.** Marine Micropaleontology, 1992. v. 19, p. 79–98.
- HERGUERA, J.C., BERGER, W.H. 1991. **Paleoproductivity from benthic foraminifera abundance; glacial to postglacial change in the west-equatorial Pacific.** Geology, v.19, p.1173–1176.

- HESS, S.; JORISSEN, F. J. **Distribution patterns of living benthic foraminifera from Cap Breton canyon, Bay of Biscay: faunal response to sediment instability.** Deep-Sea Res. I, 2009. v. 56, p. 1555–1578.
- HESS, S. et al. **Benthic foraminiferal recovery after recent turbidite deposition in cap breton canyon, bay of biscay.** Journal of Foraminiferal Research 35 (2), 2005. 114–129.
- HESS, S.; KUHNT, W. **Deep-sea benthic foraminiferal recolonization of the 1991 Mt. Pinatubo ash layer in the South China Sea.** Marine Micropaleontology, 1996. v. 28, p. 171- 197.
- JONES, R. W. **The Challenger foraminifera.** Oxford University Press. 1994. p.149.
- JONES, R. W.; CHARNOCK, M. A. **“Morphogroups” of agglutinating foraminifera. Their life positions and feeding habitats and potential applicability in (paleo) ecological studies.** Revue de Paléobiologie, 1985. vol. 4, n.º 2, pp. 311-320.
- JORISSEN, F.J.; et al. **Impact of oil-based drill mud disposal on benthic foraminiferal assemblages on the continental margin off Angola.** Deep-Sea Research II, 2009. 56:2270-2291.
- JORISSEN, F. J.; FONTANIER, C.; THOMAS, E. Paleooceanographical proxies based on deep-sea benthic foraminiferal assemblage characteristics. In: **Proxies in Late Cenozoic Paleooceanography: Pt. 2: Biological tracers and biomarkers**, edited by C. Hillaire-Marcel and A. de Vernal, Elsevier, 2007. p. 263-326.
- JORISSEN, F. J.; STIGTER, H. C.; WIDMARK, J. G. V. **A conceptual model explainin benthic foraminiferal *microhabitats*.** Marine Micropaleontology, 1995. v. 26, p. 3-15
- JORISSEN, F. J.; BUZAS, H.; CULVER, S.; KUEHL, S. **Vertical distribution of living benthic Foraminifera in submarine canyons off New Jersey.** Journal of Foraminiferal Research, 1994. 24:28-36.
- KAIHO, K. **Effect of organic carbon flux and dissolved oxygen on the benthic foraminiferal oxygen index (BFOI).** Marine Micropaleontology, 1999.v. 37, 67–76.
- KAIHO, K. **Benthic foraminiferal dissolved oxygen index and dissolved oxygen levels in the modern ocean.** Geology, 1994. v. 22, p. 719-722.
- KAMINSKI, M. A.; CETEAN, C. G. Lectotypes of type species of Agglutinated Foraminiferal Genera in the Collections of the Natural History Museum, London. Part 1. Astrorhizina and Saccamminina. In: Kaminski, M.A.; Filipescu, S., (eds), 2011. **Proceedings of the Eighth International Workshop on Agglutinated Foraminifera.** Grzybowski Foundation Special Publication, 2011. v.16, p. 61-69.
- KAMINSKI, M. A.; CETEAN, C. G.; HENDERSON, A. S. Lectotypes of type species of Agglutinated Foraminiferal Genera in the Collections of the Natural History Museum, London. Part 1. Astrorhizina and Saccamminina. In: Kaminski, M.A.; Coccioni, R., (eds.) **proceedings of the seventh international workshop on agglutinated foraminifera.** Grzybowski Foundation. 2008. p. 63 – 77.

- KAMINSKI, M. A.; GRADSTEIN, F. M. **Atlas of Paleogene Cosmopolitan Deep-water Agglutinated Foraminifera**. Grzybowski Foundation Special Publication 10, 2005. 547P.
- KAMINSKI, M. A.; GRASSLE, J. F.; WHITLATCH, R. B. Life history and recolonization among agglutinated foraminifera in the Panama basin. *Abhandlungen der Geologischen Bundesanstalt*, 1988. v. 41, p. 229-244.
- KAMINSKI, M. A.; SCHRÖDER, C. J. **Environmental analysis of deep-sea agglutinated foraminifera: can we distinguish tranquil from disturbed environments?** Gulf Coast Section SEPM Foundation Eighth Annual Research Conference, Selected Papers and Illustrated Abstracts, 1987. p. 90–93.
- KAMINSKI, Michael Anthony. **Cenozoic deep-water agglutinated foraminifera in the North Atlantic**. 1987b. Tese de Doutorado. Woods Hole Oceanographic Institution.
- KAMINSKI, M. A. **Evidence for control of abyssal agglutinated community structure by substrate disturbance: results from the HEBBLE Area: Marine Geology**, 1985. v. 66, p. 113–131.
- KAMPEL, M. **Estimativa da produção primária e biomassa fitoplanctônica através de sensoriamento remoto da cor do oceano e dados in situ**. Tese apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor (versão revisada), Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, 2003. 259 p.
- KAZMIERCZAK, J. ***Tolypammina vagans* (Foraminiferida) as inhabitant of the Oxfordian siliceous sponges**. *Acta Palaeontologica Polonica*, 1973. 18:95-115.
- KITAZATO, H. et al. **Seasonal phytodetritus deposition and responses of bathyal benthic foraminiferal assemblages in Sagami Bay, Japan: preliminary results from 'Project Sagami 1996–1999'**. *Mar Micropaleontol.*, 2000. v. 40 (3), p.135–149.
- KITAZATO, H. **Foraminiferal *microhabitats* in four marine environments around Japan**. *J. Foraminifera. Res.*, 1994. 24: 29-41.
- KOHO, K. A. et al. **Sedimentary labile organic carbon and pore water redox control on species distribution of benthic foraminifera: a case study from Lisbon-Setúbal Canyon (southern Portugal)**. *Progress in Oceanography*, 2008. 79 (1), 55–82.
- KOHO, K.A. et al. **Benthic foraminifera in the Nazaré canyon, Portuguese continental margin: sedimentary environments and disturbance**. *Marine Micropaleontology*, 2007. v. 66, 27–51.
- KOWSMANN, R. O; ALEXSANDRE, C. L; VICALVI, M. A. Feições indicadoras de instabilidade geológica no talude continental e no Platô de São Paulo. **Geomorfologia do Talude Continental e do Platô de São Paulo**. In: KOWSMANN, R.O., editor. **Caracterização Ambiental Regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste: Geologia e Geomorfologia**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015. v.1, 33-66 (Série Habitats). In press.
- KOWSMANN, R. O. et al. **Control on Mass- Wasting in Deep Water of Campos Basin**. OTC 14030, 2002.

- KUHNT, W.; MOULLADE, M.; KAMINSKI, M. A. **Ecological structuring and evolution of deep sea agglutinated foraminifera-A review**. *Revue de Micropaléontologie*, 1996. 39:271-284.
- KURBJEWIT, F. et al. **Distribution, biomass and diversity of benthic foraminifera in relation to sediment geochemistry in the Arabian Sea**. *Deep-Sea Research II*, 2000. v. 47 (14), p. 2913–2955.
- LALLI, C. M.; PARSONS, T. R. **Biological Oceanography: An Introduction**. New York: Pergamon, 1996.
- LAMPITT, R. S. **Evidence for the seasonal deposition of detritus to the deep- sea floor and its subsequent resuspension**. *Deep-Sea Research Part A — Oceanographic Research Papers*, 1985. 32 (8), 885–897.
- LEE, S.; FUHRMAN, J. A. Relationships between biovolume and biomass of naturally derived marine), bacterioplankton. *Applied and Environmental Microbiology*, 1987. 53:1298-1303.
- LEVIN, L. A., ETTER, R. J., REX, M. A., GOODAY, A. J., SMITH, C. R., PINEDA, J., STUART, C. T., HESSLER, R. R., PAWSON, D. **Environmental influences on regional deep-sea species diversity**. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 2001. v.32, p. 51-93.
- and their classification - PLATES**. Van Nostrand Reinhold, New York, 1988. v. 2, 970 p.
- LOHMANN, G. P. **Abyssal benthonic foraminífera as hydrographie indicators in the Western South Atlantic-Ocean**. *J. Joram. Res.*, 1978. v 8, 1, 6-34.
- LOURENÇO, S. O.; MARQUES JÚNIOR, A.N. Produção primária marinha. In: PEREIRA, R. C., SOARES-GOMES, A. (eds). **Biologia Marinha**. Ed. Interciência: Rio de Janeiro, RJ, 2002. pp. 195-227.
- LUTZ, M. J. et al.. **Seasonal rhythms of net primary production and particulate organic carbon flux to depth describe the efficiency of biological pump in the global ocean**. *Journal of Geophysical Research*, 2007. 112.
- MACHADO, L. C. R., et al. **Geometria da porção proximal do sistema deposicional turbidítico moderno da Formação Carapebus, Bacia de Campos; modelo para heterogeneidades de reservatório**. *B. Geoci. Petrobrás*, Rio de Janeiro, 2004. v. 12 (2), p.287-315.
- MACKENSEN, A. et al. **Deep-sea foraminifera in the South Atlantic Ocean: ecology and assemblage generation**. *Micropaleontology*, 1995. v.41 (4), p. 342–358.
- MACKENSEN, A., GROBE, H., KUHN, G., FÜTTERER, D.K. **Benthic foraminiferal assemblages from the Eastern Weddel Sea between 68° and 73° S: distribution, ecology and fossilization potential**. *Mar. Micropaleontol.*, 1990. v. 16, p. 241–283.
- MAHIQUES, M. M. et al. **Hydrodynamically driven patterns of recent sedimentation in the shelf and upper slope off Southeast Brazil**. *Continental Shelf Research*, 2004. v. 24, p. 1685–1697.
- MAHIQUES, M. M., et al. **Post sedimentation on the outer shelf – upper slope of northernmost part of the São Paulo Bight, southeastern Brazil**. *Marine Geology*, 2002. v. 181, p. 389-400.

- MARONE, E. et al. The Brazil Current: Physical-Biogeochemical Domains. In Liu, K.K., Atkinson, L., Quinones, R. and Talaue-Mcmanus, L. (Eds.). **Carbon and Nutrients Fluxes in Continental Margins**. Springer, 2010. cap. 3.4, p. 153-169.
- MARTINS, V, DUBERT, J., JOUANNEAU, J., WEBER O., SILVA, E. F., PATINHA, C., DIAS, J. M. A., ROCHA, F. **A multiproxy approach of the Holocene evolution of shelf-slope circulation on the NW Iberian Continental Shelf**. Marine Geology, 2007. v. 239, p. 1–18.
- MARTINS, M. V. A.; GOMES, V. C. R. D.. **Foraminíferos da margem Continental NW Ibérica: sistemática, ecologia e distribuição**. Gomes, C.S.F.(Ed), 2004. 379 p.
- McCAYE, I. **Size sorting during transport and deposition of fine sediments: sortable silt and flow speed**. Contourites. Developments in Sedimentology, 2008. v. 60, p. 121– 142.
- McCAYE, I.; MANIGHETTI, B.; ROBINSON, S. **Sortable silt and fine sediment size/composition slicing: parameters for palaeocurrent speed and palaeoceanography**. Paleoceanography, 1995. V.10 (3): 593–610.
- McCAYE, I. N. **Vertical flux of particles in the ocean**. Deep-Sea Research, 1975. 22:491-502.
- MCGILLICUDDY, D.J.; ROBINSON, A.R. **Influence of mesoscale eddies on new production in the Sargasso Sea**. Nature, 1998. v. 285:263-266.
- MELLO, R. M. **Caracterização da Fauna de Foraminíferos Bentônicos do Talude da Bacia de Campos, RJ, e sua Correlação com os Parâmetros das Massas d'água do Atlântico Sul**. Tese apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de mestre. Instituto de Geociências, da Universidade Federal do Rio de Janeiro – UFRJ. Rio de Janeiro, 2006. 260 p.
- MILL et al.; **Northward migration of Cape São Tomé rings, Brazil**. Continental Shelf Research, 2015.v.10, 627–37.
- MILLER, C.B. **Biological oceanography**. Oxford, Blackwell, 2004. 402 p.
- MILLERO, F.J. **Chemical Oceanography**. Third Edition. CRC Press, 2005. 520 p.
- MORKHOVEN, F.P.C.M.; BERGGREN, W.A.; EDWARDS, A.S. **Cenozoic cosmopolitan deep-water benthic foraminifera**. Bull. Cent. Rech. Explor. Prod. Elf-Aquitaine, Mem., 1986. v.11, 421 p.
- MURRAY, J. W. **Ecology and Applications of Benthic Foraminifera**. Cambridge, UK, Cambridge University Press, 2006. 426 p.
- MURRAY, J. W. **An illustrated guide to the benthic foraminifera of the Hebridean shelf, West of Scotland, with notes on their mode of life**. Palaeontologia Electronica, 2003. v. 5 (1), 31 p.
- MURRAY, J. R. **Ecology and palaeoecology of benthic foraminifera**. Longman Scientific Technical. New York, 1991. 397 p.
- NAGY, J. et al. Foraminiferal morphogroups, palaeoenvironments and new taxa from Jurassic to Cretaceous strata of Thakkhola, Nepal. IN: KAMINSKI, M.A., GEROGH, S., GASINSKI, M.A. (eds.) 1995. **Proceedings of the Fourth International Workshop on Agglutinated Foraminifera**, Krakow Poland,

- September 12-19, 1993. Gaybowski Foundation Special Publication no. 3, pp. 181-209.
- NARCHI, W. **Foraminíferos recentes do Brasil: famílias Miliolidae, Peneroplidae e Alveolinellidae**. Bol. Inst. Oceanogr., São Paulo, 1956. v. 7, n. 1-2, p. 161-193.
- NITTROUER, C.A., WRIGHT, L.D. **Transport of particles across continental shelves**. Rev. of Geophys. 1994. 32(1), 85-113.
- NOAA. Disponível em:
<http://www.ngdc.noaa.gov/mgg/gdas/gd_designagrid.html> Acesso em: Maio 2010.
- NODDER, S. D. et al. **Focusing of phytodetritus deposition beneath a deep-ocean front, Chatham Rise, New Zealand**. Limnol. Oceanogr., 2007. 52, 299–314.
- OHKUSHI, K.; NATORI, H. **Living benthic foraminifera of the Hess Rise and Suiko Seamount, central North Pacific**. Deep-Sea Research I, 2001. V. 48:1309-1324.
- OLIVEIRA, D.R.P.; CORDEIRO, L.G.M.S; CARREIRA, R.S. **Characterization of organic matter in cross-margin sediment transects of an upwelling region in the Campos Basin (SW Atlantic, Brazil) using lipid biomarkers**. Biogeochemistry, 2012. DOI 10.1007/s10533-012-9726-z.
- OLIVEIRA-SILVA, P.; FERNANDES-BARBOSA, C.; SOARES-GOMES, A. **Distribution of macrobenthic foraminifera on Brazilian continental margin between 18°S - 23°S**: Revista Brasileira de Geociências, 2005. v. 35, p. 209-216.
- PALMA, E. D.; MATANO, R.P.; E PIOLA, A.R. **A numerical study of the Southwestern Atlantic Shelf circulation: stratified ocean response to local and offshore forcing**. J. Geophys. Res., 2008. v.113, C11.010.
- PALÓCZY, A. et al. **Coastal upwelling off Cape São Tomé (22° S, Brazil): The supporting role of deep ocean processes**. Continental Shelf Research. 2013. doi:10.1016/j.csr.
- PARKER, W. C.; ARNOLD, A. J. Quantitative Methods of Data Analysis in Foraminiferal Ecology. In Sen Gupta, B. (Ed.), **Modern Foraminifera**. Kluwer Academic: Boston, 199. 71-92 pp.
- PASSOW, U., CARLSON, C. **The biological pump in a high CO₂ world**. Mar. Ecol. Prog. Ser., 2012. 470, 249–271.
- PUSCEDDU, A.; BIANCHELLI, S.; CANALS, M.; SANCHEZ-VIDAL, A.; DE MADRON, X. D.; HEUSSNER, S.; LYKOUSIS, V.; DE STIGTER, H.; TRINCARDI, F.; DANOVARO, R. **Organic matter in sediments of canyons and open slopes of the Portuguese, Catalan, Southern Adriatic and Cretan Sea margins**. Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers, 2010. volume 57, Issue 3, Pages 441-457.
- RATHBURN, A. E.; CORLISS, B. H. **The ecology of living (stained) deep-sea benthic foraminifera from the Sulu Sea**. Paleoceanography, 1994. vol. 9, n.º 1, pp. 87-150.
- RÜHLEMANN, C.; MÜLLER, P. J.; SCHNEIDER, R. R. Organic carbon and carbonate as palaeoproductivity proxies: examples from high and low

productivity areas of the tropical Atlantic. In: Fischer, G., Wefer, G. (Eds.), **Use of Proxies in Oceanography**. Springer, Berlin, 1999. p. 315–344.

SARNTHEIN, M.; ALTENBACH, A.V. **Late Quaternary changes in surface water and deep water masses of the Nordic Seas and north-eastern North Atlantic: a review**. *Geol. Rundsch.*, 1995. 84, 89–107.

SCHMID, C., SCHAFFER, H., PODESTÁ, G.; ZENK, W. **The Vitória Eddy and its relation to the Brazil Current**. *Journal of Physical Oceanography*, 1995. v. 25:2532-2546.

SCHMIEDL, G. et al. Trophic control of benthic foraminiferal abundance and microhabitat in the bathyal Gulf of Lions, western Mediterranean Sea. *Marine Micropaleontology*, 2000. v.40 (3), p. 167-188.

SCHMIEDL, G., MACKENSEN, A., MÜLLER P. J. **Recent benthic foraminifera from the eastern South Atlantic Ocean: Dependence on food supply and water masses**. *Mar. Micropal.*, 1997. v. 32, p. 249-289.

SCHRÖEDER, C. J., SCOTT, D. B., MEDIOLI, F. S. **Can smaller benthic foraminifera be ignored in paleoenvironmental analyses?** *J.Foram.Res.*, 1987. v.17 (2), p. 101-105.

SCHRÖEDER, C. J. **Deep water arenaceous foraminifera in the Northwest Atlantic Ocean**. *Canadian Tech. Rept. of Hydrography and Ocean Sciences*, 1986. no. 71 191p.

SCHÖNFELD, J. et al. **The FOBIMO (FORaminiferal Blo-MONitoring) initiative-Towards a standardised protocol for soft-bottom benthic foraminiferal monitoring studies**. *Marine Micropaleontology*, 2012. 94- 95, 1-13.

SCHÖNFELD, J. **A new benthic foraminiferal proxy for near-bottom current velocities in the Gulf of Cadiz, northeastern Atlantic Ocean**. *Deep-Sea Research I*, 2002 b. v.49, p.1853–1875.

SCHÖNFELD, J. **Recent benthic foraminiferal in deep high-energy environments from the Gulf of Cadiz (Spain)**. *Mar. Micropaleontol.*, 2002a. v. 44, p. 141–162.

SCHÖNFELD, J. 1997. **The impact of the Mediterranean Outflow Water (MOW) on benthic foraminiferal assemblages and surface sediments at the southern Portuguese continental margin**. *Mar. Micropaleontol.*, v. 29, p. 211–236.

SCHREINER, S.; SOUZA, B. F. M.; MIGLIORELLI, J.P.R. **Modelo digital da geomorfologia do fundo oceânico da Bacia de Campos**. *B. Geoci. PETROBRAS*, Rio de Janeiro, 2008. v.16, p. 157-160.

SETOYAMA, E. et al. **Foraminiferal and palynological biostratigraphy and biofacies from a Santonian Campanian submarine fan system in the Vøring Basin (offshore Norway)**. *Marine and Petroleum Geology*, 2013. 43: 396-408.

SETOYAMA, E., KAMINSKI, M. A., TYSZKA, J. **The Late Cretaceous Early Paleocene palaeobathymetric trends in the southwestern Barents Sea e palaeoenvironmental implications of benthic foraminiferal assemblage analysis**. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 2011. 307, 44-58.

