

# **INVESTIGAÇÃO DA INFLUÊNCIA DO EMISSÁRIO SUBMARINO DA BARRA DA TIJUCA NO SEU ENTORNO ATRAVÉS DO MONITORAMENTO DE PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS, CARBONO ORGÂNICO TOTAL E PARTICULADO, NITROGÊNIO ORGÂNICO PARTICULADO, NUTRIENTES E HPAs**

**Aluno: Mariana Cunha Felix**  
**Orientador: Angela de Luca Rebello Wagener**  
**Co-Orientador: Cássia de Oliveira Farias**

## **1. Introdução**

Cuidar do Meio Ambiente é preservar a vida. A poluição do nosso século reflete o crescimento populacional e econômico e o desenvolvimento tecnológico que estão associados aos atuais padrões de vida de elevado consumo [1]. No que tange ao ambiente marinho, a poluição se dá porque tanto os mares quanto os oceanos recebem diariamente, em todo o mundo, uma infinidade de poluentes, como esgoto doméstico, industrial e lixo sólido, que são levados pelos rios que deságuam no mar [2].

A construção de redes de efluentes domésticos, aportando os resíduos diretamente nos mananciais aumentam em demasia o teor de matéria orgânica nos corpos d'água [3], tornando o impacto sobre ambiente marinho afetado pela atividade antropogênica inevitável. Visando a redução deste impacto sobre os corpos d'água foi implantada a Estação de Tratamento de Esgotos da Barra da Tijuca, que coleta e trata os esgotos da Barra da Tijuca, Recreio dos Bandeirantes e Jacarepaguá [4].

Atualmente esta ETE trata um fluxo de 1600 litros de esgoto por segundo que, após receber o tratamento primário, é encaminhado para o Emissário Submarino da Barra da Tijuca que transporta todo o esgoto tratado para alto mar, a 5.000 m da costa e a 45 metros de profundidade [5].

Emissários são sistemas destinados a lançar os esgotos sanitários no meio marinho, visando aproveitar a grande capacidade de depuração do oceano, em função de seu enorme volume de água [6]. Apesar de serem alternativas viáveis, no tocante a diminuição de poluição próxima à linha de costa, necessitam de constante monitoramento, pois os possíveis impactos causados ao meio ambiente vão desde a contaminação microbiológica, aumento de matéria orgânica e turbidez a processos de eutrofização em decorrência de enriquecimento orgânico [7].

No caso do Emissário da Barra da Tijuca tem-se implantado um emissário submarino longo, já precedido de uma estação de tratamento primário completo, tal com definida na Constituição do Estado do Rio de Janeiro pela lei 4692 de 29 de Dezembro de 2005, que regulamenta o art. 274, atual 277, da Constituição do Estado nos seguintes termos, em seu artigo 1º: Para fins previstos nesta Lei, define-se como Tratamento Primário Completo de Esgotos Sanitários a separação e a remoção de areia e de sólidos em suspensão, flutuantes, seguida de disposição adequada através de emissário longo, com extensão que assegure as condições de balneabilidade estabelecidas Pela Resolução CONAMA 274/00 [8].

## **2. Objetivo**

O presente estudo tem como objetivo avaliar, através da análise de parâmetros físicos, carbono e nitrogênio elementar, oxigênio dissolvido, pH, material em suspensão, clorofila a, nitrito, nitrato, fosfato, N-amoniaco e hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (HPA), a qualidade da água no entorno do Emissário Submarino da Barra da Tijuca através de comparação com os valores estabelecidos pela Resolução CONAMA N° 357 para águas salinas de classe 1.

## **3. Área de Estudo**

### **3.1 O Emissário da Barra da Tijuca**

O Emissário Submarino da Barra da Tijuca é uma alternativa para a poluição das lagoas e do mar, pois com ele é possível captar o esgoto, tratar e lançar em alto mar, evitando que o mesmo entre em contato com lagoas e praias [9]. É composto por duas

tubulações, chamadas de primeira linha e segunda linha, paralelas, em PEAD – polietileno de alta densidade e 1.400 mm de diâmetro interno, cada. O Emissário Principal, a primeira linha, com 5 km de extensão já está em operação e a segunda com 514 metros, Emissário Reserva, será completado quando o sistema estiver esgotando mais de três mil litros por segundo [5].

