

## 1. Introdução

A fauna bentônica inclui os organismos da epifauna e da endofauna. Os primeiros ocorrem sobre o substrato, consolidado ou não. Já a endofauna inclui todos aqueles organismos que escavam ou se encontram enterrados no sedimento ou nas rochas, sendo mais abundantes e diversificados no sedimento (Pereira & Soares-Gomes, 2009; Gray e Elliot, 2009). De acordo com uma classificação baseada no tamanho da malha utilizada para separar os organismos do sedimento, a endofauna inclui o macrobentos - que são os animais retidos por peneira de malha de 0,5 mm representados principalmente por poliquetas, crustáceos, equinodermos e moluscos; o meiobentos - que são os animais que passam por peneira de malha 0,5 mm e ficam retidos em peneira de malha 0,062 mm representados por nemátodos e copépodos e o microbentos - que são bactérias, protozoários e microalgas que passam por peneira de 0,062 mm (Holme e McInthyre, 1984).

A macrofauna bentônica desempenha um importante papel na estrutura física de seus habitats e nos processos ecológicos e biogeoquímicos de ecossistemas costeiros (Thrush e Dayton, 2002). O compartimento bentônico constitui uma ligação entre os produtores primários, como fitoplâncton, macroalgas e vegetação costeira, e os produtores secundários e terciários, como peixes e crustáceos, na cadeia trófica de regiões estuarinas, costeiras e na plataforma continental (Andersen e Kristensen, 1992; Amaral *et al.*, 1994; Lenihan e Micheli, 2001; Rosa e Bemvenuti, 2006). Estimativas para o mar do Norte sugerem que 30 a 40% das espécies comercialmente exploradas utilizam recursos provindos do macrobentos (Newell *et al.*, 1998).

Os organismos bentônicos ao se alimentarem, convertem a matéria orgânica particulada em biomassa animal, que servirá de alimento para peixes demersais (Amaral e Migotto, 1980; Kawakami e Amaral, 1983; Soares *et al.*, 1993; Amaral *et al.*, 1994) e ainda reprocessam partículas depositadas no fundo, agregando valor nutricional a este material. Além desta relevante contribuição para a economia pesqueira, as comunidades bentônicas participam de diversos processos ecológicos, como a aeração do sedimento, ciclagem, regeneração de nutrientes e matéria orgânica, e produção de biomassa em fundos marinhos (McCall e Tevesz, 1982; Soares-Gomes, A., Pitombo, F. B. e Paiva, P. C. 2009). A entrada dessa matéria

orgânica no ecossistema marinho dá-se de duas formas: por fonte autóctone, proveniente da fotossíntese *in situ* de plantas de grande porte e algas fixadas em águas superficiais e pelo fitoplâncton, e por fonte alóctone, através de rios, via água subterrânea ou pela atmosfera por via úmida ou seca (Begon *et al.*, 2007).

A matéria orgânica dissolvida é a forma mais abundante nos oceanos e corresponde a aproximadamente 90 a 95%, enquanto a forma particulada corresponde ao restante e é composta por material vivo e morto. Este fracionamento entre a matéria orgânica dissolvida e particulada também está intimamente relacionada à proximidade das fontes continentais onde o aporte de material particulado é mais pronunciado na região costeira. Entretanto, vários estudos demonstram que aproximadamente 90% deste aporte ficam retidos nas regiões deltaicas e na Plataforma Continental. O papel relativo da matéria orgânica dissolvida na nutrição desses organismos é controverso devido à sua natureza química complexa e à dificuldade de se medir sua taxa de influxo e perda (Brusca e Brusca, 2007). Por outro lado, os aspectos nutricionais do material particulado em suspensão têm sido mais estudados, principalmente no que tange as cadeias alimentares oceânicas e a sua caracterização física, química e biológica.

A matéria orgânica utilizada como fonte energética para invertebrados macrobentônicos pode ser encontrada em suspensão ou depositada no sedimento propriamente dito. Esta matéria orgânica sedimentar é degradada e remineralizada, sendo disponibilizada para a biota e uma parte é retida nos sedimentos dependendo das condições do meio (ex: oxidante, subanóxica ou anóxica) e da área superficial das partículas sedimentares (Wakehan e Canuel, 2006). Tal fato define a estratégia alimentar desses organismos em suspensívora ou detritívora, que por sua vez está relacionada ao modo de locomoção, variando de sésseis a móveis. Os organismos suspensívoros removem partículas de alimento em suspensão por intermédio de mecanismos de captura, aprisionamento ou filtração. A suspensão é o principal modo de alimentação de esponjas, ascídias, braquiópodos, ectoprotos, entoproctos, foronídeos, muitos bivalves e crustáceos, poliquetas e gastrópodes (Brusca e Brusca, *op. cit.*).

Os organismos comedores de depósitos obtêm alimento engolindo grandes quantidades de sedimento não consolidado (denominados comedores de depósitos

diretos), como muitos poliquetas, alguns gastrópodes e ouriços-do-mar, enquanto outros utilizam estruturas semelhantes a tentáculos para consumir o sedimento não consolidado (comedores de depósito seletivo), como alguns pepinos-do-mar e bivalves, a maior parte de sipunculídeos e de poliquetas (Brusca e Brusca, *op. cit.*).

A ocorrência e a distribuição dos organismos da macrofauna bentônica são frequentemente correlacionadas às características ambientais predominantes na escala da paisagem (Zajac e Whitlatch, 1982). As características sedimentares, disponibilidade de alimento e variações físico-químicas da água como salinidade, teor de oxigênio e temperatura influenciam diretamente na riqueza e abundância das associações macrobentônicas (Gray, 1974, 1981; Lenihan e Micheli, 2001). Deste modo, distúrbios ou alterações ambientais podem refletir através dos descritores de estrutura da comunidade, resultando em variações de densidade, riqueza e na composição de espécies (Clarke e Warwick, 2001). Conseqüentemente, mudanças nas respectivas assembléias podem ocorrer sob curtos períodos e em pequenas escalas espaciais (Barry e Dayton, 1991; Morrisey *et al.*, 1992 a,b).

A hidrodinâmica e a dinâmica sedimentar têm sido recorrentemente atribuídas como fatores que contribuem para a variabilidade das comunidades de fundo não consolidado (Snelgrove e Butman, 1994), e se relacionam de forma que a distribuição dos sedimentos é influenciada pela capacidade das correntes de fundo favorecerem a sedimentação e/ou a precipitação, ressuspensão e transporte de sedimento, especialmente em águas rasas (Sternberg 1984 in Lenihan e Micheli, 2001). A análise granulométrica tem sido largamente utilizada na interpretação da dinâmica sedimentar e da hidrodinâmica ambiental marinha, de modo que estudos de macrobentos têm abordado a relação de grupos taxonômicos e/ou espécies com determinado tipo de sedimento (Probert *et al.*, 2001; Barroso *et al.* 2002; Gomes 2006; Jayaraj *et al.*, 2007; Jayaraj *et al.*, 2008; Dolbeth *et al.* 2009).

Vale ressaltar a influência humana na variabilidade espaço-temporal na distribuição dos organismos da macrofauna bentônica. Costa e Di Benedetto (2009) ao registrar pela primeira vez a fauna acompanhante da pesca de camarões na costa norte do estado do Rio de Janeiro, verificaram a remoção de macroinvertebrados bentônicos por redes de arrasto de fundo, a qual é uma arte de pesca muito comum em regiões costeiras como fonte de renda pela população local.

Estudos que abordam a estrutura de comunidade macrobentônica são escassos na plataforma continental do Rio de Janeiro, pontuais e em regiões profundas da Bacia de Campos, abrangendo regiões no entorno de plataformas ou restritas a uma determinada faixa de profundidade (Tommasi, 1994; Soares-Gomes *et al.*, 2000; Lavrado, 2006). Recentemente, dados obtidos através do projeto OCEANPROF para a Margem Continental, realizado entre 2001 e 2004, pelo CENPES/Petrobras, em colaboração com diversas universidades brasileiras, revelaram diferenças importantes na estrutura da macrofauna (organismos > 300µm) e meiofauna (organismos entre 500 e 0,062µm), tanto em termos batimétricos, como horizontalmente entre a região norte e sul da Bacia de Campos, indicando uma heterogeneidade ambiental na região.

O Rio Paraíba do Sul exerce um importante papel na plataforma continental norte fluminense, contribuindo com nutrientes para o ecossistema costeiro, bem como transporte e a elevada influência na distribuição das frações granulométricas no fundo sedimentar. Estudos na porção inferior do Rio Paraíba do Sul atribuem à pluviosidade e a vazão como responsáveis pela concentração e dinâmica de exportação desses materiais (Figueiredo, 1999; Souza e Knoppers, 2003; Brito, 2010). A precipitação pluviométrica na bacia de drenagem do Rio Paraíba do Sul é o principal fator controlador da vazão observada no rio, onde dois períodos distintos de vazão são bem marcados. O período seco ocorre entre os meses de maio a outubro e o período chuvoso entre novembro e abril (Carvalho *et al.*, 2002). Em consequência da variação temporal da vazão, variações temporais da concentração de nutrientes, poluentes, exportação e distribuição de frações granulométricas, salinidade e temperatura podem ser observadas na área de estudo.

No âmbito do Projeto HABITATS - Heterogeneidade Ambiental da Bacia de Campos coordenado pelo CENPES/PETROBRAS, este estudo pretende auxiliar o entendimento do efeito do Rio Paraíba do Sul sobre a macrofauna bentônica da área em estudo. A caracterização do macrobentos na região poderá colaborar na identificação de futuros impactos ambientais oriundos de intervenções humanas realizadas ao longo do rio, como barragens, obras de proteção contra enchentes, irrigação, abastecimento, dragagem e captação de esgotos doméstico, industrial e agrícola pelo rio e de atividades que ocorram na plataforma próxima à

desembocadura, como a atividade de exploração do Petróleo, da prática de arrasto de fundo, da futura operação do terminal marítimo do Porto do Açú e do complexo industrial agregado.

Em síntese, a caracterização e a distribuição da macrofauna bentônica sob a influência da desembocadura do Rio Paraíba do Sul poderão auxiliar na avaliação da qualidade ambiental da plataforma continental adjacente, bem como na determinação de tendências ao longo dos gradientes de afastamento do ponto principal de descarga do rio (tanto de profundidade quanto da plataforma interna para a externa).

### **1.1 Objetivo Geral**

Caracterizar a comunidade macrobentônica da endofauna na região sob influência da desembocadura do Rio Paraíba do Sul.

### **1.2 Objetivos Específicos**

- Determinar a composição em espécies e a estrutura das associações macrobentônicas em relação à frequência de ocorrência e aos descritores numéricos de densidade, riqueza, diversidade, uniformidade e dominância de espécies na região sob influência da desembocadura do Rio Paraíba do Sul em duas épocas do ano (período chuvoso e período seco);
- Descrever as relações de estrutura e composição da macrofauna com as características sedimentológicas, representadas pela granulometria, teor de matéria orgânica e carbonatos, bem como com as variações de temperatura, salinidade e profundidade em duas épocas do ano (período chuvoso e período seco);
- Avaliar as variações espaciais e temporais na estrutura da comunidade macrobentônica ao longo de um gradiente de profundidade a partir do ponto principal de descarga do rio (da plataforma interna para a externa);

Além da caracterização da macrofauna pretendeu-se ainda responder as seguintes questões para avaliar o efeito do Rio Paraíba do Sul:

1. A estrutura de comunidades bentônicas do RPS pode ser típica para cada tipo de sedimento avaliado?
2. A variação sazonal da vazão do RPS influencia na estrutura e composição da macrofauna bentônica?

## **2. Material e Métodos**

### **2.1. Área de Estudo**

A área de estudo está localizada na plataforma continental ao norte do estado do Rio de Janeiro, nas adjacências da desembocadura do Rio Paraíba do Sul (21°36'S, 41°00'O - Figura 1). Este rio nasce na Serra da Bocaina (São Paulo), a partir da confluência dos Rios Paraíba e Paraitinga, percorrendo 1.100km até desaguar no Oceano Atlântico, na cidade de São João da Barra (Rio de Janeiro). Sua Bacia hidrográfica estende-se por territórios que compreendem os estados de São Paulo, Rio de Janeiro e Minas Gerais, abrangendo uma área de drenagem de cerca de 57.000km<sup>2</sup>. Em toda sua extensão, cerca de quinze milhões de pessoas e sete mil indústrias são abastecidas por suas águas e responsáveis por sua poluição. O clima da bacia é caracterizado como subtropical quente, com temperatura média anual oscilando entre 18 e 24°C (Marengo e Alves, 2005).

Dados de vazão da porção inferior do Rio Paraíba do Sul fornecidos pelo DENAEE, de 1934 a 1992, registraram os maiores valores entre os meses de dezembro a março, variando de 2.000 a 5.000 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup>, e os menores de julho a setembro, variando de 200 a 500 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup> (Costa, 1994). De acordo com registros de vazão fornecidos pelo Laboratório de Ciências Ambientais da Universidade Estadual do Norte Fluminense, o ano de 2008 apresentou valores atípicos, maiores nos meses de dezembro e janeiro, variando de 1.102 a 1.622 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup> e o menor em maio, com valor mínimo de 112 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup> e máximo de 185 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup>. No ano de 2009, ano da amostragem, os valores de vazão seguiram o padrão para a região, variando de 1.530 a 3.802 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup> nos meses mais chuvosos e 241 a 558 m<sup>3</sup>s<sup>-1</sup> nos meses mais secos.

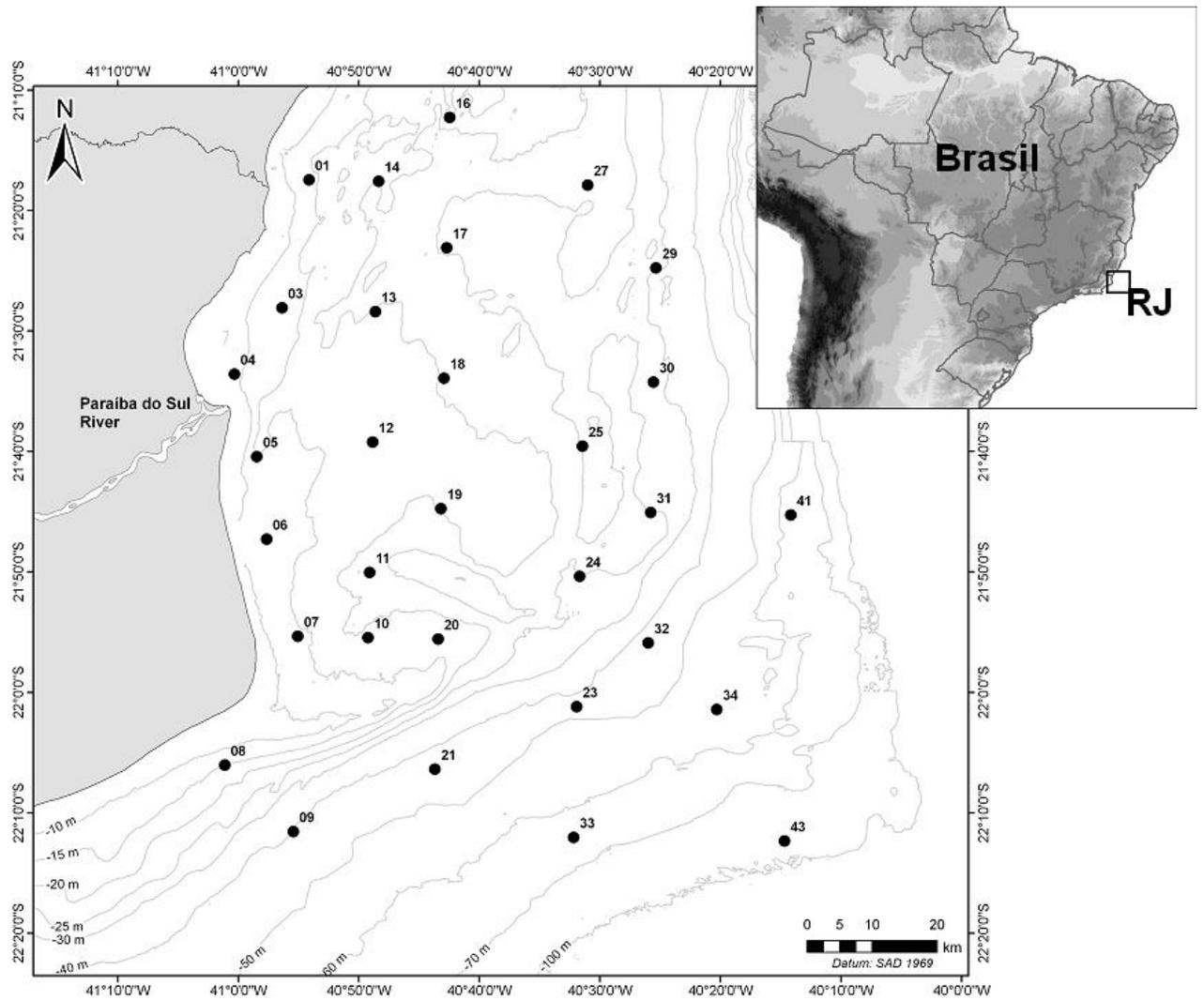


Figura 1. Localização da área de estudo no litoral norte do estado do Rio de Janeiro.

A área de estudo está sob influência de três massas d'água transportadas pela Corrente do Brasil, a saber: a Água Tropical, caracterizada por temperaturas maiores que 20° C e salinidades maiores que 36 ao largo do sudeste brasileiro e que em seu trajeto para o sul mistura-se com águas de origem costeira, mais fria e de baixa salinidade - Água Costeira, e a Água Central do Atlântico Sul, que penetra na plataforma continental na primavera e no verão, trazendo águas ricas em nutrientes com temperaturas menores que 20° C e salinidades menores de 36 (Silveira *et al.*, 2000; Soares-Gomes *et al.*, 2000). No processo de mistura da água costeira com aquelas transportadas pelo Rio Paraíba do Sul, ocorre a formação deltaica do Rio Paraíba do Sul, que consiste em um sistema deposicional, alimentado por um rio e que resulta na progradação irregular da linha da costa (Bacoccoli 1971 in Costa, 1994).

## **2.2. Delineamento Amostral**

As coletas foram realizadas em 33 estações de amostragem (Figura 2) com três réplicas ao longo de uma faixa potencial de penetração da pluma de sedimento fluvial do Rio Paraíba do Sul formada na plataforma (Figura 3), e determinadas a partir de uma avaliação temporal de imagens do satélite CBERS (Satélite Sino-Brasileiro de Recursos Terrestres). Duas campanhas oceanográficas foram realizadas: uma em março (período chuvoso: PC) e outra em julho (período seco: PS) de 2009. Vale ressaltar que duas estações (02 e 15) não puderam ser amostradas no período chuvoso por motivos logísticos. As amostras estiveram compreendidas em profundidades de 12 a 97 m e foram analisadas em três estratos pré-determinados: estrato 1 < 25 m, estrato 2 entre 25 – 50 m, estrato 3 > 50 m de profundidade.

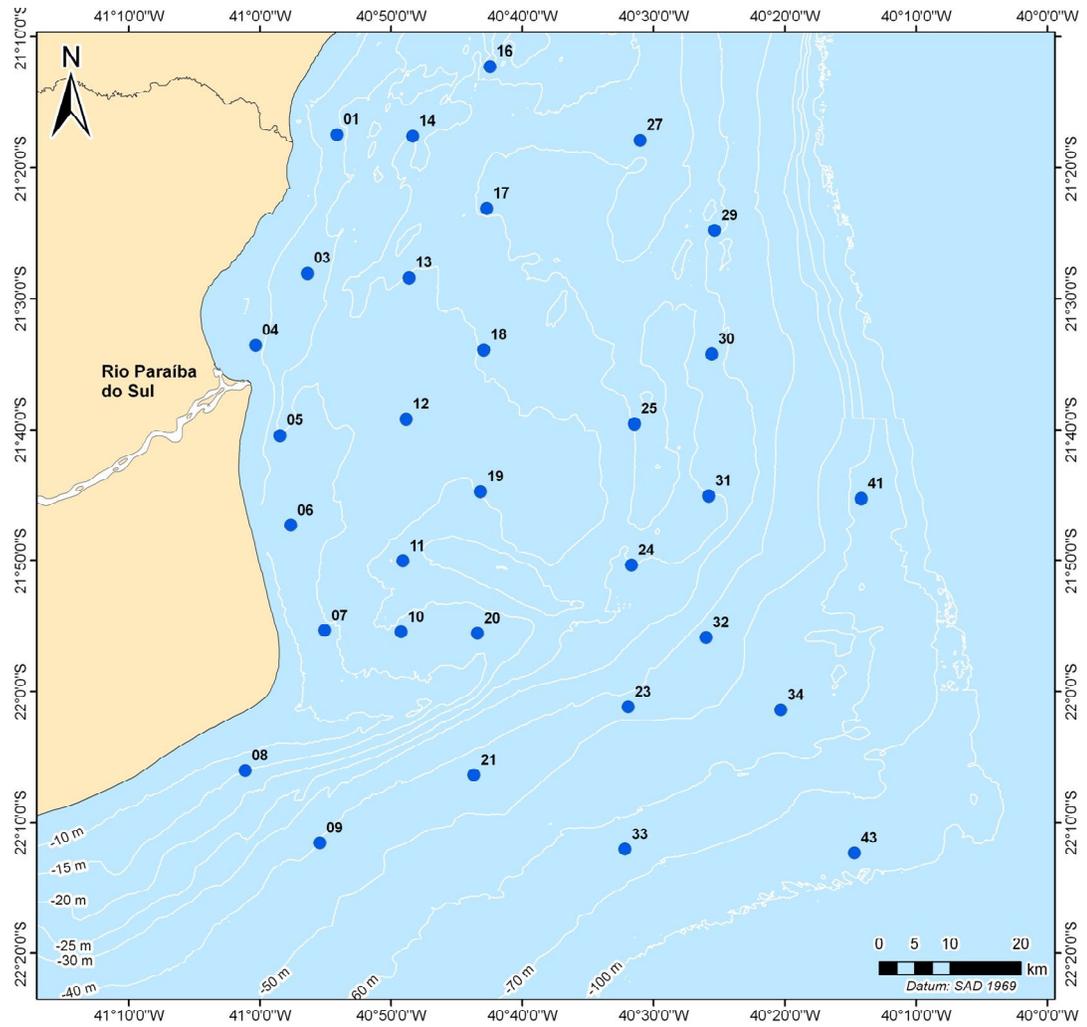


Figura 2. Mapa com a localização e profundidade das estações de coleta na desembocadura do Rio Paraíba do Sul.

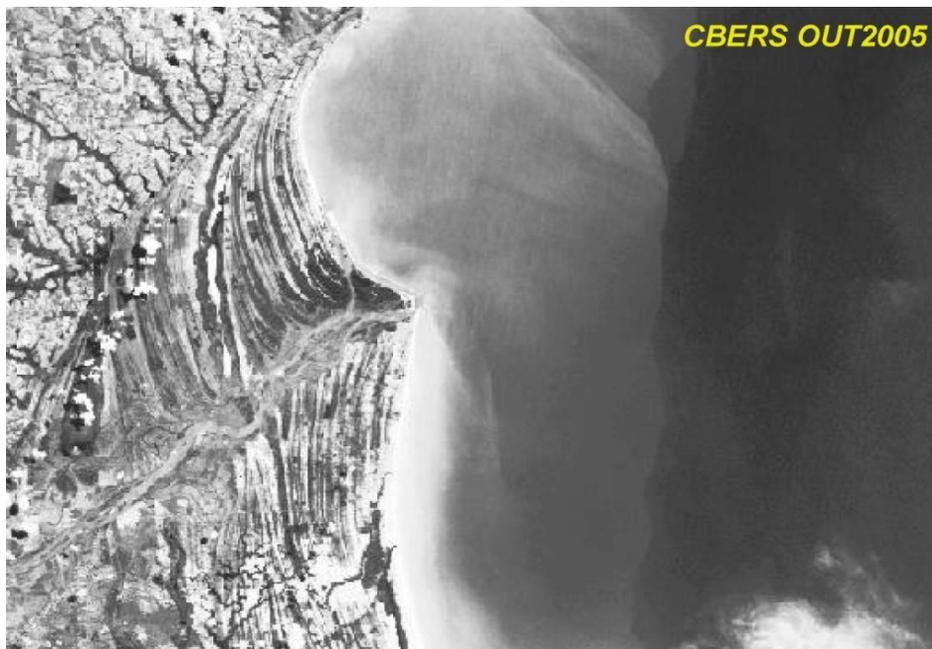


Figura 3. Pluma do Rio Paraíba do Sul (RPS) identificada pelas imagens do satélite CBERS.

### **2.3. Metodologia de Coleta**

Nos períodos de março e julho de 2009, nas 33 estações pré-determinadas, o sedimento foi coletado em triplicata com o uso de um amostrador do tipo Van Veen modificado de 231 litros para amostragem da macrofauna, análise granulométrica e composição elementar da matéria orgânica. Quatro gabaritos de aço (Figura 4), de dimensão 10 x 10 x 10 cm cada, preenchidos com sedimento, foram coletados do interior do amostrador para obtenção de cada amostra da macrofauna a partir do sedimento superficial, totalizando 0,04 m<sup>2</sup>. As amostras foram obtidas no estrato de 0-10 cm, acondicionadas em recipiente plástico, fixadas diretamente em formol 10% tamponado com bórax e devidamente etiquetadas.



Figura 4. Gabaritos de aço utilizados na coleta da macrofauna bentônica na desembocadura do Rio Paraíba do Sul.

Cada amostra de sedimento para a análise da granulometria foi coletada do interior de um gabarito de dimensão 10 x 10 x 2 cm a partir do sedimento superficial, acondicionada em saco plástico devidamente etiquetado e congelada. A amostra de sedimento para análise de carbonato e carbono orgânico total foi coletada do interior de dois tubos plásticos (PVC) de 10 cm de diâmetro x 2 cm de altura do sedimento superficial do amostrador, com auxílio de uma colher de metal descontaminada com n-hexano, sendo a amostra acondicionada em recipiente metálico também descontaminado e posteriormente congelada. As amostras para análise do sedimento foram retiradas sequencialmente às da macrofauna no mesmo lançamento, ou seja, foram equivalentes a amostras da mesma réplica. Após a coleta de cada subamostra, dados de profundidade, temperatura, salinidade foram obtidos, os dois últimos através do lançamento de um perfilador multiparâmetro CTD (Tabela 1).