- SIEGEL, D.A.; JR, D.J.M.; FIELDS, E.A. **Mesoscale eddies, satellite altimetry, and new production in the Sargasso Sea.** Journal of Geophysical Research, 1999. v. 104:359-380.
- SILVEIRA, I. C.A.; FOLONI NETO, H.; COSTA, T. P. Caracterização da oceanografia física do talude continental e região oceânica da Bacia de Campos In: MARTINS, R.P.; MATHESON, G.S.G, editores. **Caracterização Ambiental Regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste:** Meteorologia e Oceanografia. Rio de Janeiro: Elsevier, 2014. in press (Série Habitats).
- SILVEIRA, I. C. A. et al. **Is the meander growth in the Brazil Current system off Southeast Brazil due to baroclinic instability?** Dynamics of Atmospheres and Oceans, 2008.v. 45, p. 187-207
- SILVEIRA, I. C. A. **O Sistema Corrente do Brasil na Bacia de Campos, RJ.** Tese apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de Livre Docente. Instituto Oceanográfico Universidade de São Paulo. São Paulo, 2007. 160 p.
- SILVEIRA, I.C.A., et al. **On the baroclinic structure of the Brazil Current-Intermediate Western Boundary Current System at 22°–23°S.** Geophys. Res. Lett., 2004. 31, p. L14308–L14313.
- SILVEIRA, I. C. A, et al. **A corrente do Brasil ao Largo da Costa Leste Brasileira.** Rev. bras. oceanogr., 2000. v. 48 (2), p. 171-183.
- SCHMIEDL, G.; BOVÉE, F.; BUSCAIL, R.; CHARRIÈRE, B.; HEMLEBEN, C.; MEDERNACH, L., PICON, P. **Trophic control of benthic foraminiferal abundance and microhabitat in the bathyal Gulf of Lions, western Mediterranean Sea.** Mar. Micropaleontol., 2000.v. 40:167-188.
- SCHMIEDL, G.; MACKENSEN, A.; MÜLLER P. J. **Recent benthic foraminifera from the eastern South Atlantic Ocean: Dependence on food supply and water masses.** Mar. Micropal., 1997. v. 32, p. 249-289.
- SCHREINER, S.; SOUZA, B. F. M.; MIGLIORELLI, J.P.R. **Modelo digital da geomorfologia do fundo oceânico da Bacia de Campos.** B. Geoci. PETROBRAS, Rio de Janeiro, 2008. v.16, p. 157-160.
- SETOYAMA, E. et al. **Foraminiferal and palynological biostratigraphy and biofacies from a Santonian-Campanian submarine fan system in the Vøring Basin (offshore Norway).** Marine and Petroleum Geology, 2013. V.43: 396-408.
- SETOYAMA, E.; KAMINSKI, M.A.; TYSZKA, J. **The Late Cretaceous Early Paleocene palaeobathymetric trends in the southwestern Barents Sea e palaeoenvironmental implications of benthic foraminiferal assemblage analysis.** Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology, 2011. V.307, 44-58.
- SIGNORINI, S.R. et al. **Corrente do Brasil: estrutura geotérmica entre 19° e 25°S e circulação geostrófica.** Bolm Inst. Oceanogr. S. Paulo, 1989. V. 37, 33-49.
- SOARES-GOMES, A.; PAIVA, P.C., SUMIDA, P.Y.G., Bentos de Sedimentos Não Consolidados. In: Pereira, R.C., Soares-Gomes, A. (Orgs.). **Biologia Marinha.** Editora Interciência, Rio de Janeiro, 2002. 127-146.

- SOUSA, S. H. M. et al. **Mid-lower bathial benthic foraminifera of the Campos Basin, Southeastern Brazilian margin: Biotopes and controlling ecological factors.** *Mar. Micropaleontol.*, 2006.v. 61, p. 40-57.
- SUGUIO, K. *Geologia Sedimentar.* Edgard Blücher Ltda, São Paulo, 2003. 400 p.
- SUMICH, L. J., E MORRISSEY, J. F. **Introduction to the biology of marine life.** Jones e Bartlett Publishers, 2004. 449 p.
- SZAREK, R., KUHN, W., KAWAMURA, H., KITAZATO, H. 2009. **Distribution of recent benthic foraminifera along continental slope of the Sunda Shelf (South China Sea).** *Marine Micropaleontology*, 2009. v. 71, 41–59.
- SZAREK, R.T.; NOMAKI, H.; KITAZATO, H. **Living deep-sea benthic foraminifera from the warm and oxygen-depleted environment of the Sulu Sea.** *Deep-Sea Research II*, 2007. v.54, p. 145-176.
- THOMSEN, L. **Processes in the benthic boundary layer at continental margins and their implication for the benthic carbon cycle.** *J. Sea Res.*, 1999. V.41: 73–86.
- TYSON, R V. **Sedimentary organic matter: organic facies and palynofacies.** London, Chapman and Hall. 1995. 615p.
- URRÈRE MA, KNAUER G, A. **Zooplankton fecal pellet fluxes and vertical transport of particulate organic material in the pelagic environment.** *J Plankton Res.*,1981. v. 3, p. 369–387.
- VAN DER ZWAAN, G. J. et al. **Benthic foraminifers: proxies or problems?: a review of paleocological concepts.** *Earth-Science Reviews*, v. 46, n. 1, p. 213-236, 1999.
- VALENTIN, J.L., ANDRÉ, D.L.; JACOB, S.A. **Hydrobiology in the Cabo Frio (Brazil) upwelling: two-dimensional structure and variability during a wind cycle.** *Continental Shelf Research*, 1987. 7:77-88.
- VELHOTE, D. **Modelagem numérica da ressurgência da quebra de plataforma induzida por vórtices ciclônicos da Corrente do Brasil na Bacia de Santos.** Dissertação de Mestrado. Instituto Oceanográfico. Universidade de São Paulo, 1998. 134p.
- VIANA, A. R. **Economic relevance of contourites.** *Developments in Sedimentology*, 2008. v. 60.
- VIANA, A. R., REBESCO, M. (eds) **Economic and Palaeoceanographic Significance of Contourite Deposits.** Geological Society, London, Special Publications, 2007. 276, 1-23.
- VIANA, A. R. **Seismic expression of shallow-to deep-water contourites along the south-eastern Brazilian margin.** *Marine Geophysical Researches*, 2002. v. 22, p. 509–521.
- VIANA, A.R.; FAUGÈRES, J. C.; STOW, D.A.V. **Bottom-current-controlled sand deposits a review of modern shallow-to deep-water environments.** *Sedimentary Geology*, 1998 a. v. 115, p. 53-80.
- VIANA, A.R. et al. **Hydrology, morphology and sedimentology of the Campos continental margin, offshore Brazil.** *Sediment. Geol.*, 1998 b. v. 115, p. 133–157.
- VICENTE, T. M. **Relações entre a biomassa dos foraminíferos bentônicos vivos e modelos de fluxo vertical de partículas orgânicas na região da**

Bacia de Campos – RJ. Dissertação apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de mestre. Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. São Paulo, 2012. 134 p.

VOLAT, J.; PASTOURET, L.; VERGNAUD-GRAZZINI, C. **Dissolution and carbonate fluctuations in Pleistocene deep-sea cores: A review.** Marine Geology, 1980. v. 34, Issues 1–2, p. 1-28.

VOLKMAN, J.K. Lipid markers for marine organic matter. **In:** Volkman, J.K. (Ed.) **Handbook of Environmental Chemistry: Reactions and Processes 2 (N).** vol. 2. Springer, Berlin, 2006. p. 27–70.

ZEMBRUSKI, S. G. **Geomorfologia da margem continental brasileira e das áreas oceânicas adjacentes.** Série Projeto REMAC, 1979. v. 7, p. 129-174.

WALTON, W. R. **Techniques for recognition of living foraminifera.** Contr. Cushman Found. Form. Res., 1952. 3 (2): 56-64.

WOLLENBURG, J. E.; KUHNT, W. **The response of benthic foraminifera to carbon flux and primary production in the Arctic Ocean.** Marine Micropaleontology, 2000. v. 40, p. 189–2.

YAMASHITA, C. **Distribuição dos foraminíferos bentônicos vivos no talude continental e Platô de São Paulo, Bacia de Campos (23° 12' - 24° 30' e 39° 59' - 41° 20'): fatores ambientais condicionantes.** Dissertação apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de mestre. Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. São Paulo, 2011. 119 p.

Continuação

Espécies	A06	A07	A08	A09	A10	A11	A12	B06	B07	B08	B09	B10	B11	B12	D06	D07	D08	D10	D11	D12	H06	H07	H08	H09	H10	H11	H12	I06	I07	I08	I09	I10	I11	I12
<i>Recurvoidella</i> sp1.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
<i>Recurvoidella</i> sp2.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
<i>Recurvoidella</i> sp3.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
<i>Recurvoides contortus</i> Earland, 1934	0,2	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	1,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,0	0,3	0,1	0,3	0,0	1,5	3,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
<i>Recurvoides gigas</i> Zheng, 1988	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0	
<i>Recurvoides laevigatum</i> Höglund, 1947	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0		
<i>Recurvoides</i> sp1.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Recurvoides trochamminiformis</i> Saidova, 1961	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Recurvoides turbinatus</i> (Brady, 1881)	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Remaneica</i> spp.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax advena</i> Cushman, 1919	0,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax agglutinatus</i> Cushman, 1913	1,2	0,3	1,4	1,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	3,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,6	0,8	0,0	0,0	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax agglutinatus</i> var. <i>littoralis</i> Lacroix, 1930	0,2	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax arayaensis</i> Bermudez & Seiglie, 1963	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax bilocularis</i> Flint, 1899	0,7	0,5	0,0	1,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax bradyi</i> Bronnimann & Whittaker, 1980	0,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax calcareus</i> (Cushman, 1947)	0,5	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax caribensis</i> Seiglie & Bermtldez, 1969	1,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,2	0,0	0,6	0,0	0,0	2,7	2,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax catenulatus</i> Cushman, 1910	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
<i>Reophax curtus</i> Cushman, 1920	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax cushmani</i> Heron-Allen & Earland, 1932	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,2	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax dentaliniformis</i> Brady, 1881	1,2	0,3	2,7	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	3,9	7,8	0,0	0,0	0,8	0,0	3,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	3,6	0,9	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax enormis</i> Hada, 1929	0,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax excentricus</i> Cushman, 1910	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax eximius</i> Zheng, 1988	0,5	1,3	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax fusiformis</i> (Williamson, 1858)	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	14,3	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0			
<i>Reophax helena</i> Rhumbler, 1931	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,0	15,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	38,1	0,0	0,0		
<i>Reophax kerguelensis</i> Parr, 1950	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax longicollaris</i> Zheng, 1988	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax membranacea</i> Brady, 1879	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,7	0,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax minimus</i> Zheng, 1988	2,4	0,0	0,7	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	2,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax nodulosa</i> Brady 1879	0,2	1,3	0,0	1,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,9	1,8	0,0	0,0	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0	7,7	0,0	0,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3,6	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax nodulosus</i> var. <i>minor</i> Hada, 1957	0,0	0,8	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax rostrata</i> Höglund, 1947	0,0	0,0	0,0	0,0	1,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax scorpiurus</i> de Montfort, 1808	3,3	0,3	2,7	3,0	0,0	0,0	5,9	0,0	22,1	24,7	7,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	2,2	8,8	4,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	2,4	4,5	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp.10	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp1.	0,0	0,0	1,7	1,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,9	2,6	0,0	0,0	0,0	0,0	8,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	8,9	4,5	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp2.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp3.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp4.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp5.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp6.	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
<i>Reophax</i> sp7.	0,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	0,0																								

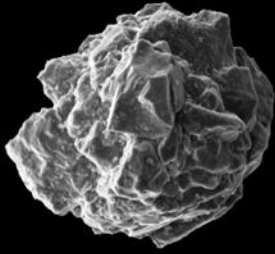
Anexo 2: Pranchas de Fotomicrografias de foraminíferos bentônicos.

Prancha 1: Fotomicrografias de foraminíferos bentônicos da Bacia de Campos, retiradas no MEV

1. *Psammosphaera fusca* Schulze, 1875;
2. *Eratidus foliaceus* (Brady, 1881)
3. *Eggerella bradyi* (Cushman) subsp. *antarctica* Saidova, 1975
4. *Adercotryma glomerata* (Brady) subsp. *antarctica* Saidova, 1975;
5. *Adercotryma glomerata* (Brady) subsp. *antarctica* Saidova, 1975;
6. *Adercotryma glomerata* (Brady) subsp. *antarctica* Saidova, 1975;
7. *Ammodiscus planorbis* Höglund, 1947;
8. *Labrospira wiesneri* Parr, 1950;
9. *Arenoparrella oceanica* Uchio, 1960;

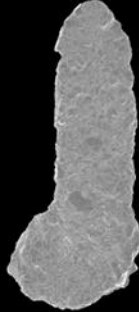
Prancha 1

1



20 μm —

2



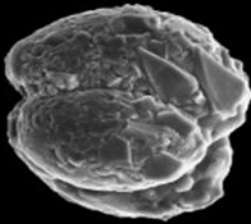
500 μm —

3



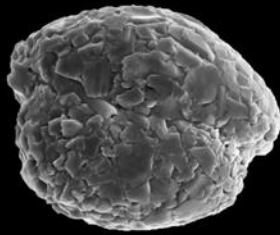
100 μm —

4



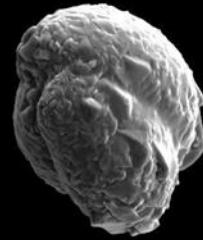
10 μm —

5



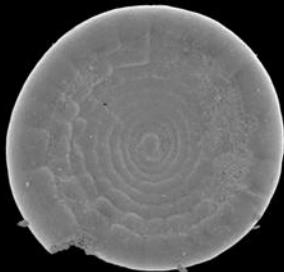
10 μm —

6



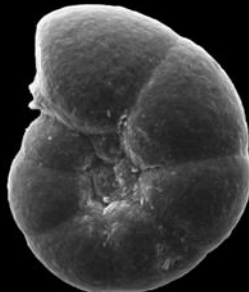
10 μm —

7



200 μm —

8



10 μm —

9



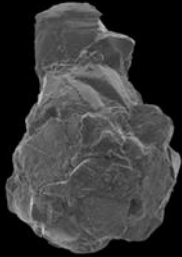
20 μm —

Prancha 2: Fotomicrografias de foraminíferos bentônicos da Bacia de Campos, retiradas no MEV

1. *Lagenammia arenulata* (Skinner, 1961).
2. *Nodulina dentaliniformis* (Brady, 1881);
3. *Nodulina dentaliniformis* (Brady, 1881);
4. *Reophax nodulosus* Brady var. *minor* Hada, 1957;
5. *Rhabdammina scabra* Höglund, 1947;
6. *Saccorhiza ramosa* (Brady, 1899);
7. *Rhizammia algaeformis* f. *nuda* Rhumbler, 1935;
8. *Rhabdammina* sp2.;
9. *Marsipella dextrospiralis* Chapman e Parr 1937;

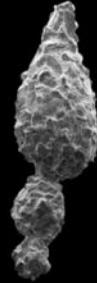
Prancha 2

1



200 μm —

2



100 μm —

3



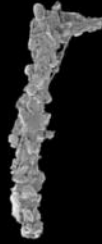
500 μm —

4



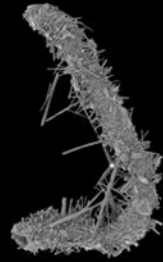
10 μm —

5



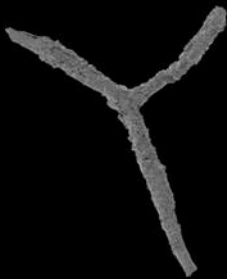
500 μm —

6



500 μm —

7



400 μm —

8



1mm —

9



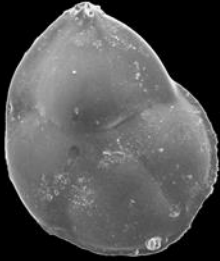
20 μm —

Prancha 3: Fotomicrografias de foraminíferos bentônicos da Bacia de Campos, retiradas no MEV

1. *Neolenticulina peregrina* (Schwager, 1866);
2. *Sagrinella subspinenscens* (Cushman 1922);
3. *Bolivina seminuda* Cushman, 1911;
4. *Bolivina pacifica* Cushman & McCulloch, 1942;
5. *Euloxostomum bradyi* (Asano, 1938);
6. *Bolivina albatrossi* Cushman, 1922;
7. *Trifarina bradyi* Cushman, 1923;
8. *Pullenia bulloides* (d'Orbigny, 1846);
9. *Hoeglundina elegans* (d'Orbigny, 1878);

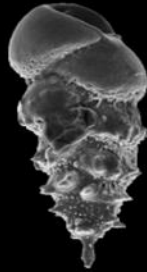
Prancha 3

1



30 μm —

2



20 μm —

3



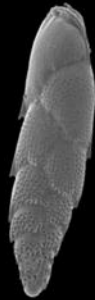
20 μm —

4



30 μm —

5



200 μm —

6



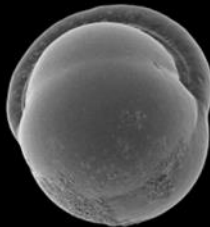
100 μm —

7



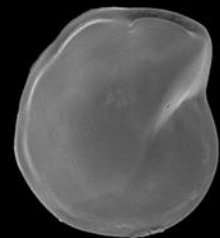
100 μm —

8



100 μm —

9



100 μm —

Anexo 3: Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos de acordo com o *microhabitat*.

Espécies	Microhabitat
<i>Abditodentrix asketocomptella</i> Patterson, 1985	infauna-gênero (como Bolivina, MURRAY, 1991)
<i>Adelosina laevigata</i> d'Orbigny, 1826	epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
<i>Adelosina milletti</i> Wiesner, 1923	epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
<i>Adercotryma glomerata</i> (Brady, 1878)	epifauna (SZAREK et al., 2007)
<i>Adercotryma</i> spp.	epifauna-gênero (GOODAY, 1994)
<i>Adercotryma wrighti</i> Brönnimann & Whittaker, 1987	infauna-gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987), epifauna-gênero (MURRAY, 1991), epifauna-gênero (GOODAY, 1994)
<i>Alabaminella</i> spp.	epifauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Alabaminella weddellensis</i> (Earland, 1936)	epifauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Ammobaculites agglutinans</i> (d'Orbigny, 1846)	infauna (DUROS et al., 2011)
<i>Ammobaculites cylindricus</i> Cushman, 1910	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Ammobaculites josephi</i> Acosta, 1940	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Ammobaculites</i> spp.	infauna rasa (FONTAINER et al., 2005)
<i>Ammodiscus anguillae</i> Höglund, 1947	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus catinus</i> Hoeglund, 1947	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus incertus</i> (d'Orbigny, 1839)	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988), epifauna (GOODAY, 1994)
<i>Ammodiscus planorbis</i> Höglund, 1947	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> sp1.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> sp2.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> sp3.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> sp4.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> sp5.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammodiscus</i> spp.	epifauna-gênero (KAMINSKI et al., 1988)
<i>Ammolagena clavata</i> (Jones & Parker, 1860)	epifauna-gênero (FONTAINER et al., 2002)
<i>Ammosphaeroidina grandis</i> Cushman, 1910	epifauna superficial-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammosphaeroidina sphaeroidiniforme</i> (Brady, 1884)	epifauna superficial-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammosphaeroidina</i> spp.	epifauna superficial-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Archimerismus</i> sp1.	epifauna-gênero (como <i>Hyperammina</i> , KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Arenoparrella mexicana</i> (kornfeld), emend. Andersen, 1951	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Arenoparrella oceanica</i> Uchio, 1960	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Arenoparrella</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Armorella sphaerica</i> f. <i>lapidaria</i> Rhumbler, 1935	infauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Armorella sphaerica</i> Heron-Allen & Earland, 1932	infauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Astacolus crepidulus</i> (Fichtel & Moll, 1798)	epifuna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Astrononion gallowayi</i> Loeblich & Tappan, 1953	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bathysiphon argenteus</i> Heron-Allen & Earland, 1913	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon folini</i> Gooday, 1983	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon minutum</i> Hofker, 1932	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Bathysiphon rufescens</i> Cushman, 1917	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon rusticus</i> de Folin, 1886	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon</i> sp1.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon</i> sp2.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bigenerina cylindrica</i> Cushman, 1922	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bigenerina nodosaria</i> d'Orbigny, 1826	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bigenerina</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Biloculinella globula</i> (Bornemann, 1855)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina albatrossi</i> Cushman, 1922	infauna-gênero (MURRAY, 1991; MARTINS; GOMES, 2004)
<i>Bolivina brevior</i> Cushman, 1925	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina cochei</i> Cushman & Adms, 1935	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina currai</i> Sellier & Civrieux 1976	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina danvillensis</i> Howe & Wallace, 1932	infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Bolivina difformis</i> (Williamson, 1858)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina hamedii</i> Yassini & Jones, 1995	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina inflata</i> Heron-Allen & Earland, 1913	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina lanceolata</i> di Napoli, 1952	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina lowmani</i> subsp. <i>densipunctata</i> Sellier de Civrieux, 1976	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina minima</i> Phleger & Parker, 1951	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina nairi</i> Sellier de Civrieux, 1976	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina ordinaria</i> Phleger & Parker, 1952	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina pacifica</i> Cushman & McCulloch, 1942	infauna rasa (KITAZATO, 1994), infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991); infauna rasa-intermediária-gênero (FONTAINER et al., 2003)
<i>Bolivina paula</i> Cushman & Cahill, 1932	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina pseudoplicata</i> Heron-Allen & Earland, 1930	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina seminuda</i> Cushman, 1911	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp1.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp2.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp3.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp4.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp5.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp6.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina spatuloides</i> Hofker, 1956	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> spp.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991), infauna rasa-intermediária-gênero (FONTAINER et al., 2003), infauna rasa (GOODAY, 1994)
<i>Bolivina striatula</i> Cushman, 1922	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina subaenariensis</i> Cushman, 1922	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina vughani</i> Natland, 1938	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Botellina labyrinthica</i> Brady, 1881	epifauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Brizalina fragilis</i> Phleger & Parker, 1951	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826	infauna-gênero (MURRAY, 1991), infauna-gênero (FONTAINER et al., 2002; CORLISS, 1991)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826	infauna-gênero (MURRAY, 1991), infauna (CORLISS; CHEN, 1988), infauna rasa (FONTAINER et al., 2003)
<i>Bulimina mexicana</i> Cushman, 1922	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Buliminella</i> spp.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Buzasina</i> sp1.	infauna intermediária-gênero (KAMINSKI et al., 1995)
<i>Buzasina</i> sp2.	infauna intermediária-gênero (KAMINSKI et al., 1995)
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina curvata</i> Phleger & Parker, 1951	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina laevigata</i> d'Orbigny, 1826	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina neocarinata</i> (Thalman, 1950)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina</i> spp.	infauna (MURRAY, 1991), infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Cassidulina teretis</i> Tappan, 1951	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina tortuosa</i> Cushman & Hughes, 1925	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulinoides</i> spp.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Cassidulinoides tenuis</i> Phleger & Parker, 1951	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Ceratobulimina arctica</i> Green, 1959	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Cibicides mckannai</i> Galloway & Wissler, 1927	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides pachyderma</i> (Rzehak, 1886)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides</i> sp1.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides</i> spp.	epifauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (JORISSEN et al., 1998; FONTAINER et al., 2003)
<i>Cibicides williamsoni</i> Garret, 1941	epifauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (JORISSEN et al., 1998; FONTAINER et al., 2003)
<i>Cibicides wuellerstorfi</i> (Schwager, 1866)	epifauna (FONTAINER et al., 2002; GOODAY, 1994); epifauna (como <i>Cibicidoides wuellerstorfi</i> , KITAZATO, 1994; GOODAY, 1994)
<i>Cibicidoides</i> cf. <i>subhaidingerii</i> (Parr, 1950)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; GOODAY, 1994)
<i>Cibicidoides globulosus</i> Chapman & Parr, 1937	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; GOODAY, 1994)
<i>Cibicidoides mundulus</i> (Brady, Parker & Jones, 1888)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; GOODAY, 1994)
<i>Cibicidoides</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; GOODAY, 1994)
<i>Clavulina</i> sp1.	infauna-gênero (NAGY et al., 1995)
<i>Conglophragmium</i> sp1.	epifauna-gênero (como <i>Trochamminoides</i> , CETEAN et al., 2011)
<i>Comuloculina balkwilli</i> (Macfayden, 1939)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Comuloculina inconstans</i> (Brady, 1879)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Comuloculina pazdroe</i> Reck, 1981	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Comuspira involvens</i> var. <i>substriatula</i> Cushman, 1921	infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Comuspira involvens</i> (Reuss, 1850)	infauna (MURRAY, 2003)
<i>Comuspira</i> sp1.	infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i> (Williamson, 1858)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cribrostomoides</i> sp1.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cribrostomoides</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cribrostomoides subglobosum</i> (Cushman, 1910)	epifauna (GOODAY, 1994; FONTAINER et al., 2002)
<i>Cribrostomoides subglobosus</i> f. <i>subglobosus</i> (Cushman, 1910)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Espécies