No trecho final de 500 m, assentado à profundidade de 40 m, encontram-se os difusores que lançam os esgotos possibilitando grande mistura com a água do mar, reduzindo em 100 vezes sua concentração inicial. A seguir, ao mesmo tempo em que essa mistura sofre os efeitos das correntes e da turbulência do mar, ocorre o processo biológico de redução dos organismos vivos, acelerado pela salinidade e insolação [5].

Antes de ser transportado para o Emissário da Barra da Tijuca o esgoto recebe tratamento preliminar e tratamento primário pela Estação de Tratamento de Esgotos da Barra da Tijuca (Figura 1), que foi construída para tratar 2,3 mil litros de esgoto por segundo, mas possui capacidade de ampliação para tratamento de até 5,3 mil litros de esgoto por segundo [5].



Figura 1. ETE e Emissário Submarino da Barra da Tijuca

## 4. Metodologia

### 4.1 Amostragem

A amostragem ocorreu na área de influência do emissário baseada nas coordenadas das estacas de sustentação, da posição dos difusores e da ponta do emissário. Esses dados foram cedidos pela FEEMA baseando-se na carta náutica N°1620 (Diretoria de Hidrografia e Navegação da Marinha do Brasil) (Figura 2). Foram definidos doze pontos de amostragem equidistantemente distribuídos em três círculos concêntricos espaçados a 500 metros, 1 e 1,7 km dos difusores, que se encontram nos 900 metros finais do emissário. As coordenadas dos ditos pontos encontram-se na Tabela 1.

A amostragem ocorreu no dia 14 de abril de 2011 em três profundidades: superfície, 5 metros e 15 metros, tendo o 2º Grupamento Marítimo do Corpo de Bombeiros da Barra da Tijuca cedido dois botes motorizados, sendo um de 4,5 e outro 6,5 metros de comprimento, ambos com fundo de fibra. Dois bombeiros levaram a equipe à estação de coleta e acompanharam toda a amostragem. A profundidade máxima de coleta encontra-se à meia-água em relação a profundidade local.

Para a coleta de água foram utilizadas garrafa tipo 'Van Dorn', garrafa de vidro âmbar de 1 e 4 litros. As amostras destinadas às análises de Carbono Orgânico foram armazenadas em garrafas de vidro de 1 litro, as de HPA em garrafas de vidro de 4 litros, as de nutrientes e clorofila-a em garrafas plásticas de 2 litros. As destinadas a análise de salinidade em frascos de polietileno. *In situ* foram realizadas as análises de temperatura, pH, oxigênio dissolvido e fixação de amônia segundo a metodologia descrita por Grasshoff (1999). O material coletado foi mantido sob refrigeração até à chegada ao laboratório.

Ressalta-se que todo o material utilizado na parte amostral foi previamente descontaminado em laboratório.



Figura 2. Estação de Coleta traçada na Carta Náutica

Tabela 1. Localização das estações de coleta

Estações	Coordenadas	
	S	W
1	23°3'18"	43°22'17.90"
2	23°3'26.51"	43°21'48"
3	23°3'48"	43°22'17.90"
4	23°3'26.51"	43°22'12"
5	23°3'58"	43°22'17.90"
6	23°3'26.51"	43°3'26.51"
7	23°4'6"	43°22'17.90"
8	23°3'26.51"	43°22'36"
9	23°2'43"	43°22'17.90"
10	23°3'26.51"	43°21'6"
11	23°2'42"	43°22'17.90"
12	23°3'26.51"	43°23'

## 4.2 Fundamentos Teóricos e Procedimentos Analíticos

### 4.2.1 Temperatura e Salinidade

A salinidade e a temperatura influenciam a densidade da água do mar [14]. A densidade é um dos parâmetros mais importantes no estudo da dinâmica dos oceanos. Pequenas mudanças de densidade na horizontal (causadas por exemplo por diferenças de aquecimento da superfície) podem produzir correntes bastante fortes. A densidade aumenta com um aumento da salinidade e com decréscimo da temperatura. Nos oceanos apresenta, usualmente, um valor próximo a  $1025 \text{ kg m}^{-3}$  [15].

A temperatura também afeta o movimento de correntes já que águas mais frias tendem a se deslocar para o fundo. Estruturalmente, os oceanos têm plataformas continentais em suas margens, e bacias e fossas nas partes mais fundas [16].

