

CARACTERIZAÇÃO DA QUALIDADE DA ÁGUA E BIOTA NO ENTORNO DO PÁTIO LOGÍSTICO DO PORTO DO AÇÚ PARA O ESTUDO DE IMPACTO AMBIENTAL (EIA)



Coordenadores

Frederico Werneck Kurtz, Dr.

Coordenação Técnica

Silvio Ramos Souza

Coordenação de Operação e Logística

SCITECH

HUSKY DUCK

Dezembro de 2008

1. INTRODUÇÃO

1.1. OBJETIVOS

A presente campanha realizada em 13 de dezembro de 2008, no entorno do pátio logístico do Porto do Açú, teve como objetivo fornecer subsídios à caracterização da qualidade da água e da biota (fitoplâncton, zooplâncton, ictioplâncton, macrobentos e meiofauna) para o Estudo de Impacto Ambiental (EIA).

Neste relatório são apresentados os procedimentos técnicos empregados em campo, a metodologia de análise das amostras de água e biota e os resultados obtidos.

1.2. EQUIPE DE CAMPO

- Ricardo César Gonçalves Pollery, Dr.

Técnico a bordo, responsável pela coleta da água e pelas análises físico-químicas.

- Camila Negrão Signori, MSc.

Técnica a bordo, responsável pela coleta da biota aquática.

2. ÁREA DE ESTUDO

Os pontos de coleta se distribuíram ao longo do pátio logístico do Porto do Açú, localizado no norte fluminense. No total, foram selecionados cinco pontos de coleta para a amostragem da água e da biota, como pode ser observado na Tabela 2.1.

Tabela 2.1: Georeferenciamento das estações de coleta para a análise da qualidade da água e da biota aquática no entorno do pátio logístico do Porto do Açu (datum SAD 69).

Pontos de coleta	Coordenadas geográficas	
	Longitude (E)	Latitude (N)
Ponto 12	326487	7590807
Ponto 13	326025	7591936
Ponto 34	326814	7591561
Ponto 60	327630	7591683
Ponto 61	327168	7592597

3. METODOLOGIA

3.1. ESTRATÉGIA AMOSTRAL

A coleta foi realizada no dia 13 de dezembro de 2008, sob influência da maré de sizígia, com o auxílio da embarcação do tipo traineira (*A Família*) e de seus dois tripulantes (Figura 3.1).

De 72 pontos de coleta disponíveis, foram selecionados cinco pontos, sendo quatro deles situados nas pontas da malha amostral e um ponto central. Por questões logísticas, a sequência amostral dos pontos de coleta foi a seguinte: 12, 34, 60, 61 e 13.



Figura 3.1: Traineira utilizada para a coleta de água, sedimento e biota no entorno do pátio logístico do Porto do Açú.

3.1.1. Água

Os parâmetros físico-químicos foram analisados a partir de amostras coletadas nos cinco pontos de coleta (12, 13, 34, 60 e 61) em três diferentes profundidades (superfície, meio e fundo).

Os demais parâmetros - nutrientes, carbono orgânico total, material particulado em suspensão, clorofila-a, feofitina-a e turbidez – foram coletados somente na superfície.

A biota (fitoplâncton, zooplâncton e ictioplâncton) foi coletada na superfície da água nos cinco pontos selecionados (12, 13, 34, 60 e 61) no entorno do pátio logístico do Porto de Açú.

3.1.2. Sedimento

A biota (macrofauna e meiofauna) foi coletada nos cinco pontos selecionados (12, 13, 34, 60 e 61) no entorno do pátio logístico do Porto de Açú. As amostras de macrofauna foram realizadas em triplicata.

A Tabela 3.1 sintetiza os parâmetros coletados nos compartimentos água

e sedimento.

Tabela 3.1: *Parâmetros amostrados para cada matriz (água e sedimento) nos 5 pontos de coleta em 13 de dezembro de 2008.*

PARÂMETRO	MATRIZ	NÚMERO DE AMOSTRAS
Temperatura	Água	15*
Salinidade	Água	15*
Condutividade	Água	15*
pH	Água	15*
Oxigênio dissolvido	Água	15*
Transparência	Água	5
Turbidez	Água	5
Carbono orgânico total (COT)	Água	5
Material particulado em suspensão (MPS)	Água	5
Pigmentos clorofilianos	Água	5
Nutrientes	Água	5
Fitoplâncton	Água	5
Zooplâncton	Água	5
Ictioplâncton	Água	5
Macrobentos	Sedimento	15**
Meiofauna	Sedimento	5

* Coleta em três profundidades.

** Coleta em tréplica.

3.2. METODOLOGIA DE COLETA

3.2.1. Água

As amostras de água para as análises físico-químicas foram coletadas com o auxílio da garrafa de Van Dorn de 3 litros (Figura 3.2.1). Os parâmetros medidos *in situ* - temperatura da água, salinidade, condutividade, pH e oxigênio dissolvido – foram coletados em três profundidades, superfície, meio e fundo (Figura 3.2.2).

Os parâmetros - nutrientes, carbono orgânico total, material particulado em suspensão e turbidez - foram coletados na superfície e acondicionadas em frascos estéreis de polipropileno de 200 mL a 1.000 mL, preservados em

caixas isotérmicas com gelo e transportadas ao laboratório para posterior análise (Figura 3.2.3).

Para a análise dos pigmentos clorofilianos (clorofila-a e feofitina-a), foram filtrados 2 litros de água em filtro de fibra de vidro GF/F, marca Whatman, sob fraco vácuo, ao abrigo constante da luz. Após a filtração, os filtros foram acondicionados em crio-tubos e conservados a -20°C até a análise em laboratório. Todos estes cuidados visaram evitar a degradação dos pigmentos clorofilianos.