Cribrostomoides sp2.
Crithionina mamilla Goês, 1894
Crithionina sp1.
Cuneata arctica (Brady, 1881)
Cushmanina feildeniana (Brady, 1878)
Cyclammina cancellata Brady, 1879
Cystammina pauciloculata (Brady, 1879)
Dendrophrya abyssalica Saidova, 1975
Dendrophrya arborescens (Norman, 1881)
Dendrophrya sp1.
Dendrophrya sp2.
Dentalina albatrossi (Cushman, 1923)
Dentalina roemeri Neugeboren, 1856
Dentalina sp1.
Dentalina spp.
Deuterammina montagui Brönnigmann & Whittaker, 1988
Discammina compressa (Goês, 1882)
Discorbinella bertheloti (d'Orbigny, 1839)
Discorbinella spp.
Dorothia arenata Cushman, 1936
Dorothia scabra (Brady, 1884)
Dorothia spp.
Eggerella bradyi (Cushman, 1911)
Eggerella conica Zheng, 1988
Eggerella polita Collins, 1958
Eggerellas pp.
Eggerelloides scaber (Williamson, 1858)
Ehrenbergina spinea Cushman, 1935
Eilohedra vitrea (Parker, 1953)
Elongobula sp. nov. (Jones, 1994)
Epistomina elegans (d'Orbigny, 1826)
Epistominella exigua (Brady, 1884)
Epistominella spp.
Eratidus foliaceus (Brady, 1881)
Euloxostomum bradyi (Asano, 1938)
Evolocassidulina bradyi (Norman, 1881)
Evolocassidulina tenuis (Phleger & Parker, 1951)
Favulina hexagona (Williamson, 1848)
Favulina squamosa (Montagu, 1803)
Fissurina cucurbitasema Loeblich and Tappan, 1953

Microhabitat

epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (NAGY et al., 1997)
epifauna-gênero (NAGY et al., 1997)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna (GOODAY, 1994; FONTAINER et al., 2002)
infauna (FONTAINER et al., 2002)
epifauna-gênero (CETEAN et al., 2011)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (CETEAN et al., 2011)
epifauna-gênero (CETEAN et al., 2011)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-gênero (NAGY et al., 1997)
epifauna-gênero (KAMINSKI, 1995)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna profunda-gênero (CETEAN et al., 2011)
infauna profunda-gênero (CETEAN et al., 2011)
infauna profunda-gênero (CETEAN et al., 2011)
epifauna (MOJTAHID et al., 2010)
epifauna-gênero (FONTAINER et al., 2002); infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (FONTAINER et al., 2002); infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (FONTAINER et al., 2002); infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988), epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna (como *Hoeglundina elegans*, RATHBURN et al., 1996; FONTAINER et al., 2002; MARTINS; GOMES, 2004)
epifauna (ALTENBACH et al., 1999; GOODAY, 1994; MURRAY, 2006)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
infauna-gênero (como *Bolivina*, CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
infauna (como *Cassidulinoidea bradyi*, STIGTER et al., 1998)
infauna profunda (como *Cassidulinoidea tenuis*, JORISSEN, 1999)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Fissurina densifasciataformis</i> Albani & Yassini, 1989	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina globosocaudata</i> Albani & Yassini, 1995	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina marginata</i> (Montagu, 1803)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina quiltyi</i> Albani & Yassini 1989	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina seguenzae</i> (Buchner, 194)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina</i> sp5.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina</i> sp6.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina</i> spp.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fissurina torquens</i> (Buchner, 1940)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Fursenkoina complanata</i> (Egger, 1893)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina obliqua</i> Saidova, 1975	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina pauciloculata</i> (Brady, 1884)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina pontoni</i> (Cushman, 1932)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina</i> sp2.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina</i> spp.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gaudryina</i> sp1.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gaudryina</i> sp2.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis lobatula</i> (Parr, 1950)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis praegeri</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis translucens</i> (Phleger & Parker, 1951)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Glandulina ovula</i> d'Orbigny, 1846	infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Globobulimina pacifica</i> Cushman, 1927	infauna profunda (GOODAY, 1994)
<i>Globocassidulina biora</i> (Crespin, 1960)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina crassa</i> (d'Orbigny, 1839)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina gemma</i> (Todd, 1954)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina minuta</i> (Cushman, 1933)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina rossensis</i> (Kennett, 1967)	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina</i> spp.	infauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina subglobosa</i> (Brady, 1881)	epifauna (GOODAY, 1994), infauna (CORLISS; CHEN, 1988; FONTAINER et al., 2002)
<i>Glomospira gordialis</i> (Jones & Parker, 1860)	infauna (MOJTAHID et al., 2010)
<i>Glomospira</i> sp1.	infauna-gênero (FONTAINER et al., 2002)
<i>Glomospira</i> sp2.	infauna-gênero (FONTAINER et al., 2002)
<i>Glomospira</i> sp3.	infauna-gênero (FONTAINER et al., 2002)
<i>Glomospira</i> sp4.	infauna-gênero (FONTAINER et al., 2002)
<i>Gyroidina altiformis</i> Stewart & Stewart, 1930	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gyroidina laevigata</i> (d'Orbigny, 1826)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gyroidina</i> spp.	epifauna (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991; KITAZATO, 1994; GOODAY, 1994)
<i>Gyroidina umbonata</i> (Silvestri, 1898)	infauna rasa (FONTAINER et al., 2002), epifauna (FONTAINER et al., 2008)

Continuação

Espécies

Gyroidinoides spp.
Hansenisca soldanii (d'Orbigny, 1826)
Haplophragmoides bradyi subsp. *nigataensis* Uchio, 1962
Haplophragmoides neobradyi Uchio, 1960
Haplophragmoides quadratus Uchio, 1960
Haplophragmoides sp1.
Haplophragmoides sp3.
Haplophragmoides sp4.
Haplophragmoides sp5.
Haplophragmoides sp6.
Haplophragmoides sp7.
Haplophragmoides sp8.
Haplophragmoides sp9.
Haplophragmoides sphaeriloculum Cushman, 1910
Haplophragmoides spp.
Haplophragmoides tenuis Cushman, 1927
Haplophragmoides weddellensis Earland, 1936
Haplophragmoides wilberti Andersen, 1953
Haynesina germanica (Ehrenberg, 1840)
Haynesina spp.
Heterolepa bradyi (Trauth, 1918)
Hoeoglundina spp.
Hormosina pilulifera (Brady, 1884)
Hormosina spiculifera Hofker, 1972
Hormosinella distans (Brady, 1881)
Hormosinella guttifera (Brady, 1881)
Hormosinelloides guttifer (Brady, 1884)
Hyalinea balthica (Schröter, 1783)
Hyperammina cylindrica Parr, 1950
Hyperammina elongata Brady, 1878
Hyperammina elongata var. *laevigata* Wright, 1891
Hyperammina sp1.
Ioanella spp.
Ioanella tumidula (Brady, 1884)
Islandiella curvata (Phleger & Parker 1951)
Islandiella norcrossi (Cushman, 1933)
Islandiella norcrossi subsp. *australis* (Phleger & Parker 1951)
Islandiella spp.
Karriella bradyi (Cushman, 1911)

Microhabitat

infauna-gênero (RATHBURN; CORLISS, 1994)
infauna-gênero (como *Gyroidinoides soldanii*, RATHBURN; CORLISS, 1994)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (SZAREK et al., 2007)
infauna profunda-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
infauna-gênero (como *Reophax*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (MURRAY, 2006)
epifauna (como *Eponides tumidulus*, CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna rasa (BUBENSHCHIKOVA et al., 2008)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (FONTAINER et al., 2002; JORISSEN et al., 2009)

Continuação

Espécies

Karrerella siphonella (Reuss, 1851)
Karrerulina apicularis (Cushman, 1911)
Karrerulina sp1.
Karrerulina sp2.
Karrerulina spp.
Laevidentalina advena (Cushman, 1923)
Laevidentalina aphelis Loeblich & Tappan, 1987
Laevidentalina ariena (Patterson & Pettis, 1986)
Laevidentalina communis (d'Orbigny, 1826)
Laevidentalina inflexa (Reuss, 1866)
Laevidentalina subemaciata (Parr, 1950)
Lagena cf. *punctulata* Cushman, 1973
Lagena multilatera subsp. *chathamensis* McCulloch, 1977
Lagena multilatera McCulloch, 1977
Lagena peculiariformis Albani & Yassini, 1995
Lagena sp1.
Lagena sp10.
Lagena sp11.
Lagena sp12.
Lagena sp13.
Lagena sp14.
Lagena sp6.
Lagena sp7.
Lagena sp8.
Lagena sp9.
Lagena spp.
Lagena staphyllearia (Schwager, 1866)
Lagena sulcata (Walker & Jacob, 1798)
Lagenammia arenulata (Skinner, 1961)
Lagenammia atlantica (Cushman, 1944)
Lagenammia difflugiformis (Brady, 1879)
Lagenammia micacea (Cushman, 1918)
Lagenammia sp1.
Lagenammia spiculata (Skinner, 1961)
Lagenammia spp.
Laticarinina pauperata (Parker & Jones, 1865)
Lenticulina iota (Cushman, 1923)
Lenticulina sp1.

Microhabitat

epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna profunda-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
infauna profunda-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
infauna profunda-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
infauna profunda-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 2006)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991), infauna (SZAREK et al., 2007)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna (WEINBERG, 1990)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Nonionella opima</i> Cushman, 1947	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nonionella pulchella</i> Hada, 1931	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nonionella</i> spp.	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nonionella stella</i> Cushman & Moyer, 1930	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nonionoides grateloupii</i> (d'Orbigny, 1826)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nonionoides turgida</i> (Williamson, 1858)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Nouria polymorphinoides</i> Heron-Allen & Earland, 1914	infauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Nubeculina divaricata</i> (Brady, 1879)	infauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Oolina globosa</i> subsp. <i>semioblata</i> McCulloch, 1977	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Oolina lineata</i> (Williamson, 1848)	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Oolina melo</i> d'Orbigny, 1839	infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988; MURRAY, 1991)
<i>Oridorsalis umbonatus</i> (Reuss, 1851)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991), epifauna (GOODAY, 1994)
<i>Parabrizalina porrecta</i> (Brady, 1881)	infauna-gênero (como <i>Bulimina porrecta</i> , MURRAY, 1991)
<i>Parabrizalina</i> spp.	infauna-gênero (como <i>Bolivina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Paracassidulina nipponensis</i> (Eade, 1969)	infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina fusiformis</i> (Wiesner, 1931)	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina himatiostoma</i> Loeblich & Tappan, 1953	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina lata</i> (Wiesner, 1931)	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina lateralis</i> (Cushman, 1913)	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina</i> sp1.	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina</i> spp.	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Parafissurina subcarinata</i> Parr, 1950	infauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Paratrochammina madeirae</i> Brönnimann, 1979	epifauna-gênero (KAMINSKI, 1995)
<i>Paratrochammina challengerii</i> Brönnimann & Whittaker, 1988	epifauna-gênero (KAMINSKI, 1995)
<i>Paratrochammina</i> spp.	epifauna-gênero (KAMINSKI, 1995)
<i>Paratrochammina tricamerata</i> (Earland, 1934)	epifauna-gênero (KAMINSKI, 1995)
<i>Pilulina</i> spp.	infauna-gênero (NAGY et al., 1997)
<i>Planulina ariminensis</i> d'Orbigny, 1826	epifauna (KITAZATO, 1994; GOODAY, 1994)
<i>Polystomammina nitida</i> (Brady, 1881)	epifauna-gênero (como <i>Trochammina nitida</i> , MURRAY, 1991)
<i>Portatrochammina eltaniae</i> Echols, 1971	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Portatrochammina</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Portatrochammina wiesneri</i> (Parr, 1950)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Procerolagena gracillima</i> subsp. <i>gracilis</i> (Seguenza, 1862)	epifauna-infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Prolixoplecta exilis</i> (Cushman, 1936)	infauna profunda-gênero (como <i>Dorothia exilis</i> , CETEAN et al., 2011)
<i>Protonella alta</i> Saidova, 1975	infauna-gênero (como <i>Lagenammina alta</i> , MURRAY, 1991)
<i>Protonella</i> sp1.	infauna-gênero (como <i>Lagenammina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Protonina difflugiformis</i> var. <i>calcareea</i> Cushman, 1947	infauna-gênero (como <i>Lagenammina difflugiformis</i> , MURRAY, 1991)
<i>Protonina helenae</i> (Rhumbler, 1913)	infauna-gênero (como <i>Lagenammina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Protobotellina cylindrica</i> Heron Allen & Earland, 1929	epifauna-gênero (NAGY et al., 1997)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Psammosiphonella</i> sp2.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosiphonella discreta</i> (Brady, 1881)	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp1.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp3.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp4.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp.	epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Psammosphaera fusca</i> Schulze, 1875	epifauna (GOODAY et al., 1996; SZAREK et al., 2007; KOHO et al., 2008)
<i>Psammosphaera irregularis</i> Wiesner, 1931	epifauna (GOODAY et al., 1996; MOJTAHID et al., 2010)
<i>Psammosphaera</i> sp1.	epifauna (GOODAY et al., 1996; MOJTAHID et al., 2010)
<i>Psammosphaera</i> sp2.	epifauna (GOODAY et al., 1996; MOJTAHID et al., 2010)
<i>Psammosphaera</i> spp.	epifauna (GOODAY et al., 1996; MOJTAHID et al., 2010)
<i>Pseudoglandulina comatula</i> (Cushman, 1923)	infauna-gênero (como <i>Dentalina comatula</i> , CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pseudonion basispinata</i> (Cushman & Moyer, 1930)	infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pullenia bulloides</i> (d'Orbigny, 1846)	infauna (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia osloensis</i> Feyling-Hanssen, 1954	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pullenia quadriloba</i> Reuss, 1867	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pullenia quinqueloba</i> (Reuss, 1851)	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pullenia salisburyi</i> Stewart & Stewart, 1930	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pullenia</i> spp.	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pullenia subcarinata quinqueloba</i> (Reuss, 1851)	infauna - gênero (KAMINSKI; SCHRODER, 1987; MURRAY, 1991)
<i>Pygmaeoseistron hispidum</i> (Reuss, 1863)	infauna-gênero (como <i>Lagena hispida</i> , CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pygmaeoseistron nebulosum</i> Cushman, 1913	infauna-gênero (como <i>Lagena</i> , CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pyrgo comata</i> (Brady, 1881)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo depressa</i> (d'Orbigny, 1826)	Infauna rasa (GOODAY, 1994).
<i>Pyrgo elongata</i> (d'Orbigny, 1826)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo insularis</i> McCulloch, 1977	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo murrhina</i> (Schwager, 1866)	epifauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pyrgo nasuta</i> Cushman, 1935	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo oblonga</i> (d'Orbigny, 1839)	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo</i> sp1.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo</i> sp2.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo</i> sp4.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo</i> sp6.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo</i> spp.	epifauna-gênero (MURRAY, 1991; CORLISS; CHEN, 1988; GOODAY, 1994), infauna rasa-gênero (BUBENSHSCHIKOVA et al., 2008)
<i>Pyrgo williamsoni</i> (Silvestri, 1923)	epifauna (CORLISS; CHEN, 1988)
<i>Pyrgoella irregularis</i> (d'Orbigny, 1839)	epifauna-miliólídeos (CORLISS, 1991)
<i>Pyrgoella</i> sp2.	epifauna-miliólídeos (CORLISS, 1991)
<i>Pyrgoella</i> sp3.	epifauna-miliólídeos (CORLISS, 1991)
<i>Pyrgoella sphaera</i> (d'Orbigny, 1839)	epifauna (FONTAINER et al., 2002)

Continuação

Espécies

Reophax longicollaris Zheng, 1988
Reophax membranacea Brady, 1879
Reophax minimus Zheng, 1988
Reophax nodulosa Brady 1879
Reophax nodulosus var. *minor* Hada, 1957
Reophax rostrata Höglund, 1947
Reophax scorpiurus de Montfort, 1808
Reophax sp1.
Reophax sp10.
Reophax sp2.
Reophax sp3.
Reophax sp4.
Reophax sp5.
Reophax sp6.
Reophax sp7.
Reophax sp8.
Reophax spiculifer Brady, 1879
Reophax spiculotestus Cushman, 1910
Reophax spp.