Tabela 1. Localização, profundidade e distância da desembocadura das estações de coleta situadas na plataforma na desembocadura do Rio Paraíba do Sul.

| <b>Estação</b> | <b>Estrato</b> | <b>Latitude</b>   | <b>Longitude</b>  | <b>Profundidade</b> |
|----------------|----------------|-------------------|-------------------|---------------------|
| 1              | 1              | 21° 17' 25,307" S | 40° 54' 7,308" O  | 15                  |
| 2              | 1              | 21° 21' 21,471" S | 40° 52' 9,225" O  | 20                  |
| 3              | 1              | 21° 28' 2,517" S  | 40° 56' 20,614" O | 16                  |
| 4              | 1              | 21° 33' 32,615" S | 41° 0' 16,440" O  | 12                  |
| 5              | 1              | 21° 40' 22,947" S | 40° 58' 26,414" O | 17                  |
| 6              | 1              | 21° 47' 14,943" S | 40° 57' 38,055" O | 17                  |
| 7              | 1              | 21° 55' 18,918" S | 40° 55' 0,625" O  | 16                  |
| 8              | 1              | 22° 6' 0,097" S   | 41° 1' 5,307" O   | 16                  |
| 9              | 2              | 22° 11' 32,173" S | 40° 55' 24,141" O | 44                  |
| 10             | 1              | 21° 55' 25,160" S | 40° 49' 12,284" O | 20                  |
| 11             | 1              | 21° 50' 0,504" S  | 40° 49' 4,723" O  | 22                  |
| 12             | 1              | 21° 39' 11,110" S | 40° 48' 49,729" O | 22                  |
| 13             | 1              | 21° 33' 54,457" S | 40° 42' 55,682" O | 21                  |
| 14             | 1              | 21° 17' 31,917" S | 40° 48' 21,040" O | 24                  |
| 15             | 1              | 21° 10' 17,210" S | 40° 45' 57,324" O | 21                  |
| 16             | 1              | 21° 12' 13,878" S | 40° 42' 25,808" O | 15                  |
| 17             | 2              | 21° 23' 3,856" S  | 40° 42' 40,284" O | 28                  |
| 18             | 1              | 21° 33' 54,457" S | 40° 42' 55,682" O | 22                  |
| 19             | 1              | 21° 44' 42,969" S | 40° 43' 8,347" O  | 21                  |
| 20             | 1              | 21° 55' 32,047" S | 40° 43' 24,119" O | 20                  |
| 21             | 2              | 22° 6' 22,021" S  | 40° 43' 39,214" O | 47                  |
| 23             | 2              | 22° 1' 10,102" S  | 40° 31' 53,646" O | 49                  |
| 24             | 2              | 21° 50' 20,906" S | 40° 31' 39,534" O | 27                  |
| 25             | 2              | 21° 39' 30,521" S | 40° 31' 27,085" O | 28                  |
| 27             | 2              | 21° 17' 51,743" S | 40° 30' 59,011" O | 29                  |
| 29             | 2              | 21° 24' 43,574" S | 40° 25' 18,654" O | 33                  |
| 30             | 2              | 21° 34' 12,572" S | 40° 25' 32,411" O | 29                  |
| 31             | 2              | 21° 45' 2,154" S  | 40° 25' 44,878" O | 26                  |
| 32             | 2              | 21° 55' 51,246" S | 40° 25' 58,216" O | 48                  |
| 33             | 3              | 22° 11' 59,439" S | 40° 32' 7,945" O  | 68                  |
| 34             | 3              | 22° 1' 22,746" S  | 40° 20' 15,739" O | 59                  |
| 41             | 3              | 21° 45' 13,613" S | 40° 14' 7,731" O  | 67                  |
| 43             | 3              | 22° 12' 17,346" S | 40° 14' 40,221" O | 97                  |

## **2.4. Metodologia de Laboratório**

### **2.4.1. Macrofauna Bentônica**

No laboratório, o sedimento coletado foi lavado e peneirado em malha de 500 µm. Para auxiliar na posterior triagem da macrofauna, peneiras com malhas de 2 e/ou 4 mm foram utilizadas para uma maior separação das frações do sedimento, quando necessário. Após a lavagem, a macrofauna foi triada sob microscópio estereoscópico Zeiss Wild M8, inicialmente ao nível taxonômico de Classe, Ordem ou Família, e os organismos conservados em álcool 70%. O controle de qualidade da triagem foi realizado em 10% das amostras escolhidas de forma aleatória, o qual foi aceito por não ultrapassarem 5% de organismos esquecidos do total de indivíduos encontrados nas respectivas amostras. Tais grupos foram encaminhados aos respectivos taxonomistas para a identificação no menor nível taxonômico possível, principalmente para os grupos mais abundantes (Crustacea, Mollusca e Polychaeta). Somente moluscos com parte mole foram retirados das amostras para identificação. Para a estimativa de biomassa, os organismos (Crustacea, Polychaeta, Mollusca, Nernertinea, Sipunculida e Echinodermata) foram passados cuidadosamente por rede de plâncton (45µm) depositada em papel absorvente. Em seguida, foi mensurado o peso úmido dos grandes grupos taxonômicos utilizando-se um pote leve com água fechado em balança de 4 casas decimais.

### **2.4.2. Análises Físicas e Químicas dos Sedimentos de Fundo**

As análises da granulometria, carbonato total e carbono orgânico total foram realizados no Laboratório de Ciências Ambientais do Centro de Biotecnologia e Biotecnologia da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, sob coordenação do Dr. Carlos Eduardo de Rezende e Dr. Marcelo Gomes de Almeida.

A granulometria foi realizada na amostra bruta sem a remoção de carbonatos e matéria orgânica. Cabe ressaltar que este procedimento foi adotado de forma que a distribuição dos grãos representasse a realidade de campo para os organismos que estão em contato com os sedimentos.

As frações acima de 2 mm foram separadas por peneiração em intervalos sucessivos, enquanto as frações menores do que 2 mm foram determinadas através

do analisador de partícula por difração a laser (Shimadzu modelo SALD-3101) em várias frações conforme escala Wentworth (Tabela 2) (Suguo, 1973, McCave *et al.*, 1986; Blott *et al.*, 2004).

Tabela 2. Distribuição das frações granulométricas adotada (Wentworth):

| Peneiramento -<br>Escala Wentworth     | mm               | (phi)    |
|----------------------------------------|------------------|----------|
| Matacão                                | >265             | <-8      |
| Bloco                                  | 256 - 64         | -8 a -6  |
| Seixo                                  | 64 - 4           | -6 a -2  |
| Grânulo                                | 4 - 2            | -2 a -1  |
| Cascalho                               | >265 - 2         | <-8 a -1 |
| Difração a Laser -<br>Escala Wentworth | mm               | (phi)    |
| Areia muito grossa                     | 2 - 1            | -1 a 0   |
| Areia grossa                           | 1 - 0,500        | 0 a 1    |
| Areia média                            | 0,500 - 0,250    | 1 a 2    |
| Areia fina                             | 0,250 - 0,125    | 2 a 3    |
| Areia muito fina                       | 0,125 - 0,062    | 3 a 4    |
| Areia                                  | 0,062 - 2,000    | -1 a 4   |
| Silte/Argila                           | 0,062 - <0,00049 | 4 a >11  |
| Silte Grosso                           | 0,062 - 0,031    | 4 a 5    |
| Silte médio                            | 0,031 - 0,016    | 5 a 6    |
| Silte fino                             | 0,016 - 0,008    | 6 a 7    |
| Silte muito fino                       | 0,008 - 0,004    | 7 a 8    |
| Silte                                  | 0,062 - 0,004    | 4 - 8    |
| Argila                                 | 0,004 <0,00049   | 8 a >11  |

Para controle analítico de precisão foi medida a variação analítica entre triplicatas analíticas a cada 20 amostras com resultados de coeficiente de variação aceitáveis inferior a 10%. A exatidão foi determinada através de três amostras certificadas fornecidas pelo fabricante do equipamento com faixa de tamanho de partículas diferenciadas (JISS 11, Licopodium e glass beads). O limite de detecção do método foi de 0,1%.

Os intervalos utilizados para a classificação por uma medida de tendência central, média ou mediana foram definidos por Wentworth (1922) conforme Tabela 2 (Suguo, 1973). Com relação ao desvio-padrão, os valores foram classificados em: muito bem

selecionado < 0,35; bem selecionado de 0,35 a 0,50; moderadamente selecionado de 0,50 a 1,00; pobremente selecionado de 1,00 a 2,00; muito pobremente selecionado de 2,00 a 4,00; extremamente mal selecionado > 4,00.

O carbonato total foi determinado por diferença em uma amostra de sedimento tratada com HCl (1,0N); (1 g : 20 mL) à temperatura ambiente. Em geral este procedimento é repetido, principalmente nas amostras ricas em carbonato como no caso das amostras da Bacia de Campos. O conteúdo de carbonato foi calculado pela diferença entre o peso inicial e final da amostra após o tratamento descrito acima (Leventhal & Taylor, 1990). A balança analítica utilizada tem precisão de  $\pm 0,0001$ g. Os valores finais foram expressos em percentual (%) e a precisão obtida com três repetições, realizadas a cada 20 amostras. O nível de tolerância da variação analítica foi de 10% e em geral as amostras estiveram acima deste valor e o limite de detecção igual a 0,1 %.

A massa de material utilizada para as determinações analíticas foi aproximadamente 10 mg. Para C orgânico, efetuou-se a descarbonatação, através da adição de HCl 1,0N diretamente nas amostras dentro dos recipientes de análises. Este procedimento foi repetido por duas vezes sendo as amostras secas em estufa a 60°C por 12h. A determinação do teor de carbono no sedimento foi realizada no Analisador Elementar CHNS/O Perkin Elmer (2.400 Series II). Os valores foram expressos em percentual (%), sendo a precisão obtida com três repetições, realizadas a cada 20 amostras. O nível de tolerância de variação analítica dentro da mesma amostra foi a partir de 10%. Os testes de exatidão para C total e C orgânico foram realizados com padrão certificado marinho (NIST 2702) e revelaram recuperações acima de 95%. O limite de detecção para C foi 0,05.

## **2.5. Análise de Dados**

### **2.5.1. Composição e Estrutura da Comunidade**

A partir dos dados reunidos na triagem e subsequente identificação taxonômica foram obtidas informações sobre composição, frequência de ocorrência, densidade, riqueza, diversidade, uniformidade, dominância, e biomassa em relação à distribuição espacial dos principais táxons nas duas campanhas de amostragem (março 2009: período chuvoso, julho 2009: período seco).

Para a frequência de ocorrência e análise da estrutura da comunidade macrobentônica foram utilizados os seguintes descritores numéricos:

- a) Frequência de ocorrência: expressa a relação entre o número de amostras em que um determinado táxon está presente e o número total de amostras realizadas:  $F_A = P_A/P \times 100$ , onde:  $F_A$  = frequência da espécie A,  $P_A$  = número de amostras em que a espécie A está presente e  $P$  = número total de amostras.
- b) Densidade: corresponde ao número de indivíduos por unidade de área da amostra.
- c) Riqueza: número de espécies em cada amostra.
- d) Diversidade de Shannon - Weaver (Zar, 1984): é uma função do número de espécies em uma comunidade e da distribuição dos indivíduos entre as espécies:  $H' = -\sum p_i \log_2 p_i$ , onde:  $p_i$  = proporção de indivíduos da espécie  $i$  no total de indivíduos.
- e) Uniformidade de Pielou (Zar, 1984): expressa a diversidade observada como uma proporção da diversidade máxima possível observada:  $J' = H'/\log K$ , onde:  $K$  = número de espécies.
- f) Dominância de Simpson (Zar, 1984): é fornecida pelo somatório do número de indivíduos de uma espécie em relação ao número de indivíduos de todas as espécies em uma dada unidade amostral:  $D = \sum (n_i / N)^2$ , onde:  $n_i$  = número de indivíduos da espécie  $i$  e  $N$  = número total de indivíduos.
- g) Biomassa: corresponde ao peso úmido, em grama, por grande grupo taxonômico. Por motivos técnicos, a estimativa da biomassa para moluscos correspondeu ao peso úmido com concha em ambos os períodos.

### **2.5.2. Associação de Espécies – Análise Espacial e Temporal Comparativa**

A significância das diferenças dos descritores de estrutura da comunidade (riqueza, diversidade, uniformidade, dominância e densidade) entre profundidades foi avaliada em cada campanha (período chuvoso e período seco) através da análise de variância (ANOVA) unifatorial, seguido pelo teste de *Tukey* para comparação múltipla

das médias (Zar, 1984). As análises supracitadas foram realizadas no programa Statistica V 7.

A análise comparativa da macrofauna entre estações e profundidades, considerando os três estratos batimétricos: a) inferior a 25 metros; b) entre 25 e 50 metros; c) superior a 50 metros, nas duas campanhas de amostragem incluiu uma análise de agrupamento - cluster (UPGMA) e o método de ordenamento Multi-Dimensional (nMDS), ambos através do coeficiente de similaridade de Bray-Curtis com os dados de densidade das espécies com abundância relativa > 0,5%. A análise de similaridade (ANOSIM) foi aplicada para verificar diferenças em relação à profundidade (estratos supracitados). O procedimento de porcentagem de similaridades SIMPER foi utilizado para definir a contribuição das espécies mais abundantes dentre e entre os grupos de amostras representados pelo método de ordenamento nMDS. As porcentagens de contribuição para as similaridades entre os estratos batimétricos foram utilizadas na identificação das associações faunística (Clarke e Warwick, 2001). O cálculo dos índices de estrutura de comunidade e a análise multivariada foram realizados no programa PRIMER V 6.

A análise dos componentes principais (PCA) foi realizada no programa MVSP 3.2 e aplicada para as duas campanhas de amostragem incluindo os indicadores de estrutura de comunidade (densidade total, riqueza, diversidade e uniformidade), os parâmetros ambientais (temperatura, salinidade, profundidade, distância da desembocadura do RPS) e os parâmetros do sedimento (tamanho médio do grão, grau de selecionamento, carbono orgânico total e carbonato total) para descrever as relações entre si e para detectar tendências nos três estratos de profundidade supracitados referentes às 33 estações de coleta.

A análise de correspondência canônica (CCA) foi utilizada para cada campanha de amostragem na correlação da macrofauna (espécies com abundância relativa > 0,5%) com os estratos de profundidade e as variáveis ambientais supracitadas. As significâncias dos eixos canônicos e das variáveis foram determinadas pelos testes de Monte Carlo e permutação, respectivamente (Ter Braak, 1986) pelos programas CANOCO e MVSP v 3.13.

### **3. Resultados**

#### **3.1. Dados Abióticos**

As amostras da massa d' água de fundo exibiram valores de salinidade entre 34,3 e 36,9 no período chuvoso e 35,2 e 36,4 no período seco. Enquanto os dados de temperatura variaram de 14,5° a 26,1 °C no período chuvoso e 14,0° a 23,1 °C no período seco, sendo as menores temperaturas encontradas em estações localizadas mais ao sul, próximo ao cabo de São Tomé, região de penetração da AGUA Central do Atlântico Sul (ACAS). Em relação à composição granulométrica, as amostras de sedimento foram predominantemente constituídas por areia, com exceção das estações 04 em ambos os períodos e 08 somente no período chuvoso, onde ocorreu um predomínio de silte- argila. O tamanho médio do grão variou de areia muito grossa a silte médio no período chuvoso e de areia grossa a silte fino no período seco. Em ambos períodos, as amostras foram classificadas de muito pobremente selecionadas a moderadamente selecionadas, sendo esta última predominante na área em estudo. As amostras de sedimento apresentaram valores médios do teor de carbonato total entre  $1,0 \pm 0,0$  e  $95,0 \pm 1,0$  % e do teor de carbono orgânico total, entre  $0,09 \pm 0,30$  e  $1,18 \pm 0,63$  % no período chuvoso e  $1,0 \pm 0,2$  e  $97,0 \pm 0,0$  % e do teor de carbono orgânico total, entre  $0,02 \pm 0,03$  e  $1,04 \pm 0,61$  % no período seco (Tabela 3).

Tabela 3 – Dados abióticos: temperatura (° C), salinidade, composição granulométrica (% areia,% silte-argila), tamanho médio do grão, selecionamento, carbono orgânico total (%) e carbonato total (%) das estações de coleta sob influência da desembocadura do RPS na campanha realizada nos períodos chuvoso (PC) e seco (OS) de 2009. TMG = tamanho médio do grão, % COT = porcentagem de carbono orgânico total, % CaCO<sub>3</sub> = porcentagem de carbonato total, AMG = areia muito grossa, AG = areia grossa, AM = areia média, AF = areia fina, AMF = areia muito fina, SM = silte médio, SF = silte fino, MPOS = muito pobremente selecionado, POS = pobremente selecionado, MS = moderadamente selecionado.

| Estação | Estrato | Profundidade | Temperatura |      | Salinidade |      | Areia (%) |           | Silte- Argila (%) |           | TMG |    | Selecionamento |      | % COT       |             | % CaCO <sub>3</sub> |          |
|---------|---------|--------------|-------------|------|------------|------|-----------|-----------|-------------------|-----------|-----|----|----------------|------|-------------|-------------|---------------------|----------|
|         |         |              | PC          | PS   | PC         | PS   | PC        | PS        | PC                | PS        | PC  | PS | PC             | PS   | PC          | PS          | PC                  | PS       |
| 1       | 1       | 15           | 24,6        | 22,4 | 36,4       | 35,5 | 89 ± 12   | 98 ± 3    | 0                 | 0         | AG  | AG | POS            | MS   | 0,12 ± 0,04 | 0,16 ± 0,07 | 17 ± 11             | 7 ± 2    |
| 2       | 1       | 20           |             | 22,3 |            | 35,8 |           | 90 ± 2    |                   | 3 ± 3     |     | AM |                | POS  |             | 0,28 ± 0,07 |                     | 36 ± 2   |
| 3       | 1       | 16           | 23,9        | 22,4 | 36,6       | 35,3 | 100 ± 0,1 | 81 ± 7    | 0                 | 1 ± 1     | AMG | AG | MS             | POS  | 0,17 ± 0,01 | 0,15 ± 0,03 | 28 ± 2              | 61 ± 8   |
| 4       | 1       | 12           | 25,4        | 22,4 | 35,5       | 35,4 | 28 ± 22   | 3 ± 0,4   | 57 ± 31           | 97 ± 0,4  | AMF | SF | MPOS           | POS  | 1,18 ± 0,63 | 0,73 ± 0,36 | 39 ± 10             | 23 ± 3   |
| 5       | 1       | 17           | 26,1        | 22,4 | 34,3       | 35,3 | 43 ± 9    | 41 ± 12   | 25 ± 9            | 32 ± 29   | AM  | AF | MPOS           | MPOS | 0,34 ± 0,07 | 0,33 ± 0,04 | 53 ± 3              | 47 ± 11  |
| 6       | 1       | 17           | 24,6        | 22,3 | 36,2       | 35,2 | 100 ± 0,5 | 94 ± 9    | 0,4 ± 1           | 5 ± 7     | AM  | AM | MS             | POS  | 0,15 ± 0,04 | 0,11 ± 0,08 | 9 ± 1               | 14 ± 4   |
| 7       | 1       | 16           | 24,8        | 21,2 | 36,3       | 35,8 | 81 ± 6    | 99 ± 1    | 19 ± 6            | 0,3 ± 0,5 | AF  | AM | POS            | MS   | 0,15 ± 0,05 | 0,06 ± 0,02 | 9 ± 5               | 6 ± 3    |
| 8       | 1       | 16           | 16,7        | 21,7 | 35,7       | 35,9 | 24 ± 3    | 64 ± 49   | 76 ± 4            | 36 ± 49   | SM  | AF | MPOS           | POS  | 1,03 ± 0,09 | 0,16 ± 0,24 | 29 ± 1              | 10 ± 13  |
| 9       | 2       | 44           | 16,8        | 20,8 | 35,8       | 36   | 99 ± 1    | 100 ± 0,3 | 1 ± 1             | 0,2 ± 0,3 | AG  | AG | MS             | MS   | 0,13 ± 0,02 | 0,06 ± 0,02 | 6 ± 1               | 6 ± 0,5  |
| 10      | 1       | 21           | 25,0        | 21,3 | 36,6       | 36,8 | 100 ± 0   | 100 ± 0,1 | 0                 | 0         | AG  | AM | MS             | MS   | 0,10 ± 0,03 | 0,02 ± 0,03 | 1 ± 0               | 2 ± 0,1  |
| 11      | 1       | 22           | 24,5        | 22,3 | 36,6       | 36   | 100 ± 0   | 100 ± 0,4 | 0                 | 0,01 ± 0  | AM  | AM | MS             | MS   | 0,09 ± 0,01 | 0,02 ± 0,03 | 5 ± 3               | 4 ± 1    |
| 12      | 1       | 22           | 24,4        | 22,6 | 36,5       | 36,3 | 89 ± 10   | 94 ± 6    | 0,1 ± 0,2         | 0,02 ± 0  | AM  | AM | POS            | POS  | 0,13 ± 0,01 | 0,06 ± 0,01 | 17 ± 12             | 14 ± 6   |
| 13      | 1       | 21           | 23,7        | 22,4 | 36,6       | 36,9 | 100 ± 0,1 | 98 ± 2    | 0                 | 2 ± 2     | AM  | AM | MS             | MS   | 0,11 ± 0,02 | 0,05 ± 0,05 | 2 ± 0               | 3 ± 0,2  |
| 14      | 1       | 24           | 23,7        | 22,4 | 36,5       | 35,7 | 53 ± 7    | 99 ± 1    | 14 ± 4            | 1 ± 1     | AM  | AM | MPOS           | MS   | 0,32 ± 0,05 | 0,17 ± 0,03 | 71 ± 1              | 9 ± 1    |
| 15      | 1       | 21           |             | 22,4 |            | 35,6 |           | 85 ± 7    |                   | 2 ± 2     |     | AM |                | POS  |             | 0,31 ± 0,05 |                     | 38 ± 10  |
| 16      | 1       | 15           | 23,5        | 22,4 | 36,5       | 35,7 | 70 ± 16   | 71 ± 14   | 1 ± 1             | 0,3 ± 0,5 | AG  | AG | POS            | POS  | 0,32 ± 0,07 | 1,04 ± 0,61 | 95 ± 1              | 97 ± 0,4 |
| 17      | 2       | 28           | 23,3        | 22,3 | 36,7       | 36,1 | 99 ± 2    | 99 ± 1    | 1 ± 2             | 0         | AM  | AM | MS             | MS   | 0,14 ± 0,02 | 0,13 ± 0,04 | 9 ± 1               | 7 ± 0,5  |
| 18      | 1       | 22           | 23,9        | 22,1 | 36,6       | 35,8 | 100 ± 0,1 | 99 ± 1    | 0                 | 1 ± 1     | AG  | AM | MS             | MS   | 0,14 ± 0,01 | 0,09 ± 0,02 | 3 ± 1               | 2 ± 0    |
| 19      | 1       | 21           | 24,4        | 22,6 | 36,6       | 36,4 | 99 ± 2    | 100 ± 0,1 | 1 ± 2             | 0         | AG  | AG | MS             | MS   | 0,12 ± 0,02 | 0,09 ± 0,04 | 1 ± 0               | 1 ± 0,2  |
| 20      | 1       | 20           | 24,8        | 21,3 | 36,6       | 35,8 | 100 ± 0   | 100 ± 0   | 0                 | 0         | AF  | AF | MS             | MS   | 0,16 ± 0,01 | 0,1 ± 0,01  | 4 ± 2               | 3 ± 1    |
| 21      | 2       | 47           | 16,7        | 20,2 | 35,8       | 35,9 | 92 ± 0,2  | 98 ± 1    | 0                 | 0         | AG  | AG | MS             | MS   | 0,13 ± 0,02 | 0,28 ± 0,08 | 13 ± 1              | 6 ± 2    |
| 23      | 2       | 49           | 19,0        | 21,1 | 36,2       | 35,9 | 62 ± 19   | 73 ± 3    | 9 ± 1             | 9 ± 7     | AG  | AM | MPOS           | MPOS | 0,35 ± 0,13 | 0,41 ± 0,21 | 42 ± 16             | 34 ± 5   |
| 24      | 2       | 27           | 23,7        | 22,0 | 36,7       | 36,1 | 99 ± 1    | 100 ± 0   | 1 ± 1             | 0         | AG  | AM | MS             | MS   | 0,12 ± 0,02 | 0,02 ± 0,03 | 1 ± 0               | 1 ± 0,4  |
| 25      | 2       | 28           | 23,1        | 22,1 | 36,7       | 36,4 | 100 ± 0   | 96 ± 2    | 0                 | 0         | AG  | AG | MS             | MS   | 0,09 ± 0,03 | 0,11 ± 0,03 | 3 ± 0               | 5 ± 1    |
| 27      | 2       | 29           | 22,2        | 22,0 | 36,6       | 36,3 | 100 ± 0   | 97 ± 2    | 0                 | 0         | AG  | AG | MS             | MS   | 0,24 ± 0,07 | 0,16 ± 0,06 | 18 ± 1              | 12 ± 0,3 |
| 29      | 2       | 33           | 21,2        | 22,2 | 36,5       | 36,4 | 91 ± 4    | 93 ± 6    | 0                 | 0,2 ± 0,2 | AG  | AG | MS             | MS   | 0,30 ± 0,04 | 0,2 ± 0,05  | 48 ± 5              | 46 ± 14  |
| 30      | 2       | 29           | 24,8        | 21,9 | 36,7       | 36,4 | 99 ± 1    | 100 ± 0,1 | 1 ± 1             | 0         | AG  | AG | MS             | MS   | 0,13 ± 0,03 | 0,11 ± 0,01 | 4 ± 0               | 4 ± 0,3  |
| 31      | 2       | 26           | 23,3        | 23,1 | 36,7       | 36,6 | 99 ± 2    | 99 ± 1    | 1 ± 2             | 1 ± 1     | AM  | AM | MS             | MS   | 0,12 ± 0,03 | 0,12 ± 0,02 | 2 ± 0               | 2 ± 0,2  |
| 32      | 2       | 48           | 19,8        | 21,7 | 36,3       | 36,1 | 88 ± 3    | 98 ± 1    | 12 ± 4            | 1 ± 1     | AMF | AM | POS            | MPOS | 0,22 ± 0,06 | 0,36 ± 0,04 | 15 ± 6              | 9 ± 1    |
| 33      | 3       | 68           | 14,9        | 14,0 | 35,5       | 35,3 | 99 ± 1    | 72 ± 9    | 1 ± 1             | 9 ± 3     | AM  | AM | MS             | MS   | 0,13 ± 0,01 | 0,24 ± 0,09 | 12 ± 3              | 72 ± 2   |
| 34      | 3       | 59           | 22,2        | 20,0 | 36,7       | 36,2 | 96 ± 2    | 98 ± 3    | 5 ± 2             | 2 ± 3     | AF  | AM | POS            | POS  | 0,17 ± 0,04 | 0,27 ± 0,03 | 14 ± 1              | 13 ± 7   |
| 41      | 3       | 67           | 23,1        | 21,1 | 36,9       | 36,5 | 64 ± 2    | 97 ± 1    | 13 ± 4            | 3 ± 1     | AM  | AG | MPOS           | MS   | 0,31 ± 0,04 | 0,09 ± 0,01 | 81 ± 4              | 75 ± 1   |
| 43      | 3       | 97           | 14,5        | 18,6 | 35,4       | 36,1 | 87 ± 2    | 91 ± 1    | 13 ± 2            | 9 ± 1     | AF  | AF | POS            | POS  | 0,29 ± 0,02 | 0,33 ± 0,05 | 19 ± 1              | 17 ± 1   |

### **3.2. Composição Taxonômica e Frequência de Ocorrência**

A macrofauna bentônica nas adjacências da desembocadura do Rio Paraíba do Sul foi composta por anelídeos, crustáceos, moluscos, equinodermas, cnidários, nemertinos, cefalocordados, sipunculídeos, cnidários e briozoários. Um total de 37.213 indivíduos pertencentes a 1.112 espécies foram coletadas nas duas campanhas de amostragem, sendo 24.165 indivíduos e 855 espécies no período chuvoso e 13.048 indivíduos e 659 espécies no período seco. A lista de espécies em cada campanha de amostragem encontra-se no ANEXO I. As espécies consideradas mais representativas, que corresponderam a valores de abundância relativa superiores a 0,5%, do total 33, no período chuvoso e 44, no período seco. No período chuvoso registrou-se 37 espécies com mais de 50% de frequência de ocorrência (Tabela 4) comparado a 23 espécies no período seco (Tabela 5).