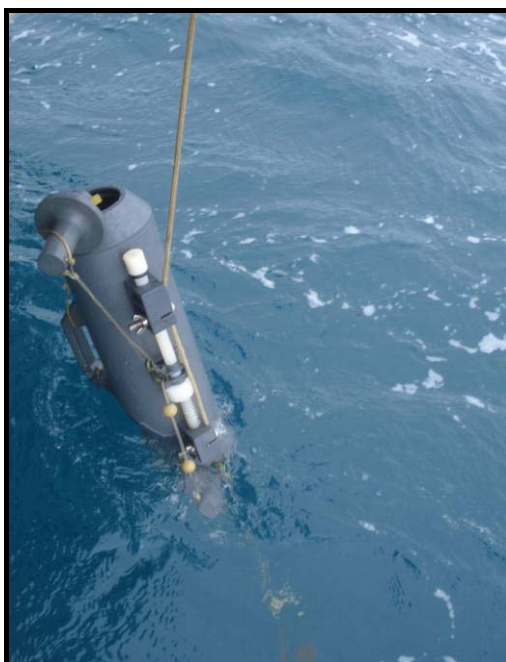


Figura 3.2.1: Lançamento da Garrafa de Van Dorn para coleta da água.



Figura 3.2.2: Medição *in situ* de alguns parâmetros físico-químicos com o auxílio do multímetro.



Figura 3.2.3: Coleta de água e acondicionamento das amostras para posterior análise em laboratório (A e B).

3.2.2. Fitoplâncton

As coletas de fitoplâncton para a análise qualitativa foram efetuadas com uma rede cônico-cilíndrica com 60 μm de abertura de malha, 0,3 m de diâmetro de boca e 1 m de comprimento total (Figura 3.2.4A). Os arrastos foram sub-superficiais com duração de 1 min.

Para a análise quantitativa, os organismos fitoplanctônicos foram coletados com a Garrafa de Van Dorn de 3 L (Figura 3.2.4B). Após a coleta, as amostras foram acondicionadas em frascos de 500 mL e fixadas em formol diluído a 2% em água do local, neutralizado com bórax.

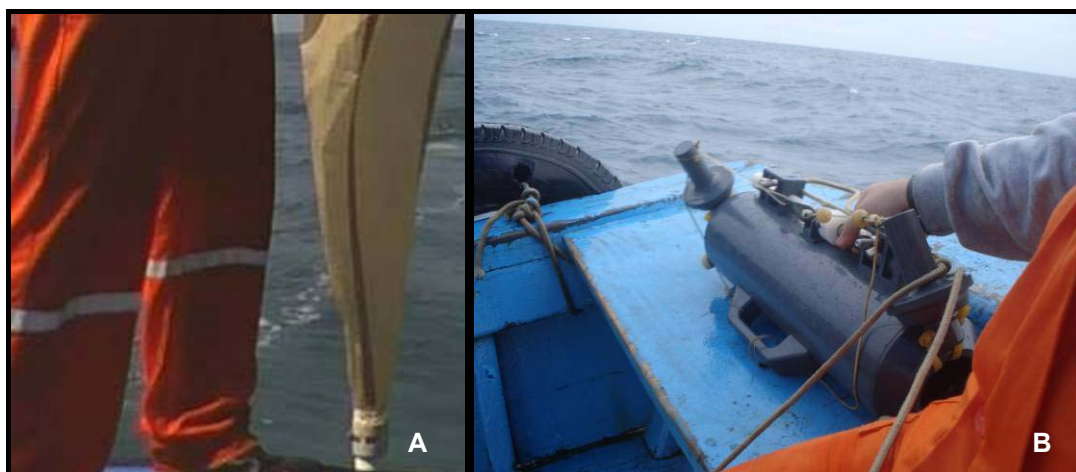


Figura 3.2.4: Coleta de fitoplâncton com o auxílio da rede de 60 μm (análise

qualitativa) (A) e com a Garrafa de Van Dorn (análise quantitativa) (B).

3.2.3. Zooplâncton

Para os arrastos de zooplâncton, foi utilizada uma rede cônico-cilíndrica com 200 μm de abertura de malha, 40 m de diâmetro de boca e 1,6 m de comprimento total. Na boca da rede foi acoplado um fluxômetro analógico *General Oceanics®*, previamente aferido, para estimar o volume de água filtrada (Figura 3.2.5). Os arrastos sub-superficiais tiveram duração de 3 min.

As amostras foram acondicionadas em frascos de polipropileno de 500 mL e fixadas com formol diluído a 4% em água do local e neutralizado com bórax.



Figura 3.2.5: Lançamento da rede de 200 μm para coleta de zooplâncton. A seta amarela indica o fluxômetro acoplado à rede para estimar o volume de água filtrada.

3.2.4. Ictioplâncton

A coleta do ictioplâncton foi realizada com redes cônico-cilíndricas de 300 μm e 500 μm (Bongô), de abertura de malha, 0,60 m de diâmetro de boca e 2,1 m de comprimento total. Na boca das redes foi acoplado um fluxômetro analógico *General Oceanics®*, previamente aferido, para estimar o volume de

água filtrada (Figura 3.2.6). Os arrastos sub-superficiais tiveram duração de 10 min (Figura 3.2.7).

As amostras foram acondicionadas em frascos de polipropileno de 500 mL e fixadas com formol diluído a 4% em água do local e neutralizado com bórax (Figura 3.2.8).



Figura 3.2.6: *Leitura do fluxômetro para estimativa do volume de água filtrada pela rede durante o arrasto.*



Figura 3.2.7: Lançamento das redes de 330 μ m e 500 μ m (Bongô) para coleta de ictioplâncton.



Figura 3.2.8: Lavagem do copo com pissete (A) e acondicionamento das amostras em frascos previamente etiquetados (B).

3.2.5. Macrobentos

As amostras de sedimento para análise da comunidade macrobentônica foram obtidas com auxílio de um busca-fundo Van Veen de 8 L (Figura 3.2.9).

A amostragem da comunidade macrobentônica foi efetuada em tréplica aleatória em cada estação (Holme & McIntyre, 1984). De cada lançamento, foram retirados 3 litros de sedimento. A bordo, o sedimento foi lavado em malha de 0,5 mm para retenção do macrobentos.

O material biológico e o sedimento restante foram fixados em formol diluído a 4% em água do local e neutralizado com bórax, e foram acondicionados em frascos de polipropileno de 1 L.