Logo o monitoramento desses parâmetros torna-se necessário para avaliar a capacidade de autodepuração na região receptora da massa de esgoto liberada pelo emissário.

As temperaturas das águas nas diferentes estações e profundidades foram medidas *in situ* com termômetro de mercúrio graduado em décimo de grau Celsius. Já a análise de salinidade foi feita em laboratório utilizando-se o equipamento Orion 3Star de condutividade portátil, fabricante Thermo Scientific. A prévia calibração foi realizada com

soluções padrões de 12,9 mS/cm de condutividade específica e 7230 ppm de NaCl e 1413 $\mu$ S/cm de condutividade específica e 692  $\mu$ L<sup>-1</sup> de NaCl.

#### 4.2.2 pH

Através da verificação do pH é possível se conhecer a situação da água do mar em termos de acidez ou alcalinidade. O pH é quantificado dentro de uma escala de 0 a 14, tendo o 7 como ponto neutro. Valores inferiores a 7 referem-se a um estado de acidez, e valores superiores a 7 indicam estado de alcalinidade. No ambiente marinho o pH praticamente não se altera, sendo aproximadamente 8,2 o seu valor médio. Por esta razão os organismos marinhos são pouco resistentes a eventuais alterações de pH.

O pH determina a especiação química nos corpos de água e influencia o transporte, degradação e destino de elementos químicos e compostos diversos. Faz-se necessário, portanto que o valor de pH do esgoto tratado e liberado pelos difusores do Emissário Submarino seja constantemente corrigido de modo a respeitar as condições do meio ambiente definidas pela Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, item 1 (j), que determina que o pH nos oceanos deve estar entre 6,5 e 8,5 [17].

Os valores de pH foram aferidos *in situ* utilizando-se para tal o equipamento Orion 3Star, fabricante Thermo Scientific, previamente calibrado com soluções tampões (4 e 7).

#### 4.2.3 Oxigênio Dissolvido

É um dos parâmetros mais importantes para exame da qualidade da água, pois revela a possibilidade de manutenção de vida dos organismos aeróbios, como peixes, por exemplo. A escassez de OD pode levar ao desaparecimento dos peixes de um determinado corpo d'água, dado que esses organismos são extremamente sensíveis à diminuição do OD de seu meio. Pode também ocasionar mau cheiro [19].

Portanto, OD é um dos principais parâmetros de caracterização dos efeitos da poluição na água, já que valores inferiores ao valor de saturação podem indicar a presença de matéria orgânica em decomposição e valores superiores, podem indicar a existência de crescimento anormal de algas [20].

É de grande importância, portanto, que a taxa de oxigênio dissolvido atenda ao estabelecido pela Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, item 1 (i), que determina que a quantidade de OD em qualquer amostra não deve ser inferior a 6 mg/L para que desta forma se possa assegurar a vida marinha neste ambiente.[17].

Os valores de OD foram obtidos *in situ* através de um oxímetro portátil.

#### 4.2.4 Clorofila a, b, c

Pigmentos fotossintéticos presentes em todos os organismos fitoplanctônicos sejam eucarióticos (algas) ou procarióticos (cianobactérias) são utilizados como parâmetros de biomassa algal em diversos trabalhos, tanto nos experimentais quanto nas caracterizações de ambientes aquáticos e monitoramento da qualidade de água [18]

Dado que toda a produção orgânica de um ecossistema aquático depende dos organismos fotossintetizantes, é fundamental que se considere a medida desta produção para avaliar o potencial sustentável do mesmo (Tundisi e Tundisi, 1976 *apud* Cordeiro, 2006) [20].

As análises de clorofila empregadas neste trabalho seguiram Parsons et al. (1984) e estão descritas a seguir.

Após a amostragem, ao chegar ao laboratório, filtrou-se 1 a 2 litros de amostra. O valor filtrado depende da quantidade de sólidos em suspensão, pois a filtração ocorre até a leve deposição de material no filtro, sob vácuo fraco, utilizando-se kit de filtração plástico e filtros de membrana de acetato de celulose 0,47  $\mu$ m de porosidade e 47 mm de diâmetro.