Tabela 4. Frequência de ocorrência total (FT) e relativa (FR) dos táxons coletadas nas 31 estações da campanha realizada no período chuvoso, com valores >50 %.

| TÁXON                                      | GRUPO         | FT | FR (%) |
|--------------------------------------------|---------------|----|--------|
| Nemertinea                                 | Nemertinea    | 31 | 100,0  |
| Sipuncula                                  | Sipunculida   | 28 | 90,3   |
| <i>Goniadides carolinae</i>                | Polychaeta    | 26 | 83,9   |
| <i>Heteropodarke sp. A</i>                 | Polychaeta    | 26 | 83,9   |
| <i>Protodorvillea kefersteini</i>          | Polychaeta    | 26 | 83,9   |
| <i>Puelche sp. nov. 1</i>                  | Crustacea     | 24 | 77,4   |
| <i>Metharpinia sp. 1</i>                   | Crustacea     | 23 | 74,2   |
| <i>Nephtys squamosa</i>                    | Polychaeta    | 23 | 74,2   |
| <i>Sphaerosyllis sp. 3</i>                 | Polychaeta    | 23 | 74,2   |
| <i>Ophiactis lymani</i>                    | Echinodermata | 22 | 71,0   |
| <i>Prionospio sp. L</i>                    | Polychaeta    | 22 | 71,0   |
| <i>Aricidea (Aricidea) cf. albatrossae</i> | Polychaeta    | 21 | 67,7   |
| <i>Chone americanus</i>                    | Polychaeta    | 21 | 67,7   |
| <i>Glycera lapidum</i>                     | Polychaeta    | 21 | 67,7   |
| <i>Aonides mayaguezensis</i>               | Polychaeta    | 20 | 64,5   |
| <i>Chaetozone spp.</i>                     | Polychaeta    | 20 | 64,5   |
| <i>Lumbrinerides sp. 3</i>                 | Polychaeta    | 20 | 64,5   |
| <i>Lumbrineris sp. 2</i>                   | Polychaeta    | 20 | 64,5   |
| <i>Puelche sp. nov. 3</i>                  | Crustacea     | 20 | 64,5   |
| <i>Ampelisca brevisimulata</i>             | Crustacea     | 19 | 61,3   |
| <i>Ancistrosyllis hartmanae</i>            | Polychaeta    | 19 | 61,3   |
| <i>Aricidea (Acmira) cf. taylori</i>       | Polychaeta    | 19 | 61,3   |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 2</i>             | Polychaeta    | 19 | 61,3   |
| <i>Prionospio cristata</i>                 | Polychaeta    | 19 | 61,3   |
| <i>Hesionura laubieri</i>                  | Polychaeta    | 18 | 58,1   |
| <i>Paraleiopus macrochelis</i>             | Crustacea     | 18 | 58,1   |
| <i>Eurydice elongata</i>                   | Crustacea     | 17 | 54,8   |
| <i>Microphoxus uroserratus</i>             | Crustacea     | 17 | 54,8   |
| <i>Rullierinereis sp.</i>                  | Polychaeta    | 17 | 54,8   |
| <i>Tiburonella viscana</i>                 | Crustacea     | 17 | 54,8   |
| <i>Aphelochoaeta spp.</i>                  | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| <i>Gaulleriella apicula</i>                | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| <i>Cirrophorus sp. 3</i>                   | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| <i>Glycera oxycephala</i>                  | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| <i>Mooreonuphis intermedia</i>             | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| Oedicerotidae                              | Crustacea     | 16 | 51,6   |
| <i>Salvatoria sp. 1</i>                    | Polychaeta    | 16 | 51,6   |
| Total de amostras = 93                     |               |    |        |

Tabela 5. Frequência de ocorrência total (FT) e relativa (FR) das espécies coletadas nas 33 estações da campanha realizadas no período seco, com valores > 50 %.

| TÁXON                                   | GRUPO           | FT | FR (%) |
|-----------------------------------------|-----------------|----|--------|
| Nemertinea                              | Nemertinea      | 33 | 100,0  |
| Sipuncula                               | Sipunculida     | 30 | 90,9   |
| <i>Goniadides carolinae</i>             | Polychaeta      | 28 | 84,8   |
| <i>Aphelochaeta spp.</i>                | Polychaeta      | 24 | 72,7   |
| <i>Heteropodarke spp.</i>               | Polychaeta      | 24 | 72,7   |
| <i>Cirratulidae spp.</i>                | Polychaeta      | 23 | 69,7   |
| <i>Protodorvillea kefersteini</i>       | Polychaeta      | 23 | 69,7   |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 2</i>          | Polychaeta      | 22 | 66,7   |
| <i>Cauleriella spp.</i>                 | Polychaeta      | 21 | 63,6   |
| <i>Glycera oxycephala</i>               | Polychaeta      | 20 | 60,6   |
| <i>Metharpinia sp. 1</i>                | Crustacea       | 20 | 60,6   |
| <i>Puelche sp. 1</i>                    | Crustacea       | 20 | 60,6   |
| <i>Sphaerosyllis sp. 3</i>              | Polychaeta      | 20 | 60,6   |
| <i>Parexogone sp. 3</i>                 | Polychaeta      | 19 | 57,6   |
| <i>Ancistrosyllis hartmanae</i>         | Polychaeta      | 18 | 54,5   |
| <i>Cirrophorus sp. 3</i>                | Polychaeta      | 18 | 54,5   |
| <i>Dispio sp. A</i>                     | Polychaeta      | 18 | 54,5   |
| <i>Lumbrinerides sp. 3</i>              | Polychaeta      | 18 | 54,5   |
| Anfiexo                                 | Cephalochordata | 17 | 51,5   |
| <i>Aricidea (Acmira) cf. catharinae</i> | Polychaeta      | 17 | 51,5   |
| <i>Chaetozone spp.</i>                  | Polychaeta      | 17 | 51,5   |
| <i>Hesionura laubieri</i>               | Polychaeta      | 17 | 51,5   |
| <i>Puelche sp. 3</i>                    | Crustacea       | 17 | 51,5   |
| Total de amostras = 99                  |                 |    |        |

### 3.3. Indicadores de Estrutura de Comunidade

A biomassa relativa dos principais grupos taxonômicos diferiu com relação às duas campanhas de amostragem. No período chuvoso, a biomassa relativa correspondeu em ordem decrescente a Polychaeta, Mollusca e Crustacea (Figura 5A), enquanto no período seco predominou Mollusca, seguindo-se Polychaeta, Echinodermata e Crustacea (Figura 5B).

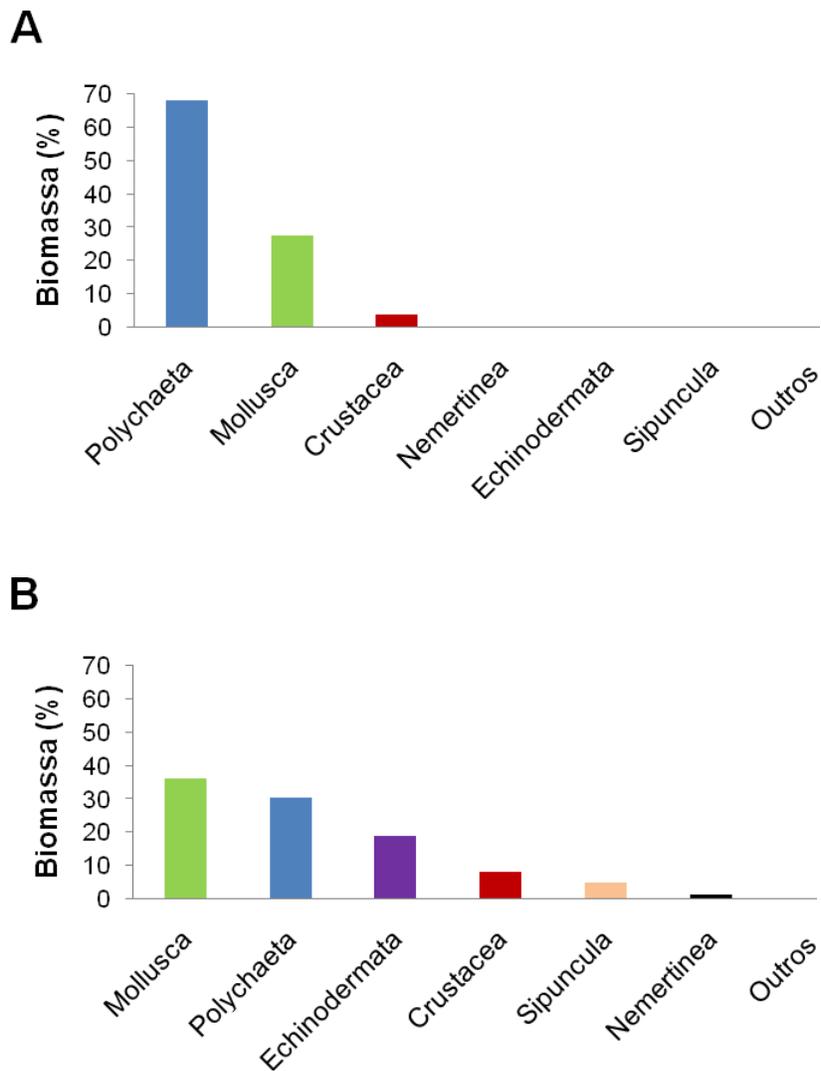


Figura 5. Biomassa relativa (%) dos grupos taxonômicos registrados nas estações sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009. A balança de alta precisão utilizada não conseguiu detectar o peso de alguns grupos de organismos pouco abundantes no período chuvoso.

Já a abundância relativa dos principais grupos taxonômicos correspondeu em ordem decrescente, em ambas as campanhas, a Polychaeta (64%) e Crustacea (cerca de 28%), seguindo-se respectivamente Nemertinea, Sipunculida, Mollusca e Echinodermata, estes com valores inferiores a 6% (Figura 6A, B).

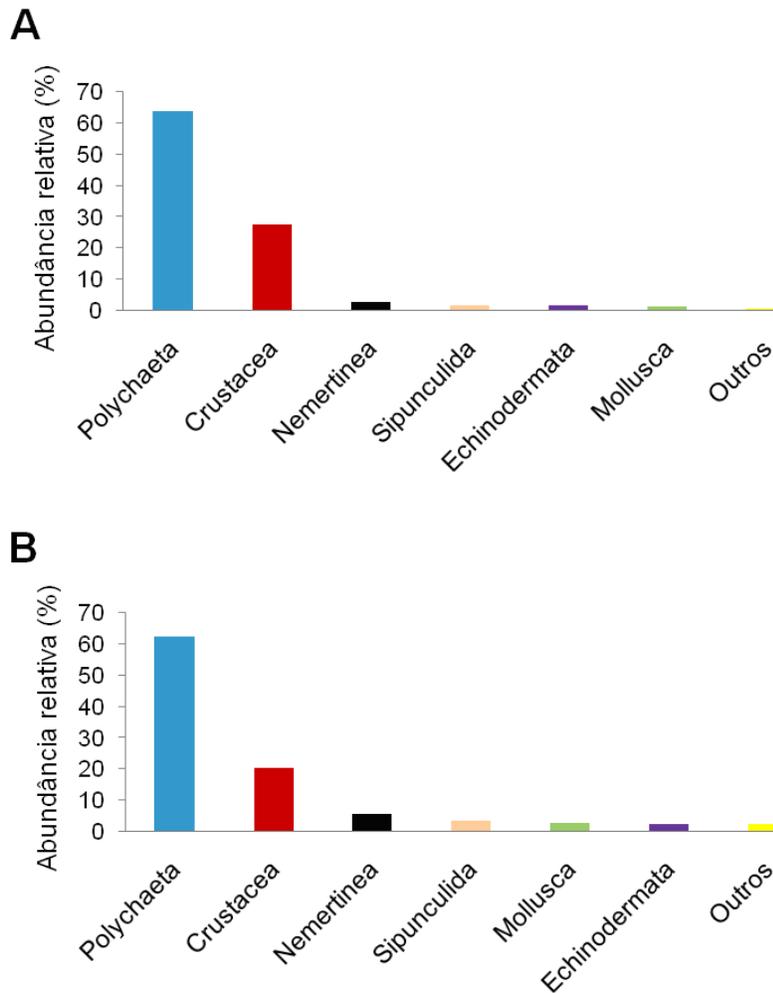


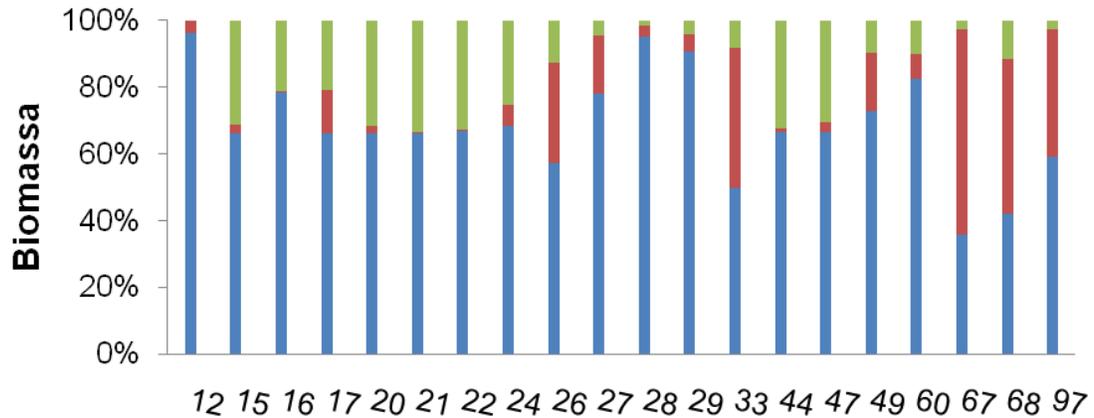
Figura 6. Abundância relativa (%) dos grupos taxonômicos registrados nas estações sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

### 3.3.1. Indicadores de Estrutura x Variação Batimétrica

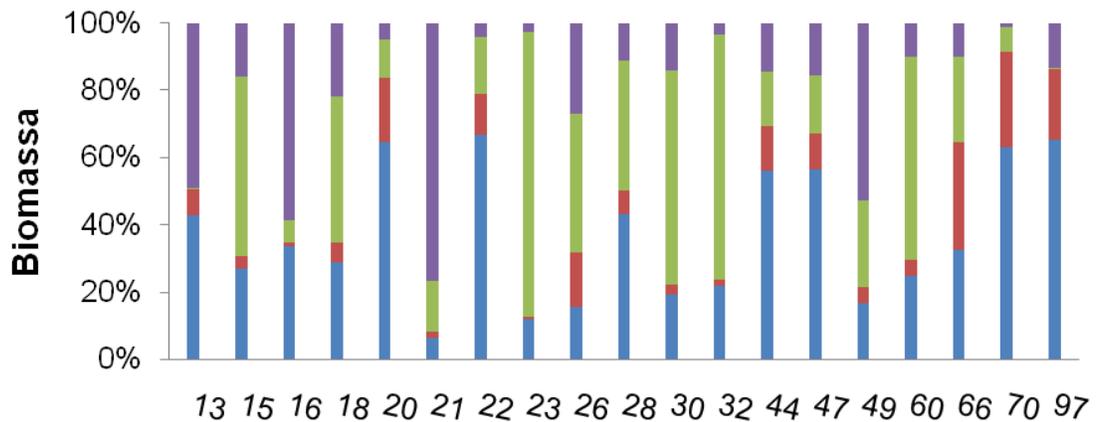
Considerando a profundidade de cada estação de coleta em ambas as campanhas, observou-se no período chuvoso o predomínio de poliquetas com mais de 50% da biomassa relativa em todas as profundidades, excetuando as mais profundas, em que crustáceos prevaleceram a partir de 67 m (Figura 7A). Já no

período seco, poliquetas, moluscos e equinodermas co-dominaram, enquanto crustáceos apresentaram maior biomassa também nas maiores profundidades amostradas (Figura 7B).

**A**



**B**



**Profundidade (m)**

■ Polychaeta ■ Crustacea ■ Mollusca ■ Echinodermata

Figura 7. Biomassa relativa (%) dos principais grupos taxonômicos registrados das estações sob influência da desembocadura do RPS em relação à profundidade, nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

O número de táxons em ambas as campanhas de amostragem apresentou uma tendência a valores mais elevados nas estações com profundidade > 50m.

Ressalta-se ainda a maior riqueza de táxons no período chuvoso (Figura 8A, B). Em ambas as campanhas, a riqueza diferiu significativamente entre os três estratos de profundidade considerados, a saber 1: < 25m, 2: 25–50m, 3: > 50m (Tabela 6A, B).

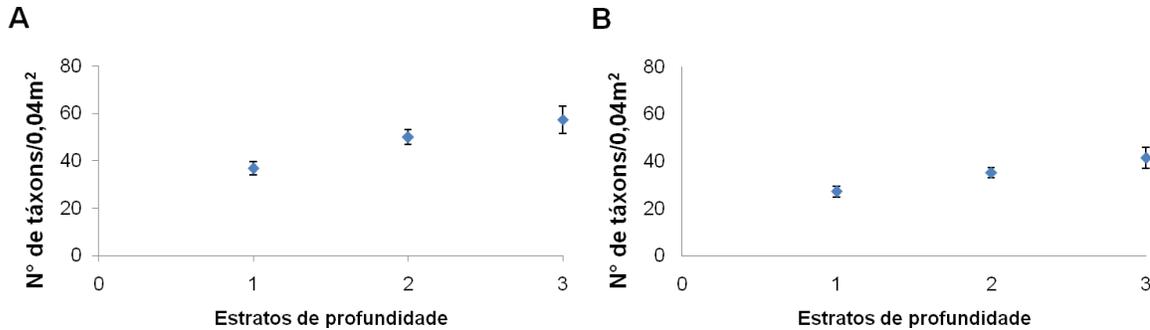


Figura 8. Número de táxons da macrofauna bentônica coletada nas profundidades das estações (N = 3 réplicas por estação) sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

A densidade da macrofauna bentônica nas duas campanhas de amostragem também apresentou uma tendência a valores mais elevados nas estações de profundidade > 50m, com valores 2 a 3 vezes superiores no período chuvoso em relação ao seco (Figura 9A, B). Em ambas as campanhas, registrou-se picos de densidade em estratos de profundidade intermediários (25-50m) e mais profundos (> 50m), com diferenças significativas entre eles (Tabela 6A, B).

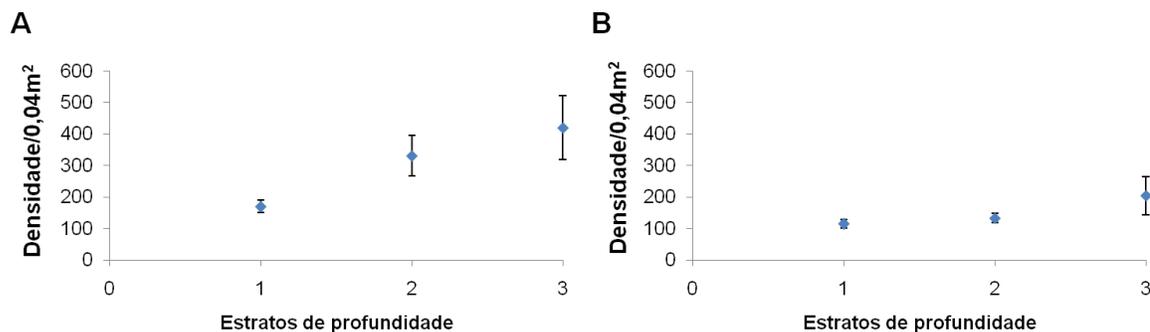


Figura 9. Densidade da macrofauna bentônica (indivíduos/0,04m<sup>2</sup>) coletada nas profundidades das estações (N = 3 réplicas por estação) sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009. Ressalta-se as diferentes escalas no eixo y.

Assim como os demais indicadores numéricos de estrutura de comunidade, a diversidade e a uniformidade de espécies apresentaram uma tendência a valores mais elevados nas estações com profundidades superiores a 50 m, principalmente na campanha realizada no período seco (Figuras 10A, B; 11A, B), refletindo em

diferenças significativas entre os estratos de profundidade apenas nesta campanha para ambos indicadores (Tabela 6). Já a dominância de Simpsons revelou valores mais elevados em cada estrato de profundidade, com picos a 16, 28 e 67m no período chuvoso (Figura 12A) e a 16 e 67m no período seco (Figura 12B), com diferenças significativas nos dois períodos (Tabela 6).

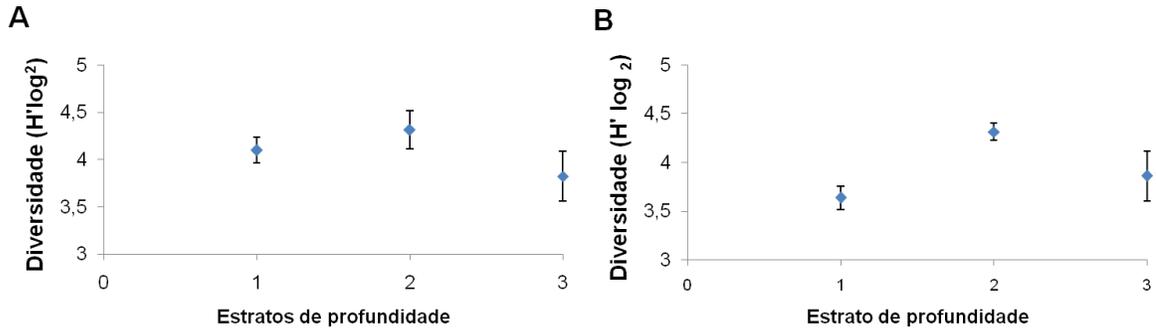


Figura 10. Diversidade de Shannon da macrofauna bentônica coletada nas profundidades das estações (N = 3 réplicas por estação) sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

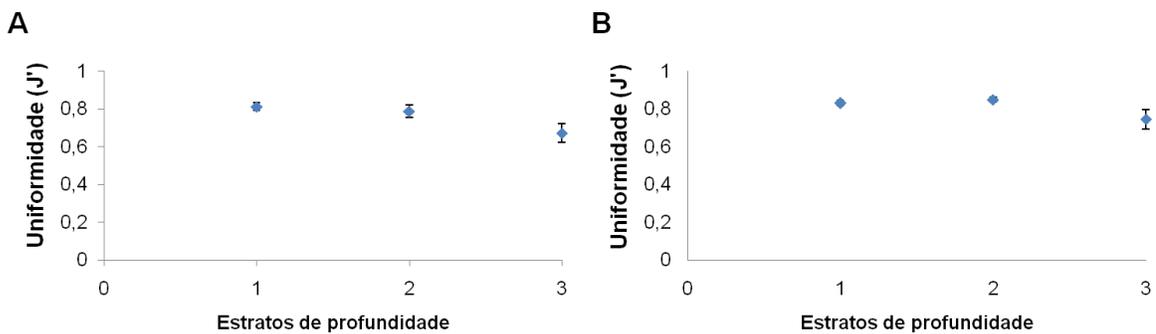


Figura 11. Uniformidade de Pielou da macrofauna bentônica coletada nas profundidades das estações (N = 3 réplicas por estação) sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

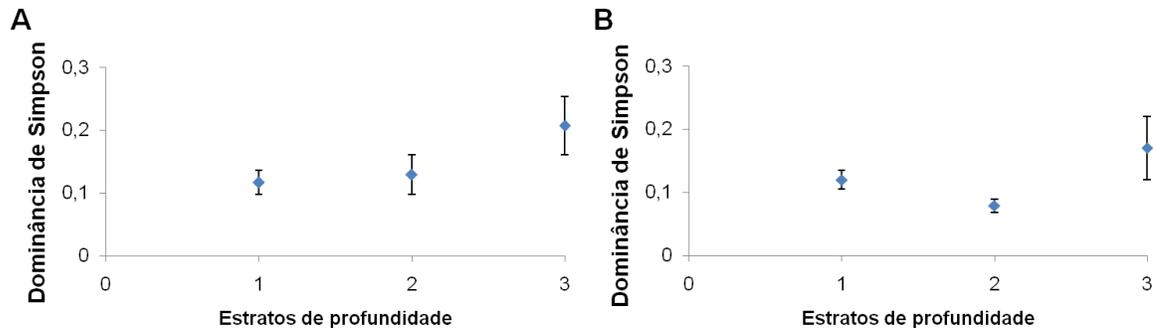


Figura 12. Dominância de Simpson da macrofauna bentônica coletada nas profundidades das estações (N = 3 réplicas por estação) sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009.