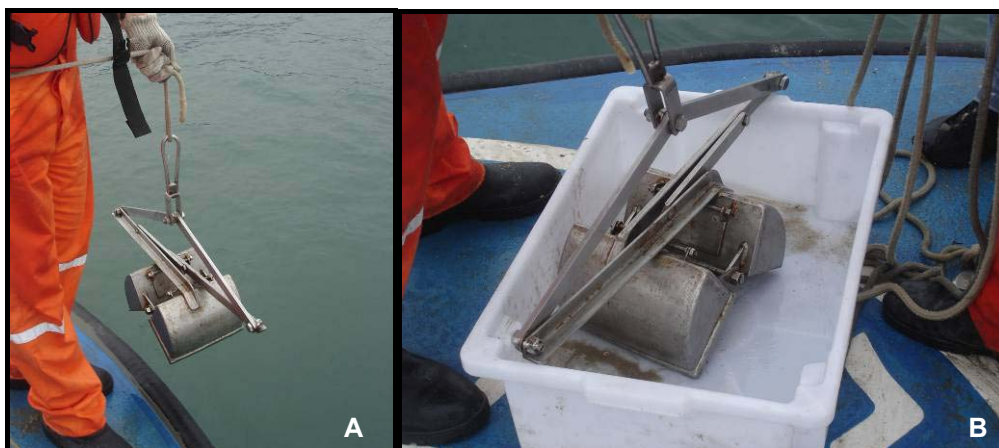


Figura 3.2.9: Lançamento (A) e recolhimento do amostrador Van Veen (B) para coleta do sedimento para análise do zoobentos.

3.2.6. Meiofauna

Na amostragem da meiofauna foram retirados os 10 cm superficiais do sedimento coletado com a Van Veen, utilizando um core de 5 cm de diâmetro (Giere, 1993) (Figura 3.2.10.). As amostras foram acondicionadas em frasco de polipropileno de 500 mL e fixadas com formol diluído a 4% em água do mar, neutralizado com bórax (Figura 3.2.11).



Figura 3.2.10: *Recolhimento de amostra da meiofauna através do core.*



Figura 3.2.11: *Acondicionamento das amostras de meiofauna.*

3.3. Metodologia de Análise

3.3.1. Água

3.3.1.1. Parâmetros Físico-químicos

- Temperatura

O registro da temperatura foi realizado, em conjunto com a medição do pH, através do pHmetro digital *Gehaka*, modelo PG1400.

- Salinidade

A salinidade foi determinada *in situ* com auxílio do condutivímetro WTW modelo 310i.

- Condutividade

A condutividade foi medida *in situ* com o auxílio do condutivímetro WTW modelo 310i.

- pH

A análise de pH foi realizada *in situ* imediatamente após a coleta com um pHmetro digital *Gehaka*, modelo PG1400, equipado com eletrodo duplo. O equipamento foi calibrado utilizando padrões de pH conhecido.

- Oxigênio Dissolvido (OD)

A análise de oxigênio dissolvido foi realizada *in situ* imediatamente após a coleta através de um Oxímetro *Orion*, calibrado segundo as determinações do fabricante.

- Transparência

O registro da transparência foi realizado através do lançamento de um disco de Secchi preso a um cabo graduado em centímetros.

- Turbidez

A turbidez foi determinada em laboratório com o Turbidímetro *TECNOPOM*, modelo TB 1000.

3.3.1.2. Compostos Inorgânicos

- Pigmentos clorofilianos

As concentrações de clorofilas *a*, *b* e *c* e respectiva feofitina foram medidas pelo método espectrofotométrico segundo Aminot & Chaussepied (1983). Foi utilizado um espectrofotômetro *Hitach* U-2000 de duplo feixe.

- Carbono Orgânico Total (COT)

A análise de carbono orgânico total foi realizada com o auxílio do Analisador de Carbono Orgânico Total - TOC- V_{CPH} da marca Shimadzu. O limite de detecção correspondente a um catalisador regular é de 50 $\mu\text{g/L}$.

O método de análise fundamenta-se em oxidação catalítica a elevadas temperaturas (680°C e 900°C respectivamente para as amostras líquidas e sólidas) e na determinação de CO_2 através de detector infravermelho não dispersivo (NDIR). O sistema é controlado por um computador compatível e software em ambiente Windows.

- Nutrientes

As análises colorimétricas foram realizadas em um espectrofotômetro *Hitach* U-2000, com duplo feixe óptico, em cubetas de 1 ou 5 cm de percurso

óptico, conforme as concentrações dos nutrientes, com leitura na faixa ideal de absorvância, descrita pela lei de Lambert-Beer.

As análises de amônio foram realizadas em triplicata, e as demais em duplicata. Padrões primários de 1000 mg/L da marca *Merck* foram empregados para construção das curvas padrão de todos os nutrientes.

- Amônia

O método empregado, derivado do método de Koroleff (1969), é simples e oferece uma boa precisão e sensibilidade, havendo a formação de uma solução azul de "azul de indofenol", cuja absorvância é medida a 630 nm em espectrofotômetro. Para acelerar a reação, usou-se o nitroprussiato de sódio. Na determinação do amônio, substituiu-se o hipoclorito pelo Trione (ácido dicloroisociânico) como agente oxidante (Grassoff & Johannsen, 1972). O método é considerado específico para o nitrogênio amoniacal, e a interferência provocada pela uréia e pelos aminoácidos é desprezível. No desenvolvimento do método, seguiram-se as recomendações de Aminot & Chaussepied (1983).

- Nitrito

O método utilizado está baseado na reação de Griess, e foi aplicado a águas salgadas por Bendschneider & Robinson (1952), sendo um dos mais sensíveis e específicos para a análise de íons nitrito. Os íons NO_2^- formam um diazóico com a sulfanilamida em meio ácido ($\text{pH} < 2$), em seguida o diazóico reage com o N-naftilétilenodiamino para formar o corante. A absorvância do corante é determinada espectrofotometricamente a 543 nm. Na determinação dos nitritos, seguiu-se o protocolo recomendado por Aminot & Chaussepied (1983).