Feito isto, transferiu-se o filtro para um tubo de centrifuga, adicionou-se 15 mL de acetona a 90% e agitou-se a amostra. A mistura permaneceu em descanso durante a noite (cerca de 20 horas) e em local escuro.

Centrifugou-se o conteúdo de cada tubo em temperatura ambiente por 10 minutos a 3000 rpm. O sobrenadante foi transferido para uma cubeta de espectrofotômetro de 1 cm e utilizou-se diferentes comprimentos de onda ( $\lambda$ ) para realizar a varredura (750, 664, 647,

630 nm). Corrigiu-se a turbidez descontando-se os valores lidos no  $\lambda$  750 nm de cada resultado.

Os cálculos para obter resultados de clorofila a, b e c, são:

$$C_a = 11,85 E_{664} - 1,54 E_{647} - 0,08 E_{630}$$

$$C_b = 21,03 E_{647} - 5,43 E_{664} - 2,66 E_{630}$$

$$C_c = 24,52 E_{630} - 1,67 E_{664} - 7,60 E_{647}$$

Onde:  $C_a$ ,  $C_b$  e  $C_c$  representam os valores de clorofilas a, b e c em  $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ , respectivamente;  $E$  é a absorvância já corrigida para o  $\lambda$  750 nm.

#### 4.2.5 Material em Suspensão

O material em suspensão é o material particulado não dissolvido, encontrado suspenso no corpo d'água, composto por substâncias inorgânicas e orgânicas, incluindo-se aí os organismos planctônicos (fito e zooplâncton). Sua definição é operacional, ou seja, todo material que fica retido num filtro de porosidade de  $0,45 \mu\text{m}$  é considerado material particulado em suspensão. Sua principal influência é na diminuição na transparência da água, impedindo a penetração da luz [21].

Segundo a Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, item 1 (f) a ausência de resíduos em suspensão na água é o ideal.

A quantidade de material em suspensão foi obtida a partir dos filtros utilizados para determinação de carbono orgânico particulado. A massa dos filtros limpos e descontaminados (aquecidos em mufla a  $450^\circ\text{C}$  por 8 horas) foi obtida em balança de 5 casas decimais. A diferença de massa obtida entre o filtro com material (liofilizado) e o filtro limpo corresponde ao material particulado presente no volume filtrado (1litro).

#### 4.2.6 Carbono Orgânico e Nitrogênio Total

A caracterização da matéria orgânica (MO) em um sistema é de suma importância e utilidade para se conhecer a origem, os processos e características da composição geoquímica de todo o ecossistema [20].

O carbono é o constituinte majoritário da matéria orgânica (considera-se que, em geral, o carbono orgânico representa 58% da matéria orgânica oxidável) [10]. O carbono orgânico pode estar associado à matéria orgânica particulada ou dissolvida [11].

A maior parte de carbono orgânico na água é composta de substâncias húmicas; de certo modo, são de plantas degradadas, de materiais provenientes de animais e são resistentes à degradação microbiológica. As atividades fotossintéticas e as lixiviações dos solos contribuem com o carbono orgânico dissolvido no sistema aquático [10].

Por essa razão, torna-se fundamental o monitoramento dos níveis de carbono e nitrogênio orgânico nos corpos d'água, tendo em vista que afetam diretamente o ambiente marinho.

As amostras destinadas a análise de carbono orgânico total foram sub-amostradas em duplicata em frascos de vidro de 20 mL. Em seguida, as amostras foram descarboxatadas com 200  $\mu\text{L}$  de solução de HCl 2M. O equipamento utilizado para esta análise é o Analisador de Carbono TOC-VCPN (marca: Shimadzu), previamente calibrado com padrão de Biftalato de Potássio.

Foi feita uma curva padrão no equipamento (0, 1, 2, 5, 10 e 20  $\text{mgL}^{-1}$ ) para que por meio do valor de área fornecido pela leitura de cada amostra seja possível obter a concentração de carbono orgânico dissolvido em  $\text{mgL}^{-1}$ .

Na determinação de C e N do material particulado, filtrou-se 1 litro de amostra até a leve deposição de material no filtro, sob vácuo fraco, utilizando-se kit de filtração de vidro e filtros de fibra de vidro de  $0,45 \mu\text{m}$ , previamente descontaminados e pesados. Feito isto, os filtros foram liofilizados para que fosse calculada a quantidade de material particulado e, em seguida, cortaram-se pequenos círculos de 0,5 cm de diâmetro que foram descarboxatados a partir da exposição a vapores de ácido clorídrico concentrado por cerca de 20 horas.