Tabela 6. Resultados da análise de variância (ANOVA) para os indicadores numéricos de estrutura de comunidade entre os três estratos de profundidade (1: < 25m, 2: 25–50m, 3: > 50m) nas campanhas realizadas nos períodos chuvoso e seco de 2009.

|                          | Período Chuvoso |    |        |       |           | Período Seco |    |        |      |          |
|--------------------------|-----------------|----|--------|-------|-----------|--------------|----|--------|------|----------|
|                          | SS              | GL | MS     | F     | p         | SS           | GL | MS     | F    | p        |
| <b>Riqueza</b>           |                 |    |        |       |           |              |    |        |      |          |
| EstratoProf              | 5810,9          | 2  | 2905,5 | 8,548 | 0,0004**  | 2682,11      | 2  | 1341,1 | 5,79 | 0,0042** |
| Erro                     | 30588,9         | 90 | 339,9  |       |           | 22238,2      | 96 | 231,65 |      |          |
| <b>Densidade</b>         |                 |    |        |       |           |              |    |        |      |          |
| EstratoProf              | 862568          | 2  | 431284 | 5,841 | 0,0041**  | 80931        | 2  | 40466  | 3,17 | 0,0463*  |
| Erro                     | 6645328         | 90 | 73837  |       |           | 1224267      | 96 | 12753  |      |          |
| <b>Diversidade (H')</b>  |                 |    |        |       |           |              |    |        |      |          |
| EstratoProf              | 2,296           | 2  | 1,148  | 1,1   | 0,3347 NS | 9,01         | 2  | 4,51   | 6,71 | 0,0019** |
| Erro                     | 93,247          | 90 | 1,036  |       |           | 64,39        | 96 | 0,67   |      |          |
| <b>Uniformidade (J')</b> |                 |    |        |       |           |              |    |        |      |          |
| EstratoProf              | 0,18804         | 2  | 0,094  | 3,63  | 0,0305*   | 0,1          | 2  | 0,048  | 3,56 | 0,0324*  |
| Erro                     | 2,33246         | 90 | 0,026  |       |           | 1,3          | 96 | 0,014  |      |          |

\* p < 0,05; \*\* p < 0,001; NS: não significativo

A riqueza acumulada de espécies apresentou-se permanentemente mais elevada no período chuvoso em relação ao período seco, com valores superiores independente do número de amostras (Figura 13).

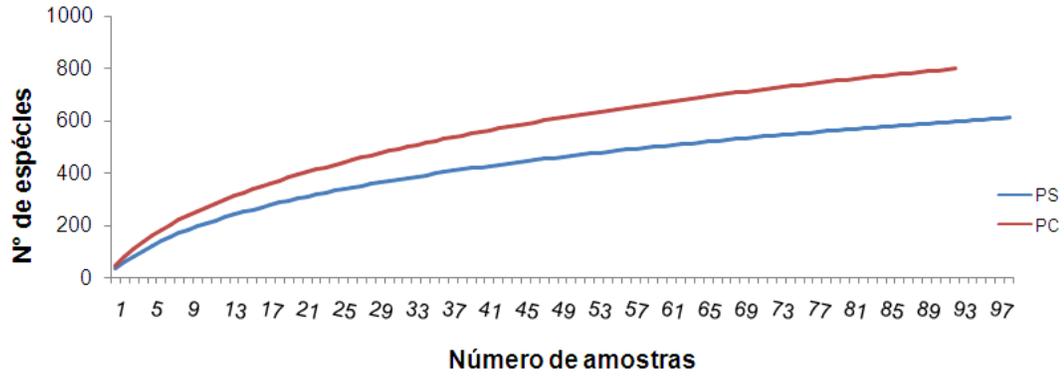
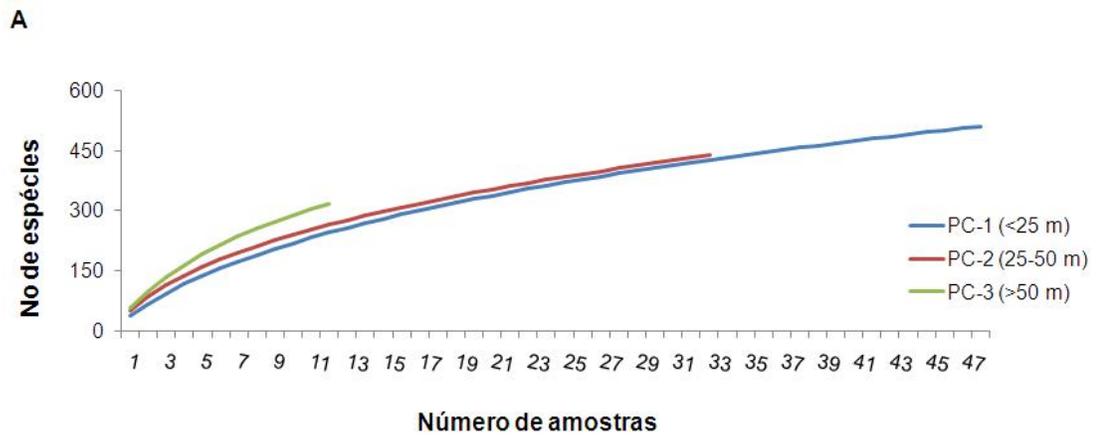


Figura 13. Número de espécies acumuladas em relação ao número de amostras coletadas durante as campanhas realizadas no período chuvoso e seco de 2009.

Considerando cada campanha separadamente (Figura 14A, B), observou-se em ambas que independente do número de amostras, o estrato mais profundo (> 50 m) apresentou a maior riqueza acumulada, seguindo-se o estrato intermediário (25-50 m) mais similar ao estrato de profundidades mais rasas (< 25m).



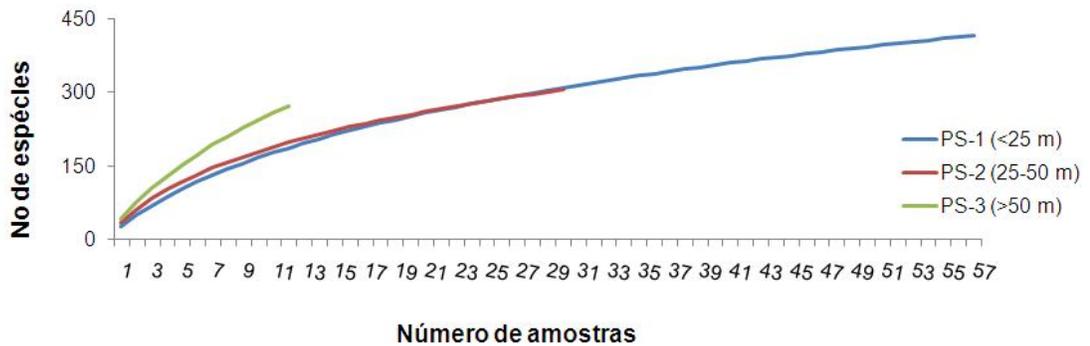
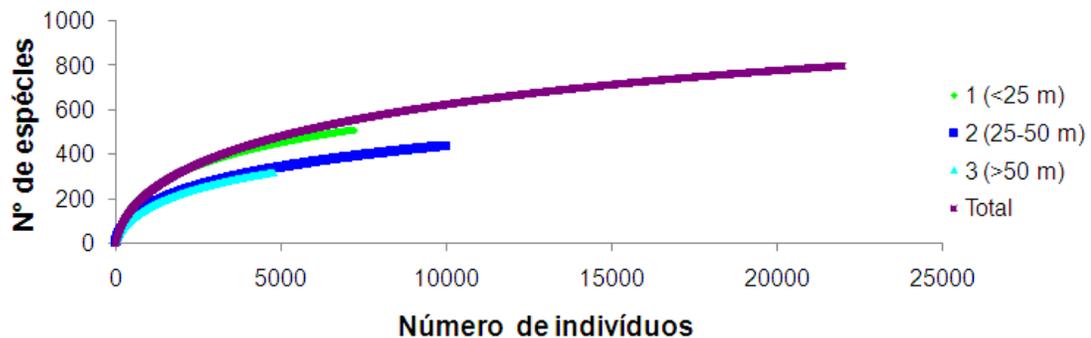
**B**

Figura 14. Número de espécies acumuladas em relação ao número de amostras coletadas durante as campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009, considerando os três estratos de profundidade separadamente.

Já a curva de rarefação de ambas as campanhas, considerando os três estratos de profundidade separadamente, apresentou valores constantemente mais elevados em águas mais rasas (< 25m), seguindo-se o estrato intermediário (25-50m) mais similar ao estrato de profundidades inferiores (> 50m). Vale ressaltar os valores totais de riqueza de espécies e de indivíduos superiores no período chuvoso em relação ao período seco (Figura 15A, B).

**A**

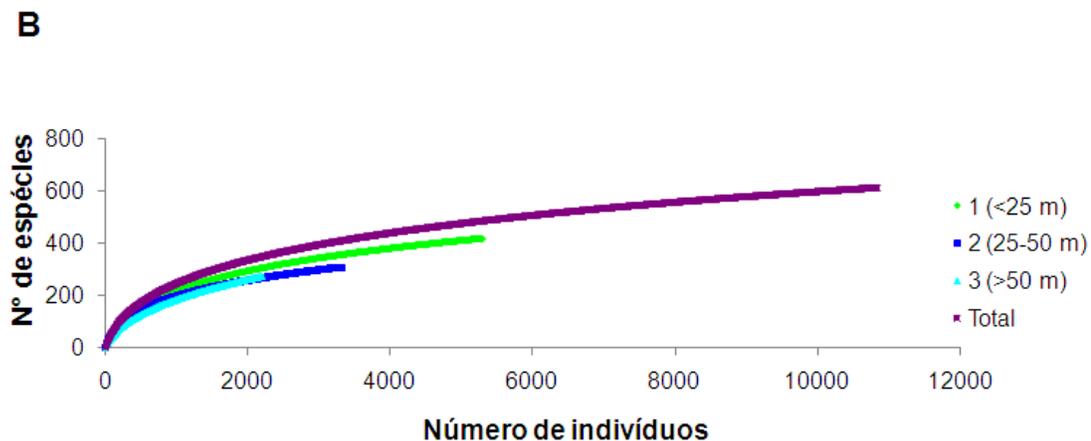


Figura 15. Curva de rarefação das amostras coletadas durante as campanhas realizadas no período chuvoso (A) e seco (B) de 2009, considerando os três estratos de profundidade separadamente e o total.

Na análise de componentes principais (PCA), considerando ambas as campanhas, os dois principais eixos explicaram 43% da variância total. O eixo I explicou 21% da variância total e revelou as maiores correlações dos indicadores de estrutura riqueza, densidade total com a profundidade e inversa com a temperatura e com a uniformidade (Figura 16). A diversidade, representada pelo índice de Shannon apresentou uma relação positiva com a distância da desembocadura e com a salinidade, e negativa com os parâmetros do sedimento tamanho médio do grão, selecionamento, conteúdo de matéria orgânica e carbonato total. O diagrama evidencia uma relação direta dos descritores de estrutura com um gradiente de profundidade e de distância da desembocadura do RPS nos estratos intermediário e profundo, enquanto as estações <25m apresentaram uma relação positiva com os parâmetros do sedimento (Figura 16).

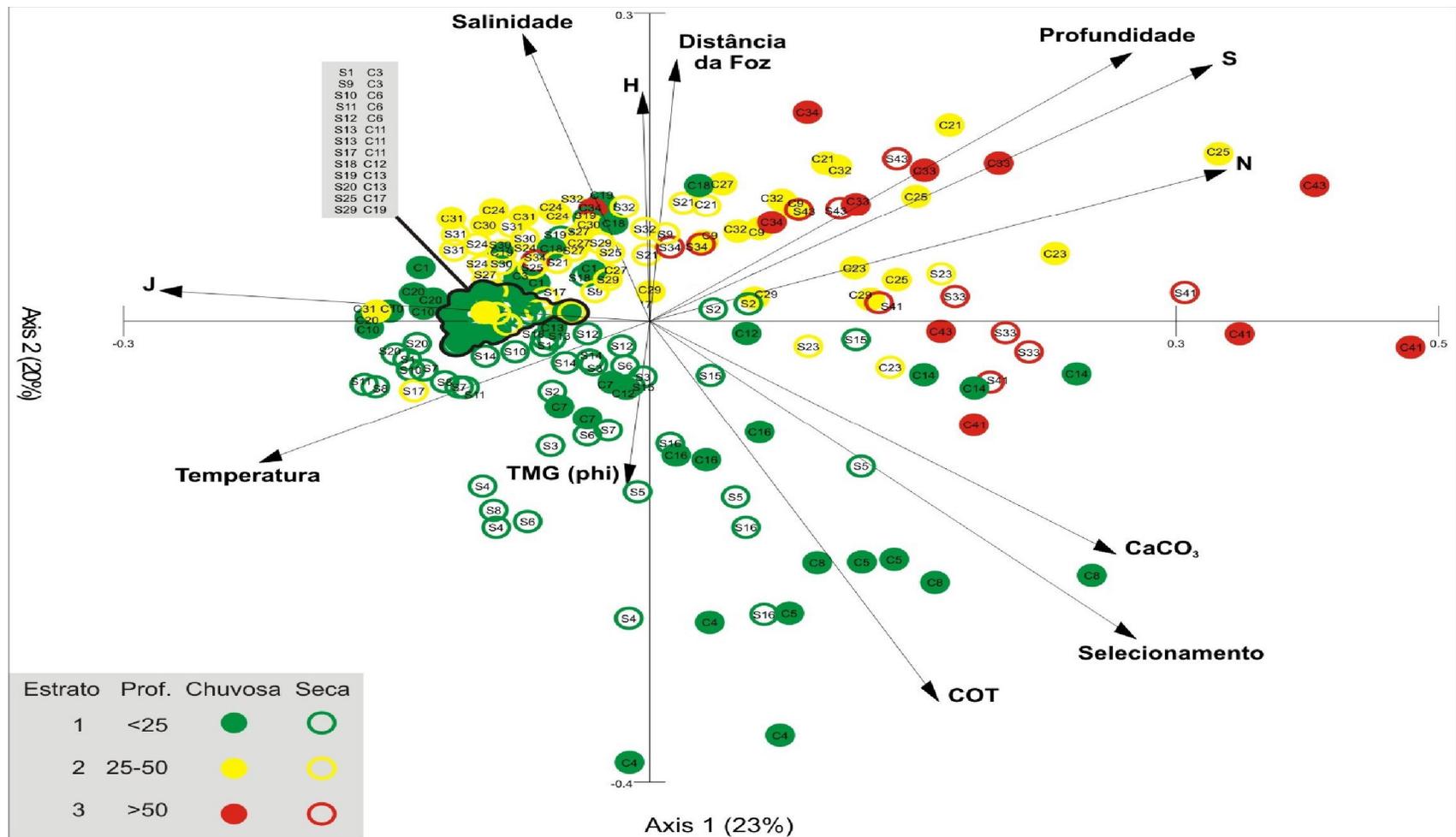


Figura 16. Análise dos componentes principais (PCA) considerando os indicadores de estrutura da comunidade riqueza (S), densidade total (N), diversidade (H), uniformidade (J), profundidade, distância da desembocadura e os parâmetros ambientais temperatura, salinidade e do sedimento tamanho médio do grão (TMG-phi), carbono orgânico total (COT), selecionamento e carbonato total (CaCO<sub>3</sub>) nos três estratos de profundidade (1: <25 m, 2: 25–50 m, 3: >50 m) das estações sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas nos períodos chuvoso e seco de 2009.

### 3.3.2. Associação de Espécies – Análise Espacial e Temporal Comparativa

A análise de ordenação nMDS no período chuvoso, evidenciou a separação das estações do estrato 3, de maior profundidade (> 50m) em relação as dos demais estratos (1: < 25m; 2: 25-50m), mais similares e próximos no diagrama (Figura 17). A análise de similaridade (ANOSIM) evidenciou uma diferença significativa ( $p = 0,1\%$ ,  $R = 0,271$ ) entre os três estratos de profundidade.

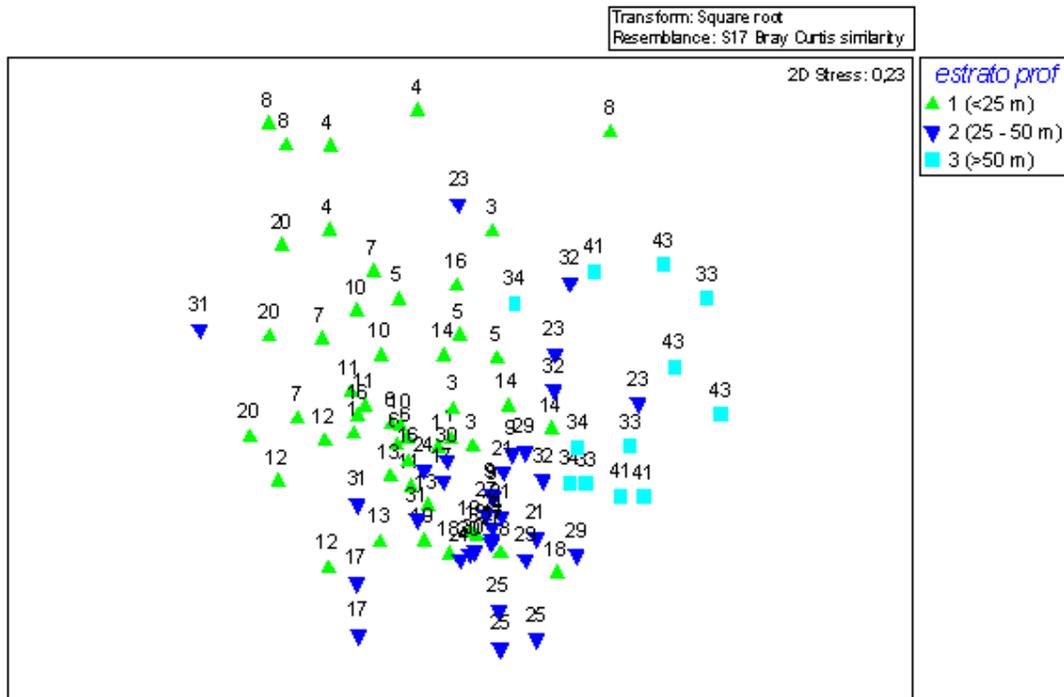


Figura 17. Método de ordenamento multidimensional n-MDS (coeficiente de similaridade de Bray-Curtis) considerando as espécies com mais de 0,5% de abundância relativa em cada estação de coleta da campanha correspondente ao período chuvoso de 2009, nos três estratos de profundidade (N = 3 réplicas por estação).

A análise SIMPER definiu as espécies que mais contribuíram para a similaridade dentre os estratos de profundidade das estações de coleta (Tabela 7). No período chuvoso, o estrato 1 mais raso apresentou uma similaridade média de 16,7%, com uma espécie, o poliqueta *Goniadides carolinae*, contribuindo com cerca de 41% de similaridade (Tabela 7). O estrato 2 intermediário apresentou uma

similaridade média de 20,2%, com 6 táxons responsáveis por cerca de 50% desta similaridade, refletindo em uma baixa dominância. Ressalta-se que destes principais táxons, dois foram contribuidores comuns ao estrato 1. O estrato 3 mais profundo apresentou a maior similaridade média 22,2%, com apenas o crustáceo *Phtisica marina* contribuindo com 42% de similaridade (Tabela 7).

Tabela 7. Análise SIMPER com a contribuição cumulativa percentual dos táxons para a similaridade dentre e entre os estratos de profundidade das estações de coleta da campanha realizada no período chuvoso de 2009.

|                                                                      | Espécies                                                   | Densidade Média* | Contribuição (%) | Cumulativa (%) |
|----------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------|------------------|------------------|----------------|
| <b>Grupo 1 (&lt;25 metros)</b><br><b>Similaridade média = 16,70</b>  | <i>Goniadides carolinae</i>                                | 11,38            | 41,21            | 41,21          |
|                                                                      | <i>Sphaerosyllis</i> sp. 3                                 | 6,73             | 10,04            | 51,25          |
|                                                                      | <i>Heteropodarke</i> sp. A                                 | 3,21             | 6,62             | 57,87          |
|                                                                      | <i>Puelche</i> sp. nov. 3                                  | 1,5              | 6,44             | 64,31          |
|                                                                      | <i>Aricidea</i> ( <i>Aricidea</i> ) cf. <i>albatrossae</i> | 6,52             | 6,24             | 70,56          |
|                                                                      | <i>Puelche</i> sp. nov. 1                                  | 1,19             | 4,14             | 74,70          |
|                                                                      | <i>Prionospio</i> sp. L                                    | 1,17             | 4,12             | 78,81          |
| <b>Grupo 2 (25 - 50 metros)</b><br><b>Similaridade média = 20,21</b> | <i>Chone americanus</i>                                    | 99,15            | 15,23            | 15,23          |
|                                                                      | <i>Sphaerosyllis</i> sp. 3                                 | 11,79            | 9,05             | 24,28          |
|                                                                      | <i>Protodorvillea kefersteini</i>                          | 5,45             | 7,87             | 32,15          |
|                                                                      | <i>Puelche</i> sp. nov. 1                                  | 6,21             | 7,64             | 39,79          |
|                                                                      | <i>Lumbrineris</i> sp. 2                                   | 4,18             | 6,26             | 46,05          |
|                                                                      | <i>Goniadides carolinae</i>                                | 7,33             | 6,03             | 52,08          |
|                                                                      | <i>Heteropodarke</i> sp. A                                 | 4,21             | 4,56             | 56,64          |
|                                                                      | <i>Syllis guidae</i>                                       | 3,94             | 4,45             | 61,09          |
|                                                                      | <i>Exogone</i> ( <i>Exogone</i> ) sp. 2                    | 5,91             | 4,13             | 65,22          |
|                                                                      | <i>Prionospio cristata</i>                                 | 4,58             | 3,73             | 68,95          |
|                                                                      | <i>Ampelisca brevisimulata</i>                             | 4,00             | 3,67             | 72,62          |
| <i>Hesionura laubieri</i>                                            | 3,15                                                       | 3,08             | 75,71            |                |
| <i>Puelche</i> sp. nov. 3                                            | 4,36                                                       | 3,01             | 78,72            |                |
| <b>Grupo 3 (&gt;50 metros)</b><br><b>Similaridade média = 22,24</b>  | <i>Phtisica marina</i>                                     | 52,67            | 42,47            | 42,47          |
|                                                                      | <i>Spiophanes</i> sp. A                                    | 47,25            | 25,57            | 68,04          |
|                                                                      | <i>Exogone</i> ( <i>Exogone</i> ) sp. 2                    | 14,83            | 9,67             | 77,71          |
|                                                                      | <i>Chevalia</i> SP. 2                                      | 10,50            | 3,48             | 81,19          |

\*Densidade Média =  $N^{\circ} \text{ ind.}/0,04\text{m}^2$  (Valores de Densidade transformados em raiz quadrada( $\sqrt{\quad}$ ))

No período seco, a análise de ordenação nMDS evidenciou uma maior separação das estações do estrato 3 mais profundo com os demais estratos de profundidade, mais unidos entre si em relação à campanha de verão (Figura 18). A

análise de similaridade (ANOSIM) não evidenciou diferenças significativas entre os estratos 1 X 2 ( $p = 11,3\%$ ,  $R = 0,049$ ), mas entre os estratos 1 X 3 ( $p = 0,1\%$ ,  $R = 0,358$ ) e 2 X 3 ( $p = 0,1\%$ ,  $R = 0,672$ ).

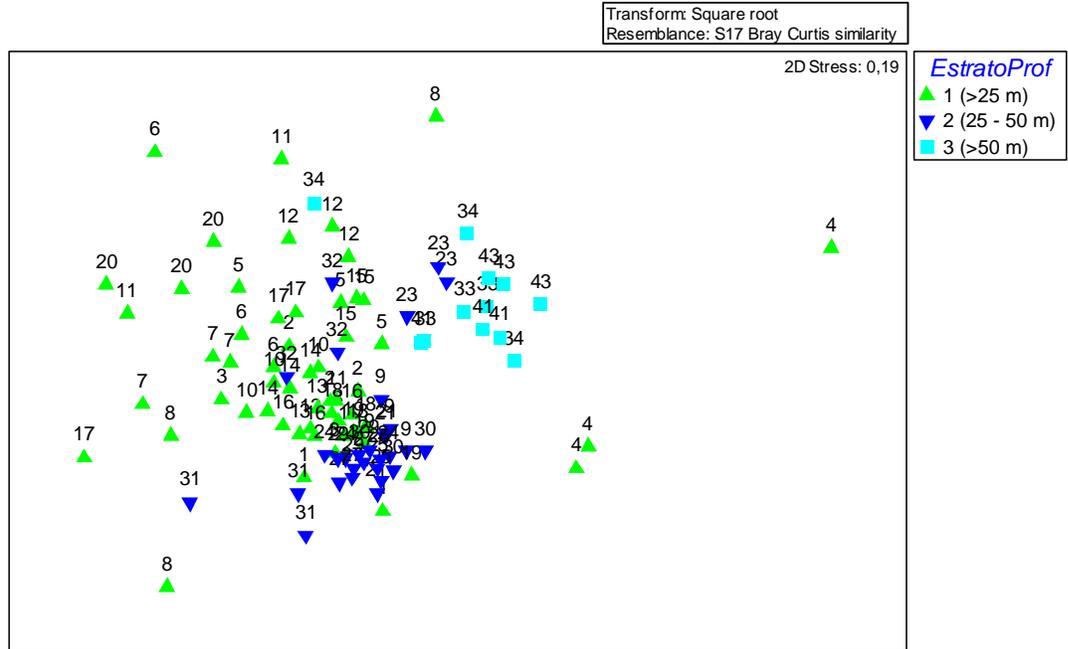


Figura 18. Método de ordenamento multidimensional n-MDS (coeficiente de similaridade de Bray-Curtis) considerando as espécies com mais de 0,5 % de abundância relativa em cada estação de coleta da campanha corresponde ao período seco de 2009, nos três estratos de profundidade (N = 3 réplicas por estação).

A análise SIMPER no período seco, apresentou o estrato 1 mais raso com uma similaridade média de 20,2%, e com mais espécies contribuindo por até 50% dessa similaridade como *Goniadides carolinae*, *Apoprionospio dayi* e *Protodorvillea kefersteini* (Tabela 8). O estrato 2 intermediário com uma similaridade média de 34% apresentou cinco espécies de poliquetas responsáveis por até 50% desta similaridade, sendo 3 comuns ao estrato 1. O estrato 3 mais profundo apresentou a maior similaridade média 35,6% e, como na campanha anterior, a contribuição principal deveu-se aos poliquetas *Spiophanes* sp. A (31%) e *Prionospio* sp (20%) (Tabela 8).