- Nitrato

O método utilizado é baseado na redução quantitativa ($>95\%$) dos íons NO_3^- a NO_2^- e posterior análise destes, conforme descrito no item anterior. O resultado analítico que se obtém é a soma das concentrações dos íons nitrito e

nitrito. Como o nitrito é determinado analisando-se a alíquota sem que a mesma tenha sido reduzida, a concentração de nitrato é então calculada pela subtração do nitrito existente na amostra. A redução do nitrato a nitrito é efetuada pela passagem de uma alíquota através de uma coluna de cádmio tratada com cobre. O preparo, ativação, uso da coluna, determinação do rendimento em NO_3^- e NO_2^- e cálculo da concentração de NO_3^- , foram realizados utilizando-se a curva padrão de nitrito, de acordo com as recomendações de Aminot & Chaussepied (1983).

- Fosfato

O fósforo é um elemento nutritivo cuja forma mineral majoritária, ortofosfato, é encontrada nas águas salgadas sob duas formas principais: PO_4^{3-} e HPO_4^{2-} . O íon fosfato reage com o molibdato de amônio, em presença de Sb^{3+} para formar um complexo que se reduz pelo ácido ascórbico; esta forma reduzida, de coloração azul, tem uma absorção máxima em 885 nm. Os íons arseniato reagem de maneira idêntica aos íons fosfato, mas sua concentração é geralmente baixa, o que o torna negligenciável. Além disto, a velocidade da reação é menor para o arseniato do que para o fosfato, e se a medida for feita rapidamente, a interferência é evitada. A concentração de fosfato foi estimada a partir da curva padrão. O protocolo seguido foi o recomendado por Aminot & Chaussepied (1983).

- Silicato

A dosagem colorimétrica é baseada na formação de um complexo silícico-molibdico, que após redução, forma uma coloração azul intensa. A leitura da absorvância da solução é feita a 810 nm. A concentração de silicato foi estimada a partir da curva padrão. O desenvolvimento do método foi realizado seguindo as recomendações de Aminot & Chaussepied (1983).

- Fósforo Total

A determinação do fósforo total foi realizada por oxidação da amostra

com persulfato de potássio em meio alcalino, em autoclave, sob temperatura e pressão controladas. Na oxidação, simultaneamente, a reação inicia-se a um pH 9,7 e termina a um pH entre 4-5. Estas condições são obtidas pelos reagentes H_3BO_3 - NaOH. Após a digestão é aplicado o método para ortofosfato e sua curva padrão. O desenvolvimento do método foi descrito por Grasshoff & Ehrhardt (1983).

3.3.1.3. Biota

- Fitoplâncton

A contagem da população microfitoplanctônica foi realizada segundo o método de Utermöhl (1958), em microscópio invertido, após um tempo mínimo de 24 horas de sedimentação. A densidade dos táxons identificados foi padronizada em cél/L. A identificação foi feita no menor táxon possível.

- Zooplâncton

As amostras foram fracionadas com um sub-amostrador Motoda (Omori & Ikeda, 1984), e examinadas em placa de Dollfus sob microscópio estereoscópico. A densidade dos táxons identificados foi padronizada em ind/m³. A identificação foi feita no menor táxon possível.

- Ictioplâncton

As amostras foram triadas integralmente para a análise do ictioplâncton. A identificação e contagem dos organismos foram realizadas em cubeta de Dollfus, sob microscópio estereoscópico. A densidade dos táxons identificados foi padronizada em ovos ou larvas/100m³. A identificação foi feita no menor táxon possível.

3.3.2. SEDIMENTO

- Macrofauna

No laboratório, o sedimento de cada réplica foi elutriado para separação dos animais mais delicados e o sedimento restante, colocado diretamente sobre um conjunto de peneiras de 2,0; 1,0 e 0,5 mm de abertura de malha. A triagem em grandes grupos da macrofauna foi feita sob microscópio estereoscópico. A macrofauna foi preservada em álcool a 75%, acondicionada em vidraria apropriada, etiquetada e encaminhada aos diversos especialistas em cada grupo taxonômico para identificação. As identificações taxonômicas foram feitas até o nível específico, quando possível. Conchas vazias (e.g., Mollusca e Brachiopoda), tubos de animais mortos (e.g., Polychaeta) e fragmentos de Polychaeta destituídos de região cefálica foram desprezados nas contagens. Os dados foram expressos em densidade (ind/m²).

- Meiofauna

As amostras de sedimento passaram pelo processo de extração, sendo utilizada uma combinação de técnicas: peneiramento úmido e flotação com sulfato de magnésio (Giere, 1993). Foram considerados meiofauna os indivíduos com tamanho compreendido entre os limites de 500 µm (superior) e 50 µm (inferior). Os valores de meiofauna foram expressos em indivíduos por 10 cm².

4. RESULTADOS

4.1. Parâmetros físico-químicos

A profundidade local, a transparência (medida através do Disco de Secchi) e o horário inicial das operações de coleta em cada estação são apresentados na Tabela 4.1.

Tabela 4.1: Horário inicial das operações, profundidade local (m) e transparência (m) para cada estação de coleta em dezembro de 2008.

Estação	Horário inicial (h)	Profundidade local (m)	Transparência (m)
12	07:30	15	7
34	08:48	17	7,5
60	10:00	16	8
61	11:19	18	7
13	13:00	14	8

Os resultados obtidos para os parâmetros medidos *in situ* em três profundidades constam na Tabela 4.2.

Tabela 4.2: Resultados obtidos a partir das medições *in situ* dos parâmetros: temperatura da água (°C), salinidade, condutividade (µS/cm), pH e oxigênio dissolvido (mg/L) em dezembro de 2008.