Reophax subdentaliniformis Parr, 1950
Reophax subfusiformis Earland, 1933
Rhabdammina abyssorum M. Sars, 1869
Rhabdammina sp2.
Rhabdammina discreta Brady, 1881
Rhabdammina linearis Brady, 1879
Rhabdammina major de Folin, 1887
Rhabdammina scabra Höglund, 1947
Rhabdammina sp1.
Rhabdamminella sp1.
Rhabdamminella sp2.
Rhizammina algaeformis Brady, 1879
Rhizammina globigerinifera Hofker, 1930
Rhizammina horrida Chapman & Part 1937
Rhizammina indivisa Brady, 1884
Rhizammina sp1.
Rhizammina sp2.
Rhizammina spp.
Rhumblerella humboldti (Todd & Bronnimann, 1957)

Microhabitat

infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna (Hess & Kuhnt, 1996; FONTAINER et al., 2005), epifauna (GOODAY, 1994)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991), livre (KITAZATO, 1994)
infauna-gênero (GOODAY, 1994; KAMINSKI; SCHRODER, 1987; FONTAINER et al., 2005; KOHO et al., 2008; JORISSEN et al., 2009)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna (GOODAY, 1997)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
infauna-gênero (como *Eggerella humboldti*, MURRAY, 1991)

Continuação

Espécies

Rhumblerella spp.
Robertina spp.
Robertina subcylindrica (Brady, 1881)
Robertinoides bradyi (Cushman & Parker, 1936)
Rosalina spp.
Rutherfordoides rotundata (Parr, 1950)
Saccamina sp1.
Saccamina sp2.
Saccamina sp3.
Saccamina testacea (Flint, 1899)
Saccamina tubulata Rhumbler, 1931
Saccorhiza ramosa (Brady, 1879)
Sagrina pulchella d'Orbigny, 1839
Sagrinella lobata (Brady, 1881)
Sagrinella subspinescens (Cushman, 1922)
Saidovina karrieriana (Brady, 1881)
Saracenaria altifrons (Parr, 1950)
Seabrookia earlandi (Wright, 1891)
Seabrookia spp.
Sigmoilina costata Schlumberger, 1893
Sigmoilina sigmoidea (Brady, 1884)
Sigmoilopsis schlumbergeri (Silvestri, 1904)
Siphonina bradyana Cushman, 1927
Siphonina tubulosa Cushman, 1924
Siphotextularia curta (Cushman, 1922)
Siphotextularia mestayerae Vella, 1957
Siphotextularia sp1.
Siphouvigerina proboscidea (Schwager, 1866)
Sphaeroidina bulloides var. *chilostomata* Galloway & Morrey, 1929
Sphaeroidina bulloides d'Orbigny, 1826
Sphaeroidina sp1.
Sphaeroidina spp.
Spirillina denticulata Brady, 1884
Spirillina helenae Chapman and Parr, 1937
Spirillina vivipara Ehrenberg, 1843
Spiroloculina sp1.
Spiroloculina sp2.
Spirophthalmidium tenuiseptatum (Brady, 1884)
Spirosigmoilina sp1.

Microhabitat

infauna-gênero (como *Eggerella*, MURRAY, 1991)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (como *Bulimina subcylindrica*, MURRAY, 1991)
infauna-gênero (CORLISS, 1985; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna-gênero (como *Fursenkoina rotundata*, MURRAY, 1991)
infauna - gênero (MURRAY, 1991)
infauna - gênero (MURRAY, 1991)
infauna - gênero (MURRAY, 1991)
infauna - gênero (MURRAY, 1991)
infauna - gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (GOODAY, 1994; HESS; KUHNT, 1996)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (como *Bulimina lobata*, MURRAY, 1991)
epifauna-infauna (como *Bolivina subspinescens*, MURRAY, 1991)
epifauna-infauna-gênero (como *Bolivina karrieriana*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Lenticulina altifrons*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
epifauna (MURRAY, 1991; FONTAINER et al., 2002)
epifauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna (SZAREK et al., 2007)
epifauna-gênero (como *Karrerriella*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Karrerriella*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (BURONE et al., 2011)
infauna-epifauna (como *Uvigerina proboscidea*, MURRAY, 1991)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna (JORISSEN et al., 1998)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
infauna-gênero (CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (CORLISS, 1985, 1991; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna (CORLISS, 1985, 1991; CORLISS; CHEN, 1988)
epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
epifauna-miliolídeos (como *Quinqueloculina*, CORLISS, 1991)

Continuação

Espécies

Triloculinella sublineata (Brady, 1884)
Trisegmentina compressa Wiesner, 1931
Tritaxis australis Brönnimann & Whittaker, 1984
Tritaxis fusca (Williamson, 1858)
Trochammina globigeriniformis (Parker & Jones, 1865)
Trochammina globorotaliformis Zheng, 1988
Trochammina grisea Earland, 1934
Trochammina hadai Uchio, 1962
Trochammina pygmaea Høglund, 1947
Trochammina quadricamerata Echols, 1971
Trochammina sp1.
Trochammina sp3.
Trochammina sp4.
Trochammina sp5.
Trochammina sp6.
Trochammina spp.
Trochamminopsis pusilla (Høglund, 1947)
Trochamminopsis quadriloba (Høglund, 1948)
Trochamminopsis spp.
Usbekistania charoides (Jones & Parker, 1860)
Usbekistania sp3.
Uvigerina auberiana d'Orbigny, 1839
Uvigerina dirupta Todd, 1948

Uvigerina parvula Cushman, 1923

Uvigerina peregrina Cushman, 1923

Uvigerina sp1.
Uvigerina spp.

Uvigerina subperegrina Cushman & Kleinpell, 1934
Valvulineria aegyptiaca Leroy, 1953
Valvulineria araucana (d'Orbigny, 1839)
Valvulineria glabra Cushman, 1927
Valvulineria minuta (Schubert, 1904)
Valvulineria rugosa (d'Orbigny, 1839)
Valvulineria sp3.
Valvulineria spp.
Veleroninoides scitulus (Brady, 1881)
Veleroninoides sp1.
Veleroninoides sp2.
Veleroninoides spp.

Microhabitat

epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
epifauna-miliolídeos (CORLISS, 1991)
epifauna - gênero (KOHO et al., 2008)
epifauna - gênero (KOHO et al., 2008)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna (GOODAY, 1994)
epifauna-gênero (como *Trochammina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Trochammina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Trochammina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (MURRAY, 1991)
infauna (RATHBURN; CORLISS, 1994; BUBENSHCHIKOVA et al., 2008)
infauna (CORLISS; CHEN, 1988; RATHBURN et al., 1996; JORISSEN et al., 1998; SCHMIEDL et al., 2000; FONTAINER et al., 2003; MARTINS; GOMES, 2004)
infauna (CORLISS; CHEN, 1988; RATHBURN et al., 1996; JORISSEN et al., 1998; SCHMIEDL et al., 2000; FONTAINER et al., 2003; MARTINS; GOMES, 2004)
infauna (CORLISS; CHEN, 1988), infauna rasa (JORISSEN et al., 1998, FONTAINER et al., 2003), infauna/epifauna (MARTINS; GOMES, 2004), infauna rasa- epifauna (MELKI et al., 2010)
epifauna/infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna/infauna-gênero (MURRAY, 1991), infauna intermediária-gênero (FONTAINER et al., 2002), infauna rasa-gênero (GOODAY, 1994, BUBENSHCHIKOVA et al., 2008)
epifauna/infauna-gênero (MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna-gênero (como *Rosalina*, MURRAY, 1991)
epifauna (KOHO et al., 2008)
epifauna superficial e/ou infauna rasa-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna superficial e/ou infauna rasa-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
epifauna superficial e/ou infauna rasa-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Espécies	Microhabitat
<i>Veleroninoides wiesneri</i> (Parr, 1950)	<i>infauna</i> (como <i>Cribrostomoides wiesneri</i> , GOODAY, 1994)
<i>Verneuilinulla advena</i> (Cushman, 1922)	<i>infauna profunda-gênero</i> (KAMINSKI, 1995)
<i>Verneuilinulla propinqua</i> (Brady, 1884)	<i>infauna profunda-gênero</i> (KAMINSKI, 1995)
<i>Verneuilinulla</i> spp.	<i>infauna profunda-gênero</i> (KAMINSKI, 1995)

Anexo 4: Classificação das espécies de foraminíferos bentônicos segundo hábito alimentar. Onde: * = sem dado.

Estação	Padrão de alimentação
<i>Abditodentrix asketocomptella</i> Patterson, 1985	*
<i>Adelosina laevigata</i> d'Orbigny, 1826	*
<i>Adelosina milletti</i> Wiesner, 1923	*
<i>Adercotryma glomerata</i> (Brady, 1878)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Adercotryma</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Adercotryma wrighti</i> Brönnimann & Whittaker, 1987	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Alabaminella</i> spp.	*
<i>Alabaminella weddellensis</i> (Earland, 1936)	*
<i>Ammobaculites agglutinans</i> (d'Orbigny, 1846)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammobaculites cylindricus</i> Cushman, 1910	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammobaculites josephi</i> Acosta, 1940	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammobaculites</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus anguillae</i> Höglund, 1947	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus catinus</i> Hoeglund, 1947	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus incertus</i> (d'Orbigny, 1839)	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus planorbis</i> Höglund, 1947	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> sp1.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> sp2.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> sp3.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> sp4.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> sp5.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammodiscus</i> spp.	depositívoro passivo ou ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammolagena clavata</i> (Jones & Parker, 1860)	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammosphaeroidina grandis</i> Cushman, 1910	depositívoro passivo e ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammosphaeroidina sphaeroidiniforme</i> (Brady, 1884)	depositívoro passivo e ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ammosphaeroidina</i> spp.	depositívoro passivo e ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Archimerismus</i> sp1.	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Arenoparrella mexicana</i> (Kornfeld), emend. Andersen, 1951	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Arenoparrella oceanica</i> Uchio, 1960	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Arenoparrella</i> spp.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Armorella sphaerica</i> f. <i>lapidaria</i> Rhumbler, 1935	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (van den Akker et al., 2000)
<i>Armorella sphaerica</i> Heron-Allen & Earland, 1932	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (van den Akker et al., 2000)
<i>Astacolus crepidulus</i> (Fichtel & Moll, 1798)	*
<i>Astrononion gallowayi</i> Loeblich & Tappan, 1953	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bathysiphon argenteus</i> Heron-Allen & Earland, 1913	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon folini</i> GOODAY, 1983	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon minutum</i> Hofker, 1932	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Bathysiphon rufescens</i> Cushman, 1917	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Bathysiphon rusticus</i> de Folin, 1886	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Bathysiphon</i> sp1.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Bathysiphon</i> sp3.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Bigenerina cylindrica</i> Cushman, 1922	onívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bigenerina nodosaria</i> d'Orbigny, 1826	onívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bigenerina</i> spp.	onívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Biloculinella globula</i> (Bornemann, 1855)	*
<i>Bolivina albatrossi</i> Cushman, 1922	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina brevior</i> Cushman, 1925	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina cochei</i> Cushman & Adms, 1935	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina currai</i> Sellier & Civrieux 1976	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina danvillensis</i> How e & Wallace, 1932	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina difformis</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina hamedii</i> Yassini & Jones, 1995	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina inflata</i> Heron-Allen & Earland, 1913	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina lanceolata</i> di Napoli, 1952	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina lowmani</i> subsp. <i>densipunctata</i> Sellier de Civrieux, 1976	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina minima</i> Phleger & Parker, 1951	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina nairi</i> Sellier de Civrieux, 1976	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina ordinaria</i> Phleger & Parker, 1952	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina pacifica</i> Cushman & McCulloch, 1942	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina paula</i> Cushman & Cahill, 1932	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina pseudoplicata</i> Heron-Allen & Earland, 1930	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina seminuda</i> Cushman, 1911	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp3.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp4.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp5.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp6.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> sp7.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina spathulata</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina spatuloides</i> Hofker, 1956	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina striatula</i> Cushman, 1922	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina subaenariensis</i> Cushman, 1922	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bolivina vaughani</i> Natland, 1938	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Botellina labyrinthica</i> Brady, 1881	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Brizalina fragilis</i> Phleger & Parker, 1951	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bulimina aculeata</i> d'Orbigny, 1826	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Bulimina marginata</i> d'Orbigny, 1826	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Bulimina mexicana</i> Cushman, 1922	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Buliminella</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Buzasina</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Buzasina</i> sp2.	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Cassidulina carinata</i> Silvestri, 1896	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina curvata</i> Phleger & Parker, 1951	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina laevigata</i> d'Orbigny, 1826	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina neocarinata</i> (Thalman, 1950)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina teretis</i> Tappan, 1951	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulina tortuosa</i> Cushman & Hughes, 1925	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cassidulinoides</i> spp.	*
<i>Cassidulinoides tenuis</i> Phleger & Parker, 1951	*
<i>Ceratobulimina arctica</i> Green, 1959	*
<i>Cibicides mckannai</i> Galloway & Wissler, 1927	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides pachyderma</i> (Rzehak, 1886)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides</i> sp4.	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides</i> spp.	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides williamsoni</i> Garret, 1941	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicides wuellerstorfi</i> (Schwager, 1866)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicidoides</i> cf. <i>subhaidingerii</i> (Parr, 1950)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicidoides globulosus</i> Chapman & Parr, 1937	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicidoides mundulus</i> (Brady, Parker & Jones, 1888)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cibicidoides</i> spp.	*
<i>Clavulina</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (van den Akker et al., 2000)
<i>Conglophragmium</i> sp1.	*
<i>Cornuloculina balkwilli</i> (Macfayden, 1939)	*
<i>Cornuloculina inconstans</i> (Brady, 1879)	*
<i>Cornuloculina pazdroe</i> Reck, 1981	*
<i>Cornuspira involvens</i> (Reuss) var. <i>substriatula</i> Cushman, 1921	*
<i>Cornuspira involvens</i> (Reuss, 1850)	*
<i>Cornuspira</i> sp1.	*
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cribrostomoides</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cribrostomoides</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cribrostomoides</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cribrostomoides subglobosum</i> (Cushman, 1910)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cribrostomoides subglobosus</i> f. <i>subglobosus</i> (Cushman, 1910)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Crithionina mamilla</i> Goës, 1894	depositívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Crithionina</i> sp1.	depositívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Cuneata arctica</i> (Brady, 1881)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Cushmanina feildeniana</i> (Brady, 1878)	*
<i>Cyclammmina cancellata</i> Brady, 1879	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Cystammmina pauciloculata</i> (Brady, 1879)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Dendrophrya abyssalica</i> Saidova, 1975	suspensívoro-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dendrophrya arborescens</i> (Norman, 1981)	suspensívoro-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dendrophrya</i> sp1.	suspensívoro-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dendrophrya</i> sp2.	suspensívoro-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dentalina albatrossi</i> (Cushman, 1923)	*
<i>Dentalina roemeri</i> Neugeboren, 1856	*
<i>Dentalina</i> sp5.	*
<i>Dentalina</i> spp.	*
<i>Deuterammmina montagui</i> Brönnigmann & Whittaker, 1988	*
<i>Discammmina compressa</i> (Goës, 1882)	*
<i>Discorbinella bertheloti</i> (d'Orbigny, 1839)	*
<i>Discorbinella</i> spp.	*
<i>Dorothia arenata</i> Cushman, 1936	depositívoro ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dorothia scabra</i> (Brady, 1884)	depositívoro ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Dorothia</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Eggerella bradyi</i> (Cushman, 1911)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eggerella conica</i> Zheng, 1988	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eggerella polita</i> Collins, 1958	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eggerella</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eggerelloides scaber</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Ehrenbergina spinea</i> Cushman, 1935	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eilohedra vitrea</i> (Parker, 1953)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Elongobula</i> sp. nov. (Jones, 1994)	*
<i>Epistomina elegans</i> (d'Orbigny, 1826)	detritívoro-gênero (como Hoeglundina, MURRAY, 1991)
<i>Epistominella exigua</i> (Brady, 1884)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Epistominella</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Eratidus foliaceus</i> (Brady, 1881)	depositívoro passivo e ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Euloxostomum bradyi</i> (Asano, 1938)	*
<i>Evolocassidulina bradyi</i> (Norman, 1881)	*
<i>Evolocassidulina tenuis</i> (Phleger & Parker, 1951)	*
<i>Favulina hexagona</i> (Williamson, 1848)	*
<i>Favulina squamosa</i> (Montagu, 1803)	*