Posteriormente, os filtros foram levados à estufa a  $60^\circ\text{C}$  por 3 horas e em seguida, foram acondicionados em cápsulas de prata (3 círculos de filtro por cápsula).

As amostras foram analisadas em duplicatas em um equipamento CHN Flash 2000, fabricante Thermo Scientific, cujo princípio de funcionamento é a queima catalisada da amostra a alta temperatura.

#### **4.2.7 HPAs (Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos)**

Os hidrocarbonetos policíclicos aromáticos são compostos orgânicos, contendo somente carbono e hidrogênio, de dois ou mais anéis benzênicos fundidos. Eles são componentes do petróleo e formam-se, ainda, na combustão incompleta de matéria orgânica. Apresentam grande importância ambiental, devido a sua toxicidade e persistência no ambiente marinho.

Órgãos nacionais e internacionais, responsáveis pela regulação ambiental, reconhecem os perigos em potencial da ocorrência dos HPAs no ambiente, uma vez que mais de 30 HPAs e seus derivados apresentam efeitos carcinogênicos. Isto faz deles a maior classe conhecida de compostos carcinogênicos. Além disso, os HPAs apresentam uma ampla distribuição no meio ambiente, são compostos lipofílicos, altamente persistentes e possuem elevada tendência à bioacumulação (Neff, 1979 *apud* Nudi, 2005; Bjørseth e Ramdahl, 1985 *apud* Nudi, 2005) [12].

##### **4.2.7.1 Propriedades Físico-Químicas**

As propriedades físicas e químicas dos HPAs estão relacionadas à massa molecular (Neff, 1979 *apud* Nudi, 2005; McElroy et al., 1989 *apud* Nudi, 2005). A resistência dos HPAs às reações de oxidação, redução e vaporização aumenta com o aumento da massa molecular, enquanto que a solubilidade diminui. Como resultado, a distribuição e efeitos dos HPAs no ambiente diferem nos sistemas biológicos. Podem-se distinguir duas classes de HPAs: a dos compostos de baixa massa molecular (2-3 anéis) e aquela que inclui os compostos de alta massa molecular (4-6 anéis aromáticos) (Wang et al., 1999 *apud* Nudi, 2005)[12].

Geralmente compostos de baixa massa molecular são mais voláteis, mais hidrofílicos e, portanto, mais solúveis em água do que aqueles de maior massa molecular. A pressão de vapor e a solubilidade tendem a decrescer com o aumento da massa molecular. Também os HPAs que mais resistem às reações de oxi-redução são os de massa molecular alta [12].

##### **4.2.7.2 Fontes de HPAs para o ambiente**

Os HPAs podem ser produzidos, basicamente, por: pirolise de matéria orgânica em altas temperaturas; diagênese de material orgânico sedimentar em temperaturas baixas ou moderadas; biosíntese direta por microorganismos ou plantas (Neff, 1979 *apud* Nudi, 2005) [12].

Geralmente, os HPAs encontrados nos centros urbanos ou industriais são de origem antrópica, sendo os processos pirolíticos as principais fontes de contaminação. Os HPAs produzidos a partir da combustão incompleta, chegam ao meio aquático transportados via ar atmosférico, adsorvidos aos aerossóis, podendo alcançar áreas distintas das fontes de emissão. Estas matérias podem se associar ao material particulado ou ser dissolvido nas águas dos rios, lagos e oceanos.

##### **4.2.7.3 Metabolismo dos HPAs e seus derivados**

A presença de HPAs em tecidos de diversos organismos aquáticos tem sido registrada em muitos estudos. Estes trabalhos comprovam que os animais são capazes de acumular esses compostos mesmo a partir de baixas concentrações no ambiente, nos alimentos ou sedimentos. Isto é possível, uma vez que HPAs são altamente hidrofóbicos e lipofílicos. Os coeficientes de partição lipídeo/água favorecem sua rápida transferência da fase aquosa para compartimentos lipofílicos, tais como membranas biológicas, macromoléculas e depósitos lipídicos nos organismos (Neff, 1979 *apud* Nudi, 2005) [12].