Pontos de coleta	Camada	Profundidade (m)	Temperatura da água (°C)	Salinidade	Condutividade (µS/cm)	pH	Oxigênio dissolvido (mg/L)
12	superfície	1	23,8	36,1	53,3	8,22	7,18
	meio	7,5	23,2	35,8	52,2	8,19	7,12
	fundo	15	22,8	35,9	52,0	8,19	6,81
34	superfície	1	23,6	36,0	52,9	8,20	7,46
	meio	8,5	23,0	36,0	52,3	8,18	7,32
	fundo	17	22,7	35,8	51,7	8,17	7,26
60	superfície	1	23,9	36,1	53,4	8,20	7,56
	meio	8	23,4	36,0	52,7	8,18	7,32
	fundo	16	23,0	35,9	52,2	8,16	7,09
61	superfície	1	23,5	35,8	52,6	8,21	7,16
	meio	9	23,1	35,8	52,1	8,17	7,04
	fundo	18	22,6	35,9	51,7	8,16	6,94

13	superfície		23,1	35,9	52,3	8,26	7,34
	meio		22,7	36,0	52,0	8,21	7,26
	fundo	14	22,4	36,1	51,8	8,18	7,05

4.2. Turbidez e compostos inorgânicos

Os resultados de clorofila-a ($\mu\text{g/L}$), feofitina-a ($\mu\text{g/L}$), material particulado em suspensão (mg/L), turbidez (NTU) e Carbono Orgânico Total ($\mu\text{g C/L}$) encontram-se na Tabela 4.3.

Tabela 4.3: Resultados de clorofila-a ($\mu\text{g/L}$), feofitina-a ($\mu\text{g/L}$), material particulado em suspensão (mg/L), turbidez (NTU) e Carbono Orgânico Total ($\mu\text{g C/L}$) obtidos nas cinco estações de coleta em dezembro de 2008.

Pontos de coleta	Clorofila-a ($\mu\text{g/L}$)	Feofitina-a ($\mu\text{g/L}$)	MPS (mg/L)	Turbidez (NTU)	Carbono Orgânico Total ($\mu\text{gC/L}$)
12	1,042	ND	0,92	0,31	15.286,8
34	0,986	ND	0,98	0,35	10.689,7
60	1,113	ND	1,11	0,47	18.478,0
61	1,025	ND	1,03	0,43	12.779,1
13	0,963	ND	1,08	0,42	12.378,0

Os nutrientes analisados foram amônio, nitrito, nitrato, fosfato, silicato, fósforo total e nitrogênio total e os resultados para cada estação são apresentados na Tabela 4.4.

Tabela 4.4: Resultados de nutrientes (mg/L) - amônio, nitrito, nitrato, fosfato, silicato, fósforo total e nitrogênio total - obtidos nas cinco estações de coleta em dezembro de 2008.

Pontos de coleta	Nutrientes (mg/L)						
	Amônio	Nitrito	Nitrato	Fosfato	Silicato	Fósforo total	Nitrogênio total
12	0,011	0,006	2,221	0,015	0,048	0,019	2,490
34	0,010	0,005	1,963	0,012	0,044	0,016	2,528
60	0,009	0,005	2,143	0,010	0,061	0,017	2,614
61	0,008	0,005	2,317	0,012	0,051	0,015	2,559
13	0,009	0,006	2,065	0,015	0,061	0,020	2,480

4.3. Biota Aquática

- Fitoplâncton

As Tabelas 4.5 e 4.6 apresentam os resultados de fitoplâncton qualitativo e quantitativo, respectivamente.

Tabela 4.5: Análise qualitativa do fitoplâncton coletado em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta				
	12	34	60	61	13
CLASSE BACILLARIOPHYCEAE (DIATOMÁCEAS)					
SUBCLASSE CENTRICAEE					
<i>Actinopterychus vulgaris</i> Schumann	X				
<i>Actinopterychus senarius</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	X	X	X	X	X
<i>Auliscus sculptus</i> (Smith) Ralfs				X	
<i>Bellerophon horologicalis</i> Von Stosch	X	X	X	X	X
<i>Biddulphia tuomeyi</i> Hustedt	X	X	X		
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder	X	X	X	X	X
<i>Chaetoceros coarctatus</i> Lauder				X	
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder	X	X			
<i>Chaetoceros costatus</i> Pavillard		X			
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve	X	X	X	X	X
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve	X	X	X	X	X
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve	X	X	X	X	X
<i>Chaetoceros gracilis</i> Schütt				X	X
<i>Chaetoceros laciniosus</i> Schütt		X	X		
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow			X	X	
<i>Chaetoceros pendulus</i> Karsten					X
<i>Chaetoceros</i> sp.				X	
<i>Coscinodiscus centralis</i> Ehrenberg	X	X			
<i>Coscinodiscus</i> spp.			X		X
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle	X	X	X	X	
<i>Guinardia delicatula</i> (Cleve) Hasle	X	X	X	X	X
<i>Guinardia flaccida</i> Castracane		X			X
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle	X	X	X	X	X
<i>Helicotheca thamensis</i> (Shrubsole) Ricard		X	X		
<i>Hemiaulus membranaceus</i> Cleve	X	X	X	X	
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville					X
<i>Hydrosera whampoensis</i> (Schwarz) Hendey	X			X	
<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve	X	X	X	X	X
<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran	X	X	X		X
<i>Melosira moniliformis</i> (Müller) Agardh	X				