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Fissurina cucurbitasema</i> Loeblich and Tappan, 1953	*
<i>Fissurina densifasciataformis</i> Albani & Yassini, 1989	*
<i>Fissurina globosocaudata</i> Albani & Yassini, 1995	*
<i>Fissurina marginata</i> (Montagu, 1803)	*
<i>Fissurina quiltyi</i> Albani & Yassini 1989	*
<i>Fissurina sequenzae</i> (Buchner, 194)	*
<i>Fissurina</i> sp5.	*
<i>Fissurina</i> sp6.	*
<i>Fissurina</i> spp.	*
<i>Fissurina torquens</i> (Buchner, 1940)	*
<i>Fursenkoina complanata</i> (Egger, 1893)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina obliqua</i> Saidova, 1975	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina pauciloculata</i> (Brady, 1884)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina pontoni</i> (Cushman, 1932)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Fursenkoina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gaudryina</i> sp1.	suspensívoro passivo (MURRAY, 1991), depositívoro ativo (CETEAN et al., 2011)
<i>Gaudryina</i> sp2.	suspensívoro passivo (MURRAY, 1991), depositívoro ativo (CETEAN et al., 2011)
<i>Gavelinopsis lobatula</i> (Parr, 1950)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis praegeri</i> (Heron-Allen & Earland, 1913)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis</i> spp.	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gavelinopsis translucens</i> (Phleger & Parker, 1951)	suspensívoro passivo-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Glandulina ovula</i> d'Orbigny, 1846	*
<i>Globobulimina pacifica</i> Cushman, 1927	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina biora</i> (Crespin, 1960)	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina crassa</i> (d'Orbigny, 1839)	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina gemma</i> (Todd, 1954)	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina minuta</i> (Cushman, 1933)	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina rossensis</i> (Kennett, 1967)	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina</i> spp.	suspensívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Globocassidulina subglobosa</i> (Brady, 1881)	detritívoro (MURRAY, 1991), suspensívoro (Martins et al., 2007)
<i>Glomospira gordialis</i> (Jones & Parker, 1860)	depositívoro passivo e ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Glomospira</i> sp1.	depositívoro passivo e ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Glomospira</i> sp2.	depositívoro passivo e ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Glomospira</i> sp3.	depositívoro passivo e ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Glomospira</i> sp4.	depositívoro passivo e ativo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Gyroidina altiformis</i> Stew art & Stew art, 1930	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gyroidina laevigata</i> (d'Orbigny, 1826)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gyroidina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Gyroidina umbonata</i> (Silvestri, 1898)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Gyroidinoides</i> spp.	*
<i>Hansenisca soldanii</i> (d'Orbigny, 1826)	*
<i>Haplophragmoides bradyi</i> subsp. <i>nigataensis</i> Uchio, 1962	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides neobradyi</i> Uchio, 1960	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides quadratus</i> Uchio, 1960	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp3.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp4.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp5.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp6.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp7.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp8.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> sp9.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides sphaeriloculum</i> Cushman, 1910	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides tenuis</i> Cushman, 1927	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides weddelensis</i> Earland, 1936	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haplophragmoides wilberti</i> Andersen, 1953	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Haynesina germanica</i> (Ehrenberg, 1840)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Haynesina</i> spp.	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Heterolepa bradyi</i> (Trauth, 1918)	*
<i>Hoeoglundina</i> spp.	*
<i>Hormosina pilulifera</i> (Brady, 1884)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo (CETEAN et al., 2011)
<i>Hormosina spiculifera</i> Hofker, 1972	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo (CETEAN et al., 2011)
<i>Hormosinella distans</i> (Brady, 1881)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hormosinella guttifera</i> (Brady, 1881)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hormosinelloides guttifer</i> (Brady, 1884)	oportunista (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hyalinea balthica</i> (Schröter, 1783)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Hyperammia cylindrica</i> Parr, 1950	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hyperammia elongata</i> Brady, 1878	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hyperammia elongata</i> var. <i>laevigata</i> Wright, 1891	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Hyperammia</i> sp1.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Ioanella</i> spp.	*
<i>Ioanella tumidula</i> (Brady, 1884)	*
<i>Islandiella curvata</i> (Phleger & Parker 1951)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Islandiella norcrossi</i> (Cushman, 1933)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Islandiella norcrossi</i> subsp. <i>australis</i> (Phleger & Parker 1951)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Islandiella</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Karriella bradyi</i> (Cushman, 1911)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Karreriella siphonella</i> (Reuss, 1851)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Karrerulina apicularis</i> (Cushman, 1911)	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Karrerulina</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Karrerulina</i> sp2.	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Karrerulina</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (SETOYAMA et al., 2011)
<i>Laeidentalina advena</i> (Cushman, 1923)	*
<i>Laeidentalina aphelis</i> Loeblich & Tappan, 1987	*
<i>Laeidentalina ariena</i> (Patterson & Pettis, 1986)	*
<i>Laeidentalina communis</i> (d'Orbigny, 1826)	*
<i>Laeidentalina inflexa</i> (Reuss, 1866)	*
<i>Laeidentalina subemaciata</i> (Parr, 1950)	*
<i>Lagena</i> cf. <i>punctulata</i> Cushman, 1973	*
<i>Lagena multilatera</i> McCulloch, 1977	*
<i>Lagena multilatera</i> subsp. <i>chathamensis</i> McCulloch, 1977	*
<i>Lagena peculiariformis</i> Albani & Yassini, 1995	*
<i>Lagena</i> sp1.	*
<i>Lagena</i> sp10.	*
<i>Lagena</i> sp11.	*
<i>Lagena</i> sp12.	*
<i>Lagena</i> sp13.	*
<i>Lagena</i> sp14.	*
<i>Lagena</i> sp6.	*
<i>Lagena</i> sp7.	*
<i>Lagena</i> sp8.	*
<i>Lagena</i> sp9.	*
<i>Lagena</i> spp.	*
<i>Lagena staphyllearia</i> (Schwager, 1866)	*
<i>Lagena sulcata</i> (Walker & Jacob, 1798)	*
<i>Lagenammia arenulata</i> (Skinner, 1961)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia atlantica</i> (Cushman, 1944)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia difflugiformis</i> (Brady, 1879)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia micacea</i> (Cushman, 1918)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia spiculata</i> (Skinner, 1961)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Lagenammia</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Laticarinina pauperata</i> (Parker & Jones, 1865)	*
<i>Lenticulina iota</i> (Cushman, 1923)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Lenticulina</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Lenticulina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Lepidodeuteramma</i> sp1.	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Lingulina seminuda</i> Hantken, 1875	*
<i>Lobatula lobatula</i> (Walker & Jacob, 1798)	*
<i>Loxostomina bradyi</i> (Asano 1938)	*
<i>Loxostomina limbata</i> (Brady, 1881)	*
<i>Loxostomina mayori</i> (Cushman, 1922)	*
<i>Marginulina glabra</i> d'Orbigny, 1826	*
<i>Marsipella arenaria</i> Christiansen, 1958	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Marsipella cylindrica</i> Brady, 1882	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Marsipella dextrospiralis</i> Chapmann & Parr	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Marsipella elongata</i> Norman, 1878	suspensívoro passivo (SCHONFELD, 2002)
<i>Marsipella spiralis</i> Heron-Allen & Earland, 1912	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Martinottiella</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Melonis barleeanus</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Miliolinella californica</i> Rhumbler, 1936	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Miliolinella circularis</i> (Bornemann, 1855)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Miliolinella lutea</i> (d'Orbigny, 1839)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Miliolinella</i> spp.	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Miliolinella subrotunda</i> (Montagu, 1803)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Morulaepecta bulbosa</i> (Höglund, 1947)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Gaudryina</i> sp3.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Neoeponides</i> sp1.	*
<i>Neolenticulina peregrina</i> (Schwager, 1866)	*
<i>Neolenticulina variabilis</i> (Reuss, 1850)	*
<i>Nodellum membranaceum</i> (Brady, 1879)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Nodosaria aequalis</i> d'Orbigny, 1908	*
<i>Nodosaria facile</i> Franzenau 1890	*
<i>Nodosaria</i> sp1.	*
<i>Nodosaria</i> spp.	*
<i>Nonion</i> spp.	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella atlantica</i> Cushman, 1936	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella auricula</i> Heron-Allen & Earland, 1930	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella auris</i> (d'Orbigny, 1839)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella bradii</i> (Chapman, 1917)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella clavata</i> Cushman, 1931	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella grateloupi</i> (d'Orbigny, 1836)	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella iridea</i> Heron-Allen & Earland, 1932	herbívoros-gênero (MURRAY, 1991)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Nonionella opima</i> Cushman, 1947	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella pulchella</i> Hada, 1931	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella</i> spp.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionella stella</i> Cushman & Moyer, 1930	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionoides grateloupii</i> (d'Orbigny, 1826)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nonionoides turgida</i> (Williamson, 1858)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Nouria polymorphinoides</i> Heron-Allen & Earland, 1914	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Nubeculina divaricata</i> (Brady, 1879)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Oolina globosa</i> subsp. <i>semioblata</i> McCulloch, 1977	*
<i>Oolina lineata</i> (Williamson, 1848)	*
<i>Oolina melo</i> d'Orbigny, 1839	*
<i>Oridorsalis umbonatus</i> (Reuss, 1851)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Parabrizalina porrecta</i> (Brady, 1881)	*
<i>Parabrizalina</i> spp.	*
<i>Paracassidulina nipponensis</i> (Eade, 1969)	*
<i>Parafissurina fusiformis</i> (Wiesner, 1931)	*
<i>Parafissurina himatostoma</i> Loeblich & Tappan, 1953	*
<i>Parafissurina lata</i> (Wiesner, 1931)	*
<i>Parafissurina lateralis</i> (Cushman, 1913)	*
<i>Parafissurina</i> sp1.	*
<i>Parafissurina</i> spp.	*
<i>Parafissurina subcarinata</i> Parr, 1950	*
<i>Paratrochammina madeirae</i> Brönnimann, 1979	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Paratrochammina challengerii</i> Brönnimann & Whittaker, 1988	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Paratrochammina</i> spp.	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Paratrochammina tricamerata</i> (Earland, 1934)	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Pilulina</i> spp.	depositívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Planulina ariminensis</i> d'Orbigny, 1826	*
<i>Polystommammina nitida</i> (Brady, 1881)	*
<i>Portatrochammina eltaninae</i> Echols, 1971	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Portatrochammina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Portatrochammina wiesneri</i> (Parr, 1950)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Procerolagena gracillima</i> subsp. <i>gracilis</i> (Seguenza, 1862)	*
<i>Prolixoplecta exilis</i> (Cushman, 1936)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Proteonella alta</i> Saidova, 1975	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Proteonella</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Proteonina difflugiformis</i> var. <i>calcareo</i> Cushman, 1947	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Proteonina helenae</i> (Rhumbler, 1913)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Protobellina cylindrica</i> Heron Allen & Earland, 1929	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Psammosiphonella</i> sp2.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosiphonella discreta</i> (Brady, 1881)	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp1.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp3.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosiphonella</i> sp4.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosphaera fusca</i> Schulze, 1875	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Psammosphaera irregularis</i> Wiesner, 1931	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Psammosphaera</i> sp1.	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Psammosphaera</i> sp2.	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Psammosphaera</i> spp.	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Psammosphaera subsphaerica</i> Stew art & Priddy, 1941	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (CETEAN et al., 2011)
<i>Pseudoglandulina comatula</i> (Cushman, 1923)	*
<i>Pseudononion basispinata</i> (Cushman & Moyer, 1930)	*
<i>Pullenia bulloides</i> (d'Orbigny, 1846)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia osloensis</i> Feyling-Hanssen, 1954	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia quadriloba</i> Reuss, 1867	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia quinqueloba</i> (Reuss, 1851)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia salisburyi</i> Stew art & Stew art, 1930	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pullenia subcarinata quinqueloba</i> (Reuss, 1851)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pygmaeoseistron hispidum</i> (Reuss, 1863)	*
<i>Pygmaeoseistron nebulosum</i> Cushman, 1913	*
<i>Pyrgo comata</i> (Brady, 1881)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo depressa</i> (d'Orbigny, 1826)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo elongata</i> (d'Orbigny, 1826)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo insularis</i> McCulloch, 1977	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo murrhina</i> (Schwager, 1866)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo nasuta</i> Cushman, 1935	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo oblonga</i> (d'Orbigny, 1839)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo</i> sp1.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo</i> sp2.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo</i> sp4.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo</i> sp6.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo</i> spp.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Pyrgo williamsoni</i> (Silvestri, 1923)	*
<i>Pyrgoella irregularis</i> (d'Orbigny, 1839)	*
<i>Pyrgoella</i> sp2.	*
<i>Pyrgoella</i> sp3.	*
<i>Pyrgoella sphaera</i> (d'Orbigny, 1839)	*

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Pyrgoella sphaeroidina</i> Saidova, 1975	*
<i>Pyrgoella</i> spp.	*
<i>Quinqueloculina akneriana</i> d'Orbigny, 1846	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina amygdaloides</i> (Brady, 1884)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina boschiana</i> d'Orbigny, 1839	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina imperialis</i> var. <i>porterensis</i> Ran, 1948	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina lamarckiana</i> d'Orbigny, 1839	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina</i> sp1.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Quinqueloculina</i> spp.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Recurvoidella bradyi</i> (Robertson, 1891)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoidella</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoidella</i> sp2.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoidella</i> sp3.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides contortus</i> Earland, 1934	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides gigas</i> Zheng, 1988	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides laevigatum</i> Höglund, 1947	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides trochamminiformis</i> Saidova, 1961	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Recurvoides turbinatus</i> (Brady, 1881)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Remaneica</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Reophax</i> sp7.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax advena</i> Cushman, 1919	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax agglutinatus</i> Cushman, 1913	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax agglutinatus</i> var. <i>littoralis</i> Lacroix, 1930	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax arayaensis</i> Bermudez & Seiglie, 1963	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax bilocularis</i> Flint, 1899	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax bradyi</i> Bronnimann & Whittaker, 1980	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax calcareus</i> (Cushman, 1947)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax caribensis</i> Seiglie & Berntidez, 1969	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax catenulatus</i> Cushman, 1910	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax curtus</i> Cushman, 1920	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax cushmani</i> Heron-Allen & Earland, 1932	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax dentaliniformis</i> Brady, 1881	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax enormis</i> Hada, 1929	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax excentricus</i> Cushman, 1910	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax eximius</i> Zheng, 1988	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax fusiformis</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax helenae</i> Rhumbler, 1931	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Reophax kerguelensis</i> Parr, 1950	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax longicollaris</i> Zheng, 1988	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax membranacea</i> Brady, 1879	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax minimus</i> Zheng, 1988	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax nodulosa</i> Brady 1879	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax nodulosus</i> Brady var. <i>minor</i> Hada, 1957	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax rostrata</i> Högglund, 1947	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax scorpiurus</i> de Montfort, 1808	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp3.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp4.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp5.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp6.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp10.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp8.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> sp9.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax spiculifer</i> Brady, 1879	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax spiculotestus</i> Cushman, 1910	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax subdentaliniformis</i> Parr, 1950	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Reophax subfusiformis</i> Earland, 1933	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhabdammina abyssorum</i> M. Sars, 1869	suspensívoro passivo (SCHONFELD, 2002)
<i>Rhabdammina discreta</i> Brady, 1881	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), suspensívoro-gênero (SCHRODER; ROOYEN, 2010)
<i>Rhabdammina linearis</i> Brady, 1879	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), suspensívoro-gênero (SCHRODER; ROOYEN, 2010)
<i>Rhabdammina major</i> de Folin, 1887	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), suspensívoro-gênero (SCHRODER; ROOYEN, 2010)
<i>Rhabdammina scabra</i> Högglund, 1947	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), suspensívoro-gênero (SCHRODER; ROOYEN, 2010)
<i>Rhabdammina</i> sp1.	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Rhabdammina</i> sp2.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005), suspensívoro-gênero (SCHRODER; ROOYEN, 2010)
<i>Rhabdamminella</i> sp1.	suspensívoro-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Rhabdamminella</i> sp2.	detritívoro (GOODAY, 1997)
<i>Rhizammina algaeformis</i> Brady, 1879	*
<i>Rhizammina globigerinifera</i> Hofker, 1930	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhizammina horrida</i> Chapman & Part 1937	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhizammina indivisa</i> Brady, 1884	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhizammina</i> sp2.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhizammina</i> sp1.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhizammina</i> spp.	suspensívoro-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Rhumblerella humboldti</i> (Todd & Bronnimann, 1957)	*

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Rhumblerella</i> spp.	*
<i>Robertina</i> spp.	*
<i>Robertina subcylindrica</i> (Brady, 1881)	*
<i>Robertinoides bradyi</i> (Cushman & Parker, 1936)	*
<i>Rosalina</i> spp.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Rutherfordoides rotundata</i> (Parr, 1950)	*
<i>Saccammina</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Saccammina</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Saccammina</i> sp3.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Saccammina testacea</i> (Flint, 1899)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Saccammina tubulata</i> Rhumbler, 1931	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991), suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Saccorhiza ramosa</i> (Brady, 1879)	
<i>Sagrina pulchella</i> d'Orbigny, 1839	*
<i>Sagrinella lobata</i> (Brady, 1881)	*
<i>Sagrinella subspinescens</i> (Cushman, 1922)	*
<i>Saidovina karreriana</i> (Brady, 1881)	*
<i>Saracenaria altifrons</i> (Parr, 1950)	*
<i>Seabrookia earlandi</i> (Wright, 1891)	*
<i>Seabrookia</i> spp.	*
<i>Sigmoilina costata</i> Schlumberger, 1893	*
<i>Sigmoilina sigmoidea</i> (Brady, 1884)	*
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i> (Silvestri, 1904)	*
<i>Siphonina bradyana</i> Cushman, 1927	*
<i>Siphonina tubulosa</i> Cushman, 1924	*
<i>Siphotextularia curta</i> (Cushman, 1922)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Siphotextularia mestayerae</i> Vella, 1957	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Siphotextularia</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Siphouvigerina proboscidea</i> (Schwager, 1866)	*
<i>Sphaeroidina bulloides</i> d'Orbigny, 1826	*
<i>Sphaeroidina bulloides</i> var. <i>chilostomata</i> Galloway & Morrey, 19	*
<i>Sphaeroidina</i> sp1.	*
<i>Sphaeroidina</i> spp.	*
<i>Spirillina denticulata</i> Brady, 1884	*
<i>Spirillina helenae</i> Chapman and Parr, 1937	*
<i>Spirillina vivipara</i> Ehrenberg, 1843	*
<i>Spiroloculina</i> sp1.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Spiroloculina</i> sp2.	herbívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Spirophthalmidium tenuiseptatum</i> (Brady, 1884)	*
<i>Spirosigmolima</i> sp1.	*

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Spirosigmoilina</i> sp2.	*
<i>Spirosigmoilina tenuis</i> (Czjzek, 1848)	*
<i>Storthosphaera albida</i> Schulze, 1875	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Storthosphaera</i> sp1.	suspensívoro e/ou depositívoro passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Subreophax aduncus</i> (Brady, 1882)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Subreophax monile</i> (Brady, 1881)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Subreophax</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Subreophax</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Technitella atlantica</i> Cushman, 1947	*
<i>Technitella harrisii</i> (Heron-Allen & Earland, 1914)	*
<i>Technitella legumen</i> Norman, 1878	*
<i>Technitella</i> spp.	*
<i>Textularia agglutinans</i> d'Orbigny, 1839	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia porrecta</i> Brady, 1884	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia pseudogramen</i> Chapman & Parr, 1937	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia skagerakensis</i> Höglund, 1947	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Textularia torquata</i> Parker, 1952	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Tholosina bulla</i> (Brady, 1881)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Thurammia papillata</i> Brady, 1879	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Thurammia papillata</i> var. <i>hispidata</i> Heron-Allen & Earland, 1917	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Thurammia papyracea</i> Cushman, 1913	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Tiphrotrocha concava</i> Seiglie, 1965	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Tolypammia vagans</i> (Brady, 1879)	suspensívoro-gênero (SETOYAMA et al., 2013)
<i>Trifarina angulosa</i> (Williamson, 1858)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Trifarina bradyi</i> Cushman, 1923	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Trifarina pauperata</i> (Heron-Allen & Earland, 1932)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina elongata</i> (Natland, 1938)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina oblonga</i> (Montagu, 1803)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina selene</i> Karrer, 1868	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina</i> sp1.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina</i> sp2.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina</i> spp.	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina tricultrata</i> Calter, 1964	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculina trigonula</i> (Lamarck, 1804)	detritívoro-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Triloculinella obliquinodus</i> Riccio, 1950	*

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Triloculinella pseudooblunga</i> (Zheng, 1980)	*
<i>Triloculinella sublineata</i> (Brady, 1884)	*
<i>Trisegmentina compressa</i> Wiesner, 1931	*
<i>Tritaxis australis</i> Brönnimann & Whittaker, 1984	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Tritaxis fusca</i> (Williamson, 1858)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Trochammina globigeriniformis</i> (Parker & Jones, 1865)	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina globorotaliformis</i> Zheng, 1988	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina grisea</i> Earland, 1934	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina hadai</i> Uchio, 1962	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina pygmaea</i> Høglund, 1947	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina quadricamerata</i> Echols, 1971	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> sp1.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> sp3.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> sp4.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> sp5.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> sp6.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochammina</i> spp.	herbívoros/detrítivos-gênero (MURRAY, 1991), depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Trochamminopsis pusilla</i> (Høglund, 1947)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Trochamminopsis quadriloba</i> (Høglund, 1948)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Trochamminopsis</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Usbekistania charoides</i> (Jones & Parker, 1860)	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Usbekistania</i> sp3.	depositívoro ativo e passivo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Uvigerina auberiana</i> d'Orbigny, 1839	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Uvigerina dirupta</i> Todd, 1948	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Uvigerina parvula</i> Cushman, 1923	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Uvigerina peregrina</i> Cushman, 1923	detrítivos (MURRAY, 1991), alimento agregado no sedimento e bactéria (GOODAY, 1994)
<i>Uvigerina</i> sp1.	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Uvigerina</i> spp.	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Uvigerina subperegrina</i> Cushman & Kleinpell, 1934	detrítivos-gênero (MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria aegyptiaca</i> Leroy, 1953	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria araucana</i> (d'Orbigny, 1839)	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria glabra</i> Cushman, 1927	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria minuta</i> (Schubert, 1904)	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria rugosa</i> (d'Orbigny, 1839)	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria</i> sp3.	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Valvulineria</i> spp.	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Veleroninoides scitulus</i> (Brady, 1881)	herbívoros-gênero (como <i>Rosalina</i> , MURRAY, 1991)
<i>Veleroninoides</i> sp1.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)
<i>Veleroninoides</i> sp2.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN, 2005)

Continuação

Estação	Padrão de alimentação
<i>Veleroninoides</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Veleroninoides wiesneri</i> (Parr, 1950)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Verneuilinulla advena</i> (Cushman, 1922)	depositívoro ativo-gênero (KAMINSKI; GRADSTEIN , 2005)
<i>Verneuilinulla propinqua</i> (Brady, 1884)	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)
<i>Verneuilinulla</i> spp.	depositívoro ativo-gênero (AKKER et al., 2000)

Anexo 5: Correlação de Spearman entre dados: biomassa das bactérias (Bactéria), conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO₃), carbono orgânico total (COT), fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo); *Sortable silt* (SS); porcentagem de areia (areia), terrígeno/COT (Terr./COT), produtividade primária/COT (PP/COT), zooplâncton e fauna/COT (Zoo/COT), bactéria/COT (Bact./COT), lipídios totais no sedimento/COT (lipídios/COT) e espécies com maiores frequências (≥ 2%). Dados em vermelho representam correlação significativa para $p < 0,05$.