De maneira geral, tanto os HPAs quanto seus derivados estão associados ao aumento da incidência de diversos tipos de cânceres no homem (O'Neil, 1986 *apud* Netto, 2000; ICPS, 1998 *apud* Netto, 2000) [13]. É importante realçar que o aparecimento de câncer é um processo que envolve várias etapas sendo também influenciado por

suscetibilidade individual e outros fatores como gênero, etnia, idade, estado de saúde, nutrição e polimorfismo genético (Perera, 1997 *apud* Netto, 2000; Mutti et al., 1995 *apud* Netto, 2000) [13].

Para a análise de HPA's realizou-se a extração das amostras pelo método líquido-líquido [22]. Adicionou-se 150 mL de diclorometano às garrafas de água de 4 litros obtidas na amostragem, 100  $\mu$ L de padrão subrogado: n-C30D62 (fração saturada, 2500 ng – F1) e 100  $\mu$ L de padrão subrogado p-terfenil-D14 (fração aromática, 100 ng – F2). As garrafas foram submetidas à agitação na Mesa Agitadora, para homogeneização por 3 minutos. Em seguida, as amostras foram colocadas em um suporte para decantação por 10 minutos. Essa etapa foi realizada 3 vezes, porém nas duas últimas o volume de solvente colocado foi 100 mL. O extrato foi recolhido em balão de vidro e levado à evaporação no aparelho Evaporador Rotativo MA120.

As amostras foram, então, rinsadas com solvente hexano e levadas para evaporação no equipamento TurboVap II Concentration Workstation (fabricante: Caliper LifeSciences). A etapa é finalizada com transferência dos extratos para vial de 15ml.

O fracionamento do extrato foi feito através de cromatografia líquida em coluna de sílica/alumina [23]. Para a montagem da coluna fina são adicionados: algodão; diclorometano suficiente para preencher  $\frac{1}{4}$  da coluna; 7g de alumina 2% desativada; 10g de sílica 5% desativada dissolvida em solvente diclorometano; 1g de sulfato de sódio, respeitando-se essa ordem de disposição.

Retira-se o solvente diclorometano da coluna e adiciona-se 20 ml de hexano. Aplica-se o extrato da amostra no topo da coluna e adiciona-se 35 ml de hexano. Recolhe-se a primeira fração, F1, correspondente aos alifáticos e adiciona-se 75 ml de solução de diclorometano:hexano (1:1). A segunda fração, F2 - correspondente ao HPA - é recolhida.

A quantificação dos HPA's foi realizada através de um cromatógrafo Trace GC ULTRA (fabricante: Thermo Electron Corporation) acoplado a um espectômetro de massa ITQ900 e os sinais emitidos foram, então, registrados em um computador.

#### 4.2.8 Nitrito, Nitrato, Amônia e Fosfato

Os nutrientes são essenciais para o crescimento dos vegetais marinhos e, além disso, são importantes para a manutenção da vida marinha, pois sem eles os fitoplânctons não crescem e se reproduzem, afetando toda a cadeia alimentar.

O ciclo biogeoquímico existe em função da entrada e saída de elementos da água do mar. Cada elemento possui um tempo médio de permanência nos oceanos, que varia de milhões de anos a até pouco menos de 100 anos [15]. Com a evolução da sociedade o homem influencia cada vez mais nesse ciclo inserindo elementos químicos originários das diversas atividades humanas no mesmo.

Existem diversas fontes de interferência humana no transporte de nutrientes na zona costeira, dentre elas, a densidade populacional, que aumenta o aporte de rejeito doméstico e industrial, a agricultura e aqüicultura (fertilizantes e rações). Abaixo (Figura 3) pode-se observar um esquema demonstrativo deste processo [15].



Figura 3. Interferência da atividade humana nos ciclos biogeoquímicos

Como consequência da interferência humana nos ciclos biogeoquímicos, ocorre uma elevação dos níveis de produção primária que até certo ponto é benéfico, todavia, quando ocorre um desequilíbrio no balanço nutritivo das águas costeiras, estas se tornam suscetíveis à ocorrência de fenômenos ecologicamente indesejáveis, como a eutrofização, que representa uma resposta biogeoquímica ao excesso de nutrientes causando alterações na comunidade fitoplanctônica e zooplanctônica, além da proliferação de macroalgas bênticas, da perda da biodiversidade e do aumento na incidência de algas tóxicas. O aumento da matéria orgânica por espécies oportunistas do fitoplâncton pode exaurir as concentrações de oxigênio dissolvido na água prejudicando todo o ambiente marinho [15].