<i>Odontella mobiliensis</i> (Bailey) Grunow					X
<i>Odontella sinensis</i> (Greville) Grunow	X			X	
<i>Paralia sulcata</i> Cleve	X	X	X	X	
<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundstrom	X	X	X	X	X
<i>Rhizosolenia acuminata</i> (H. Peragallo) R. Peragallo	X	X			
<i>Rhizosolenia castracanei</i> Peragallo			X		
<i>Rhizosolenia indica</i> Peragallo	X	X	X	X	X
<i>Rhizosolenia pungens</i> Cleve-Euler		X			
<i>Rhizosolenia setigera</i> Brightwell		X	X		
<i>Rhizosolenia styliformis</i> Brightwell	X	X	X	X	X
<i>Skeletonema costatum</i> (Greville) Cleve	X	X		X	X
<i>Terpsinoe musica</i> Ehrenberg	X			X	X
<i>Thalassiosira</i> sp.					X
<i>Triceratium favus</i> Ehrenberg	X	X	X	X	X
<i>Trigonium formosum</i> f. <i>quadrangulare</i> (Greville) Hustedt		X			X
SUBCLASSE PENNATAE					
<i>Amphora</i> sp.	X	X	X	X	X
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round		X	X	X	X
<i>Cocconeis</i> cf. <i>placentula</i> Ehrenberg	X	X		X	
<i>Cocconeis</i> sp.			X		
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Her.) Reim. & Lewin	X	X	X	X	X
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Cleve		X			
<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & Sims		X			
<i>Gyrosigma balticum</i> (Ehrenberg) Rabenhorst	X				X
<i>Haslea wawriake</i> (Hustedt) Simonsen	X		X		
<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle		X			
<i>Lyrella lyra</i> Ehrenberg	X	X	X		X
<i>Navicula distans</i> (Wm. Smith) Ralfs	X	X	X	X	X
<i>Navicula</i> spp.	X	X	X		X
<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Grunow	X	X	X	X	X
<i>Nitzschia panduriformis</i> Gregory	X	X	X	X	
<i>Nitzschia</i> sp.	X	X	X	X	
<i>Phaeodactylum tricornutum</i> Bohlin					X
<i>Pleurosigma angulatum</i> (Quek.) Wm. Smith	X				
<i>Pleurosigma naviculaceum</i> Brébisson		X			
<i>Pleurosigma</i> sp.	X	X	X	X	X
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden		X	X	X	X
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle				X	
<i>Rhabdonema adriaticum</i> Kützing			X		
<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff	X	X	X		
<i>Thalassionema nitzschioides</i> Grunow		X			
CLASSE DINOPHYCEAE (DINOFLAGELADOS)					
<i>Ceratium furca</i> (Ehrenberg) Claparede & Lachmann		X	X	X	X
<i>Ceratium fusus</i> (Ehrenberg) Dujardin		X		X	X
<i>Ceratium gibberum</i> Gourret				X	X
<i>Ceratium macroceros</i> (Ehrenberg) Vanhöffen					X
<i>Ceratium massiliense</i> (Gourret) Jorgensen		X	X		X
<i>Ceratium trichoceros</i> (Ehrenberg) Kofoid		X	X	X	X
<i>Ceratium tripos</i> (O.F. Muller) Nitzsch		X	X	X	X
<i>Ceratium</i> sp.			X		

<i>Diplopsalis</i> sp.				X	
<i>Oxytoxum</i> sp.		X	X		X
<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg					X
<i>Protoperidinium depressum</i> (Bailey) Balech		X		X	
<i>Protoperidinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech					X
<i>Protoperidinium oceanicum</i> Van Hoffen		X	X		X
<i>Protoperidinium</i> cf. <i>tuba</i> Schiller			X		
<i>Protoperidinium</i> spp.	X		X		
<i>Pyrophacus steinii</i> (Schiller) Wall & Dale	X	X	X	X	
<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech		X			X
CLASSE CRYPTOPHYCEAE (CRÍPTOFÍCEAS)					
<i>Cryptomonas</i> spp.	X		X	X	X
CLASSE CYANOPHYCEAE (CIANOBACTÉRIAS)					
FILAMENTOSAS					
<i>Planktothrix</i> sp.			X	X	X
<i>Pseudanabaena</i> sp.				X	X

Tabela 4.6: Análise quantitativa do fitoplâncton (cél/L) coletado em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta				
	12	34	60	61	13
CLASSE BACILLARIOPHYCEAE (DIATOMÁCEAS)					
SUBCLASSE CENTRICEAE					
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder	0,00	0,00	10.788,00	14.136,00	10.044,00
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve	5.583,33	0,00	0,00	0,00	4.464,00
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve	558,33	372,00	1.116,00	0,00	0,00
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve	20.658,33	11.904,00	0,00	0,00	0,00
<i>Chaetoceros gracilis</i> Schütt	0,00	0,00	0,00	0,00	2.232,00
<i>Chaetoceros laciniosus</i> Schütt	0,00	0,00	4.092,00	0,00	0,00
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow	0,00	0,00	744,00	372,00	0,00
<i>Chaetoceros pendulus</i> Karsten	0,00	0,00	0,00	0,00	744,00
<i>Coscinodiscus centralis</i> Ehrenberg	0,00	744,00	0,00	0,00	0,00
<i>Coscinodiscus radiatus</i> Ehrenberg	558,33	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Coscinodiscus</i> spp.	0,00	0,00	372,00	0,00	0,00
<i>Guinardia delicatula</i> (Cleve) Hasle	5.583,33	1.488,00	1.488,00	744,00	372,00
<i>Guinardia flaccida</i> Castracane	0,00	0,00	0,00	0,00	744,00
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle	1.675,00	1.488,00	2.976,00	1.488,00	0,00
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville	0,00	0,00	0,00	0,00	372,00
<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve	3.908,33	2.232,00	372,00	11.160,00	372,00
<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran	3.908,33	3.348,00	372,00	0,00	744,00
<i>Paralia sulcata</i> Cleve	0,00	2.232,00	2.976,00	0,00	0,00
<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundstrom	3.350,00	1.488,00	372,00	0,00	0,00
<i>Rhizosolenia indica</i> Peragallo	558,33	1.860,00	744,00	2.976,00	1.488,00
<i>Rhizosolenia styliformis</i> Brightwell	0,00	0,00	372,00	0,00	0,00
<i>Skeletonema costatum</i> (Greville) Cleve	2.233,33	3.720,00	0,00	744,00	0,00
<i>Thalassiosira</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	372,00
SUBCLASSE PENNATAE					
<i>Amphora</i> sp.	0,00	0,00	372,00	0,00	0,00
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane)	0,00	2.232,00	3.348,00	0,00	744,00