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr./COT	Zoo/COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
<i>Adelosina laevigata</i>	0,46	-0,39	0,67	0,49	0,61	-0,44	0,42	-0,23	-0,21	0,56	0,72	0,66	0,39	0,60
<i>Adercotryma glomerata</i>	0,20	-0,16	0,16	0,14	0,34	-0,26	0,40	-0,48	0,25	0,02	0,20	0,18	0,08	0,07
<i>Adercotryma wrighti</i>	0,54	-0,40	0,40	0,21	0,41	-0,49	0,40	-0,21	-0,30	0,14	0,33	0,26	0,32	0,37
<i>Alabaminella weddellensis</i>	0,19	0,09	0,05	-0,08	0,26	-0,22	0,25	-0,28	0,03	0,11	-0,01	-0,03	0,01	-0,01
<i>Ammodiscus incertus</i>	0,09	-0,30	0,14	0,18	0,10	-0,05	-0,06	0,11	-0,06	-0,05	0,15	0,20	0,15	0,31
<i>Ammodiscus planorbis</i>	0,25	-0,35	0,17	0,08	0,23	-0,09	0,15	-0,09	-0,09	-0,01	0,18	0,15	0,13	0,23
<i>Ammodiscus sp5.</i>	0,05	-0,08	0,01	0,03	0,19	0,07	0,13	-0,11	0,07	0,19	0,12	0,16	0,15	0,18
<i>Armoredella sphaerica</i>	0,11	-0,03	0,09	0,07	0,24	-0,04	0,08	-0,08	0,01	0,05	0,04	0,00	-0,06	0,00
<i>Bathysiphon rufescens</i>	0,13	-0,18	-0,09	0,04	0,02	0,21	-0,23	0,23	0,01	-0,05	-0,10	-0,11	-0,02	-0,04
<i>Bolivina albatrossi</i>	0,55	-0,65	0,62	0,54	0,56	-0,38	0,48	-0,29	-0,14	0,58	0,69	0,66	0,42	0,57
<i>Bolivina minima</i>	0,54	-0,16	0,38	0,11	0,52	-0,24	0,45	-0,34	-0,34	0,25	0,40	0,31	0,31	0,33
<i>Bolivina ordinaria</i>	0,67	-0,62	0,70	0,54	0,63	-0,37	0,17	0,12	-0,48	0,39	0,64	0,64	0,56	0,67
<i>Bolivina pacifica</i>	0,61	-0,34	0,59	0,35	0,63	-0,47	0,52	-0,32	-0,33	0,46	0,59	0,56	0,52	0,63
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	0,19	-0,06	0,07	0,09	0,05	0,02	0,15	-0,10	-0,09	0,05	0,17	0,21	-0,05	0,12
<i>Bolivina seminuda</i>	0,63	-0,34	0,57	0,36	0,55	-0,24	0,31	-0,09	-0,44	0,40	0,59	0,52	0,43	0,52
<i>Bolivina striatula</i>	0,30	-0,17	0,29	0,24	0,49	0,00	0,22	-0,18	-0,16	0,29	0,30	0,35	0,22	0,24
<i>Bulimina aculeata</i>	0,66	-0,32	0,46	0,21	0,56	-0,18	0,34	-0,30	-0,01	0,22	0,47	0,45	0,31	0,43
<i>Bulimina marginata</i>	0,60	-0,39	0,52	0,29	0,52	-0,36	0,41	-0,18	-0,52	0,42	0,53	0,49	0,50	0,53
<i>Buzasina sp1.</i>	0,38	-0,24	0,37	0,10	0,26	-0,11	0,07	0,07	-0,18	0,15	0,41	0,35	0,37	0,37
<i>Cassidulina laevigata</i>	0,56	-0,42	0,57	0,38	0,61	-0,21	0,15	0,09	-0,42	0,26	0,45	0,46	0,41	0,50
<i>Cassidulinoides spp.</i>	0,33	-0,02	0,31	0,23	0,27	-0,16	0,16	-0,06	-0,19	-0,01	0,20	0,21	0,13	0,18
<i>Ceratobulimina arctica</i>	0,45	-0,11	0,32	0,30	0,32	0,01	0,06	-0,05	0,08	0,38	0,32	0,33	0,17	0,28
<i>Cibicides wuellerstorfi</i>	-0,06	0,18	-0,15	-0,32	-0,09	-0,10	0,36	-0,37	-0,23	-0,08	-0,17	-0,19	-0,18	-0,28
<i>Cibicidoides globulosus</i>	-0,10	-0,09	0,04	0,12	-0,06	0,00	-0,17	0,32	-0,21	0,03	0,05	0,02	-0,02	0,12
<i>Cibicidoides spp.</i>	-0,19	-0,02	-0,20	-0,11	-0,12	-0,25	0,36	-0,40	0,04	-0,17	-0,07	-0,05	-0,07	-0,17
<i>Cornuloculina balkwilli</i>	0,03	0,05	0,15	0,08	0,11	-0,21	0,24	-0,25	0,17	0,15	0,09	0,12	0,08	0,08
<i>Cornuspira sp1.</i>	-0,26	0,29	-0,28	-0,28	-0,29	-0,08	0,15	-0,06	-0,28	-0,15	-0,15	-0,08	-0,19	-0,06
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i>	0,57	-0,40	0,47	0,23	0,48	-0,26	0,29	-0,21	-0,14	0,27	0,49	0,41	0,34	0,39
<i>Cribrostomoides subglobosum</i>	0,10	-0,12	0,21	0,09	0,28	-0,18	0,24	-0,19	0,03	0,17	0,19	0,20	0,10	0,18

Continuação

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr./COT	Zoo /COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
<i>Crithionina mamilla</i>	-0,22	0,22	-0,29	-0,29	-0,28	-0,26	0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29		-0,29
<i>Cuneata arctica</i>	0,37	-0,27	0,35	0,20	0,30	-0,18	0,08	0,09	-0,32	0,10	0,37	0,33	0,26	0,33
<i>Cyclammia cancellata</i>	0,21	-0,07	0,15	-0,06	0,30	-0,28	0,37	-0,42	-0,10	-0,03	0,19	0,17	0,35	0,18
<i>Dendrophrya abyssalica</i>	0,26	-0,17	0,31	0,26	0,29	-0,15	0,08	0,02	0,03	0,30	0,31	0,31	0,39	0,33
<i>Dendrophrya arborescens</i>	-0,23	0,24	-0,24	-0,21	-0,13	0,07	0,12	-0,19	0,18	-0,14	-0,18	-0,13	-0,32	-0,26
<i>Dendrophrya sp1.</i>	0,52	-0,49	0,45	0,32	0,46	-0,22	0,01	0,21	-0,35	0,14	0,27	0,22	0,32	0,31
<i>Eggerelloides scaber</i>	-0,05	0,07	-0,01	-0,15	0,15	0,00	0,29	-0,31	-0,04	0,13	0,13	0,15	-0,13	0,02
<i>Eilohedra vitrea</i>	0,19	-0,14	0,19	0,11	0,37	-0,25	0,33	-0,30	-0,01	0,21	0,32	0,36	0,25	0,33
<i>Epistomina elegans</i>	0,17	-0,23	0,18	0,07	0,25	-0,13	0,26	-0,11	-0,12	0,02	0,16	0,18	-0,02	0,17
<i>Epistominella exigua</i>	0,25	-0,36	0,37	0,26	0,26	-0,44	0,49	-0,34	-0,10	0,19	0,45	0,43	0,30	0,39
<i>Eratidus foliaceus</i>	-0,14	0,17	-0,25	-0,15	-0,12	0,25	-0,25	0,13	0,07	-0,30	-0,30	-0,26	-0,24	-0,25
<i>Euloxostomum bradyi</i>	0,37	0,06	0,31	0,19	0,47	-0,27	0,34	-0,30	-0,05	0,23	0,22	0,24	0,27	0,28
<i>Evolvocassidulina bradyi</i>	0,53	-0,22	0,57	0,33	0,63	-0,26	0,20	-0,06	-0,19	0,34	0,45	0,45	0,50	0,46
<i>Fissurina globosocaudata</i>	0,36	-0,13	0,39	0,38	0,34	-0,26	0,20	-0,12	-0,11	0,25	0,33	0,30	0,16	0,30
<i>Fursenkoina complanata</i>	0,26	-0,41	0,38	0,44	0,32	-0,26	0,08	0,07	-0,08	0,25	0,40	0,33	0,23	0,35
<i>Gaudryina sp2.</i>	0,04	-0,28	0,14	0,17	0,01	-0,19	-0,08	0,30	-0,30	-0,05	0,11	0,12	0,14	0,33
<i>Gavelinopsis lobatula</i>	0,45	-0,31	0,33	0,16	0,56	-0,32	0,56	-0,52	0,01	0,19	0,41	0,43	0,37	0,42
<i>Globocassidulina biora</i>	-0,06	-0,03	0,01	-0,01	-0,16	0,03	-0,12	0,27	-0,16	0,13	0,09	0,02	0,10	0,22
<i>Globocassidulina crassa</i>	0,16	0,03	0,12	0,10	0,19	-0,19	0,22	-0,12	-0,15	0,27	0,21	0,19	0,05	0,22
<i>Globocassidulina minuta</i>	0,35	-0,02	0,33	0,23	0,40	-0,50	0,48	-0,37	-0,31	0,25	0,28	0,26	0,29	0,27
<i>Globocassidulina spp.</i>	0,55	-0,42	0,53	0,35	0,49	-0,18	0,18	-0,04	-0,18	0,30	0,43	0,43	0,37	0,34
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	0,46	-0,59	0,64	0,47	0,66	-0,61	0,42	-0,19	-0,18	0,48	0,57	0,55	0,50	0,58
<i>Glomospira gordialis</i>	0,03	0,14	-0,03	-0,05	0,04	-0,12	0,13	-0,20	0,12	0,08	0,01	-0,04	-0,16	0,02
<i>Glomospira serpens</i>	-0,33	0,41	-0,33	-0,36	-0,38	0,10	-0,02	0,08	-0,17	-0,01	-0,14	-0,16	-0,11	-0,04
<i>Gyroidina laevigata</i>	0,11	-0,10	0,10	0,15	0,26	0,10	0,05	-0,12	0,27	0,08	0,16	0,18	0,01	0,08
<i>Gyroidina spp.</i>	0,24	-0,06	0,28	-0,08	0,28	-0,16	0,28	-0,16	-0,27	0,20	0,31	0,25	0,18	0,22
<i>Hansenisca soldanii</i>	-0,04	0,07	-0,11	-0,08	-0,05	0,05	-0,07	0,02	0,19	-0,05	-0,09	-0,14	-0,05	-0,09
<i>Haplophragmoides</i>	0,17	0,02	0,11	-0,12	0,25	-0,33	0,43	-0,48	-0,01	-0,04	0,09	0,06	0,08	0,07
<i>Heterolepa bradyi</i>	-0,22	0,22	-0,29	-0,29	-0,28	-0,26	0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29		-0,29
<i>Hormosina pilulifera</i>	0,42	-0,02	0,25	0,16	0,48	-0,02	0,32	-0,37	-0,08	0,11	0,20	0,20	0,17	0,15
<i>Hormosinella distans</i>	0,12	-0,10	0,10	0,05	0,05	-0,19	0,05	0,10	-0,27	-0,17	-0,02	0,01	-0,05	0,14
<i>Hyperammina elongata</i>	-0,13	0,24	-0,14	-0,22	-0,17	0,22	-0,12	-0,05	0,24	0,19	-0,11	-0,14	-0,19	-0,15
<i>Hyperammina elongata var. laevigata</i>	0,05	-0,08	0,02	-0,01	-0,14	-0,11	-0,13	0,28	-0,14	-0,23	-0,09	-0,05	-0,01	0,03
<i>Hyperammina sp1.</i>	-0,07	-0,11	0,00	-0,02	-0,03	-0,07	-0,08	0,17	-0,02	-0,15	-0,01	0,01	0,15	0,11
<i>Ioanella tumidula</i>	0,08	0,09	0,09	-0,04	0,24	-0,27	0,41	-0,42	0,12	0,19	0,02	0,03	-0,04	-0,03
<i>Islandiella norcrossi</i>	0,45	-0,14	0,39	0,19	0,47	-0,22	0,27	-0,20	-0,13	0,31	0,33	0,33	0,38	0,37
<i>Karrerulina sp1.</i>	-0,04	0,19	-0,16	-0,19	-0,02	0,36	-0,12	-0,19	0,39	-0,21	-0,25	-0,26	-0,39	-0,38
<i>Karrerulina sp2.</i>	-0,04	0,16	-0,06	-0,11	0,16	0,24	0,08	-0,36	0,17	0,01	-0,02	-0,04	-0,18	-0,14
<i>Lagenammina sp1.</i>	0,21	-0,20	0,25	0,21	0,28	0,03	0,24	-0,17	-0,04	0,27	0,33	0,34	0,05	0,15

Continuação

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr./COT	Zoo /COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
<i>Lagenammia arenulata</i>	0,29	-0,08	0,13	0,02	0,17	-0,12	0,19	-0,21	-0,26	-0,05	0,12	0,11	0,31	0,18
<i>Lagenammia difflugiformis</i>	-0,08	0,02	-0,12	-0,10	-0,19	0,23	-0,14	0,27	-0,22	0,05	-0,01	0,05	-0,10	0,01
<i>Marsipella arenaria</i>	0,35	-0,31	0,40	0,24	0,35	-0,13	0,15	-0,02	-0,05	0,39	0,55	0,57	0,40	0,51
<i>Marsipella cylindrica</i>	0,05	-0,01	0,04	0,06	0,04	0,01	-0,07	0,06	0,20	-0,05	-0,01	0,00	-0,20	-0,03
<i>Marsipella dextrospiralis</i>	0,23	-0,26	0,21	0,25	0,08	-0,28	0,12	0,09	-0,34	0,09	0,18	0,17	0,23	0,21
<i>Marsipella elongata</i>	0,44	-0,39	0,30	0,14	0,31	-0,24	0,28	-0,24	0,01	0,22	0,27	0,22	0,21	0,23
<i>Miliolinella californica</i>	-0,11	0,19	-0,17	-0,09	-0,01	0,04	0,03	-0,35	0,29	-0,20	-0,17	-0,15	-0,03	-0,19
<i>Miliolinella circularis</i>	0,07	0,09	-0,11	-0,15	0,06	0,07	-0,08	0,03	0,03	-0,35	-0,23	-0,25	-0,20	-0,12
<i>Gaudryina sp3.</i>	0,43	-0,20	0,21	-0,02	0,35	-0,23	0,21	-0,12	-0,21	-0,15	0,12	0,01	0,05	0,15
<i>Neoeponides sp1.</i>	-0,03	-0,03	-0,04	0,13	-0,12	0,20	-0,24	0,26	0,01	-0,04	-0,08	-0,06	-0,22	-0,15
<i>Nodellum membranaceum</i>	-0,24	0,10	-0,15	-0,21	-0,17	-0,09	0,22	-0,27	0,19	-0,10	-0,21	-0,19	-0,32	-0,32
<i>Nonionella atlantica</i>	0,11	0,08	0,09	-0,04	0,21	-0,24	0,33	-0,33	0,01	0,02	0,04	0,04	0,08	0,03
<i>Nonionella clavata</i>	-0,10	-0,15	0,11	0,17	0,05	-0,13	0,15	-0,15	0,20	0,14	0,14	0,15	0,04	0,06
<i>Nonionella iridea</i>	0,30	0,00	0,21	0,17	0,36	-0,08	0,23	-0,23	-0,07	0,09	0,25	0,31	0,07	0,23
<i>Nonionella spp.</i>	0,43	-0,15	0,48	0,40	0,46	-0,27	0,24	-0,23	0,12	0,36	0,41	0,41	0,18	0,34
<i>Nonionoides turgida</i>	0,33	-0,11	0,34	0,37	0,34	-0,14	0,11	-0,07	-0,14	0,28	0,24	0,28	0,14	0,26
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	0,04	-0,08	0,07	-0,12	0,04	-0,03	-0,01	0,00	-0,01	-0,06	0,14	0,12	0,22	0,18
<i>Paratrochammia madeirae</i>	0,31	-0,39	0,40	0,19	0,37	-0,28	0,36	-0,17	-0,28	0,44	0,52	0,44	0,49	0,48
<i>Paratrochammia challengeri</i>	0,50	-0,37	0,46	0,25	0,34	-0,28	0,15	0,10	-0,45	0,35	0,45	0,41	0,40	0,44
<i>Planulina ariminensis</i>	0,15	-0,27	0,32	0,34	0,10	-0,05	-0,09	0,29	-0,26	0,26	0,37	0,33	0,21	0,32
<i>Portatrochammia eltaninae</i>	0,02	-0,20	0,14	0,18	0,01	-0,14	-0,11	0,28	-0,27	0,13	0,13	0,15	0,02	0,21
<i>Proteonina difflugiformis var. calcareæ</i>	0,19	-0,07	0,10	0,11	0,13	0,02	-0,04	-0,03	0,09	0,03	0,05	0,07	-0,09	-0,01
<i>Proteonina helenae</i>	0,10	-0,12	0,02	0,03	-0,03	-0,08	-0,15	0,26	-0,15	-0,10	-0,10	-0,06	-0,11	0,10
<i>Psammosphaera sp2.</i>	-0,05	0,17	0,01	-0,22	0,13	-0,11	0,33	-0,30	-0,19	0,12	0,01	-0,01	-0,14	-0,07
<i>Psammosphaera fusca</i>	0,40	-0,31	0,33	0,23	0,41	-0,23	0,18	-0,25	-0,01	0,20	0,40	0,39	0,32	0,37
<i>Pseudononion basispinata</i>	0,26	0,04	0,33	0,32	0,28	-0,17	0,15	-0,13	-0,01	0,22	0,23	0,28	0,12	0,25
<i>Pullenia bulloides</i>	0,38	-0,51	0,54	0,41	0,45	-0,33	0,21	0,11	-0,44	0,44	0,43	0,43	0,40	0,48
<i>Pullenia quinqueloba</i>	0,13	-0,12	0,16	0,04	0,14	-0,17	0,17	-0,02	-0,28	0,08	0,18	0,13	0,03	0,13
<i>Pyrgo murrhina</i>	-0,31	0,36	-0,35	-0,37	-0,37	-0,04	0,09	-0,09	-0,19	-0,11	-0,25	-0,32	0,04	-0,21
<i>Pyrgo nasuta</i>	0,43	-0,02	0,25	0,15	0,30	-0,02	0,16	-0,16	-0,09	0,06	0,13	0,14	0,03	0,10
<i>Pyrgo williamsoni</i>	0,08	-0,03	0,09	0,01	0,25	-0,28	0,21	-0,20	-0,06	0,11	0,16	0,14	0,40	0,25
<i>Pyrgoella irregularis</i>	-0,41	0,44	-0,40	-0,35	-0,28	0,47	-0,34	0,03	0,47	-0,08	-0,20	-0,23	0,03	-0,19
<i>Pyrgoella sp2.</i>	-0,15	0,15	-0,15	-0,08	-0,20	0,26	-0,28	0,29	-0,03	-0,12	-0,12	-0,12	0,13	-0,10
<i>Pyrgoella sp3.</i>	-0,22	0,32	-0,34	-0,23	-0,30	0,23	-0,28	0,00	0,26	-0,36	-0,37	-0,36	-0,40	-0,36
<i>Pyrgoella sphaera</i>	-0,22	0,22	-0,29	-0,29	-0,28	-0,26	0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29	-0,29		-0,29
<i>Pyrgoella sphaeroidina</i>	-0,15	0,15	-0,15	-0,08	-0,20	0,26	-0,28	0,29	-0,03	-0,12	-0,12	-0,12	0,13	-0,10
<i>Quinqueloculina akneriana</i>	0,17	-0,13	0,22	0,21	0,26	-0,01	-0,04	0,11	-0,10	0,14	0,27	0,27	0,35	0,29
<i>Quinqueloculina lamarckiana</i>	-0,17	0,18	-0,17	-0,07	-0,26	0,31	-0,30	0,32	0,04	0,08	-0,09	-0,15	-0,13	-0,10