Tabela 8. Análise SIMPER com a contribuição cumulativa percentual dos táxons para a similaridade dentro e entre os estratos de profundidade das estações de coleta da campanha realizada no período seco de 2009.

|                                                                           | <b>Espécies</b>                   | <b>Densidade Média*</b> | <b>Contribuição (%)</b> | <b>Cumulativa (%)</b> |
|---------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------|-------------------------|-------------------------|-----------------------|
| <b>Grupo 1<br/>(&lt;25 metros)<br/>Similaridade<br/>média =<br/>20,19</b> | <i>Goniadides carolinae</i>       | 2,76                    | 33,65                   | 33,65                 |
|                                                                           | <i>Apoprionospio dayi</i>         | 1,01                    | 7,29                    | 40,94                 |
|                                                                           | <i>Protodorvillea kefersteini</i> | 1,11                    | 6,63                    | 47,57                 |
|                                                                           | <i>Sphaerosyllis</i> sp. 3        | 1,21                    | 6,09                    | 53,66                 |
|                                                                           | <i>Glycera oxycephala</i>         | 0,62                    | 5,64                    | 59,30                 |
|                                                                           | <i>Exogone (Exogone)</i> sp. 2    | 0,71                    | 4,39                    | 63,69                 |
|                                                                           | <i>Ancistrosyllis hartmanae</i>   | 0,54                    | 3,59                    | 67,28                 |
|                                                                           | <i>Hesionura laubieri</i>         | 0,67                    | 3,24                    | 70,52                 |
|                                                                           | <i>Puelche</i> sp. 1              | 0,43                    | 2,69                    | 73,21                 |
|                                                                           | <i>Cirrophorus</i> sp. 3          | 0,59                    | 2,68                    | 75,89                 |
|                                                                           | <i>Parexogone</i> sp. 3           | 0,48                    | 2,07                    | 77,95                 |
| <b>Grupo 2 (25 - 50 metros)<br/>Similaridade<br/>média =33,97</b>         | <i>Protodorvillea kefersteini</i> | 2,10                    | 15,52                   | 15,52                 |
|                                                                           | <i>Goniadides carolinae</i>       | 2,11                    | 12,20                   | 27,72                 |
|                                                                           | <i>Exogone (Exogone)</i> sp. 2    | 1,42                    | 8,37                    | 36,09                 |
|                                                                           | <i>Sphaerosyllis</i> sp. 3        | 1,62                    | 8,10                    | 44,20                 |
|                                                                           | <i>Syllis guidae</i>              | 1,37                    | 7,42                    | 51,61                 |
|                                                                           | <i>Puelche</i> sp. 3              | 0,86                    | 4,98                    | 56,60                 |
|                                                                           | <i>Puelche</i> sp. 1              | 0,97                    | 4,94                    | 61,54                 |
|                                                                           | <i>Prionospio</i> sp. L           | 0,84                    | 4,04                    | 65,58                 |
|                                                                           | <i>Hesionura laubieri</i>         | 1,01                    | 3,97                    | 69,55                 |
|                                                                           | <i>Parexogone</i> sp. 3           | 0,96                    | 3,81                    | 73,37                 |
|                                                                           | <i>Chone americana</i>            | 1,09                    | 3,20                    | 76,56                 |
|                                                                           | <i>Cirrophorus</i> sp. 3          | 0,92                    | 2,81                    | 79,38                 |
| <b>Grupo 3<br/>(&gt;50 metros)<br/>Similaridade<br/>média =<br/>35,58</b> | <i>Spiophanes</i> sp. A           | 3,64                    | 30,88                   | 30,88                 |
|                                                                           | <i>Prionospio</i> sp.             | 2,17                    | 19,90                   | 50,79                 |
|                                                                           | <i>Spiophanes</i> sp. B           | 1,08                    | 9,03                    | 59,81                 |
|                                                                           | <i>Exogone (Exogone)</i> sp. 2    | 1,68                    | 6,54                    | 66,36                 |
|                                                                           | <i>Chone americana</i>            | 0,82                    | 5,83                    | 72,18                 |
|                                                                           | <i>Laonice weddellia</i>          | 1,13                    | 5,62                    | 77,80                 |

\*Densidade Média =  $N^{\circ}$  ind./0,04m<sup>2</sup> (Valores de Densidade transformados em raiz quadrada( $\sqrt{\quad}$ ))

A análise de correlação canônica confirmou a estreita associação dos estratos 1 (< 25m) e 2 (25-50m) na campanha referente ao período chuvoso, de maior vazão do Rio Paraíba do Sul, em relação ao período seco (Figuras 19, 20). O eixo canônico 1, em ambas as campanhas, foi significativo, apresentando a profundidade, a distância da desembocadura e a temperatura como variáveis mais explicativas, e

com o estrato 3 (> 50m) positivamente associado as primeiras (Figuras 19, 20). O grau de selecionamento e o tamanho médio dos grãos ocorreram como variáveis secundárias, negativamente correlacionadas aos estratos 1 e 2 (Figuras 19, 20). Como táxons associados destacaram-se, em ambas as campanhas, exclusivamente no estrato 3, *Spiophanes* sp. A, *Phtisica marina*, Kamakidae e *Exogone* (*Exogone*) sp. 2, *Chevalia* sp.2, *Parexogone* sp. 6, *Laonice weddellia* e *Microphoxus uroserratus* (Figuras 19, 20). Já os estratos 1 e 2, mais associados no período chuvoso, apresentaram um grupo de 18 espécies comumente relacionadas (Figura 19). No período seco, em que se evidenciou uma maior separação das estações do estrato mais raso com as do estrato intermediário, associou-se ao estrato 1 um grupo de 13 espécies e ao estrato 2, outras 13 (Figura 20).

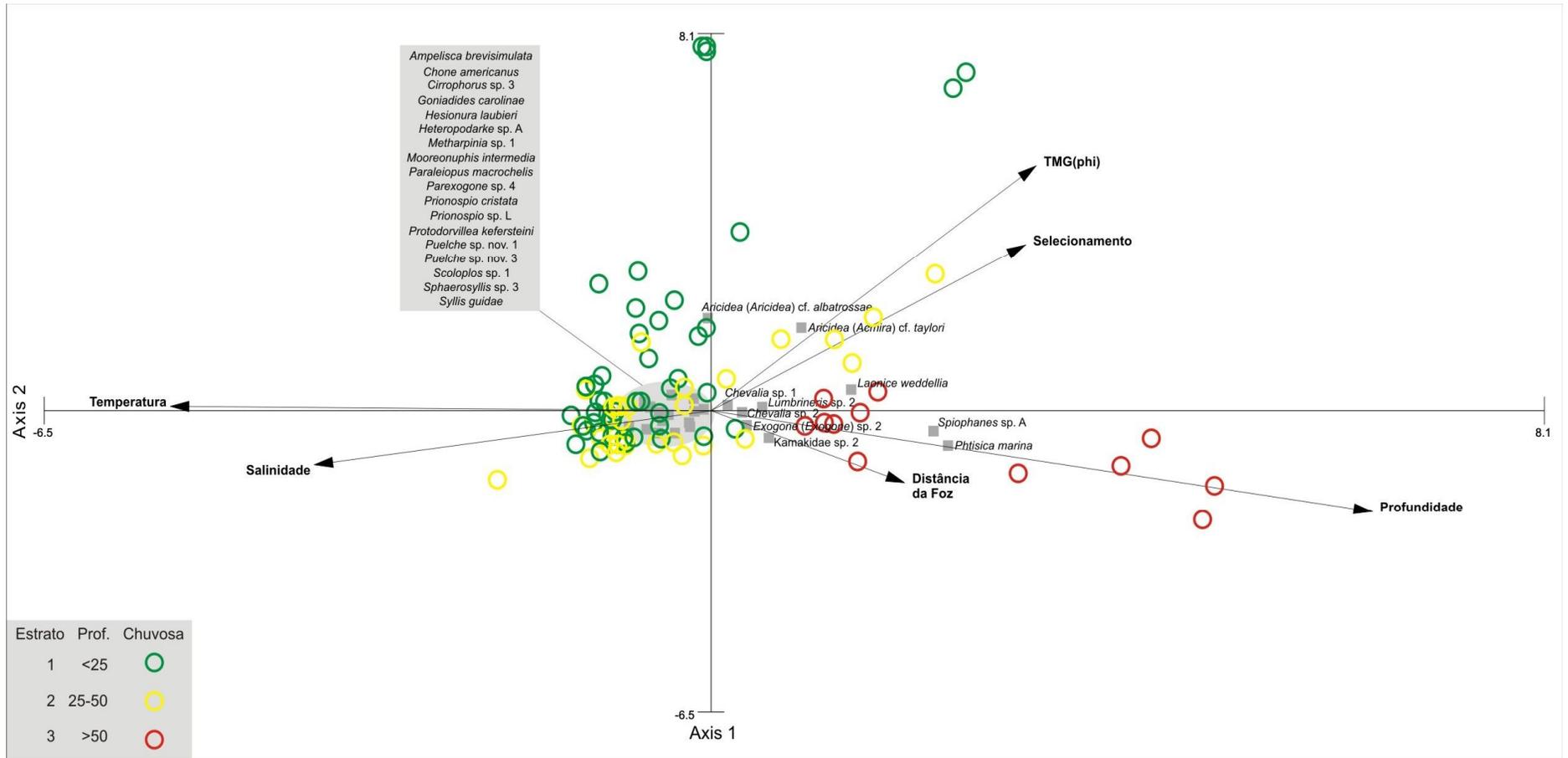


Figura 19. Análise de correlação canônica (CCA) incluindo as espécies macrobentônicas com abundância superior a 0,5 %, os parâmetros ambientais profundidade, temperatura, salinidade, distância da desembocadura e do sedimento tamanho médio do grão (TMG), grau de seleção (Sel), carbono orgânico total (COT) e carbonato total (CaCO<sub>3</sub>) nos três estratos de profundidade (1: <25 m, 2: 25–50 m, 3: >50 m) das estações de coleta sob influência da desembocadura do RPS na campanha realizada no período chuvoso de 2009.

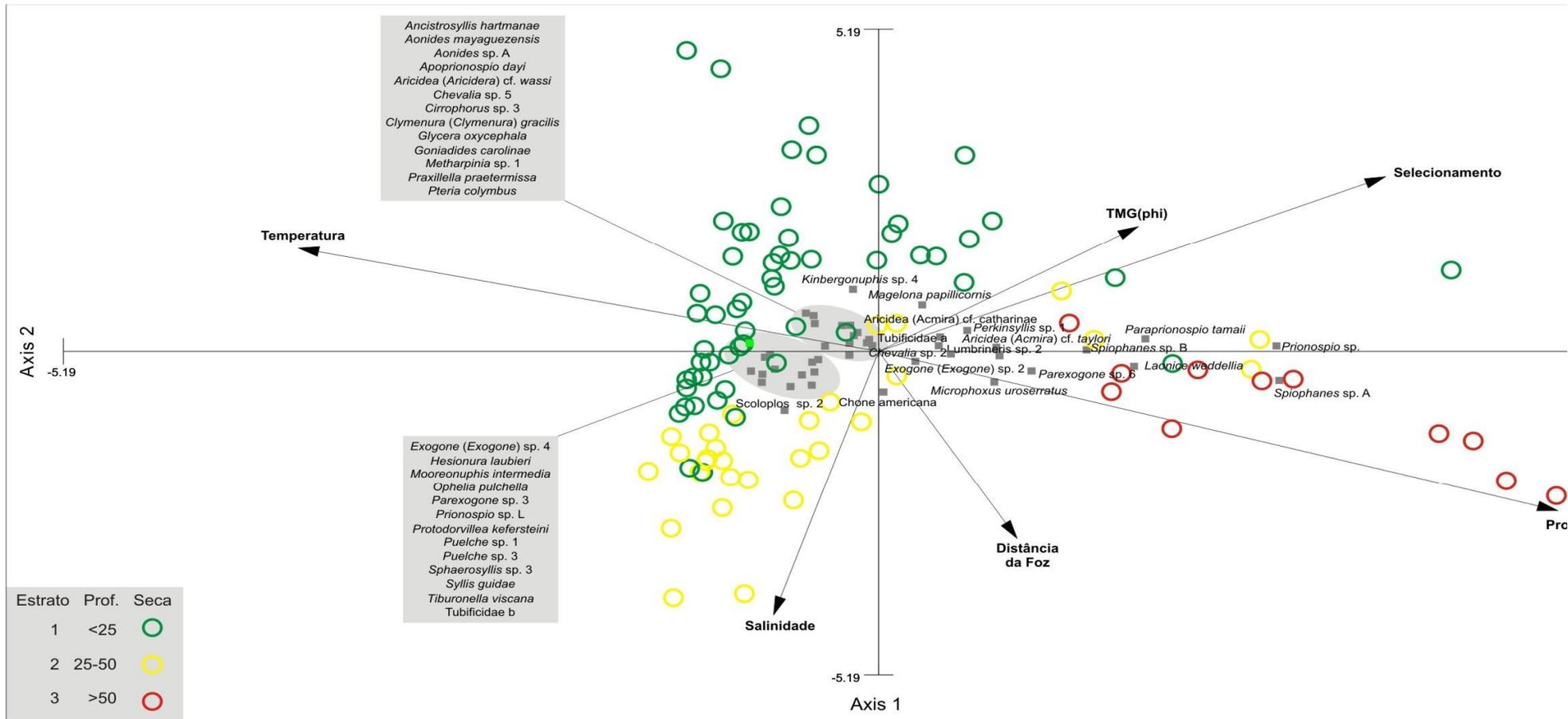


Figura 20. Análise de correlação canônica (CCA) incluindo as espécies macrobentônicas com abundância superior a 0,5 %, os parâmetros ambientais profundidade, temperatura, salinidade, distância da desembocadura e do sedimento tamanho médio do grão (TMG), grau de seleção (Sel), carbono orgânico total (COT) e carbonato total ( $\text{CaCO}_3$ ) nos três estratos de profundidade (1: <25 m, 2: 25–50 m, 3: >50 m) das estações de coleta sob influência da desembocadura do RPS na campanha realizada no período seco de 2009.

#### 4. Discussão

A estrutura da comunidade macrobentônica, representada pelos descritores densidade, riqueza, diversidade e uniformidade de espécies refletiram principalmente a variabilidade espacial na área de influência da desembocadura do RPS, tanto no período chuvoso quanto no seco. As maiores abundâncias relativas corresponderam ao grupo dos poliquetas, bem como as espécies com maior frequência de ocorrência, seguindo-se os crustáceos, preferencialmente nas estações mais profundas. O padrão de dominância da macrofauna bentônica, em que os poliquetas são os mais representativos, é frequentemente observado em estudos que abordam tais comunidades em regiões costeiras por todo o mundo (Diener *et al.*, 1995; Tselepides *et al.*, 2000; Probert *et al.*, 2001; Ellingsen, 2002). Tal padrão resulta no fato de que os poliquetas contribuem consideravelmente para produção secundária macrobentônica da plataforma continental e desempenham um papel fundamental nas cadeias tróficas marinhas devido ao grande número de estratégias alimentares que exibem (Bessa *et al.*, 2007). A preferência de crustáceos por maiores profundidades também é registrada em diversos estudos (Martinez e Adarraga, 2001; Occhipinti-Ambrogi *et al.*, 2002; Jayaraj *et al.*, 2007) e geralmente associados positivamente à fração de areia do sedimento e negativamente à temperatura.

A densidade e a riqueza registradas demonstraram uma relação direta com a profundidade e inversamente proporcional a temperatura. A maior densidade e riqueza encontradas no estrato mais profundo, principalmente no período chuvoso, podem estar relacionadas ao fato da maioria das estações que compuseram este estrato apresentarem temperaturas e salinidade características da ACAS na região do Cabo de São Tomé, região de penetração da ACAS durante o fenômeno de ressurgência na primavera e no verão, trazendo águas ricas em nutrientes. A profundidade e a latitude têm sido reportadas como os principais fatores responsáveis pelos maiores gradientes de riqueza de espécies em fauna de substrato não consolidado (Gray, 2002). A profundidade da coluna d'água é capaz de influenciar o padrão de sedimentação e condições hidrodinâmicas. A região da foz do Rio Paraíba do Sul é marcada por baixas profundidades e forte influência de ventos NE que geram uma conexão entre os processos pelágicos e bentônicos.

A instabilidade ambiental decorrente da flutuação da vazão do Rio Paraíba do Sul pode atuar como um distúrbio severo no estrato de profundidade mais rasa, explicando a menor diversidade. Estudos semelhantes realizados na plataforma continental sul (Capitoli e Bemvenuti, 2004) e sudeste (Paiva, 1993) demonstraram uma redução na diversidade em áreas mais rasas, e os autores atribuíram à variações físicas como fatores responsáveis. Paiva (*op. cit.*) argumenta que os fundos arenosos em baixas profundidades são mais instáveis que os de regiões mais profundas devido ao maior hidrodinamismo induzido por ondas que ocorre praticamente o ano inteiro, distúrbio este adicional ao da vazão do rio, e que pode ser o motivo da menor diversidade neste estrato. Ressalta-se que a pesca de arrasto de fundo, muito comum como fonte de renda pela população local na costa norte do Rio de Janeiro (Costa e Di Benedetto, 2009) concentrada abaixo das isóbatas de 25m, pode acarretar em uma redução na diversidade influenciando a dinâmica das comunidades bentônicas da região.

A diversidade apresentou maiores valores no estrato intermediário em ambos os períodos, descrevendo uma distribuição unimodal característica da Hipótese do Distúrbio Intermediário (HDI), em que na presença de distúrbios ambientais moderados a diversidade de espécies aumenta devido à menor exclusão competitiva (Connell, 1978). Tal fato pode ser corroborado pela maior dominância de táxons registrada no estrato mais profundo, onde distúrbios causados pela flutuação da vazão, ondas e mesmo pesca de arrasto de fundo são minimizados.

A diversidade apresentou ainda uma relação negativa com os parâmetros do sedimento grau de selecionamento e tamanho médio do grão, indicando que nos locais onde o tamanho médio do grão foi menor e menos selecionado (mais heterogêneo) registrou-se uma maior diversidade. Assim como observado por Gray (1981), Levinton (1995) e Capitoli e Bemvenuti (2004), sedimentos com maior heterogeneidade na composição granulométrica suportam comunidades mais abundantes, ricas e diversas na área de influência da desembocadura do RPS provavelmente devido a maior disponibilidade de nichos. Isto pode ser resultado da interação entre fatores físicos e biológicos, de modo que um aumento, por vezes não muito acentuado no hidrodinamismo, podendo resultar em um incremento da diversidade, principalmente em regiões que já estão sujeitas a grandes variações ao

longo do tempo, como por exemplo aquelas ocasionadas pelo aumento da vazão do RPS, principalmente no período chuvoso, quando a influência do mesmo pode atingir a faixa de 25 a 50 metros, estrato intermediário (Souza *et al.*, 2010).

A biomassa por indivíduo de poliqueta e molusco foi maior no período chuvoso em relação ao período seco. O contrário pode ser observado para os crustáceos, ou seja, a biomassa/indivíduo foi maior no período seco em relação ao período chuvoso. A mudança na predominância da biomassa relativa nos grupos taxonômicos entre o período seco e chuvoso, dentre muitos fatores, pode estar refletindo o favorecimento da estratégia alimentar depositívora de grupos predominantes como os ofiuróides no período seco e suspensívora de grupos predominantes como poliquetas sabelídeos no período chuvoso.

O maior número de indivíduos por espécie na faixa mais rasa comparado a mais profunda foi provavelmente relacionado à maior produtividade desta primeira faixa. Uma diminuição no fluxo de matéria orgânica particulada de regiões costeiras em direção a regiões mais profundas influencia a dinâmica de exportação de material pelos rios. Tal dinâmica, no Rio Paraíba do Sul é mais intensa no período chuvoso, podendo explicar o número expressivamente maior de indivíduos em relação ao período seco, conforme destacado acima. Outro ponto importante é a dinâmica da camada nefelóide dos sedimentos de fundo, pois esta possui baixa densidade e geralmente é rica em matéria orgânica, e no caso da região adjacente ao Rio Paraíba do Sul, podemos supor que existe uma intensa movimentação associada diretamente as trocas de marés, aos ventos e aportes continentais.

Em termos de estrutura da comunidade, dois aspectos ficaram bem evidenciados: 1) as estações com maior profundidade apresentaram maiores valores de densidade e riqueza sendo esse o fator principal; 2) as estações localizadas em bolsões de lama, principalmente mais próximas da desembocadura do RPS, apresentaram uma redução em todos os indicadores de estrutura, enquanto os locais com sedimento mais grosseiro e melhor selecionado apresentaram uma maior diversidade.

Em termos de composição de espécies, três associações foram evidenciadas relacionadas à profundidade e secundariamente ao tamanho médio do grão e ao selecionamento, que refletem o tipo de sedimento encontrado, principalmente no

período chuvoso. Ambos os fatores são freqüentemente apontados como os determinantes na distribuição das espécies macrobentônicas e na formação de associações de espécies (Gray, 1974; Levinton, 1995). No período seco, as associações dos estratos raso e intermediário se mostraram similares em composição, em número de espécies e em padrões de dominância, ao contrário do período chuvoso. No chuvoso, a associação do estrato raso foi caracterizada pela dominância de *Goniadides carolinnae* e por um menor número de espécies quando comparada com o estrato intermediário. Padrões espaciais para associações macrobentônicas na plataforma continental relacionados à profundidade e ao tipo de sedimento foram descritos por Rodriguez-Villanueva *et. al.* (2003) para a costa noroeste do México e por Capitoli e Bemvenuti (2006) entre o Rio Grande e o Chuí. Estes últimos relacionaram a associação da plataforma interna aos efeitos decorrentes da desembocadura da Lagoa dos Patos (i.e. pela modificação no hidrodinamismo e aporte sedimentar). Occhipinti-Ambrogi *et al.* (2002) registraram igualmente a formação de três grupos ao longo de um gradiente de profundidade rasa (3-14m), em uma região sob influência do aporte de nutrientes de um rio no norte Adriático, e afirmaram que tal separação correspondeu ao padrão de textura do sedimento.

Quanto à composição das associações, o estrato mais raso pode ser representado em ambos os períodos pelo poliqueta goniadídeo *Goniadides carolinnae*, um predador também registrado no estrato intermediário, embora com uma contribuição menor em relação ao estrato mais raso. Apesar de predador, este poliqueta é de tamanho reduzido, o que pode indicar que seus itens alimentares sejam integrantes da meiofauna (Fauchald e Jummar, 1979; Pagliosa, 2005). Já o poliqueta *Chone americanus* caracterizou-se como uma das espécies que mais contribuíram para a similaridade no estrato intermediário. Este poliqueta, da família Sabellidae, é filtrador por excelência indicando disponibilidade de alimento em suspensão na coluna d'água (Pagliosa, 2005). Ressalta-se que o hidrodinamismo local mais intenso no período chuvoso, associado à maior vazão do RPS, contribui com uma maior quantidade de material particulado em suspensão, fonte potencial de alimento para os suspensívoros. Já os poliquetas *Sphaerosyllis* e *Protodorvillea* que também contribuíram para a similaridade do estrato intermediário utilizam

preferencialmente a matéria orgânica depositada no sedimento como alimento, podendo também preda outros invertebrados (Fauchald e Jummar, *op. cit.*). No estrato 3, o predomínio de espécies potencialmente comedoras de depósito refletem a diminuição no hidrodinamismo decorrente do aumento da profundidade, do afastamento da costa e principalmente a redução no selecionamento do sedimento, tanto no período chuvoso quanto no seco.

De modo geral, todo o conjunto de espécies em ambas as campanhas, que distinguiram os estratos 1, 2 e 3 é característico de sedimento arenoso, como o predador onívoro *Goniadides carolinnae*, o suspensívoro *Chone americanus* e os comedores de depósito *Spiophanes* sp. A e *Phtisica marina*, respectivamente. No entanto, as três associações apresentaram peculiaridades interessantes quanto ao número de espécies em cada uma, e entre campanhas. No período chuvoso, o estrato de profundidade mais raso (< 25m) e o mais profundo (> 50m) apresentaram menor número de espécies e maior dominância que o estrato intermediário (25-50m), uma vez que nos dois extremos (raso e profundo), apenas uma espécie em cada estrato representou quase 50% da similaridade. Já no intermediário, mais de cinco espécies foram necessárias para somar 50% de contribuição. No período seco, o estrato mais raso apresentou um número de espécies, similar ao estrato intermediário, enquanto o mais profundo não diferiu em estrutura entre as campanhas. Tal padrão pode indicar que a influência direta do Paraíba do Sul ocorra até os 50 metros de profundidade, limite do estrato 2.

Em síntese, o padrão de associação de espécies para a área estudada caracterizou-se pela distinção do estrato 3 (> 50m) em relação aos demais, em ambos os períodos chuvoso e seco. A variação relacionada aos estratos raso e intermediário refletiram a influência da desembocadura do Rio Paraíba do Sul, mais acentuada no período chuvoso, quando duas associações significativamente diferentes foram evidenciadas. Já no período seco, a penetração mais reduzida da pluma do RPS fez com que a associação representada pelo estrato 1 não se diferenciasse do estrato 2, provavelmente reflexo da maior estabilidade ambiental neste período. Desta forma, conclui-se que o Rio Paraíba do Sul influencia o padrão estrutural e de composição da macrofauna bentônica da plataforma interna da costa norte do Rio de Janeiro.

## **5. Resposta às perguntas formuladas**

*1. A estrutura de comunidades bentônicas pode ser típica para cada tipo de sedimento avaliado?*

As poucas estações encontradas em bolsões de lama apresentaram uma redução nos indicadores de estrutura diferindo das estações predominantemente arenosas, indicando a influência do tipo de sedimento como um dos fatores estruturadores da comunidade.

*2. A variação sazonal da vazão do RPS influencia a estrutura e composição da macrofauna bentônica?*

A variação sazonal do RPS influenciou a estrutura da comunidade e as associações macrobentônicas, que refletiram principalmente a variabilidade espacial na área de influência da foz do RPS entre os períodos chuvoso e seco indicando uma relação positiva com a profundidade e negativa com a temperatura, tamanho médio do grão e selecionamento.

## 7. Referências bibliográficas

Amaral, A. C. Z., Migotto, A., 1980. Importância dos anelídeos poliquetas na alimentação da macrofauna demersal e epibentônica da região de Ubatuba. Boletim do Instituto Oceanográfico 29 (2), 31-35.

Amaral, A. C. Z., Nonato, E. F., Petti, M. A. V., 1994. Contribution of the polychaetous annelids to the diet of some brazilian fishes. Memoires du Museum Nationale D'Histoire Naturelle – Serie A Zoologia Paris 162, 331-333.

Andersen, F. O., Kristensen, E., 1992. The importance of benthic macrofauna in decomposition of microalgae in a coastal marine sediment. Limnology and Oceanography 37(7), 1392-1403.