Round					
<i>Cocconeis cf. placentula</i> Ehrenberg	2.233,33	1.116,00	0,00	372,00	0,00
<i>Cocconeis</i> sp.	0,00	0,00	744,00	0,00	0,00
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Her.) Reim. & Lewin	1.675,00	2.232,00	2.976,00	4.092,00	13.392,00
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Cleve	0,00	372,00	0,00	0,00	0,00
<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & Sims	0,00	0,00	0,00	0,00	372,00
<i>Lyrella lyra</i> Ehrenberg	1.116,67	0,00	372,00	0,00	372,00
<i>Navicula distans</i> (Wm. Smith) Ralfs	558,33	372,00	0,00	0,00	0,00
<i>Navicula</i> spp.	558,33	1.116,00	0,00	0,00	372,00
<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Grunow	5.583,33	4.464,00	372,00	4.092,00	1.488,00
<i>Nitzschia panduriformis</i> Gregory	1.675,00	372,33	1.488,33	0,00	0,00
<i>Nitzschia</i> sp.	1.675,00	0,00	0,00	1.488,00	0,00
<i>Phaeodactylum tricornutum</i> Bohlin	0,00	0,00	0,00	0,00	372,00
<i>Pleurosigma naviculaceum</i> Brébisson	0,00	372,00	0,00	0,00	0,00
<i>Pleurosigma</i> sp.	0,00	0,00	372,00	0,00	0,00
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden	0,00	744,00	2.232,00	372,00	1.488,00
<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff	4.466,67	744,00	372,00	0,00	0,00
CLASSE DINOPHYCEAE (DINOFLAGELADOS)					
<i>Oxytoxum</i> sp.	0,00	372,00	744,00	0,00	372,00
<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg	0,00	0,00	0,00	0,00	744,00
<i>Protoperidinium</i> spp.	1.675,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech	0,00	744,00	0,00	0,00	1.860,00
CLASSE CRYPTOPHYCEAE (CRÍPTOFÍCEAS)					
<i>Cryptomonas</i> spp.	558,33	744,00	2.232,00	744,00	1.488,00

- Zooplâncton

A Tabela 4.7 apresenta os resultados quali-quantitativos do zooplâncton.

Tabela 4.7: Análise quali-quantitativa do zooplâncton (ind/m³) coletado em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta				
	12	34	60	61	13
Siphonophora	1,14	0	6,94	8,23	3,76
Limacinidae	0,57	6,67	3,47	0	0
Cavolinidae	0,57	2,22	3,47	8,23	3,76
<i>Penilia avirostris</i>	1,71	0	0	0	3,76
Ostracoda	2,29	4,44	10,41	12,34	0
Copepoda (náuplio)	1,71	4,44	0	0	0

<i>Calanoides</i> sp.	0	2,22	0	4,11	7,52
<i>Mesocalanus tenuicornis</i>	0	0	3,47	0	0
<i>Paracalanus</i> sp.	16,01	28,88	55,50	37,02	48,85
<i>Paracalanus aculeatus</i>	0	2,22	0	0	26,31
<i>Rhincalanus</i> sp.	10,29	17,77	41,63	74,04	63,89
<i>Subeucalanus</i> sp.	7,43	8,89	17,34	41,13	75,16
<i>Pleuromamma xiphias</i>	1,14	0	10,41	0	18,79
<i>Centropages velificatus</i>	5,14	24,44	58,97	53,47	56,37
<i>Temora stylifera</i>	23,44	75,54	156,10	131,62	112,74
<i>Labidocera fluviatilis</i>	0	0	3,47	0	0
<i>Oithona plumifera</i>	0	4,44	3,47	0	0
<i>Oncaea media</i>	0	0	3,47	0	0
<i>Sapphirina stellata</i>	0,57	0	0	0	0
<i>Corycaeus speciosus</i>	0,57	6,67	6,94	8,23	0
<i>Corycaeus</i> (O.) <i>giesbrechti</i>	2,29	6,67	3,47	16,45	0
<i>Corycaeus</i> (D.) <i>amazonicus</i>	3,43	2,22	10,41	8,23	15,03
<i>Lucifer faxoni</i>	0,57	0	3,47	0	3,76
Mysidacea	0	2,22	0	0	0
Euphausiacea	0,57	0	3,47	4,11	3,76
<i>Sagitta enflata</i>	0,57	2,22	13,88	4,11	11,27
<i>Sagitta tenuis</i>	0	4,44	10,41	8,23	7,52
<i>Salpa fusiformis</i>	7,43	8,89	86,72	45,24	67,65
<i>Thalia democratica</i>	1,71	0	3,47	0	11,27
<i>Oikopleura longicauda</i>	1,14	2,22	3,47	0	3,76
<i>Oikopleura fusiformis</i>	1,14	0	0	8,23	7,52
Cirripedia (náuplio)	0	0	0	8,23	0
Cirripedia (cypris)	0	2,22	10,41	0	0
Polychaeta (larva)	0	0	3,47	0	0
Bivalvia (larva)	0,57	8,89	13,88	24,68	11,27
Gastropoda (larva)	1,14	2,22	3,47	0	0
Brachyura (zoé)	0,57	4,44	3,47	8,23	7,52
Porcellanidae (zoé)	0	0	3,47	0	0
Ovo de peixe	1,71	6,67	6,94	8,23	0
Larva de peixe	0	0	3,47	0	0

- Ictioplâncton

As Tabelas 4.8 e 4.9 apresentam os resultados quali-quantitativos do ictioplâncton para as redes de 330 µm e 500 µm.

Tabela 4.8: Análise quali-quantitativa do ictioplâncton (ind/100m³) coletado com a rede de 330 µm em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta				
	12	34	60	61	13

Clupeidae	0,95	0,00	0,00	1,13	0,00
Engraulidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Ophidiidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Atherinidae	0,00	0,00	0,00	3,39	0,00
Exocoetidae	0,00	0,00	0,00	0,00	1,27
Radiicephalidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Sebastes</i> sp.	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Caranx</i> sp.	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Decapterus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Bramidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Haemulidae	0,95	0,00	1,47	3,39	0,00
Gerreidae	0,00	0,00	1,47	0,00	0,00
Sparidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Sciaenidae	0,00	0,00	2,95	7,92	0,00
Labrisomidae	0,95	0,00	2,95	4,52	0,00
Dactyloscopidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Gobiidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Sphyraenidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Auxis</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Callionymidae	0,00	0,00	0,00	0,00	1,27
<i>Monacanthus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Balistidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Larvas vitelínicas	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Ovos de peixes	21,87	8,01	11,79	13,57	12,66