Continuação

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr./COT	Zoo /COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
<i>Quinqueloculina seminulum</i>	0,00	0,19	-0,07	-0,16	-0,06	-0,15	0,15	-0,07	-0,34	-0,02	0,00	-0,10	0,16	0,00
<i>Quinqueloculina</i> spp.	0,22	-0,22	0,16	0,25	0,15	-0,29	0,20	-0,10	0,03	0,18	0,09	0,09	0,14	0,10
<i>Recurvoides contortus</i>	0,19	-0,01	0,07	0,01	0,22	0,03	0,04	-0,17	0,08	0,00	-0,03	-0,09	-0,13	-0,13
<i>Reophax agglutinatus</i>	0,36	-0,42	0,24	0,21	0,27	-0,08	0,02	0,11	-0,19	0,00	0,23	0,23	0,10	0,27
<i>Reophax caribensis</i>	0,46	-0,07	0,40	0,16	0,55	-0,22	0,49	-0,44	-0,07	0,40	0,47	0,47	0,35	0,42
<i>Reophax cushmani</i>	-0,05	0,17	0,01	-0,22	0,13	-0,11	0,33	-0,30	-0,19	0,12	0,01	-0,01	-0,14	-0,07
<i>Reophax dentaliniformis</i>	0,51	-0,63	0,56	0,47	0,36	-0,19	0,16	0,11	-0,36	0,54	0,57	0,57	0,50	0,61
<i>Reophax fusiformis</i>	0,02	0,09	0,13	0,06	0,17	0,02	0,07	-0,07	-0,09	0,20	0,16	0,18	0,11	0,15
<i>Reophax helenae</i>	0,09	0,08	-0,12	-0,01	0,04	0,27	-0,21	0,06	0,27	-0,28	-0,27	-0,27	-0,39	-0,36
<i>Reophax kerguelensis</i>	-0,09	-0,02	-0,02	-0,17	-0,07	-0,06	0,16	-0,06	-0,09	0,01	-0,06	-0,03	-0,07	0,04
<i>Reophax minimus</i>	0,46	-0,33	0,40	0,13	0,41	-0,32	0,26	-0,14	-0,25	0,06	0,39	0,38	0,33	0,46
<i>Reophax nodulosa</i>	0,24	-0,35	0,17	0,12	0,06	-0,32	0,20	-0,09	0,09	0,15	0,09	0,05	0,07	0,07
<i>Reophax scorpiurus</i>	0,45	-0,47	0,36	0,35	0,30	0,02	-0,03	0,07	0,00	0,24	0,37	0,40	0,20	0,35
<i>Reophax</i> sp1.	0,29	-0,49	0,33	0,41	0,16	0,04	-0,12	0,21	-0,10	0,22	0,31	0,35	0,17	0,33
<i>Reophax</i> sp6.	-0,01	-0,10	-0,03	0,04	0,06	0,13	0,04	-0,10	0,17	0,06	0,19	0,26	-0,04	0,12
<i>Reophax spiculotestus</i>	0,28	-0,59	0,42	0,51	0,18	-0,22	0,05	0,14	-0,20	0,38	0,44	0,43	0,18	0,41
<i>Reophax</i> spp.	0,30	-0,30	0,11	0,21	0,23	-0,09	-0,03	-0,01	-0,16	-0,06	-0,06	-0,04	0,04	0,02
<i>Reophax subdentaliniformis</i>	0,10	-0,08	0,15	0,10	0,20	-0,14	0,10	-0,06	-0,08	0,18	0,20	0,11	0,12	0,15
<i>Reophax subfusiformis</i>	0,28	-0,31	0,23	0,19	0,19	0,01	0,03	-0,04	0,14	0,23	0,27	0,27	0,06	0,28
<i>Rhabdammina abyssorum</i>	-0,11	0,17	-0,12	-0,05	0,00	0,03	-0,17	-0,03	0,25	-0,11	-0,18	-0,17	-0,05	-0,05
<i>Rhabdammina</i> sp2.	0,10	-0,21	0,00	0,07	0,01	0,21	-0,11	0,12	0,13	0,09	-0,08	-0,01	-0,20	-0,09
<i>Rhabdammina scabra</i>	0,10	-0,28	0,14	0,21	0,14	0,03	0,12	-0,07	0,07	0,07	0,06	0,13	-0,16	0,02
<i>Rhizammia algaeformis</i>	-0,26	0,12	-0,40	-0,31	-0,28	-0,05	-0,01	-0,03	0,13	-0,40	-0,34	-0,37	-0,02	-0,28
<i>Rhizammia globigerinifera</i>	-0,18	0,18	-0,24	-0,24	-0,19	0,30	-0,24	0,21	0,13	-0,13	-0,18	-0,18	-0,11	-0,09
<i>Rhizammia indivisa</i>	-0,05	0,03	-0,15	-0,09	-0,17	-0,01	-0,15	0,06	0,06	-0,34	-0,20	-0,16	-0,15	-0,03
<i>Rhumlerella humboldti</i>	0,15	0,00	0,27	0,14	0,34	-0,18	0,27	-0,16	-0,14	0,23	0,20	0,22	0,12	0,21
<i>Robertina subcylindrica</i>	0,30	-0,12	0,05	0,02	0,17	0,15	-0,04	-0,09	0,17	-0,15	-0,04	-0,05	-0,18	-0,07
<i>Saccammia</i> sp3.	-0,09	0,08	-0,17	-0,17	-0,15	-0,11	0,11	0,03	-0,30	-0,15	-0,17	-0,12	-0,17	-0,06
<i>Saccammia testacea</i>	0,04	0,00	-0,07	0,01	-0,01	0,47	-0,30	0,03	0,44	-0,17	-0,08	-0,08	-0,17	-0,18
<i>Saccorhiza ramosa</i>	0,08	-0,16	0,07	0,30	0,09	0,23	-0,15	0,06	0,21	0,15	0,10	0,11	-0,17	-0,02
<i>Seabrookia earlandi</i>	0,42	-0,37	0,42	0,37	0,39	-0,42	0,30	-0,07	-0,27	0,29	0,47	0,47	0,32	0,48
<i>Sigmoilina sigmoidea</i>	-0,27	0,38	-0,29	-0,24	-0,29	0,28	-0,32	0,06	0,24	-0,07	-0,20	-0,28	-0,15	-0,16
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	0,12	-0,19	0,12	0,18	0,02	-0,16	0,05	0,08	-0,27	0,00	0,03	0,06	0,02	0,03
<i>Siphonina bradyana</i>	0,44	-0,18	0,32	0,01	0,51	-0,28	0,51	-0,42	-0,22	0,35	0,39	0,28	0,38	0,31
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	0,23	-0,42	0,33	0,31	0,38	-0,22	0,09	0,09	-0,11	0,22	0,17	0,15	0,17	0,18
<i>Spirillina vivipara</i>	0,39	-0,35	0,41	0,27	0,39	-0,34	0,23	-0,05	-0,30	0,30	0,45	0,40	0,31	0,41
<i>Spirosigmoilina tenuis</i>	0,02	0,22	-0,04	-0,16	0,12	-0,29	0,38	-0,32	-0,21	0,06	0,03	0,05	0,04	0,09
<i>Subreophax</i> sp1.	-0,17	0,26	-0,22	-0,12	-0,16	0,17	-0,26	-0,12	0,29	-0,26	-0,24	-0,24	-0,26	-0,24
<i>Thurammia papillata</i>	0,04	-0,10	0,02	0,10	0,09	0,15	-0,08	0,02	0,13	-0,08	0,15	0,20	0,19	0,13
<i>Tolypammia vagans</i>	0,16	-0,18	0,05	0,04	0,15	0,29	-0,11	0,07	0,22	-0,07	0,02	0,01	-0,20	-0,03

Continuação

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr./COT	Zoo/COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
<i>Trifarina bradyi</i>	0,58	-0,49	0,59	0,42	0,76	-0,45	0,55	-0,44	-0,05	0,41	0,61	0,59	0,50	0,55
<i>Triloculina oblonga</i>	-0,20	0,28	-0,19	-0,22	-0,24	0,22	-0,19	0,19	0,04	0,15	-0,04	-0,15	0,04	0,01
<i>Triloculina selene Karrer, 1868</i>	-0,20	0,28	-0,19	-0,22	-0,24	0,22	-0,19	0,19	0,04	0,15	-0,04	-0,15	0,04	0,01
<i>Triloculinella pseudooblonga</i>	-0,11	0,14	-0,08	-0,09	0,00	0,09	-0,06	-0,06	0,32	0,05	-0,07	-0,06	0,10	-0,02
<i>Triloculinella sublineata</i>	-0,20	0,28	-0,19	-0,22	-0,24	0,22	-0,19	0,19	0,04	0,15	-0,04	-0,15	0,04	0,01
<i>Trisegmentina compressa</i>	0,29	0,01	0,13	0,04	0,37	-0,08	0,20	-0,32	0,02	-0,10	0,09	0,05	0,00	0,01
<i>Trochammina globigeriniformis</i>	0,04	0,09	-0,11	-0,20	-0,01	0,11	-0,06	-0,19	0,26	-0,12	-0,02	-0,02	-0,17	-0,08
<i>Trochammina</i> sp6.	-0,17	0,26	-0,22	-0,12	-0,16	0,17	-0,26	-0,12	0,29	-0,26	-0,24	-0,24	-0,26	-0,24
<i>Trochammina</i> sp4.	0,28	-0,25	0,29	0,40	0,19	0,09	-0,18	0,24	-0,05	0,13	0,27	0,29	0,06	0,18
<i>Trochammina</i> spp.	0,21	0,03	0,17	-0,21	0,31	-0,10	0,35	-0,39	-0,04	0,06	0,18	0,13	0,07	0,07
<i>Trochamminopsis quadriloba</i>	0,02	0,11	-0,01	-0,13	0,26	0,02	0,26	-0,31	0,14	0,09	0,02	0,04	-0,12	-0,05
<i>Usbekistania charoides</i>	0,32	-0,30	0,17	0,00	0,21	-0,11	0,21	-0,05	-0,33	0,12	0,10	0,09	0,13	0,05
<i>Usbekistania</i> sp3.	0,15	-0,18	0,19	0,11	0,32	-0,17	0,32	-0,30	0,02	0,31	0,26	0,32	0,23	0,24
<i>Uvigerina auberiana</i>	0,17	-0,13	0,18	0,14	0,39	-0,26	0,51	-0,52	0,15	0,35	0,31	0,32	0,16	0,21
<i>Uvigerina dirupta</i>	0,38	-0,20	0,31	0,34	0,30	-0,08	0,12	-0,07	-0,08	0,08	0,25	0,32	0,18	0,22
<i>Uvigerina parvula</i>	0,39	-0,18	0,35	0,19	0,28	-0,13	0,19	-0,15	-0,07	-0,01	0,25	0,28	0,12	0,29
<i>Uvigerina peregrina</i>	0,62	-0,60	0,63	0,52	0,51	-0,20	0,10	0,06	-0,12	0,35	0,51	0,48	0,44	0,41
<i>Valvulineria minuta</i>	-0,04	-0,15	0,15	0,19	-0,02	-0,04	-0,03	0,17	-0,20	0,22	0,22	0,19	0,06	0,17
<i>Valvulineria</i> sp3.	0,12	0,00	0,08	0,05	0,25	0,03	0,06	-0,13	-0,06	0,01	0,10	0,08	-0,07	0,05
<i>Veleroninoides scitulus</i>	-0,07	-0,10	0,13	0,07	0,01	-0,38	0,16	-0,06	-0,07	0,14	0,15	0,19	0,08	0,20
<i>Veleroninoides</i> sp2.	0,21	-0,22	0,23	0,16	0,22	-0,12	0,03	-0,13	0,00	0,00	0,29	0,21	0,16	0,22
<i>Veleroninoides wiesneri</i>	0,25	-0,19	0,23	0,23	0,34	-0,20	0,13	-0,20	0,03	0,14	0,34	0,32	0,22	0,31
<i>Verneuilinulla advena</i>	0,13	-0,16	0,02	0,13	0,02	0,43	-0,13	0,07	0,09	0,13	0,05	0,05	-0,13	-0,09
<i>Verneuilinulla propinqua</i>	0,27	-0,20	0,20	0,21	0,25	-0,18	0,32	-0,23	-0,04	0,09	0,14	0,18	0,18	0,22

Anexo 6: Correlação de Spearman entre dados: biomassa das bactéria (Bactéria), conteúdo de carbonato de cálcio (CaCO₃), carbono orgânico total (COT), concentração de fitopigmentos (Feo), fluxo de matéria orgânica particulada (fluxo); *Sortable silt* (SS); porcentagem de areia (areia), terrígeno/COT (Terr./COT), produtividade primária/COT (PP/COT), zooplâncton e fauna/COT (Zoo/COT), bactéria/COT (Bact./COT), lipídios totais no sedimento/COT (lipídios/COT), Depositívoros (Dp); Detritívoros (Dt); Detritívoros-Depositívoros (Dt-Dp); Detritívoros-Suspensívoros-Depositívoros (Dt-S-Dp); Detritívoros-suspensívoros (Dt-S); Suspensívoros-Depositívoros (S-Dp); Herbívoros (H); Herbívoros-Detritívoros-Depositívoros (H-Dt-Dp); Onívoros (O); Suspensívoros (S), Não classificados (nc) e densidade (D). Dados representam correlação significativa em vermelho para $p < 0,05$.

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr. /COT	Zoo /COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
Bactéria	1,00	-0,72	0,84	0,69	0,83	-0,24	0,22	0,00	-0,28	0,44	0,71	0,68	0,54	0,67
CaCO₃	-0,72	1,00	-0,82	-0,82	-0,67	0,29	-0,12	-0,21	0,31	-0,55	-0,75	-0,75	-0,59	-0,70
Feo	0,84	-0,82	1,00	0,84	0,87	-0,37	0,25	0,06	-0,32	0,71	0,90	0,89	0,69	0,84
COT	0,69	-0,82	0,84	1,00	0,70	-0,16	-0,07	0,31	-0,20	0,57	0,72	0,76	0,52	0,68
Fluxo	0,83	-0,67	0,87	0,70	1,00	-0,32	0,33	-0,18	-0,13	0,55	0,76	0,74	0,59	0,69
SS	-0,24	0,29	-0,37	-0,16	-0,32	1,00	-0,77	0,49	0,43	-0,23	-0,32	-0,32	-0,38	-0,39
Areia	0,22	-0,12	0,25	-0,07	0,33	-0,77	1,00	-0,81	-0,31	0,26	0,31	0,30	0,25	0,24
Silte	0,00	-0,21	0,06	0,31	-0,18	0,49	-0,81	1,00	-0,18	0,05	0,00	0,01	0,08	0,13
Argila	-0,28	0,31	-0,32	-0,20	-0,13	0,43	-0,31	-0,18	1,00	-0,29	-0,34	-0,33	-0,42	-0,44
Epifauna	-0,58	0,46	-0,65	-0,53	-0,56	0,29	-0,25	0,06	0,32	-0,51	-0,53	-0,57	-0,24	-0,50
Infauna	0,37	-0,20	0,44	0,25	0,43	-0,16	0,29	-0,23	-0,13	0,32	0,34	0,37	0,00	0,26
Epif.-inf.	0,62	-0,69	0,73	0,67	0,70	-0,39	0,18	-0,02	-0,09	0,49	0,63	0,64	0,48	0,60
Textulariina	-0,35	0,23	-0,45	-0,33	-0,45	0,28	-0,30	0,13	0,20	-0,39	-0,50	-0,43	-0,56	-0,45
Rotaliina	0,63	-0,60	0,78	0,63	0,75	-0,50	0,50	-0,23	-0,30	0,55	0,69	0,70	0,47	0,60
Miliolina	-0,25	0,49	-0,37	-0,26	-0,37	0,27	-0,23	0,02	0,16	-0,38	-0,26	-0,28	-0,03	-0,22
Dp	-0,38	0,46	-0,51	-0,52	-0,40	0,24	-0,02	-0,12	0,07	-0,42	-0,48	-0,46	-0,44	-0,44
Dt	0,63	-0,59	0,75	0,53	0,75	-0,38	0,44	-0,18	-0,28	0,55	0,74	0,69	0,53	0,65
Dt-Dp	0,22	-0,41	0,19	0,22	0,12	-0,02	-0,03	0,03	0,09	0,14	0,14	0,15	-0,05	0,09
Dt-S-Dp	-0,27	0,32	-0,41	-0,32	-0,38	0,23	-0,09	0,04	-0,13	-0,49	-0,39	-0,29	-0,39	-0,33
Dt-S	0,47	-0,60	0,64	0,48	0,68	-0,60	0,41	-0,18	-0,19	0,47	0,57	0,56	0,50	0,59

Continuação

	Bactéria	CaCO ₃	Feo	COT	Fluxo	SS	Areia	Silte	Argila	Terr. /COT	Zoo /COT	PP/COT	Bact./COT	Lipídeos/COT
H	0,20	-0,25	0,21	0,22	0,30	-0,11	0,06	-0,12	0,08	0,11	0,17	0,20	0,06	0,22
H-Dt-Dp	-0,02	0,19	0,03	0,01	-0,06	-0,24	0,21	-0,27	0,10	-0,06	0,00	-0,03	0,02	-0,02
nc	0,29	-0,19	0,24	0,14	0,32	-0,02	0,13	-0,22	0,13	0,14	0,26	0,24	-0,12	0,13
O	0,08	-0,13	0,01	0,02	0,15	0,18	0,21	-0,22	0,02	0,22	0,22	0,25	0,08	0,13
S	-0,50	0,45	-0,55	-0,38	-0,59	0,18	-0,35	0,27	0,10	-0,52	-0,55	-0,50	-0,43	-0,45
S-Dp	-0,23	0,43	-0,36	-0,27	-0,32	0,15	-0,05	-0,02	0,03	-0,13	-0,21	-0,26	0,05	-0,21
Terr. /COT	0,44	-0,55	0,71	0,57	0,55	-0,23	0,26	0,05	-0,29	1,00	0,79	0,77	0,63	0,71
Zoo /COT	0,71	-0,75	0,90	0,72	0,76	-0,32	0,31	0,00	-0,34	0,79	1,00	0,97	0,75	0,92
PP/COT	0,68	-0,75	0,89	0,76	0,74	-0,32	0,30	0,01	-0,33	0,77	0,97	1,00	0,72	0,92
Bact./COT	0,54	-0,59	0,69	0,52	0,59	-0,38	0,25	0,08	-0,42	0,63	0,75	0,72	1,00	0,84
Lipídeos totais/COT	0,67	-0,70	0,84	0,68	0,69	-0,39	0,24	0,13	-0,44	0,71	0,92	0,92	0,84	1,00
D	0,84	-0,64	0,81	0,61	0,87	-0,34	0,40	-0,20	-0,24	0,53	0,76	0,75	0,53	0,73

Anexo 7: Resultados da análise SIMPER. Onde Dissi.= Dissimilaridade média;

Contrib.=Contribuição (%); Cum.=cumulativo (%); Abund. 1= Abundância média do Grupo 1; Abund. 2= Abundância média do Grupo 2; Abund. 3= Abundância média do Grupo 3.

	Dissi.	Contri.	Cum.	Abund. 1	Abund. 2	Abund. 3
<i>Reophax subfusiformis</i>	3,82	4,14	4,14	8,21	0,27	0,67
<i>Reophax scorpiurus</i>	3,61	3,92	8,06	11,60	0,46	0,00
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	3,17	3,44	11,51	11,10	1,00	0,00
<i>Reophax spiculotestus</i>	2,55	2,76	14,27	6,00	0,00	0,00
<i>Glomospira gordialis</i>	2,41	2,61	16,89	2,53	0,46	4,67
<i>Epistominella exigua</i>	2,39	2,59	19,48	6,32	0,46	0,33
<i>Reophax helenae</i>	2,12	2,30	21,79	1,21	0,18	5,33
<i>Pyrgoella irregularis</i>	2,09	2,27	24,06	0,47	0,64	5,67
<i>Bolivina ordinaria</i>	2,05	2,24	26,28	2,74	0,46	0,00
<i>Bolivina albatrossi</i>	1,89	2,05	28,34	5,53	0,18	0,00
<i>Bolivina pacifica</i>	1,88	2,04	30,38	3,84	4,55	0,00
<i>Reophax</i> sp1.	1,56	1,69	32,08	3,74	0,00	0,00
<i>Saccorhiza ramosa</i>	1,37	1,49	33,57	3,53	0,73	0,00
<i>Karrerulina</i> sp2.	1,25	1,35	34,93	0,58	2,09	0,00
<i>Trifarina bradyi</i>	1,21	1,31	36,25	4,89	0,64	0,00
<i>Pullenia bulloides</i>	1,15	1,24	37,49	2,79	3,73	0,00
<i>Epistomina elegans</i>	1,10	1,19	38,69	2,00	1,18	0,00
<i>Reophax dentaliniformis</i>	1,08	1,17	39,86	2,89	0,09	0,00
<i>Usbekistania charoides</i>	1,03	1,12	40,99	2,37	0,36	0,67
<i>Seabrookia earlandi</i>	0,99	1,07	42,06	4,21	0,27	0,33
<i>Haplophragmoides quadratus</i>	0,99	1,07	43,14	2,42	0,82	0,00
<i>Rhizammina algaeformis</i>	0,98	10,68	44,21	1,63	0,91	0,00
<i>Reophax</i> spp.	0,84	0,91	45,11	2,11	0,46	0,33
<i>Nonionella</i> spp.	0,78	0,85	45,96	1,53	3,45	0,00
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	0,74	0,80	46,76	3,05	0,27	0,00
<i>Globocassidulina crassa</i>	0,73	0,79	47,55	1,68	0,18	1,00
<i>Ceratobulimina arctica</i>	0,71	0,77	48,32	0,79	3,27	0,67
<i>Nonionella clavata</i>	0,66	0,71	49,04	1,42	0,00	0,00
<i>Adelosina laevigata</i>	0,64	0,70	49,74	2,05	0,36	0,00
<i>Bolivina seminuda</i>	0,64	0,70	50,43	1,53	0,55	0,00
<i>Bulimina marginata</i>	0,64	0,69	51,12	2,00	0,82	0,00
<i>Cribrostomoides subglobosum</i>	0,63	0,68	51,80	1,68	1,00	0,00
<i>Hyperammmina</i> sp1.	0,61	0,66	52,47	1,21	0,46	0,00
<i>Lagenammmina difflugiformis</i>	0,60	0,65	53,12	1,21	0,55	0,67
<i>Saccammmina</i> sp3.	0,59	0,64	53,75	0,95	0,55	0,33
<i>Eratidus foliaceus</i>	0,57	0,62	54,37	0,42	0,73	0,00
<i>Globocassidulina minuta</i>	0,56	0,61	54,97	0,95	3,82	0,00
<i>Islandiella norcrossi</i>	0,55	0,60	55,57	1,26	3,18	0,00
<i>Gaudryina</i> sp3.	0,55	0,59	56,16	1,00	0,00	0,00
<i>Dendrophrya arborescens</i>	0,54	0,59	56,75	0,32	0,18	1,00
<i>Lagenammmina arenulata</i>	0,54	0,58	57,34	1,11	0,82	0,00
<i>Uvigerina parvula</i>	0,52	0,56	57,90	0,58	1,82	0,00
<i>Ammodiscus planorbis</i>	0,52	0,56	58,46	0,84	0,36	0,00
<i>Bulimina aculeata</i>	0,51	0,56	59,01	1,89	0,55	0,00
<i>Siphonina bradyana</i>	0,51	0,55	59,57	1,74	0,00	0,00
<i>Cassidulina laevigata</i>	0,51	0,55	60,12	1,21	0,09	0,00
<i>Adercotryma wright</i>	0,51	0,55	60,67	2,00	0,09	0,00