Barroso, R., Paiva, P. C., Alves, O. F. S. 2002. Polychaetes trophic structure in Todos os Santos Bay (BA – Brazil). Boletim do Museu Nacional (Zoologia) 494, 1-11.

Barry, J. P., Dayton, P. K., 1991. Physical Heterogeneity and Organization of Marine Communities. Kolasa, J., Pickett, S. T. A. (Eds.), Ecological Heterogeneity. Springer, New York, pp. 269-320.

Begon, M., Townsend, C. R., Harper, J. L. 2007. Ecologia: de indivíduos a ecossistemas. 4ª ed. Artmed, Porto Alegre.

Bessa, E. G., Paiva, P. C., Echeverría, C. A., 2007. Distribuição vertical no sedimento dos grupos funcionais de anelídeos poliquetas em uma área da Enseada Martel, Baía do Almirantado, Antártica. Oecologia Brasiliensis 11 (1), 95-109.

Blott, S. J.; Croft, D. J.; Pye, K.; Saye, S. E. & Wilson, H. E. 2004. Particle size analysis by laser diffraction. Geological Society, London, Special Publications 2004, v. 232, p. 63-73.

Brito, F. P. 2010. Caracterização espacial e temporal da matéria orgânica particulada e dissolvida na porção fluvial e estuário do Rio Paraíba do Sul/RJ. Monografia de Bacharelado em Ciências Ambientais, Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes. 65p.

Brusca, R. C., Brusca, G. J., 2001. *Invertebrados* 2<sup>ed</sup>. Tradução: Migotto, A.E. *et al.* Guanabara Koogan, Rio de Janeiro

Capítoli, R. R., Bemvenuti, C., 2004. Distribuição batimétrica e variações de diversidade dos macroinvertebrados bentônicos da plataforma continental e talude superior no extremo sul do Brasil. *Atlântica* 26 (1), 27-43.

Capítoli, R. R., Bemvenuti, C., 2006. Macroinvertebrados bentônicos de fundos inconsolidados da plataforma continental e talude superior no extremo sul do Brasil. *Atlântica Rio Grande* 28 (1), 47-59

Carvalho, C.E.V., Salomão, M.S.M.B., Molisani, M.M., Rezende, C.E., Lacerda, L.D., 2002. Contribution of a medium-sized tropical river to the particulate heavy-metal load for the South Atlantic Ocean. *The Science of the Total Environment* 284, 85-93.

Clarke, K. R., Warwick, R. M., 2001. *Changes in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation*. 2ed. Plymouth: PRIMER-E.

Coleman, N., Gason, A. S. H., Poore, G.C.B., 1997. High species richness in the shallow marine waters of south-east Australia. *Marine Ecology Progress Series* 154, 17-27.

Costa, G., 1994. *Caracterização histórica, geomorfológica e hidráulica do estuário do Rio Paraíba do Sul*. Dissertação de Mestrado, COPPE – Universidade Federal do Rio de Janeiro, 97p.

Costa, I. D., Di Benedetto, A. P. M., 2009. Caracterización preliminar de los invertebrados bentónicos capturados accidentalmente en la pesca de camarones en el norte del estado de Rio de Janeiro, sudeste de Brasil. *Latin America Journal of Aquatic Research* 37(2), 259-264.

Diener, D. R., Fuller, S. C., Lissner, A., Haydock, C. I., Maurer, D., Robertson, G., Gerlinger, T., 1995. Spatial and Temporal Patterns of the Infaunal Community Near a Major Ocean Outfall in Southern California. *Marine Pollution Bulletin* 30 (12), 861-878.

- Dolbeth, M., Teixeira, H., Marques, J. C., Pardal, M. A., 2009. Feeding guild composition of a macrobenthic subtidal community along a depth gradient. *Scientia Marina* 73 (2), 225-237.
- Ellingsen, K. E., 2002. Soft-sediment benthic biodiversity on the continental shelf in relation to environmental variability. *Marine Ecology Progress Series* 232, 15-27.
- Fauchald, K., Jumars P. A. 1979. The diet of worms: a study of polychaete feeding guilds. *Oceanogr. Marine Biology Annual Review* 17, 193-284.
- Folk, R. L. and Ward, W. C. 1957. Brasos River bar: A study in the significance of grain size parameters. *Journal of Sed. Petrol.*, 27: 3-27.
- Figueiredo, R. O., 1999. Transporte de carbono e nitrogênio no baixo Paraíba do Sul: fluxos e processos. Tese de Doutorado – Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos do Goytacazes, 177p.
- Gomes, M. F., 2006. Variações espaciais e sazonais na composição e estrutura da comunidade macrobentônica na plataforma continental e talude superior de Cabo Frio, Rio de Janeiro, Brasil. Dissertação de Mestrado – Universidade de São Paulo, São Paulo 164p.
- Gray, J. S., 1974. Animal-sediment relationships. *Oceanography and Marine Biology Review* 12: 223-261.
- Gray J. S., 1981. *The Ecology of Marine Sediments*. Cambridge University Press, Cambridge
- Gray, J.S., 2002. Species richness of marine soft sediments. *Marine Ecology Progress Series* 244, 285-297.
- Gray, J. S., Elliot, M., 2009 *Ecology of marine sediments: from science to management*. 2<sup>nd</sup> ed. Oxford University Press, New York.
- Holme N.A., McIntyre, A.D., 1984. *Methods for the study of Marine Benthos*. Blackwell Scientific Publications, London.
- Jayaraj, K. A., Jayalakshmi, K. V., Saraladevi, K., 2007. Influence of environmental properties on macrobenthos in the northwest Indian shelf. *Environmental Monitoring and Assessment* 127, 459-475.

- Jayaraj, K. A., Sheeba, P., Jacob, J., Revichandran, C., Arun, P. K., Praseeda, K. S., Nisha, P. A., Rasheed, K. A., 2008. Response of infaunal macrobenthos to the sediment granulometry in a tropical continental marginsouthwest coast of India. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 77, 743-754.
- Kawakami, E., Amaral, A. C. Z., 1983. Importância dos anelídeos poliquetas no regime alimentar de *Etropus longimanus* Normann, 1908 (Pisces, Pleuronectiformes). *Iheringia Série Zoologia* 62, 47-54.
- Lavrado, H. P., 2006. Capítulo 1. Caracterização do ambiente e da comunidade bentônica. In: Lavrado, H. P., Ignácio, B. L. (Eds.). Biodiversidade bentônica da região central da Zona Econômica Exclusiva Brasileira. Rio de Janeiro. Museu Nacional (Série de livros n. 18), pp. 19-64.
- Leninhan, H. S., Micheli, F., 2001. Soft-sediment communities. In: Bertness, M. D.; Gaines, S. D.; Hay, M. E. *Marine Community Ecology*. Sunderland: Sinauer Associates, p. 253-287.
- Leventhal, J. e Taylor, C. 1990. Comparison of methods to determine degree of pyritization. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 54 : 2621–2625.
- 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., 2001. Environmental influences on regional deep sea species diversity. *Annual Review Ecology and Systematic* 132, 51-93.
- Levinton, J.S., 1995. *Marine Biology: Function, Biodiversity, Ecology*. Oxford University Press.
- McCave, I. N; Bryant, R. J.; Cook, H. F.; and Coughanowr, C. A. 1986. Evaluation of a laser-diffraction-size analyzer for use with natural sediments. *Journal of Sedimentary Research*; v. 56; no. 4; p. 561-564.
- Marengo, J. A., Alves, L. M., 2005. Tendências Hidrológicas da Bacia do Rio Paraíba do Sul. *Revista Brasileira de Meteorologia* 20 (2), 215-226.
- Martinez, J., Adarraga, I., 2001. Distribución batimétrica de comunidades macrobentónicas de sustrato blando en la plataforma continental de Guipúzcoa (Golfo de Viscaya). *Instituto Español de Oceanografía* 17 (1/2), 33-48.

- McCall, P. L., Tevesz, M. J. S., 1982. Animal-sediment relations. Plenum Press, New York.
- Morrisey, D. J., Howitt, L., Underwood, A. J., Stark, J. S., 1992a. Spatial variation in soft sediment benthos. *Ecology Progress Series*, 81: 197-204.
- Morrisey, D. J., Underwood, A. J., Howitt, L., Stark, S. J., 1992b. Temporal variation in soft sediment benthos. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 164, 233-245.
- Newell, R.C., Seiderer, L.J., Hitchcock, D.R., 1998. The impact of dredging works in coastal waters: a review of the sensitivity to disturbance and subsequent recovery of biological resources on the sea bed. *Oceanography and Marine Biology: An Annual Review* 36,127-178.
- Occhipinti-Ambrogi, A., Favruzzo, M., Savini, D., 2002. Multi-annual variations of macrobenthos along the Emilia- Romagna coast (Northern Adriatic). *Marine Ecology* 23 (1), 307-319.
- Pagliosa, P. R., 2005. Distribuição da macrofauna bêntica do entremarés ao sublitoral em uma praia estuarina da Baía da Babitonga, Sul do Brasil. *Biotemas* 19 (1), 25-33.
- Paiva, P. C., 1993. Anelídeos poliquetas da plataforma continental norte do Estado de São Paulo: I - Padrões de densidade e diversidade específica. *Boletim do Instituto Oceanográfico de São Paulo*, São Paulo 41(1/2), 69-80.
- Pereira, R. C. Soares-Gomes, A., 2009. *Biologia Marinha*. Interciência, Rio de Janeiro.
- Probert, P. K., Read, G. B., Grove, S. L., Rowden, A. A., 2001. Macrobenthic polychaete assemblages of the continental shelf and upper slope off the west coast of the South Island, New Zealand. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* 35, 971-984.
- Rodríguez-Villanueva, V., Martínez-Lara, R., Zamora, V. M., 2003. Polychaete community structure of the northwestern coast of Mexico: patterns of abundance and distribution. *Hydrobiologia* 496 (1-3). 385-399.

- Rosa, L. C., Bemvenuti, C. E., 2006. Temporal variability of the estuarine macrofauna of the Patos Lagoon, Brazil. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 41 (1), 1-9.
- Silveira, I. C. A., Schmidt, A. C. K., Campos, E. J. D. A., 2000. Corrente do Brasil ao largo da Costa Leste Brasileira. *Revista Brasileira de Oceanografia*, São Paulo 48 (2), 171-183.
- Snelgrove, P. V. R., Butman, C. A., 1994. Animal-sediment relationships revisited: cause versus effect. *Oceanography and Marine Biology* 32, 111-177.
- Soares, L. S. H., Gasalla, M. A., Rios M. A. T., Arrasa, M. V., Rossi-Wongtschowski C. L. B., 1993. Grupos tróficos de onze espécies dominantes de peixes demersais da plataforma continental interna de Ubatuba, Brasil. *Publicação Especial do Instituto Oceanográfico* 10, 189-198.
- Soares-Gomes, A., Oliveira, E. B., Gabardo, I. T., Carreira, R. S., Fernandez, G. B., 2000. Benthic meiofauna study around an offshore oil production platform in Campos basin, south-east brazilian continental shelf. *Congress on Marine Sciences*, 5, La Habana. Proceedings, CD-ROM Edition.
- Soares-Gomes, A., Pitombo, F. B. e Paiva, P. C. In: Pereira, R. C. (Org.), Soares-Gomes, A. (Org.), 2009. *Biologia Marinha*. Rio de Janeiro: Interciência, p. 319-338.
- Souza, W.L.F, Knoppers, B., 2003. Fluxos de água e sedimentos a costa leste do Brasil: relações entre a tipologia e as pressões antrópicas. *Geochimica Brasiliensis* 17 (1), 57-74.
- Souza, T.A., Godoy, J.M., Godoy, M.L.D.P., Moreira, I., Carvalho, Z.L., Salomão, M.S., M.B., Rezende, C.E., 2010. Use of multitracers for the study of water mixing in the Paraíba do Sul River estuary. *Journal of Environmental Radioactivity* 101, 564–570
- Suguio, K. 1973. *Introdução à sedimentologia*. São Paulo: Edgard Blücher. Da Universidade de São Paulo.
- SYSGRAN – versão 3.0. Análises e gráficos sedimentológicos. Desenvolvido por Maurício C. Camargo. Disponível em: [www.cem.ufpr.br/sysgran](http://www.cem.ufpr.br/sysgran).

- Ter Braack, C. J. F., 1986. Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology* 67, 1167-1179.
- Tselepides, A., Papadopoulou, K-N., Podaras, D., Plaiti, W., Koutsoubas, D., 2000. Macrobenthic community structure over the continental margin of Crete (South Aegean Sea, NE Mediterranean), *Progress in Oceanography* 46, 401-428.
- Tommasi, L. R., 1994. Diagnóstico ambiental oceânico e costeiro da região sul e sudeste do Rio de Janeiro: FUNDESPA/PETROBRÁS. v9/10v.: Poluição.
- Thrush, S. F., Dayton, P. K., 2002. Disturbance to Marine Benthic Habitats by Trawling and Dredging: Implications for Marine Biodiversity. *Annual Review Ecology and Systematic* 33, 449-473.
- Wakehan, S., Canuel, E., 2006. Degradation and preservation of organic matter in marine sediments. In: Volkman, J. K. (Ed.) *Marine organic matter: biomarkers, isotopes and DNA*. Springer, pp. 295-232.
- Zajac, R. N., Whitlatch, R. B., 1982. Responses of estuarine infauna to disturbance. 11. Spatial and temporal variation of succession. *Marine Ecology Progress Series* 10, 15-17
- Zar, J. H., 1984. *Biostatistical Analysis*. Prentice May, New Jersey.

## 8. ANEXO I

ANEXO I – Lista de de táxons da macrofauna bentônica sob influência da desembocadura do RPS nas campanhas realizadas no período chuvoso e seco de 2009. X = presença, NI = não identificado.

| TÁXON                             | Período Chuvoso | Período Seco |
|-----------------------------------|-----------------|--------------|
| <b>Anthozoa</b>                   |                 |              |
| <i>Renilla muelleri</i>           | X               |              |
| <i>Ranilla constricta</i>         |                 | X            |
| <b>Bryozoa</b>                    |                 |              |
| <i>Aetea anguina</i>              | X               |              |
| Astartidae sp. 1                  | X               |              |
| <i>Beania americana</i>           | X               | X            |
| <i>Discoporella</i> sp.           | X               | X            |
| <i>Monoporella</i> sp.            |                 | X            |
| <i>Scrupocellaria diadema</i>     |                 | X            |
| <i>Scrupocellaria</i> sp.         | X               |              |
| <b>Crustacea</b>                  |                 |              |
| <i>Acanthoserolis polaris</i>     | X               |              |
| <i>Accalanthura crenulata</i>     |                 | X            |
| <i>Accalathura</i> sp. 1          | X               |              |
| <i>Accalathura</i> sp. 2          | X               |              |
| <i>Acutihumerus cavooreni</i>     | X               |              |
| Aegidae sp. 1                     |                 | X            |
| <i>Alicella</i> sp. 1             | X               | X            |
| <i>Amakusanthura</i> sp. 1        | X               | X            |
| <i>Amakusanthura</i> sp. 2        | X               | X            |
| <i>Ampelisca anae</i>             | X               | X            |
| <i>Ampelisca brevisimulata</i>    | X               | X            |
| <i>Ampelisca burkey</i>           |                 | X            |
| <i>Ampelisca longipropoda</i>     | X               |              |
| <i>Ampelisca morerai</i>          | X               | X            |
| <i>Ampelisca paria</i>            | X               |              |
| <i>Ampelisca pseudobicarinata</i> | X               | X            |
| <i>Ampelisca romigi</i>           | X               | X            |
| <i>Ampelisca</i> sp. 1            | X               | X            |
| <i>Ampelisca wakabarae</i>        | X               |              |
| <i>Ampelisca youngi</i>           |                 | X            |
| <i>Ampelisciphotis</i> sp. 1      | X               | X            |
| Amphilochidae                     | X               |              |
| Amphilochidae sp. 3               | X               |              |
| <i>Ampithoe</i> sp. 1             | X               |              |
| <i>Ancinus depressus</i>          | X               | X            |
| <i>Ancinus</i> sp. 1              | X               | X            |
| <i>Antarcturus</i> sp. 1          | X               |              |
| <i>Antarcturus</i> sp. 2          |                 | X            |
| <i>Antarcturus</i> sp. 3          | X               |              |
| <i>Antarcturus</i> sp. 4          | X               |              |
| Anthuridae (NI)                   |                 | X            |
| Aoridae fêmea                     | X               | X            |

|                                     |   |   |
|-------------------------------------|---|---|
| <i>Apanthura sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Apanthura sp. 2</i>              | X |   |
| <i>Apanthura sp. 3</i>              | X | X |
| <i>Apanthura sp. 4</i>              | X | X |
| <i>Apanthura sp. 6</i>              |   | X |
| <i>Apocuma sp. 2</i>                | X |   |
| <i>Apolochus cf. neapolitanus</i>   | X | X |
| <i>Apseudomorpha tipo 1</i>         |   | X |
| <i>Araphura sp. 1</i>               |   | X |
| <i>Arcturella sp. 1</i>             | X |   |
| <i>Arcturella sp. 2</i>             | X |   |
| <i>Arcturina sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Atylus sp.</i>                   | X |   |
| <i>Audulla sp. 1</i>                | X |   |
| <i>Automate evermanni</i>           | X |   |
| <i>Automate gardineri</i>           |   | X |
| <i>Automate sp. 1</i>               |   | X |
| <i>Bathyleptochelia sp. 1</i>       |   | X |
| <i>Bemlos sp. 3</i>                 |   | X |
| <i>Biffarius biformis</i>           |   | X |
| <i>Bonassa brasiliensis</i>         | X |   |
| <i>Brazilserolis aff. mirabilis</i> | X |   |
| <i>Brazilserolis foresti</i>        | X |   |
| <i>Bunakenia sudvestatlantica</i>   | X | X |
| <i>Byblis sp. 1</i>                 | X | X |
| <i>Caecum antillarum</i>            |   | X |
| <i>Callianassidae sp.</i>           | X | X |
| <i>Campylaspis sp.</i>              | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 10</i>           | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 11</i>           | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 12</i>           | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 13</i>           | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 5</i>            | X |   |
| <i>Campylaspis sp. 7</i>            |   | X |
| <i>Campylaspis sp. 9</i>            | X | X |
| <i>Caprella danilevskii</i>         | X | X |
| <i>Caprella equilibra</i>           | X | X |
| <i>Caprella sp.</i>                 | X |   |
| <i>Caprellidae sp. 1</i>            | X |   |
| <i>Caprellidae sp. 2</i>            | X |   |
| <i>Caprellidae sp. 3</i>            | X | X |
| <i>Caridea sp.</i>                  |   | X |
| <i>Caridea sp. 1</i>                | X |   |
| <i>Caridea sp. 2</i>                | X |   |
| <i>Caridea spp.</i>                 | X |   |
| <i>Cassidinidea sp. 1</i>           | X | X |
| <i>Cassidinidea sp. 2</i>           | X |   |
| <i>Ceradocus sp. 1</i>              | X | X |
| <i>Cerapus sp. 1</i>                | X | X |
| <i>Chasmocarcinus typicus</i>       |   | X |
| <i>Cheiriphotis neotropicalis</i>   | X |   |
| <i>Cheramus batei</i>               | X | X |
| <i>Cheramus marginatus</i>          | X | X |
| <i>Cheramus sp.</i>                 |   | X |

|                                           |   |   |
|-------------------------------------------|---|---|
| Chevalia (jovem)                          | X |   |
| Chevalia sp. (NI)                         |   | X |
| <i>Chevalia</i> sp. 1                     | X | X |
| <i>Chevalia</i> sp. 2                     | X | X |
| <i>Chevalia</i> sp. 3                     | X | X |
| <i>Chevalia</i> sp. 4                     |   | X |
| <i>Chevalia</i> sp. 5                     |   | X |
| <i>Cirolana parva</i>                     |   | X |
| <i>Cirolana</i> sp. 3                     | X |   |
| Cirolanidae NI                            | X |   |
| <i>Clessidra</i> sp. 1                    | X |   |
| Coenophthalmus                            |   | X |
| <i>Corallianassa</i> sp.                  | X |   |
| <i>Cristaserolis similis</i>              | X |   |
| <i>Cruregens</i> sp. 1                    | X |   |
| <i>Cruregens</i> sp. 2                    |   | X |
| <i>Cumella</i> aff. <i>serrata</i>        | X |   |
| <i>Cumella</i> sp. 11                     | X |   |
| <i>Cumella</i> sp. 12                     |   | X |
| <i>Cumella</i> sp. 14                     | X |   |
| <i>Cumella</i> sp. 6                      | X | X |
| <i>Cyathura</i> sp. 1                     | X |   |
| <i>Cyclaspis</i> cf. <i>alba</i>          | X | X |
| <i>Cyclaspis</i> cf. <i>dolera</i>        |   | X |
| <i>Cyclaspis</i> cf. <i>micans</i>        | X |   |
| <i>Cyclaspis</i> cf. <i>oxyura</i>        | X | X |
| <i>Cyclaspis dentifrons</i>               | X | X |
| <i>Cyclaspis perelegans</i>               | X | X |
| <i>Cyclaspis</i> sp.                      | X | X |
| <i>Cyclaspis</i> sp. 3                    | X |   |
| <i>Cyclaspis striata</i>                  | X | X |
| <i>Cyclaspis variabilis</i>               | X |   |
| <i>Cymadusa</i> sp. 1                     | X | X |
| <i>Cyrtograpsus exuvia</i>                |   | X |
| <i>Cyrtograpsus</i> sp.                   |   | X |
| Diastylidae (NI)                          | X | X |
| Diastylidae sp. 2                         | X |   |
| Diastylidae sp. 3                         | X |   |
| Diastylidae sp. 4                         | X |   |
| Diastylidae sp. 7                         |   | X |
| <i>Diastylis</i> sp. 2                    |   | X |
| <i>Diastylis</i> sp. 5                    |   | X |
| <i>Diastylopsis</i> sp. 1                 | X | X |
| <i>Dissodactylus crinitichelis</i>        |   | X |
| <i>Dulichella anisochir</i>               | X | X |
| <i>Ebalia</i> sp.                         | X |   |
| <i>Edotia</i> sp. 1                       | X | X |
| <i>Edotia</i> sp. 2                       | X |   |
| <i>Elasmopus</i> sp. 1                    | X |   |
| <i>Erichtonius</i> sp. 1                  | X | X |
| <i>Erichtonius</i> sp. 2                  |   | X |
| <i>Eucalliax cearensis</i>                | X |   |
| <i>Euchirograpsus americanus</i>          | X |   |
| <i>Eudevenopus</i> cf. <i>capuciatius</i> | X | X |

|                                            |   |   |
|--------------------------------------------|---|---|
| <i>Eurydice elongata</i>                   | X | X |
| <i>Eurydice littoralis</i>                 | X |   |
| <i>Excorallana</i> sp. 1                   |   | X |
| <i>Galziniella</i> sp. 1                   | X |   |
| Gammaridae sp. 1                           | X |   |
| <i>Gammaropsis</i> sp. 1                   | X |   |
| <i>Gammaropsis</i> sp. 2                   | X | X |
| <i>Gammaropsis</i> sp. 3                   | X |   |
| <i>Gammaropsis</i> sp. 4                   | X | X |
| <i>Garosyrrhoe</i> sp. 1                   | X |   |
| <i>Gibberosus myersi</i>                   | X | X |
| <i>Gitana</i> sp.                          | X | X |
| <i>Globosolembos</i> sp. 1                 | X | X |
| <i>Gnathia</i> fêmea                       | X | X |
| <i>Gnathia</i> sp. 6                       | X |   |
| <i>Gnathia</i> sp. 7                       | X |   |
| <i>Halicoides</i> sp.                      | X | X |
| <i>Haliophasma</i> sp. 1                   | X | X |
| <i>Heterocrypta lapidea</i>                | X | X |
| <i>Heterocrypta tomasini</i>               |   |   |
| <i>Heterophoxus</i> sp. 1                  | X | X |
| <i>Heterophoxus</i> sp. 2                  | X | X |
| <i>Heteropodarke</i> sp. A                 |   | X |
| <i>Hexapanopeus paulensis</i>              | X |   |
| <i>Hippolyte</i> sp. 1                     |   | X |
| <i>Hippomedon</i> sp. 2                    | X |   |
| Hyssuridae sp. 2                           | X | X |
| <i>Inachoides forceps</i>                  | X |   |
| <i>Intermedichelia gracilis</i>            |   | X |
| <i>Isocirrus coralicolus</i>               | X |   |
| <i>Janaira gracilis</i>                    | X |   |
| <i>Jassa</i> sp. 1                         | X | X |
| <i>Jassa</i> sp. 2                         | X | X |
| <i>Jerildaria</i> sp. 1                    |   | X |
| Joubinellinae sp. 1                        | X |   |
| <i>Kalliapseudes viridis</i>               | X |   |
| Kamakidae sp. 1                            | X | X |
| Kamakidae sp. 2                            | X | X |
| <i>Kupellonura</i> sp. 1                   | X | X |
| <i>Kupellonura</i> sp. 2                   |   | X |
| <i>Laetmatophilus</i> sp. 1                | X | X |
| <i>Latigammaropsis</i> sp. 1               | X |   |
| <i>Lembos</i> sp. 2                        | X |   |
| <i>Lepechinella</i> sp. 2 nov.             | X |   |
| <i>Lepidophthalmus siriboia</i>            | X |   |
| Leptanthuridae (NI)                        |   | X |
| <i>Leptochela bermudensis</i>              |   | X |
| <i>Leptochela gracilis</i>                 | X |   |
| <i>Leptochela serratorbita</i>             | X | X |
| <i>Leptochela</i> sp. 1                    |   | X |
| <i>Leptochelia</i> cf. <i>dubia</i>        |   | X |
| <i>Leptochelia</i> sp. 1                   | X |   |
| <i>Leptocuma</i> sp. 1                     | X | X |
| <i>Leucon</i> ( <i>Bytholeucon</i> ) sp. 1 | X | X |