Tabela 4.9: Análise quali-quantitativa do ictioplâncton (ind/100m³) coletado com a rede de 500 µm em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta				
	12	34	60	61	13
Clupeidae	0,00	2,00	0,00	1,13	0,00
Engraulidae	0,00	2,00	0,00	0,00	0,00
Ophidiidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Atherinidae	2,85	0,00	1,47	4,52	1,27
Exocoetidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Radiicephalidae	0,00	2,00	0,00	0,00	0,00
<i>Sebastes</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Caranx</i> sp.	1,90	0,00	1,47	1,13	1,27
<i>Decapterus</i> sp.	0,95	0,00	0,00	1,13	0,00
Bramidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Haemulidae	0,95	4,00	4,42	6,79	1,27
Gerreidae	0,00	10,01	0,00	4,52	0,00
Sparidae	0,00	2,00	0,00	0,00	0,00
Sciaenidae	0,00	0,00	1,47	5,66	1,27
Labrisomidae	1,90	6,01	2,95	7,92	0,00
Dactyloscopidae	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Gobiidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Sphyraenidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Auxis</i> sp.	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00

Callionymidae	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Monacanthus</i> sp.	0,95	0,00	0,00	0,00	0,00
Balistidae	0,00	0,00	1,47	0,00	0,00
Larvas vitelínicas	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Ovos de peixes	10,46	42,05	26,53	16,97	15,20

4.4. Macrofauna e meiofauna

Os resultados quali-quantitativos da macrofauna são apresentados na Tabela 4.10.

Tabela 4.10: Análise quali-quantitativa da macrofauna (ind/m²) coletada em dezembro de 2008.

TÁXONS	Pontos de coleta														
	12			34			60			61			13		
	Rep1	Rep2	Rep3	Rep1	Rep2	Rep3	Rep1	Rep2	Rep3	Rep1	Rep2	Rep3	Rep1	Rep2	Rep3
<i>Americuna besnardi</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00
<i>Ampelisca</i> sp.	63,83	42,55	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	42,55	0,00	0,00
<i>Amphiodia planispina</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Archiannelida	21,28	42,55	21,28	21,28	0,00	0,00	0,00	42,55	0,00	63,83	21,28	21,28	21,28	0,00	0,00
<i>Branchiostoma platæ</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Cironala</i> sp.	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28	0,00	0,00	21,28	0,00
Copepoda sp.1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00
<i>Ervilia concentrica</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	42,55	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Euzonus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Glycera</i> sp.	0,00	21,28	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Graptacme eboreum</i>	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28
<i>Hastula salleana</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28
Isopoda sp.1	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Leodia sexiesperforata</i>	0,00	0,00	0,00	42,55	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	42,55	0,00
<i>Lucina blanda</i>	21,28	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28	0,00
Nematoda	42,55	191,49	0,00	85,11	127,66	234,04	234,04	85,11	42,55	21,28	127,66	191,49	63,83	85,11	0,00
<i>Nereis</i> sp.	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28	0,00
Ostracoda	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00
Polychaeta sp.1	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Polychaeta sp.2	0,00	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Psionidens</i> sp.	0,00	0,00	0,00	21,28	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tharyx</i> sp.	0,00	0,00	21,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Transenella stimpsoni</i>	0,00	0,00	0,00	21,28	21,28	21,28	0,00	21,28	42,55	0,00	42,55	0,00	0,00	21,28	85,11

A Tabela 4.11 indica os resultados da análise quali-quantitativa da meiofauna.

Tabela 4.11: Análise quali-quantitativa da meiofauna (ind/10cm²) coletada em dezembro de 2008.

TÁXONS	Estações				
	12	34	60	61	13
Filo Arthropoda					
Collembola	0	0	0	10	0
Crustacea					
Copepoda	1293	2334	1504	2206	2798
Náuplios de Copepoda	35	15	25	11	27
Ostracoda	326	189	283	425	58
Mystacocarida	2	0	0	0	0
Isopoda	0	0	1	0	0
Aracnida					
Acari	11	0	18	12	0
Filo Annelida					
Polychaeta	81	108	130	133	87
Archannelida	0	0	11	15	0
Oligochaeta	20	13	6	30	21
Filo Platyhelminthes					
Turbellaria	117	111	167	142	55
Filo Cnidaria					
Hydrozoa	0	0	1	2	0
Filo Mollusca					
Bivalvia	0	0	0	4	0
Gastropoda	0	0	0	3	0
Filo Nematoda	1567	1426	1456	1633	525
Filo Kinorhyncha	6	1	29	11	4
Filo Tardigrada	0	0	7	14	5

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AMINOT, A., & CHAUSSEPIED, M. 1983. *Manuel des analyses chimiques en milieu marin*. Brest: Centre National pour l'Exploration des Océans, 395 p.
- BENDSCHNEIDER, K. & ROBINSON, R.J. 1952. A new spectrophotometric method for the determination of nitrite in sea water. *Journal of Marine Research*, 11:87-96.
- GIERE, O. 1993. *Meiobenthology: The Microscopic fauna in aquatic sediments*. Springer-Verlag, Berlin. 328 pp.
- GRASSOFF, K. & JOHANNSEN, H. 1972. A new sensitive and direct method for the automatic determination of ammonia in sea water. *Journal du Conseil* 34(3):516-521.
- GRASSHOFF, K. & EHRHARDT, M. 1983. *Methods of seawater analysis*. 2, Verlag Chemie, 419p.
- HOLME, N.A. & MCINTYRE, A.D., 1984 (eds). *Methods for the study of marine benthos*. Blackwell Scientific Publications, Oxford. 387p.
- KOROLEFF, F. 1969. *Direct determination of ammonia in natural waters as indophenol blue*. ICES, C. M. C: 9 Hydr. Comm.
- OMORI, M. & IKEDA, T. 1984. *Methods in marine zooplankton ecology*. John Wiley & Sons, New York, 332 p.
- SUGUIO, K. 1973. *Introdução à sedimentologia*. Editora E. Blüncher/EDUSP, São Paulo. 317p.
- UTERMÖHL, H., 1958. *Zur Vervollkomnung der quantitative Phytoplankton-Methodik*. Mitt Int Verein Limnol, 9: 1-38.