Continuação

	Dissi.	Contri.	Cum.	Abund. 1	Abund. 2	Abund. 3
<i>Reophax nodulosa</i>	0,50	0,54	61,21	1,21	0,18	0,00
<i>Uvigerina peregrina</i>	0,47	0,51	61,71	1,26	0,46	0,00
<i>Hyperammima elongata</i> var. <i>laevigata</i>	0,45	0,49	62,20	0,68	0,46	0,00
<i>Rhumblerella humboldti</i>	0,45	0,48	62,69	0,26	3,36	0,00
<i>Rhabdammina scabra</i>	0,44	0,48	63,17	0,84	0,27	0,00
<i>Globocassidulina</i> spp.	0,44	0,48	63,65	0,74	0,36	0,00
<i>Verneuilinulla propinqua</i>	0,43	0,47	64,12	0,32	2,64	0,00
<i>Nodellum membranaceum</i>	0,43	0,46	64,58	0,16	0,09	0,67
<i>Marsipella elongata</i>	0,42	0,46	65,04	1,05	0,09	0,33
<i>Bathysiphon rufescens</i>	0,42	0,45	65,49	0,68	0,36	0,33
<i>Reophax caribensis</i>	0,39	0,43	65,92	0,63	1,82	0,00
<i>Rhizammina globigerinifera</i>	0,39	0,43	66,34	0,26	0,36	0,67
<i>Hyperammima elongata</i>	0,38	0,41	66,75	0,16	0,18	1,00
<i>Reophax agglutinatus</i>	0,37	0,41	67,16	0,90	0,18	0,00
<i>Karrerulina</i> sp1.	0,37	0,40	67,56	0,21	0,64	0,00
<i>Fursenkoina complanata</i>	0,36	0,39	67,95	1,05	0,09	0,00
<i>Evolvocassidulina bradyi</i>	0,36	0,39	68,34	0,32	2,45	0,00
<i>Marsipella dextrospiralis</i>	0,35	0,37	68,71	0,68	0,27	0,00
<i>Trochammina</i> sp4.	0,34	0,37	69,09	1,21	0,09	0,00
<i>Uvigerina auberiana</i>	0,34	0,37	69,46	2,16	0,00	0,00
<i>Nonionella iridea</i>	0,34	0,37	69,83	0,05	3,27	0,00
<i>Cuneata arctica</i>	0,34	0,37	70,20	0,74	0,09	0,00
<i>Usbekistania</i> sp3.	0,34	0,37	70,56	1,42	0,09	0,00
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i>	0,34	0,37	70,93	1,16	0,00	0,00
<i>Pullenia osloensis</i>	0,33	0,36	71,29	1,05	0,36	0,00
<i>Gaudryina</i> sp2.	0,33	0,36	71,66	0,32	0,36	0,00
<i>Lagenammima</i> sp1.	0,33	0,36	72,01	0,63	0,18	0,00
<i>Veleroninoides wiesneri</i>	0,33	0,36	72,37	1,11	0,09	0,00
<i>Trochamminopsis quadriloba</i>	0,33	0,35	72,73	0,74	0,09	0,00
<i>Psammosiphonella</i> sp3.	0,32	0,34	73,07	0,74	0,46	0,00
<i>Dendrophrya</i> sp1.	0,32	0,34	73,41	0,53	0,00	0,00
<i>Rhabdammina</i> sp2.	0,31	0,34	73,75	0,53	0,18	0,33
<i>Adercotryma glomerata</i>	0,31	0,33	74,08	1,16	0,00	0,00
<i>Marsipella arenaria</i>	0,30	0,33	74,41	0,79	0,00	0,00
<i>Armorella sphaerica</i>	0,30	0,33	74,74	0,79	0,36	0,00
<i>Reophax minimus</i>	0,30	0,33	75,07	1,26	0,00	0,00
<i>Tolypammima vagans</i>	0,30	0,32	75,40	0,47	0,36	0,00
<i>Uvigerina dirupta</i>	0,30	0,32	75,72	0,32	0,82	0,00
<i>Psammosiphonella</i> sp3.	0,29	0,32	76,04	0,42	1,27	0,00
<i>Marsipella cylindrica</i>	0,29	0,32	76,35	0,32	0,27	0,00
<i>Globocassidulina biora</i>	0,29	0,32	76,67	0,16	0,00	0,67
<i>Nonionoides turgida</i>	0,29	0,31	76,98	0,16	2,09	0,00
<i>Gyroidina laevigata</i>	0,29	0,31	77,29	0,63	0,00	0,00
<i>Quinqueloculina bosciiana</i>	0,28	0,30	77,60	0,68	0,09	0,00
<i>Gavelinopsis lobatula</i>	0,28	0,30	77,90	0,84	0,09	0,00
<i>Psammosiphonella discreta</i>	0,28	0,30	78,20	0,63	0,18	0,00
<i>Alabaminella weddellensis</i>	0,27	0,30	78,49	0,05	0,00	1,00
<i>Textularia torquata</i>	0,27	0,29	78,78	0,95	0,36	0,00
<i>Ioanella tumidula</i>	0,27	0,29	79,07	0,26	0,18	0,67

Continuação

	Dissi.	Contri.	Cum.	Abund. 1	Abund. 2	Abund. 3
<i>Robertina subcylindrica</i>	0,27	0,29	79,36	0,42	0,00	0,33
<i>Psammosphaera fusca</i>	0,26	0,28	79,64	0,90	0,09	0,00
<i>Veleroninoides</i> sp2.	0,26	0,28	79,92	0,68	0,09	0,00
<i>Nonionella grateloupi</i>	0,25	0,27	80,19	0,47	1,18	0,00
<i>Paratrochammina madeirae</i>	0,25	0,27	80,46	0,58	0,00	0,00
<i>Recurvoides contortus</i>	0,24	0,26	80,72	0,37	0,27	0,00
<i>Gyroidina umbonata</i>	0,24	0,26	80,98	1,32	0,00	0,00
<i>Quinqueloculina seminulum</i>	0,24	0,26	81,24	0,05	0,18	0,33
<i>Ammodiscus</i> sp5.	0,23	0,25	81,50	0,32	0,18	0,00
<i>Gyroidina</i> spp.	0,23	0,25	81,75	0,53	0,09	0,00
<i>Portatrochammina eltaninae</i>	0,23	0,25	82,00	0,21	0,09	0,33
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	0,23	0,24	82,24	0,26	0,09	0,00
<i>Verneuilinulla advena</i>	0,23	0,24	82,49	0,32	0,09	0,00
<i>Reophax fusiformis</i>	0,22	0,24	82,73	0,21	0,73	0,00
<i>Saccammina testacea</i>	0,22	0,24	82,97	0,47	0,09	0,00
<i>Reophax subdentaliniformis</i>	0,22	0,24	83,21	0,26	0,18	0,00
<i>Hormosinella distans</i>	0,22	0,24	83,44	0,16	0,18	0,00
<i>Hormosina pilulifera</i>	0,22	0,24	83,68	0,42	0,27	0,00
<i>Trochammina globigeriniformis</i>	0,22	0,24	83,92	0,21	0,09	0,33
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	0,22	0,24	84,15	0,16	0,09	0,33
<i>Trochammina quadricamerata</i>	0,21	0,23	84,38	0,63	0,00	0,00
<i>Bolivina minima</i>	0,20	0,22	84,60	0,42	0,36	0,00
<i>Paratrochammina challengerii</i>	0,20	0,22	84,82	0,74	0,00	0,00
<i>Glomospira</i> sp2.	0,20	0,21	85,03	0,47	0,09	0,00
<i>Nonionoides grateloupii</i>	0,20	0,21	85,24	0,26	1,18	0,00
<i>Robertinoides bradyi</i>	0,19	0,21	85,45	0,37	0,09	0,00
<i>Cyclammina cancellata</i>	0,19	0,21	85,66	0,53	0,09	0,00
<i>Hyperammina cylindrica</i>	0,19	0,21	85,87	0,47	0,18	0,00
<i>Thurammia papillata</i>	0,19	0,21	86,07	0,42	0,09	0,00
<i>Pyrgo nasuta</i>	0,19	0,20	86,27	0,05	1,55	0,00
<i>Reophax nodulosus</i> var. minor	0,18	0,20	86,47	0,63	0,00	0,00
<i>Bolivina striatula</i>	0,18	0,20	86,67	0,26	0,09	0,00
<i>Haplophragmoides tenuis</i>	0,18	0,19	86,86	0,47	0,00	0,00
<i>Neolenticulina peregrina</i>	0,18	0,19	87,05	0,47	0,00	0,00
<i>Eilohedra vitrea</i>	0,18	0,19	87,25	0,68	0,00	0,00
<i>Miliolinella californica</i>	0,18	0,19	87,44	0,26	0,18	0,00
<i>Neolenticulina variabilis</i>	0,18	0,19	87,63	0,53	0,09	0,00
<i>Trochammina</i> spp.	0,17	0,19	87,81	0,63	0,09	0,00
<i>Discammina compressa</i>	0,17	0,19	88,00	0,58	0,00	0,00
<i>Dorothia scabra</i>	0,17	0,18	88,18	0,47	0,00	0,00
<i>Haplophragmoides</i> spp.	0,17	0,18	88,36	0,37	0,09	0,00
<i>Euloxostomum bradyi</i>	0,17	0,18	88,55	0,11	1,64	0,00
<i>Rhizammina indivisa</i>	0,17	0,18	88,73	0,11	0,18	0,00
<i>Hansenisca soldanii</i>	0,16	0,18	88,90	0,11	0,18	0,00
<i>Cibicidoides</i> spp.	0,16	0,17	89,08	0,16	0,09	0,00
<i>Miliolinella circularis</i>	0,16	0,17	89,25	0,21	0,09	0,00
<i>Rhabdammina discreta</i>	0,16	0,17	89,42	0,42	0,00	0,00
<i>Cornuloculina balkwilli</i>	0,16	0,17	89,59	0,26	0,00	0,00
<i>Spirosigmoilina tenuis</i>	0,15	0,17	89,76	0,05	0,00	0,33
<i>Dorothia arenata</i>	0,15	0,17	89,92	0,63	0,09	0,00
<i>Textularia</i> sp1.	0,15	0,17	90,09	0,26	0,09	0,00

Continuação

	Dissi.	Contri.	Cum.	Abund. 1	Abund. 2	Abund. 3
<i>Proteonina helenae</i>	0,15	0,17	90,26	0,11	0,09	0,33
<i>Pullenia quinqueloba</i>	0,15	0,17	90,42	0,16	0,18	0,00
<i>Parafissurina subcarinata</i>	0,15	0,16	90,59	0,16	0,00	0,33
<i>Quinqueloculina</i> spp.	0,15	0,16	90,75	0,21	0,18	0,00
<i>Nubeculina divaricata</i>	0,15	0,16	90,91	0,47	0,00	0,00
<i>Bolivina</i> spp.	0,15	0,16	91,08	0,42	0,18	0,00
<i>Deuterammia montagui</i>	0,15	0,16	91,24	1,11	0,00	0,00
<i>Spirillina vivipara</i>	0,15	0,16	91,40	0,26	0,18	0,00
<i>Bathysiphon rusticus</i>	0,15	0,16	91,56	0,37	0,00	0,00
<i>Quinqueloculina amygdaloides</i>	0,15	0,16	91,72	0,53	0,00	0,00
<i>Lagenammia micacea</i>	0,15	0,16	91,88	0,26	0,09	0,00
<i>Haplophragmoides</i> sp7.	0,14	0,16	92,04	0,32	0,27	0,00
<i>Fissurina globosocaudata</i>	0,14	0,15	92,19	0,26	0,18	0,00
<i>Pullenia quadriloba</i>	0,14	0,15	92,35	0,32	0,00	0,00
<i>Reophax eximius</i>	0,14	0,15	92,50	0,53	0,00	0,00
<i>Nonionella bradii</i>	0,14	0,15	92,65	0,16	0,91	0,00
<i>Cassidulinoides</i> spp.	0,14	0,15	92,80	0,11	0,09	0,00
<i>Cibicides wuellerstorfi</i>	0,14	0,15	92,95	0,05	0,18	0,00
<i>Cassidulina carinata</i>	0,14	0,15	93,09	0,47	0,27	0,00
<i>Eggerelloides scaber</i>	0,14	0,15	93,24	0,21	0,09	0,00
<i>Reophax spiculifer</i>	0,14	0,15	93,39	0,21	0,09	0,00
<i>Quinqueloculina akneriana</i>	0,13	0,14	93,53	0,21	0,09	0,00
<i>Bathysiphon</i> sp1.	0,13	0,14	93,68	0,53	0,00	0,00
<i>Pullenia salisburyi</i>	0,13	0,14	93,81	0,21	0,09	0,00
<i>Parafissurina</i> spp.	0,13	0,14	93,95	0,11	0,00	0,33
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	0,13	0,14	94,09	0,21	0,09	0,00
<i>Cribrostomoides</i> spp.	0,12	0,13	94,22	0,26	0,00	0,00
<i>Morulaeplecta bulbosa</i>	0,12	0,13	94,35	0,21	0,00	0,00
<i>Nouria polymorphinoides</i>	0,12	0,13	94,48	0,21	0,09	0,00
<i>Eggerella bradyi</i>	0,12	0,13	94,61	0,42	0,00	0,00
<i>Reophax agglutinatus</i> var. <i>littoralis</i>	0,12	0,13	94,73	0,16	0,91	0,00
<i>Lagenammia atlantica</i>	0,11	0,12	94,86	0,37	0,00	0,00
<i>Rhabdammina abyssorum</i>	0,11	0,12	94,98	0,05	0,18	0,00
<i>Nonionella atlantica</i>	0,11	0,12	95,10	0,11	0,00	0,00
<i>Proteonina difflugiformis</i> var. <i>calcareo</i>	0,11	0,12	95,23	0,11	0,00	0,33
<i>Karreriella bradyi</i>	0,11	0,12	95,35	0,37	0,00	0,00
<i>Reophax arayaensis</i>	0,11	0,12	95,46	0,37	0,00	0,00
<i>Tholosina bulla</i>	0,11	0,12	95,58	0,21	0,00	0,00
<i>Pyrgo williamsoni</i>	0,11	0,12	95,70	0,16	0,09	0,00
<i>Reophax bilocularis</i>	0,11	0,12	95,81	0,42	0,00	0,00
<i>Bolivina hamedii</i>	0,11	0,11	95,93	0,79	0,00	0,00
<i>Cassidulina neocarinata</i>	0,10	0,11	96,04	0,37	0,00	0,00
<i>Botellina labyrinthica</i>	0,10	0,11	96,15	0,11	0,09	0,00
<i>Gavelinopsis praegeri</i>	0,10	0,11	96,26	0,42	0,00	0,00
<i>Islandiella curvata</i>	0,10	0,11	96,37	0,05	0,46	0,00
<i>Veleroninoides scitulus</i>	0,10	0,11	96,47	0,11	0,09	0,00
<i>Parafissurina lateralis</i>	0,09	0,10	96,57	0,21	0,55	0,00
<i>Psammosphaera subsphaerica</i>	0,09	0,10	96,67	0,26	0,00	0,00
<i>Gavelinopsis</i> spp.	0,09	0,09	96,76	0,16	0,09	0,00
<i>Trifarina angulosa</i>	0,09	0,09	96,85	0,53	0,09	0,00
<i>Portatrochammina</i> spp.	0,08	0,09	96,94	0,32	0,00	0,00
<i>Ammodiscus anguillae</i>	0,08	0,09	97,03	0,21	0,00	0,00

Continuação

	Dissi.	Contri.	Cum.	Abund. 1	Abund. 2	Abund. 3
<i>Epistominella</i> spp.	0,08	0,09	97,12	0,21	0,18	0,00
<i>Triloculina obliquinodus</i>	0,08	0,09	97,21	0,16	0,00	0,00
<i>Ioanella</i> spp.	0,08	0,09	97,30	0,16	0,00	0,00
<i>Fissurina marginata</i>	0,08	0,09	97,39	0,26	0,00	0,00
<i>Nodosaria facile</i>	0,08	0,09	97,48	0,37	0,00	0,00
<i>Karrerulina</i> spp.	0,08	0,09	97,56	0,11	0,09	0,00
<i>Siphonina tubulosa</i>	0,08	0,08	97,65	0,26	0,00	0,00
<i>Bolivina vauhani</i>	0,08	0,08	97,73	0,16	0,00	0,00
<i>Hormosinella guttifera</i>	0,07	0,08	97,81	0,58	0,00	0,00
<i>Reophax excentricus</i>	0,07	0,08	97,89	0,32	0,00	0,00
<i>Lagena multilatera</i>	0,07	0,08	97,97	0,21	0,00	0,00
<i>Buzasina</i> sp2.	0,07	0,08	98,05	0,26	0,00	0,00
<i>Psammosphaera irregularis</i>	0,07	0,08	98,13	0,42	0,00	0,00
<i>Hormosina spiculifera</i>	0,07	0,08	98,20	0,16	0,09	0,00
<i>Rhabdammina</i> sp1.	0,07	0,07	98,28	0,21	0,00	0,00
<i>Astacolus crepidulus</i>	0,07	0,07	98,35	0,32	0,00	0,00
<i>Loxostomina mayori</i>	0,07	0,07	98,42	0,16	0,00	0,00
<i>Reophax calcareus</i>	0,06	0,07	98,49	0,42	0,00	0,00
<i>Bolivina paula</i>	0,06	0,07	98,56	0,37	0,00	0,00
<i>Saccamina</i> sp2.	0,06	0,07	98,63	0,53	0,00	0,00
<i>Arenoparrella oceanica</i>	0,06	0,07	98,70	0,21	0,00	0,00
<i>Trifarina pauperata</i>	0,06	0,07	98,77	0,16	0,00	0,00
<i>Textularia skagerakensis</i>	0,06	0,06	98,83	0,37	0,00	0,00
<i>Rhabdammina major</i>	0,06	0,06	98,89	0,11	0,00	0,00
<i>Fursenkoina</i> spp.	0,06	0,06	98,95	0,11	0,18	0,00
<i>Laevidentalina aphelis</i>	0,06	0,06	99,01	0,11	0,09	0,00
<i>Procerolagena gracillima</i> subsp. <i>Gracilis</i>	0,05	0,06	99,07	0,21	0,00	0,00
<i>Triloculina</i> sp1.	0,05	0,06	99,12	0,16	0,00	0,00
<i>Pyrgo oblonga</i>	0,05	0,06	99,18	0,21	0,00	0,00
<i>Triloculina</i> spp.	0,05	0,06	99,24	0,21	0,00	0,00
<i>Miliolinella lutea</i>	0,05	0,05	99,29	0,26	0,00	0,00
<i>Reophax catenulatus</i>	0,05	0,05	99,34	0,11	0,00	0,00
<i>Psammosiphonella anglesiaensis</i>	0,05	0,05	99,40	0,16	0,00	0,00
<i>Pyrgo depressa</i>	0,04	0,05	99,44	0,11	0,00	0,00
<i>Sagrinella subspinescens</i>	0,04	0,04	99,49	0,16	0,09	0,00
<i>Pyrgo</i> spp.	0,04	0,04	99,53	0,05	0,18	0,00
<i>Nonionella stella</i>	0,04	0,04	99,57	0,21	0,18	0,00
<i>Saccamina tubulata</i>	0,04	0,04	99,61	0,11	0,00	0,00
<i>Valvulineria</i> spp.	0,04	0,04	99,65	0,11	0,00	0,00
<i>Gyroidina altiformis</i>	0,04	0,04	99,69	0,11	0,00	0,00
<i>Rosalina</i> spp.	0,04	0,04	99,73	0,11	0,09	0,00
<i>Siphotextularia curta</i>	0,03	0,04	99,77	0,11	0,00	0,00
<i>Paratrochammina tricamerata</i>	0,03	0,04	99,80	0,11	0,00	0,00
<i>Glomospira</i> sp1.	0,03	0,03	99,84	0,16	0,00	0,00
<i>Cassidulina</i> spp.	0,03	0,03	99,87	0,05	0,09	0,00
<i>Bolivina currai</i>	0,03	0,03	99,90	0,05	0,18	0,00
<i>Recurvoidella bradyi</i>	0,03	0,03	99,93	0,16	0,00	0,00
<i>Miliolinella</i> spp.	0,02	0,02	99,96	0,16	0,00	0,00
<i>Parafissurina himatiostoma</i>	0,02	0,02	99,98	0,05	0,09	0,00
<i>Cornuloculina inconstans</i>	0,01	0,01	99,99	0,05	0,09	0,00
<i>Cassidulinoides tenuis</i>	0,01	0,01	100,00	0,05	0,00	0,00