Por essa razão é fundamental o constante monitoramento da região no entorno do emissário visando a garantia de que seus parâmetros estão de acordo com a Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, TABELA IV, que regulamenta a quantidade padrão de diversos nutrientes em águas salinas.

Para a determinação do nitrito seguiu-se a metodologia de Grasshoff (1983). Em 25 ml de amostra, branco e padrões adicionou-se 0,5 ml de sulfanilamida e misturou-se. Um minuto após, foi adicionado 0,5 ml de n-naftil. Agitou-se e cerca de 15 minutos após a adição dos reagentes foi feita a leitura em um espectrofotômetro, com comprimento de onda de 540 nm.

Para a determinação do nitrato, 50 mL de cada amostra foi passado em uma coluna redutora de cádmio, preparada segundo o método de Wood et al (1967) e adaptado por Aminot & Chaussepied (1983) [24], de modo que o nitrato fosse reduzido a nitrito. Feito isto, procedeu-se da mesma maneira que a descrita anteriormente para determinação de nitrito.

No caso da amônia, utilizou-se a metodologia descrita por Grasshoff (1999). Em 25 ml de amostra, branco e padrões, adicionou-se 1ml da solução de citrato, 1ml de fenol e 1 ml do reagente B (reagente com hidróxido de sódio 0,34 M ou 0,84 M dependendo da salinidade). Após 2 horas as amostras foram analisadas com o uso de um espectrofotômetro com comprimento de onda de 630 nm.

Para a quantificação do fosfato, método de Grasshoff (1983), em 25 mL de amostra, branco e padrões adicionou-se 0,5 mL de ácido ascórbico e 0,5 mL de reagente misto. Esperou-se entre 10 a 30 minutos e realizou-se a leitura em espectrofotômetro com comprimento de onda de 880 nm.

## **5. Resultados e Discussões**

Os resultados obtidos no presente trabalho encontram-se dispostos nas tabelas e gráficos que se seguem.

### **5.1 Temperatura, Salinidade e pH**

A faixa de temperatura encontrada foi de 26 a 28.5°C para a superfície, 26 a 27.5°C a 5 metros e 25 a 27.3°C a 15 metros (Gráfico 1). A salinidade obtida foi de 33,6 a 36,4 para a superfície, 33,6 a 36,6 a 5 metros e 34,2 a 37,6 a 15 metros (Gráfico 2). Já a faixa de pH observada foi 7.2 a 8.51 na superfície, 7.93 a 8.29 a 5 metros e 7.82 a 8.26 a 15 metros (Gráfico 3).

De acordo com os dados de temperatura e salinidade obtidos, observa-se que não houve formação de termoclina na faixa de profundidade analisada.

Os valores de pH medidos estão dentro do que prevê a Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, item 1 (j), que determina que o pH nos oceanos deve estar entre 6,5 e 8,5 [17].