|                                    |   |   |
|------------------------------------|---|---|
| <i>Leucon (Leucon) sp. 1</i>       | X | X |
| <i>Leucothoe sp. 2</i>             | X |   |
| <i>Liljeborgia sp. 2</i>           |   | X |
| <i>Liljeborgia sp. 3</i>           |   | X |
| Liljeborgiidae                     | X |   |
| <i>Listriella sp.</i>              |   | X |
| <i>Loxopagurus loxochelis</i>      | X |   |
| <i>Lupimaera sp. 1</i>             |   | X |
| <i>Lysianassa sp. 1</i>            | X | X |
| <i>Lysianassa temimino</i>         | X |   |
| <i>Macrochiridothea sp. 1</i>      | X |   |
| <i>Macrochiridothea sp. 2</i>      | X | X |
| <i>Macrochiridothea sp. 3</i>      | X | X |
| <i>Macrochiridothea sp. 4</i>      | X |   |
| <i>Macrochiridothea sp. 5</i>      | X | X |
| <i>Maera sp. 1</i>                 | X |   |
| Majidae (NI)                       |   | X |
| <i>Mastobranthus sp. A</i>         |   | X |
| <i>Mastobranthus sp. B</i>         |   | X |
| <i>Mastobranthus sp. C</i>         |   | X |
| <i>Megaluropus sp. 1</i>           |   | X |
| <i>Megamoera sp. 1</i>             | X | X |
| <i>Meiosquilla quadridens</i>      | X |   |
| Melitidae sp.                      | X |   |
| Melybia                            |   | X |
| <i>Mesanthura brasiliensis</i>     | X | X |
| <i>Mesanthura callicera</i>        | X |   |
| <i>Metaprotella sp.</i>            | X |   |
| Metapseudidae                      |   | X |
| Metapseudidae spp.                 | X |   |
| <i>Metatiron sp. 1</i>             | X | X |
| <i>Metharpinia sp. 1</i>           | X | X |
| <i>Meximaera sp. 1</i>             | X |   |
| <i>Microdeutopus sp. 1</i>         | X |   |
| Microparaselidae (NI)              |   | X |
| <i>Microparasellidae sp. 1</i>     | X |   |
| <i>Microphoxus breviramus</i>      | X | X |
| <i>Microphoxus sp. 1</i>           |   | X |
| <i>Microphoxus uroserratus</i>     | X | X |
| <i>Monoculodes sp. 3</i>           |   | X |
| <i>Monokalliapseudes schubarti</i> | X |   |
| Nannastacidae sp.                  | X |   |
| <i>Nannastacidae sp. 3</i>         | X | X |
| <i>Nannastacidae sp. 4</i>         | X |   |
| <i>Nannastacidae sp. 5</i>         | X | X |
| <i>Nannastacidae sp. 6</i>         | X |   |
| <i>Natanolana gracilis</i>         | X | X |
| <i>Natanolana sp. 1</i>            |   | X |
| <i>Natanolana sp. 2</i>            | X | X |
| <i>Natanolana sp. 3</i>            | X |   |
| <i>Neastacilla sp. 1</i>           | X |   |
| <i>Neoarcturus sp. 1</i>           | X |   |
| <i>Neoarcturus sp. 2</i>           | X | X |
| <i>Neohyssura sp. 1</i>            | X | X |

|                                         |   |   |
|-----------------------------------------|---|---|
| <i>Neoserolis</i> sp. 1                 | X | X |
| <i>Neoserolis</i> sp. 2                 | X | X |
| <i>Nippoleucon</i> sp. 4                | X |   |
| <i>Nototropsis</i> sp.                  | X |   |
| Oedicerotidae                           | X |   |
| <i>Ogyrides alphaerostris</i>           |   | X |
| <i>Ogyrides occidentalis</i>            |   | X |
| <i>Othomaera</i> sp. 1                  |   | X |
| <i>Oxyurostylis</i> sp. 1               | X |   |
| <i>Potispinatus youngi</i>              | X |   |
| Pachycheles                             |   | X |
| <i>Pagurus brevidactylus</i>            | X |   |
| <i>Pagurus criniticornis</i>            | X | X |
| <i>Pagurus exilis</i>                   | X |   |
| <i>Paradoxapseudes</i> sp.              |   | X |
| <i>Paraeospinosus</i> sp. 1             | X |   |
| <i>Paraleiopus macrochelis</i>          | X | X |
| <i>Parametopella</i> sp. 1              | X |   |
| <i>Parametopella</i> sp. 2              | X | X |
| <i>Paramunna</i> sp. 5                  | X | X |
| <i>Paramunna</i> sp. 6                  | X |   |
| <i>Paranthura</i> sp. 3                 | X | X |
| <i>Parapericulodes</i> sp.              |   | X |
| <i>Parapinnixa</i> sp.                  | X |   |
| <i>Parapseudes</i> sp.                  | X | X |
| Parapseudini                            | X | X |
| <i>Paratanaidae</i> sp.                 |   | X |
| <i>Paratanaidae</i> spp.                | X |   |
| <i>Parthenope</i> sp.                   | X |   |
| <i>Pelia rotunda</i>                    | X |   |
| <i>Perierella audouiniana</i>           | X | X |
| <i>Photis</i> sp. 1                     | X | X |
| <i>Photis</i> sp. 2                     | X | X |
| <i>Photis</i> sp. 3                     | X | X |
| <i>Photis</i> sp. 4                     | X | X |
| <i>Phoxocephalopsis</i> sp. nov. 1      | X | X |
| <i>Phoxocephalopsis zimmeri</i>         | X | X |
| <i>Phoxocephalus</i> sp. 1              | X | X |
| <i>Phtisica marina</i>                  | X | X |
| <i>Pilumnus dasypodus</i>               | X |   |
| <i>Pilumnus</i> sp.                     |   | X |
| <i>Pinctada imbricata</i>               | X |   |
| <i>Pinnixa cristata</i>                 |   | X |
| <i>Pinnixa rapax</i>                    |   | X |
| <i>Pinnixa sayana</i>                   | X |   |
| Platyischnopidae gen. sp. nov           | X | X |
| <i>Platynereis</i> cf. <i>dumerilli</i> | X |   |
| <i>Podictenius</i> sp.                  | X |   |
| <i>Podocerus</i> sp. 1                  | X |   |
| <i>Podocerus</i> sp. 2                  | X |   |
| <i>Podochela gracilipes</i>             | X |   |
| <i>Poti</i> sp.                         |   | X |
| <i>Processa parva</i>                   | X | X |
| <i>Processa</i> sp. 1                   | X |   |

|                                    |   |   |
|------------------------------------|---|---|
| <i>Protohyale nigra</i>            | X |   |
| <i>Protomystides cf bidentata</i>  |   | X |
| <i>Pseudischyrocerus sp. 1</i>     | X |   |
| <i>Pseudischyrocerus sp. 2</i>     | X | X |
| <i>Pseudischyrocerus sp. 3</i>     |   | X |
| <i>Pseudomastus deltaicus</i>      |   | X |
| <i>Pseudovermilia occidentalis</i> |   | X |
| <i>Puelche sp.</i>                 |   | X |
| <i>Puelche sp. 1</i>               | X | X |
| <i>Puelche sp. 2</i>               | X | X |
| <i>Puelche sp. 3</i>               | X | X |
| <i>Quantanthura brasiliensis</i>   | X | X |
| <i>Quantanthura sp. 1</i>          | X |   |
| <i>Quantanthura sp. 3</i>          | X |   |
| <i>Resupinus sp.</i>               | X | X |
| <i>Rhachotropis sp.</i>            |   | X |
| <i>Rochinia graciles</i>           |   | X |
| <i>Saltipedis paulensis</i>        | X | X |
| <i>Saltipedis robustispinosus</i>  | X | X |
| <i>Scaphander darius</i>           | X |   |
| <i>Schizotrema sp. 1</i>           | X |   |
| Sclerodactylidae Tipo 1            | X |   |
| <i>Serolis sp. 1</i>               | X |   |
| <i>Serolis sp. 2</i>               | X |   |
| <i>Sicyonia sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Skuphonura itapuca</i>          | X | X |
| <i>Socarnes sp. 1</i>              |   | X |
| Sphaeromatidae                     | X | X |
| <i>Stenothoe sp.</i>               | X |   |
| <i>Synalpheus sp.</i>              |   | X |
| <i>Synchellidium sp. 1</i>         |   | X |
| <i>Synidotea sp. 2</i>             | X | X |
| <i>Synopia sp. 1</i>               | X |   |
| <i>Tanaella sp. 2</i>              | X |   |
| Tanaidomorpha 1042-1043            | X |   |
| Tanaidomorpha 1077-1078            | X |   |
| Tanaidomorpha 955-958              | X |   |
| Tanaidomorpha BR-011 (A)           | X |   |
| Tanaidomorpha BR-043               | X |   |
| Tanaidomorpha BR-046               | X |   |
| Tanaidomorpha BR-047               | X |   |
| Tanaidomorppha BR-034              |   | X |
| <i>Thysanoserolis completa</i>     | X |   |
| <i>Tiburonella viscana</i>         | X | X |
| <i>Tryphosoides sp. 1</i>          | X |   |
| <i>Urothoidae sp. 1 nov</i>        | X | X |
| <i>Urothoides sp. 2</i>            |   | X |
| <i>Vaunthompsonia sp. 1</i>        | X |   |
| <i>Vaunthompsonia sp. 2</i>        | X |   |
| <i>Vaunthompsonia sp. 4</i>        |   | X |
| Vaunthompsoniinae sp. 1            |   | X |
| <i>Weswoodilla sp. 2</i>           |   | X |
| <b>Cephalochordata</b>             |   |   |
| Anfioxo                            | X | X |

**Echinodermata**

|                                        |   |   |
|----------------------------------------|---|---|
| <i>Acrocnida sp. 2</i>                 | X |   |
| <i>Amphiodia cf atra</i>               | X |   |
| <i>Amphiodia habilis</i>               |   | X |
| <i>Amphiodia planispina</i>            | X | X |
| <i>Amphiodia pulchella</i>             | X | X |
| <i>Amphiodia sp.</i>                   | X | X |
| <i>Amphiodia sp. 2</i>                 | X |   |
| <i>Amphiodia sp. 3</i>                 | X | X |
| <i>Amphiodia sp. 4</i>                 | X |   |
| <i>Amphiodia sp. 5</i>                 | X |   |
| <i>Amphiodia sp. 6</i>                 | X |   |
| <i>Amphiodia thychna</i>               |   | X |
| <i>Amphipholis januarii</i>            | X | X |
| <i>Amphipholis sp.</i>                 | X | X |
| <i>Amphipholis squamata</i>            | X | X |
| <i>Amphipholizona delicata</i>         |   | X |
| <i>Amphiura (Ophionema) intricata</i>  | X | X |
| <i>Amphiura cf (Amphiura) correcta</i> | X |   |
| <i>Amphiura cf (NI)</i>                | X |   |
| <i>Amphiura cf fibulata</i>            | X |   |
| <i>Amphiura cf kinbergi</i>            | X | X |
| <i>Amphiura cf otteri</i>              | X |   |
| <i>Amphiura joubini</i>                |   | X |
| <i>Amphiura latispina cf</i>           |   | X |
| <i>Amphiura muelleri</i>               | X |   |
| <i>Amphiura semiermis</i>              | X |   |
| <i>Amphiura sp.</i>                    | X | X |
| <i>Amphiura sp. 10</i>                 | X |   |
| <i>Amphiura sp. 11</i>                 | X |   |
| <i>Amphiura sp. 12</i>                 | X |   |
| <i>Amphiura sp. 2</i>                  |   | X |
| <i>Amphiura sp. 7</i>                  | X |   |
| <i>Amphiura sp. 9</i>                  | X |   |
| <i>Amphiura stimpsoni</i>              | X | X |
| <i>Amphiuridae cf Amphipholis</i>      | X |   |
| <i>Amphiuridae (NI)</i>                | X | X |
| <i>Cassidulidae</i>                    |   | X |
| <i>Cassidulus sp.</i>                  | X |   |
| <i>Clypeaster</i>                      | X |   |
| <i>Clypeasteridae</i>                  |   | X |
| <i>Cucumaria manoelina</i>             | X |   |
| <i>Echinoidea spp.</i>                 |   | X |
| <i>Encope emarginata</i>               | X |   |
| <i>Leodia sexiesperforata</i>          | X |   |
| <i>Microphiopholis subtilis cf</i>     |   | X |
| <i>Nuamphiura carvalhoi</i>            | X | X |
| <i>Ophiacanthidae (NI)</i>             |   | X |
| <i>Ophiactidae (NI)</i>                |   | X |
| <i>Ophiactis lymani</i>                | X | X |
| <i>Ophiactis sp.</i>                   | X |   |
| <i>Ophiocomella</i>                    |   | X |
| <i>Ophionephthys sp.</i>               | X |   |
| <i>Ophiophragmus cf cubanus</i>        | X |   |

|                                    |   |   |
|------------------------------------|---|---|
| <i>Ophiophragmus luetkeni</i>      | X | X |
| <i>Ophiophragmus riisei</i>        | X | X |
| <i>Ophiophragmus sp.</i>           | X |   |
| <i>Ophiopsila cf</i>               | X |   |
| <i>Ophiostigma cf</i>              | X |   |
| Ophiuridae                         | X |   |
| <i>Pentamera cf. pulcherrima</i>   | X |   |
| Scutellidae                        |   | X |
| Toxopneustidae                     | X |   |
| <b>Lophogastrida</b>               |   |   |
| <i>Lophogastrida sp. 1</i>         | X |   |
| <b>Mollusca</b>                    |   |   |
| <i>Abra aequalis</i>               |   | X |
| <i>Abra lioica</i>                 |   | X |
| <i>Abra sp. 1</i>                  | X |   |
| <i>Abra sp. 3</i>                  |   | X |
| <i>Abra sp. 4</i>                  | X |   |
| <i>Abra sp. 5</i>                  | X |   |
| <i>Acar transmar</i>               | X |   |
| <i>Acteocina lepta</i>             |   | X |
| <i>Acteocina sp. 2</i>             |   | X |
| <i>Aesopus obesus</i>              |   | X |
| <i>Alaba incerta</i>               | X |   |
| <i>Amalda josecarlosi</i>          |   | X |
| <i>Americuna besnardi</i>          |   | X |
| <i>Amphitalamus sp. 1</i>          | X |   |
| <i>Anachis isabellei</i>           | X |   |
| <i>Anadara notabilis</i>           | X |   |
| <i>Atys caribeus</i>               | X |   |
| <i>Barleeia rubroperculata</i>     | X |   |
| <i>Bivalvia sp. 24</i>             | X |   |
| <i>Cadulus parvus</i>              | X |   |
| <i>Caecum (Brochina) sp.</i>       | X |   |
| <i>Caecum (Elephantulum) sp.</i>   | X |   |
| <i>Caecum achironum</i>            | X |   |
| <i>Caecum antillarum</i>           | X |   |
| <i>Caecum circunvolutum</i>        | X |   |
| <i>Caecum floridanum</i>           | X |   |
| <i>Caecum pulchellum</i>           | X |   |
| <i>Caenogastropoda sp. (jovem)</i> | X |   |
| <i>Carditamera micella</i>         | X | X |
| <i>Carditidae sp. 1</i>            | X | X |
| <i>Chione sp. 1</i>                | X |   |
| <i>Chione sp. 2</i>                | X |   |
| <i>Clausinella gayi</i>            | X |   |
| <i>Codakia costata</i>             | X |   |
| <i>Corbula contracta</i>           | X |   |
| <i>Corbula cymella</i>             |   | X |
| <i>Corbulidae sp. 1</i>            | X |   |
| <i>Corbulidae sp. 2</i>            | X |   |
| <i>Corbulidae sp. 3</i>            | X |   |
| <i>Cosa brasiliensis</i>           | X |   |
| Crassatellidae                     |   | X |
| <i>Crassatellidae sp. 4</i>        | X |   |

|                                            |   |   |
|--------------------------------------------|---|---|
| <i>Crassinella</i> sp. 4                   |   | X |
| <i>Crenella</i> sp. 1                      | X |   |
| <i>Cyamiidae</i> sp. 1                     | X |   |
| <i>Cyclopecten nanus</i>                   | X |   |
| <i>Dacrydium</i> sp. 1                     | X |   |
| <i>Dentalium laqueatum</i>                 |   | X |
| <i>Diplodonta punctata</i>                 | X | X |
| <i>Elliptotellina americana</i>            |   | X |
| <i>Epitonium</i> aff. <i>angulatum</i>     | X |   |
| <i>Ervilia concentrica</i>                 | X |   |
| <i>Ervilia nitens</i>                      | X | X |
| <i>Ervilia</i> sp.                         | X |   |
| <i>Finella dubia</i>                       | X |   |
| <i>Fustiaria liodon</i>                    | X | X |
| <i>Gadila dominguensis</i>                 | X |   |
| <i>Glycymeris longior</i>                  | X |   |
| <i>Glycymeris pectinata</i>                | X | X |
| <i>Glycymeris telliniformes</i>            |   | X |
| <i>Glycymeris undata</i>                   | X |   |
| <i>Glyphohesione</i> cf. <i>nicoyensis</i> |   | X |
| <i>Gouldia cerina</i>                      |   | X |
| <i>Graptacme calamus</i>                   | X | X |
| <i>Graptacme semistriolata</i>             | X | X |
| <i>Hiatellidae</i> sp. 1                   | X |   |
| <i>Ischnochiton marcusii</i>               |   | X |
| <i>Kellia suborbicularis</i>               | X |   |
| <i>Lasaeidae</i> sp. 1                     | X |   |
| <i>Leptochiton darioi</i>                  | X |   |
| <i>Limatula subovata</i>                   | X |   |
| <i>Limopsis aurita</i>                     | X | X |
| <i>Lucina (Cavalinga) blanda</i>           | X | X |
| <i>Macoma cleryana</i>                     |   | X |
| <i>Mactra janeiroensis</i>                 | X | X |
| <i>Mactra petiti</i>                       | X |   |
| <i>Mactrelona alata</i>                    | X |   |
| <i>Mactrotoma fragilis</i>                 | X |   |
| <i>Meioceras cubitatum</i>                 | X |   |
| <i>Meioceras nitidum</i>                   |   | X |
| <i>Melanella</i> sp. 2                     | X |   |
| <i>Melanella</i> sp. 4                     | X |   |
| <i>Musculus lateralis</i>                  | X | X |
| <i>Mysella planulata</i>                   |   | X |
| <i>Natica isabelleana</i>                  | X |   |
| <i>Natica micra</i>                        | X |   |
| <i>Noetia bissulcata</i>                   | X |   |
| <i>Nucinella serrei</i>                    | X |   |
| <i>Nucula puelcha</i>                      | X | X |
| <i>Nucula semiornata</i>                   | X |   |
| <i>Oliva circinata</i>                     |   | X |
| <i>Olivancillaria urceus</i>               | X |   |
| <i>Olivella (Niteoliva) sp. 1</i>          |   | X |
| <i>Olivella (Olivella) sp. 1</i>           | X |   |
| <i>Olivella (Olivina) sp. 2</i>            |   | X |
| <i>Olivella defiorei</i>                   | X | X |

|                                  |   |   |
|----------------------------------|---|---|
| <i>Olivella nivea</i>            | X |   |
| <i>Olivella puelcha</i>          | X |   |
| <i>Olivella tehuelca</i>         | X |   |
| <i>Paradentalium disparile</i>   |   | X |
| <i>Periploma ovata</i>           |   | X |
| <i>Polyschides tetraschistus</i> | X |   |
| <i>Prunum af. roscida</i>        |   | X |
| <i>Prunum af. sp. 1</i>          |   | X |
| <i>Prunum sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Pteria colymbus</i>           |   | X |
| <i>Rimula frenulata</i>          | X |   |
| <i>Semele nuculoides</i>         |   | X |
| <i>Semele purpurascens</i>       |   | X |
| <i>Semelidae sp. 2</i>           | X |   |
| <i>Semelidae sp. 3</i>           | X | X |
| <i>Semelidae sp. 4</i>           |   | X |
| <i>Solariella carvalhoi</i>      | X | X |
| <i>Solariella sp. 1</i>          | X |   |
| <i>Solariorbis mooreanus</i>     |   | X |
| <i>Solecutidae sp. 1</i>         |   | X |
| <i>Spheniopsidae sp. 1</i>       | X |   |
| <i>Stenoplax sp.</i>             | X |   |
| <i>Strigilla pisiformis</i>      | X | X |
| <i>Strigilla sp.</i>             |   | X |
| <i>Strombus sp.</i>              | X |   |
| <i>Teinostoma sp.</i>            |   | X |
| <i>Tellina cf. exerithra</i>     | X |   |
| <i>Tellina persica</i>           |   | X |
| <i>Tellina sandix</i>            | X |   |
| <i>Tellinidae sp. 2</i>          | X |   |
| <i>Tellinidae sp. 5</i>          | X |   |
| <i>Thracia similis</i>           | X |   |
| <i>Thraciidae sp. 1</i>          | X | X |
| <i>Trabecula krumpermanni</i>    | X |   |
| <i>Tranzenella cubaniana</i>     | X | X |
| <i>Transeptar americana</i>      | X |   |
| <i>Tricolia bella</i>            | X | X |
| <i>Trigonulina ornata</i>        | X |   |
| <i>Turbonilla aff. dispar</i>    | X |   |
| <i>Turbonilla atypha</i>         | X |   |
| <i>Turbonilla fluminensis</i>    | X |   |
| <i>Vermiliopsis sp.</i>          | X | X |
| <i>Vitrinella sp.</i>            | X |   |
| <i>Volvarina af. avena</i>       | X | X |
| <b>Nemertinea</b>                |   |   |
| Nemertinea                       | X | X |
| <b>Oligochaeta</b>               |   |   |
| <i>Enchytraeidae sp. a</i>       | X | X |
| <i>Enchytraeidae sp. b</i>       | X | X |
| <i>Enchytraeidae sp. c</i>       | X | X |
| <i>Grania sp.</i>                | X |   |
| <i>Tubificidae sp. a</i>         | X | X |
| <i>Tubificidae sp. b</i>         | X | X |
| <i>Tubificidae sp. c</i>         | X | X |

|                                            |   |   |
|--------------------------------------------|---|---|
| <i>Tubificidae sp. d</i>                   | X |   |
| <i>Tubificidae sp. e</i>                   | X |   |
| <i>Tubificidae sp. f</i>                   | X | X |
| <b>Polychaeta</b>                          |   |   |
| <i>Abyssoninoe sp. 2</i>                   |   | X |
| <i>Aglaophamus juvenalis</i>               | X | X |
| <i>Aglaophamus macroura</i>                |   | X |
| <i>Amaeana sp. 1</i>                       | X | X |
| <i>Amage</i>                               | X |   |
| <i>Americanuphis magna</i>                 | X | X |
| <i>Ampharetidae (NI)</i>                   | X |   |
| <i>Ampharetidae gênero A</i>               | X |   |
| <i>Ampharetidae genero B</i>               | X |   |
| <i>Ampharetidae sp.</i>                    |   | X |
| <i>Amphicteis sp.</i>                      | X | X |
| <i>Amphictene sp.</i>                      | X |   |
| <i>Ancistrosyllis hamata</i>               | X | X |
| <i>Ancistrosyllis hartmanae</i>            | X | X |
| <i>Ancistrosyllis jonesi</i>               | X |   |
| <i>Ancistrosyllis spp.</i>                 | X | X |
| <i>Aonidella dayi</i>                      | X | X |
| <i>Aonides mayaguezensis</i>               | X | X |
| <i>Aonides sp. A</i>                       |   | X |
| <i>Aphelochaeta spp.</i>                   | X | X |
| <i>Aphrodita sp. A</i>                     |   | X |
| <i>Apistobanchus sp. A</i>                 | X | X |
| <i>Apoprionospio dayi</i>                  | X | X |
| <i>Arabella aracaensis</i>                 | X |   |
| <i>Arabella sp. 1</i>                      | X | X |
| <i>Arabella sp. 2</i>                      | X |   |
| <i>Arabella sp. 3</i>                      | X | X |
| <i>Arabella sp. 4</i>                      | X | X |
| <i>Arabella sp. 4</i>                      |   | X |
| <i>Aricidea (Acesta) sp. H</i>             | X |   |
| <i>Aricidea (Acmira) cf. catharinae</i>    | X | X |
| <i>Aricidea (Acmira) cf. simplex</i>       |   | X |
| <i>Aricidea (Acmira) cf. taylori</i>       | X | X |
| <i>Aricidea (Allia) x</i>                  |   | X |
| <i>Aricidea (Aricidea) cf. albatrossae</i> | X | X |
| <i>Aricidea (Aricidera) cf. wassi</i>      | X | X |
| <i>Arandia agilis</i>                      | X | X |
| <i>Arandia cf. agilis</i>                  |   | X |
| <i>Arandia cf. brevis</i>                  |   | X |
| <i>Arandia cirrhosa</i>                    | X | X |
| <i>Arandia maculata</i>                    | X | X |
| <i>Arandia sp.</i>                         | X | X |
| <i>Arandia sp.</i>                         |   | X |
| <i>Axiothella catenata</i>                 |   | X |
| <i>Axiothella somersi</i>                  | X | X |
| <i>Axiothella sp. 1</i>                    | X | X |
| <i>Axiothella sp. 2</i>                    | X |   |
| <i>Axiothella sp. 3</i>                    | X |   |
| <i>Axiothella sp. 4</i>                    | X |   |
| <i>Barantolla sp. A</i>                    |   | X |

|                                           |   |   |
|-------------------------------------------|---|---|
| <i>Barantolla sp. C</i>                   |   | X |
| <i>Brevicirrotyllis mariae</i>            | X | X |
| <i>Cabira incerta</i>                     | X | X |
| <i>Cabira spp.</i>                        |   | X |
| <i>Capitella sp. A</i>                    | X |   |
| <i>Capitellidae IV sp. A</i>              | X |   |
| <i>Capitellidae IX sp. A</i>              | X |   |
| <i>Capitellidae spp. (jovem)</i>          | X | X |
| <i>Capitellidae VI sp. A</i>              | X | X |
| <i>Capitellidae VII sp. A</i>             | X |   |
| <i>Capitellidae VIII sp. A</i>            | X |   |
| <i>Capitellidae X sp. A</i>               | X |   |
| <i>Capitellidae XI sp. A</i>              | X |   |
| <i>Capitellidae XII sp. A</i>             | X |   |
| <i>Capitellidae XX sp. A</i>              |   | X |
| <i>Capitellidae XXI sp. A</i>             | X |   |
| <i>Capitomastus sp. A</i>                 | X |   |
| <i>Caulleriella apicula</i>               | X | X |
| <i>Caulleriella cristata</i>              | X | X |
| <i>Caulleriella spp.</i>                  | X | X |
| <i>Ceratocephale cf. oculata</i>          | X | X |
| <i>Chaetozone sp. A</i>                   | X |   |
| <i>Chaetozone sp. B</i>                   | X |   |
| <i>Chaetozone sp. E</i>                   | X | X |
| <i>Chaetozone sp. F</i>                   | X | X |
| <i>Chaetozone sp. G</i>                   |   | X |
| <i>Chaetozone sp. I</i>                   | X |   |
| <i>Chaetozone sp. L</i>                   |   | X |
| <i>Chaetozone sp. M</i>                   | X | X |
| <i>Chaetozone spp.</i>                    | X | X |
| <i>Chloeia viridis</i>                    | X | X |
| <i>Chone americana</i>                    | X | X |
| <i>Chrysopetalum cf. heteropalea</i>      | X |   |
| <i>Chrysopetalum sp.</i>                  | X | X |
| <i>Cirratulidae sp. A</i>                 | X |   |
| <i>Cirratulidae spp.</i>                  | X | X |
| <i>Cirratulus spp.</i>                    | X |   |
| <i>Cirrophorus branchiatus</i>            | X | X |
| <i>Cirrophorus sp. 3</i>                  | X | X |
| <i>Clymenopsis cingulatum</i>             |   | X |
| <i>Clymenura (Cephalata) longicaudata</i> | X |   |
| <i>Clymenura (Clymenura) cirrata</i>      | X | X |
| <i>Clymenura (Clymenura) gracilis</i>     |   | X |
| <i>Clymenura sp. 1</i>                    | X |   |
| <i>Cossura sp. 2</i>                      | X |   |
| <i>Dasybranchus caducus</i>               | X | X |
| <i>Dasybranchus sp. A</i>                 |   | X |
| <i>Demonax sp.</i>                        |   | X |
| <i>Diopatra sp. 1</i>                     |   | X |
| <i>Diopatra tridentata</i>                | X | X |
| <i>Dipolydora socialis</i>                |   | X |
| <i>Dipolydora sp. A</i>                   |   | X |
| <i>Dispia sp. A</i>                       | X | X |
| <i>Dodecamastus sp. A</i>                 | X |   |

|                                          |   |   |
|------------------------------------------|---|---|
| <i>Dorvillea (Schistomeringos) sp. 1</i> | X |   |
| <i>Dorvillea (Schistomeringos) sp. 2</i> | X | X |
| <i>Dorvillea (Schistomeringos) sp. 3</i> | X | X |
| <i>Dorvillea (Schistomeringos) sp. 4</i> | X | X |
| Dorvilleidae                             | X |   |
| <i>Dorvilleidae sp. 19</i>               |   | X |
| <i>Drilonereis sp. 1</i>                 | X | X |
| <i>Drilonereis sp. 2</i>                 | X |   |
| <i>Drilonereis sp. 3</i>                 | X |   |
| <i>Erinaceusyllis sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Erinaceusyllis sp. 2</i>              | X |   |
| <i>Erinaceusyllis sp. 3</i>              | X |   |
| <i>Euchone sp.</i>                       | X | X |
| <i>Euchone sp. B</i>                     | X |   |
| <i>Euclymene lumbricoides</i>            | X |   |
| <i>Euclymene oerstedii</i>               | X |   |
| <i>Euclymene sp. 1</i>                   | X | X |
| <i>Euclymene sp. 2</i>                   |   | X |
| <i>Euclymene sp. 3</i>                   |   | X |
| <i>Euclymene sp. 4</i>                   |   | X |
| <i>Eulalia microoculata</i>              |   | X |
| <i>Eumida sanguinea</i>                  | X |   |
| <i>Eumida sp. 1</i>                      |   | X |
| <i>Eunice sp. 1</i>                      | X | X |
| <i>Eunice sp. 3</i>                      | X | X |
| <i>Eunice sp. 6</i>                      |   | X |
| <i>Eurysyllis sp. 1</i>                  | X |   |
| <i>Eurythoe sp. A</i>                    | X |   |
| <i>Eusyllinae sp. 1</i>                  | X | X |
| <i>Eusyllinae sp. 2</i>                  | X |   |
| <i>Eusyllinae sp. 3</i>                  | X |   |
| <i>Eusyllis kupfferi</i>                 | X | X |
| <i>Eusyllis lamelligera</i>              |   | X |
| <i>Exogone (Exogone) arenosa</i>         | X |   |
| <i>Exogone (Exogone) dispar</i>          | X | X |
| <i>Exogone (Exogone) lourei</i>          |   | X |
| <i>Exogone (Exogone) mompasensis</i>     | X |   |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 2</i>           | X | X |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 3</i>           | X | X |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 4</i>           | X | X |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 5</i>           |   | X |
| <i>Exogone (Exogone) sp. 6</i>           |   | X |
| <i>Exogone (Exogone) uniformis</i>       | X |   |
| Flabelligeridae                          | X | X |
| <i>Galathowenia oculata</i>              | X | X |
| <i>Glycera americana</i>                 | X | X |
| <i>Glycera brevicirris</i>               |   | X |
| <i>Glycera cf. tridactyla</i>            |   | X |
| <i>Glycera cinnamomea</i>                | X |   |
| <i>Glycera lapidum</i>                   | X | X |
| <i>Glycera oxycephala</i>                | X | X |
| <i>Glycera sp.</i>                       |   | X |
| <i>Glycinde (jovem)</i>                  | X |   |
| <i>Glycinde henningi</i>                 |   | X |

|                                            |   |   |
|--------------------------------------------|---|---|
| <i>Glycinde multidentis</i>                |   | X |
| <i>Glycinde nordmanni</i>                  | X | X |
| <i>Glycinde picta</i>                      | X |   |
| <i>Glycinde</i> sp. (jovem)                | X | X |
| <i>Glyphohesione</i> cf. <i>nicoyensis</i> | X |   |
| <i>Glyphohesione klatti</i>                | X |   |
| <i>Goniada</i> (jovem)                     | X |   |
| <i>Goniada acicula</i>                     | X | X |
| <i>Goniada crudelis</i>                    | X | X |
| <i>Goniada echinulata</i>                  | X | X |
| <i>Goniada emerita</i>                     |   | X |
| <i>Goniada</i> sp.                         |   | X |
| <i>Goniada virgini</i>                     |   | X |
| <i>Goniadella revizee</i>                  | X | X |
| <i>Goniadides carolinae</i>                | X | X |
| <i>Goniadides</i> sp. 1                    | X |   |
| <i>Grubeulepis</i> sp. A                   | X | X |
| <i>Gymnonenereis</i> cf. <i>crosslandi</i> |   | X |
| <i>Halosydnella australis</i>              | X |   |
| <i>Haploscoloplos</i> cf. <i>fragilis</i>  | X |   |
| <i>Haplosyllis lobo</i>                    |   | X |
| <i>Haplosyllis</i> sp. 1                   | X | X |
| <i>Haplosyllis</i> sp. 3                   |   | X |
| <i>Harmothoe</i> sp. A                     | X | X |
| <i>Harmothoe</i> sp. B                     | X |   |
| <i>Hemileucon</i> sp. 2                    | X |   |
| <i>Hemipodia simplex</i>                   | X | X |
| <i>Herdmanella</i> sp. A                   | X |   |
| <i>Hesionidae</i> spp.                     | X | X |
| <i>Hesionura coineau</i>                   |   | X |
| <i>Hesionura elongata</i>                  |   | X |
| <i>Hesionura laubieri</i>                  | X | X |
| <i>Hesionura</i> sp. 1                     | X | X |
| <i>Hesionura</i> sp. 2                     |   | X |
| <i>Heteropodarke</i> sp. A                 | X |   |
| <i>Heteropodarke</i> sp. B                 | X |   |
| <i>Heteropodarke</i> spp.                  | X | X |
| <i>Hyalinoecia</i> sp. 1                   | X | X |
| <i>Hypereteone alba</i>                    | X | X |
| <i>Hypereteone</i> sp. 1                   |   | X |
| Iospilidae                                 |   | X |
| <i>Isocirrus</i> sp. 1                     | X |   |
| <i>Isolda</i> cf. <i>pulchella</i>         | X | X |
| <i>Johnstonia duplicata</i>                | X | X |
| <i>Johnstonia</i> sp. 1                    | X | X |
| <i>Johnstonia</i> sp. 2                    | X | X |
| <i>Kinbergonuphis difficilis</i>           | X | X |
| <i>Kinbergonuphis fauchaldi</i>            | X | X |
| <i>Kinbergonuphis orensanzi</i>            | X | X |
| <i>Kinbergonuphis</i> sp.                  | X |   |
| <i>Kinbergonuphis</i> sp. 1                | X |   |
| <i>Kinbergonuphis</i> sp. 2                | X |   |
| <i>Kinbergonuphis</i> sp. 3                | X | X |
| <i>Kinbergonuphis</i> sp. 4                | X | X |

|                                   |   |   |
|-----------------------------------|---|---|
| <i>Laonice aperata</i>            | X | X |
| <i>Laonice petersenae</i>         | X | X |
| <i>Laonice weddellia</i>          | X | X |
| <i>Leiocapitella</i> sp. A        | X | X |
| <i>Leitoscoloplos</i> sp.         |   | X |
| <i>Leodamas</i> cf. <i>rubra</i>  | X |   |
| <i>Leodamas</i> sp.               |   | X |
| <i>Leodamas</i> sp. 2             | X |   |
| <i>Lepidonotus careuleus</i>      | X | X |
| <i>Lepidonotus</i> sp. A          |   | X |
| <i>Levinsenia oligobranchiata</i> | X | X |
| <i>Linopherus</i> sp. A           | X | X |
| <i>Loandalia</i> spp.             | X | X |
| <i>Loandalia tricuspis</i>        | X | X |
| <i>Loimia</i> sp. 1               |   | X |
| <i>Loimia</i> sp. 2               |   | X |
| <i>Lumbriclymene</i> sp. 1        | X |   |
| <i>Lumbrineridae</i> sp. 6        | X | X |
| <i>Lumbrineridae</i> sp. 7        | X |   |
| <i>Lumbrineridae</i> sp. 8        | X |   |
| <i>Lumbrinerides</i> sp. 2        |   | X |
| <i>Lumbrinerides</i> sp. 3        | X | X |
| <i>Lumbrineriopsis</i> sp.        | X | X |
| <i>Lumbrineris latreilli</i>      |   | X |
| <i>Lumbrineris</i> sp. 1          | X | X |
| <i>Lumbrineris</i> sp. 2          | X | X |
| <i>Lumbrineris</i> sp. 3          |   | X |
| <i>Lumbrineris</i> sp. 4          |   | X |
| <i>Lysidice ninetta</i>           | X | X |
| <i>Magelona crenulata</i>         | X | X |
| <i>Magelona nonatoi</i>           |   | X |
| <i>Magelona papillicornis</i>     | X | X |
| <i>Magelona posterelongata</i>    | X |   |
| <i>Magelona</i> sp. 1             | X |   |
| <i>Magelona</i> sp. 2             | X |   |
| <i>Magelona</i> sp. 3             | X | X |
| <i>Magelona</i> sp. 4             | X |   |
| <i>Magelona</i> sp. 5             | X | X |
| <i>Magelona</i> sp. 7             |   | X |
| <i>Magelona variolamellata</i>    | X | X |
| <i>Malacoceros</i> sp. A          | X | X |
| <i>Maldanella harai</i>           |   | X |
| Maldanidae (NI)                   | X | X |
| <i>Malmgreniella lilianae</i>     | X |   |
| <i>Mastobranchus</i> sp. A        | X |   |
| <i>Mediomastus californiensis</i> | X | X |
| <i>Mediomastus calliopensis</i>   | X |   |
| <i>Mediomastus fragilis</i>       | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. A          | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. B          | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. C          | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. D          | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. E          | X |   |
| <i>Mediomastus</i> sp. F          | X |   |

|                                       |   |   |
|---------------------------------------|---|---|
| Mediomastus spp. (NI)                 | X |   |
| <i>Megalomma bioculatum</i>           |   | X |
| <i>Meiodorvillea</i> sp. 1            | X |   |
| <i>Meiodorvillea</i> sp. 2            | X | X |
| <i>Meredithia uebelackerae</i>        | X | X |
| <i>Microclymene</i> sp. 1             |   | X |
| <i>Micromaldane ornithochaeta</i>     | X | X |
| <i>Microspio</i> sp. A                | X | X |
| <i>Microspio</i> sp. B                | X | X |
| <i>Microspio</i> sp. C                |   | X |
| <i>Monticellina</i> sp. A             | X |   |
| <i>Monticellina</i> sp. B             | X |   |
| <i>Monticellina</i> sp. C             | X |   |
| <i>Monticellina</i> sp. D             | X |   |
| <i>Monticellina</i> sp. E             | X |   |
| <i>Monticellina</i> sp. G             |   | X |
| <i>Monticellina</i> spp.              | X | X |
| <i>Mooreonuphis intermedia</i>        | X | X |
| <i>Mooreonuphis</i> sp.               | X | X |
| <i>Mooreonuphis</i> sp. 1             | X | X |
| <i>Mooreonuphis</i> sp. 2             | X | X |
| <i>Myrianida</i> sp. 2                |   | X |
| <i>Mystides borealis</i>              | X |   |
| <i>Nainereis</i> sp.                  | X | X |
| <i>Neanthes bruaca</i>                | X | X |
| <i>Neanthes</i> sp.                   | X | X |
| <i>Nematonereis hebes</i>             | X | X |
| <i>Nematopaguroides fagei</i>         | X |   |
| <i>Nephtys acrochaeta</i>             | X |   |
| <i>Nephtys fluviatilis</i>            | X |   |
| <i>Nephtys squamosa</i>               | X | X |
| <i>Nereiphylla castanea</i>           | X | X |
| <i>Nereis</i> sp.                     | X |   |
| <i>Nicomache</i> sp. 1                | X |   |
| <i>Nicomache</i> sp. 2                | X |   |
| <i>Nicon</i> sp.                      | X |   |
| <i>Ninoe brasiliensis</i>             | X |   |
| <i>Nothria benthophyla</i>            |   | X |
| <i>Notocirrus</i> sp. 1               | X |   |
| <i>Notodasus</i> sp. A                | X |   |
| <i>Notomastus angelicae</i>           | X |   |
| <i>Notomastus</i> cf. <i>aberrans</i> |   | X |
| <i>Notomastus</i> cf. <i>magnus</i>   | X | X |
| <i>Notomastus</i> cf. <i>tenuis</i>   |   | X |
| <i>Notomastus</i> cf. <i>teres</i>    |   | X |
| <i>Notomastus daueri</i>              | X |   |
| <i>Notomastus latericeus</i>          | X | X |
| <i>Notomastus lobatus</i>             |   | X |
| <i>Notomastus</i> sp. B               | X |   |
| <i>Notomastus</i> sp. C               | X | X |
| <i>Notomastus</i> sp. D               | X | X |
| <i>Notomastus</i> sp. E               | X | X |
| <i>Notomastus</i> sp. F               | X |   |
| <i>Notomastus</i> sp. G               | X |   |

|                                 |   |   |
|---------------------------------|---|---|
| <i>Notomastus sp. H</i>         | X |   |
| <i>Notomastus sp. I</i>         | X |   |
| <i>Notomastus sp. J</i>         | X |   |
| <i>Notomastus sp. K</i>         |   | X |
| <i>Notomastus sp. M</i>         |   | X |
| <i>Notomastus sp. N</i>         | X |   |
| <i>Notomastus spp. (NI)</i>     | X | X |
| <i>Odontosyllis sp. 1</i>       | X | X |
| <i>Odontosyllis sp. 2</i>       | X | X |
| <i>Odontosyllis sp. 3</i>       | X | X |
| <i>Oenonidae</i>                | X |   |
| <i>Onuphidae sp. 1</i>          | X | X |
| <i>Onuphidae sp. 3</i>          |   | X |
| <i>Onuphis eremita oculata</i>  | X | X |
| <i>Ophelia assimilis</i>        | X | X |
| <i>Ophelia assimilis</i>        |   | X |
| <i>Ophelia limacina</i>         |   | X |
| <i>Ophelia pulchella</i>        | X | X |
| <i>Ophelia sp.</i>              | X | X |
| <i>Ophelina abbranchiata</i>    | X |   |
| <i>Ophelina acuminata</i>       | X | X |
| <i>Ophelina aulogastrella</i>   | X |   |
| <i>Ophelina cf. chaetifera</i>  | X |   |
| <i>Ophelina cylindricaudata</i> | X | X |
| <i>Ophelina gaucha</i>          | X |   |
| <i>Ophelina sp.</i>             | X | X |
| <i>Ophiodromus sp. A</i>        | X |   |
| <i>Ophiodromus sp. B</i>        | X |   |
| <i>Opisthodonta morena</i>      | X | X |
| <i>Opisthodonta sp. 1</i>       | X | X |
| <i>Owenia cf. collaris</i>      |   | X |
| <i>Owenia collaris</i>          | X |   |
| <i>Owenia fusiformis</i>        | X | X |
| <i>Owenia johnsoni</i>          | X | X |
| <i>Owenia sp.</i>               | X | X |
| <i>Oxyurostylis sp. 1</i>       |   | X |
| <i>Oxyurostylis sp. 2</i>       |   | X |
| <i>Paradiopatra sp. 1</i>       |   | X |
| <i>Paradyte sp. A</i>           | X |   |
| <i>Paraehlersia sp. 1</i>       | X | X |
| <i>Paranaitis sp.</i>           | X |   |
| <i>Paranaitis sp. 2</i>         | X | X |
| <i>Paraninoe sp. 1</i>          |   | X |
| <i>Parapionosyllis sp. 1</i>    | X |   |
| <i>Parapionosyllis sp. 2</i>    | X | X |
| <i>Parapionosyllis sp. 3</i>    | X | X |
| <i>Paraprionospio tamaii</i>    | X | X |
| <i>Parexogone cf. gambiae</i>   | X |   |
| <i>Parexogone sp. 3</i>         | X | X |
| <i>Parexogone sp. 4</i>         | X |   |
| <i>Parexogone sp. 5</i>         | X | X |
| <i>Parexogone sp. 6</i>         | X | X |
| <i>Parougia sp. 1</i>           |   |   |
| <i>Pelogenia arenosa</i>        | X | X |

|                                       |   |   |
|---------------------------------------|---|---|
| <i>Perkinsyllis koolalya</i>          | X | X |
| <i>Perkinsyllis sp. 1</i>             | X | X |
| <i>Pettiboneia sp. 1</i>              | X | X |
| <i>Pettiboneia sp. 2</i>              |   | X |
| <i>Pettiboneia sp. 3</i>              |   | X |
| <i>Pettiboneia sp. 4</i>              |   | X |
| <i>Pholoe minuta</i>                  | X | X |
| <i>Pholoe sp. A</i>                   |   | X |
| <i>Pholoe sp. C</i>                   | X | X |
| <i>Phyllodoce lineata</i>             | X | X |
| <i>Phyllodoce longipes</i>            |   | X |
| <i>Phyllodoce madeirensis</i>         | X | X |
| <i>Phyllodoce panamensis</i>          | X |   |
| <i>Phyllodoce sp. 1</i>               | X | X |
| <i>Phyllodoce sp. 2</i>               | X | X |
| <i>Phyllodoce sp. 3</i>               |   | X |
| <i>Phylo sp.</i>                      | X |   |
| <i>Pilargidae sp.</i>                 | X | X |
| <i>Pionosyllis sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Pionosyllis sp. 2</i>              | X |   |
| <i>Pionosyllis sp. 5</i>              |   | X |
| <i>Pisone sp.</i>                     | X | X |
| <i>Pista sp.</i>                      | X |   |
| <i>Pista sp. 2</i>                    | X |   |
| <i>Pistella sp. 1</i>                 | X | X |
| <i>Plakosyllis sp. 1</i>              | X |   |
| <i>Podarkeopsis sp. B</i>             | X |   |
| <i>Podarkeopsis sp. C</i>             | X |   |
| <i>Podarkeopsis spp.</i>              | X | X |
| <i>Poecilochaetus cf. perequensis</i> | X | X |
| <i>Poecilochaetus sp.</i>             | X | X |
| <i>Polycirrus sp. 1</i>               |   | X |
| <i>Polycirrus sp. 2</i>               | X | X |
| <i>Polycirrus sp. 3</i>               | X | X |
| <i>Polycirrus sp. 4</i>               |   | X |
| <i>Polycirrus sp. 5</i>               | X | X |
| <i>Polydora blakei</i>                | X |   |
| <i>Polygordius sp.</i>                |   | X |
| <i>Polyphysia sp.</i>                 | X |   |
| <i>Polyschides tetraschistus</i>      |   | X |
| <i>Praxillella gracilis</i>           | X | X |
| <i>Praxillella pacifica</i>           | X |   |
| <i>Praxillella praetermissa</i>       | X | X |
| <i>Praxillella sp. 1</i>              | X | X |
| <i>Praxillella sp. 10</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 11</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 12</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 13</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 14</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 15</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 16</i>             | X |   |
| <i>Praxillella sp. 2</i>              | X |   |
| <i>Praxillella sp. 3</i>              | X | X |
| <i>Praxillella sp. 4</i>              | X |   |

|                                       |   |   |
|---------------------------------------|---|---|
| <i>Praxillella</i> sp. 5              | X |   |
| <i>Praxillella</i> sp. 6              | X |   |
| <i>Praxillella</i> sp. 7              | X |   |
| <i>Praxillella</i> sp. 8              | X |   |
| <i>Praxillella</i> sp. 9              | X |   |
| <i>Praxillella trifila</i>            | X |   |
| <i>Prionospio cristata</i>            | X | X |
| <i>Prionospio heterobranchia</i>      | X | X |
| <i>Prionospio</i> sp.                 |   | X |
| <i>Prionospio</i> sp. L               | X | X |
| <i>Prionospio</i> sp. M               | X |   |
| <i>Prionospio</i> sp. N               | X | X |
| <i>Prionospio</i> sp. O               | X | X |
| <i>Prionospio</i> sp. P               | X | X |
| <i>Prionospio</i> sp. R               | X |   |
| <i>Prionospio</i> sp. S               | X | X |
| <i>Proceraea</i> sp. 2                |   | X |
| <i>Progoniada regularis</i>           | X |   |
| <i>Prosphaerosyllis brachycephala</i> | X | X |
| <i>Prosphaerosyllis isabellae</i>     | X | X |
| <i>Prosphaerosyllis</i> sp. 1         | X | X |
| <i>Prosphaerosyllis</i> sp. 2         | X |   |
| <i>Prosphaerosyllis</i> sp. 3         | X |   |
| <i>Protodorvillea kefersteini</i>     | X | X |
| <i>Psamathe</i> sp. A                 | X |   |
| <i>Pseudofabriciola sofla</i>         | X |   |
| <i>Pseudostreblosoma</i> sp. 1        | X |   |
| <i>Rullierinereis</i> sp.             | X | X |
| <i>Sabellaria nanella</i>             |   | X |
| <i>Sabellaria wilsoni</i>             |   | X |
| <i>Salvatoria</i> sp. 1               | X | X |
| <i>Salvatoria</i> sp. 2               | X | X |
| <i>Salvatoria</i> sp. 3               |   | X |
| <i>Samythopsis</i> sp.                |   | X |
| <i>Scalibregma inflatum</i>           | X | X |
| <i>Schistocomus</i>                   | X |   |
| <i>Scolecopsis</i> sp. A              | X | X |
| <i>Scoloplos</i> sp. 1                | X | X |
| <i>Scoloplos</i> sp. 2                | X | X |
| <i>Scoloplos</i> sp. 3                |   | X |
| <i>Scyphoproctus</i> sp. A            |   | X |
| <i>Scyphoproctus</i> spp.             |   | X |
| <i>Serpulidae</i> gen. sp             | X |   |
| <i>Sigalion taquari</i>               | X | X |
| <i>Sigambra</i> spp.                  |   | X |
| <i>Sigambra setosa</i>                | X | X |
| <i>Sphaerosyllis annulata</i>         |   | X |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 3            | X | X |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 4            | X | X |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 5            | X |   |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 6            | X |   |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 7            | X | X |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 8            | X | X |
| <i>Sphaerosyllis</i> sp. 9            |   | X |

|                                     |   |   |
|-------------------------------------|---|---|
| Spheniopsidae sp. 2                 |   | X |
| <i>Spio</i> sp. A                   | X | X |
| <i>Spio</i> sp. B                   | X | X |
| <i>Spiochaetopterus</i> sp.         | X | X |
| Spionidae spp.                      | X | X |
| <i>Spiophanes</i> sp. A             | X | X |
| <i>Spiophanes</i> sp. B             | X | X |
| <i>Sthenelais</i> sp. A             | X | X |
| <i>Sthenelais</i> sp. B             | X | X |
| <i>Sthenelanella peterseni</i>      | X |   |
| <i>Streblosoma</i> sp. 1            | X | X |
| <i>Streblosoma</i> sp. 2            | X | X |
| <i>Streptodonta</i> sp. 1           | X | X |
| <i>Streptosyllis</i> sp. 1          |   | X |
| <i>Syllides</i> sp. 2               | X | X |
| <i>Syllides</i> sp. 3               | X | X |
| <i>Syllides</i> sp. 4               | X | X |
| <i>Syllides</i> sp. 5               |   | X |
| <i>Syllides</i> sp. 7               |   | X |
| <i>Syllides</i> sp. 9               |   | X |
| <i>Syllis corallicola</i>           |   | X |
| <i>Syllis garciai</i>               | X | X |
| <i>Syllis gracilis</i>              | X | X |
| <i>Syllis guidae</i>                | X | X |
| <i>Syllis ortizi</i>                | X | X |
| <i>Syllis pseudoarmillaris</i>      | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 1                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 10                |   | X |
| <i>Syllis</i> sp. 13                |   | X |
| <i>Syllis</i> sp. 15                |   | X |
| <i>Syllis</i> sp. 16                |   | X |
| <i>Syllis</i> sp. 2                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 22                |   | X |
| <i>Syllis</i> sp. 3                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 4                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 5                 | X | X |
| <i>Syllis</i> sp. 6                 | X | X |
| <i>Syllis</i> sp. 7                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 8                 | X |   |
| <i>Syllis</i> sp. 9                 |   | X |
| <i>Tachytrypane jeffreysii</i>      | X | X |
| <i>Taylorpholoe hirsuta</i>         | X | X |
| <i>Terebellides lanai</i>           | X | X |
| <i>Terebellides sepultura</i>       | X | X |
| Tharyx spp.                         | X |   |
| Thelepodinae sp. 1                  |   | X |
| <i>Thelepus</i> cf. <i>setosus</i>  | X | X |
| <i>Thelepus</i> sp. 1               | X |   |
| <i>Travisia</i> cf. <i>forbesii</i> | X |   |
| <i>Travisia</i> sp.                 | X | X |
| <i>Trichobranchus</i> sp. 1         |   | X |
| <i>Trichobranchus</i> sp. 2         | X |   |
| <i>Trochochaeta</i> sp.             | X |   |
| <i>Trypanosyllis</i> sp. 1          | X | X |

|                           |   |   |
|---------------------------|---|---|
| <i>Tryphosoides</i> sp. 1 |   | X |
| <b>Sipunculida</b>        |   |   |
| Sipuncula                 | X | X |

---