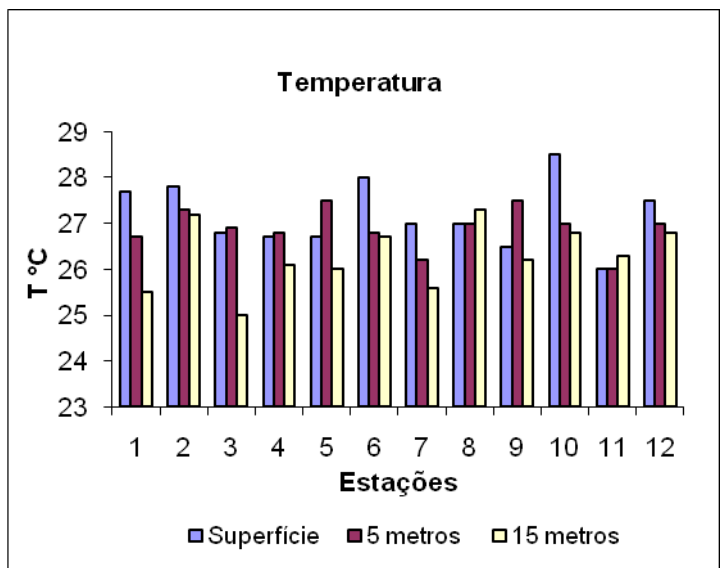


Gráfico 1. Temperatura dos pontos de coleta

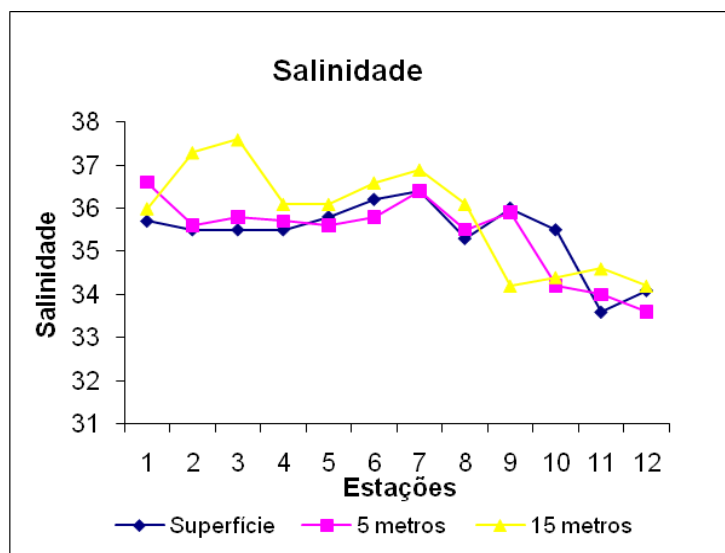


Gráfico 2. Salinidade nos pontos de coleta

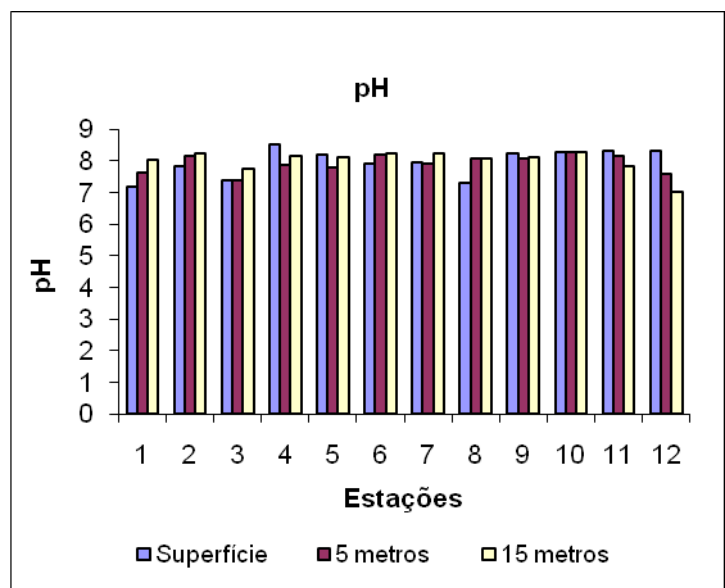


Gráfico 3. pH dos pontos de coleta



Tabela 2. Dados físicos, oxigênio dissolvido e salinidade nos diferentes pontos de coleta – SUPERFÍCIE

Estação	Horário	Temp (°C)	pH	Transparência (m)	Profund. de Coleta (m)	OD mg/L	Salinidade
1	09:20	27.7	7.2	33	0.3	7.23	35,7
2	12:06	27.8	7.84	34	0.3	7.16	35,5
3	10:20	26.8	7.37	27	0.3	7.03	35,5
4	12:30	26.7	8.51	29	0.3	7.00	35,5
5	14:36	26.7	8.21	27	0.3	7.60	35,8
6	12:52	28.0	7.92	30	0.3	7.03	36,2
7	11:20	27.0	7.96	35	0.3	6.96	36,4
8	11:41	27.0	7.30	28	0.3	7.12	35,3
9	14:50	26.5	8.23	27	0.3	20.00	36
10	13:33	28.5	8.27	33	0.3	7.12	35,5
11	15:15	26.0	8.3	35	0.3	7.62	33,6
12	14:15	27.5	8.32	22	0.3	13.60	34,1

Tabela 3. Dados físicos, oxigênio dissolvido e salinidade nos diferentes pontos de coleta – MEIA-ÁGUA

Estação	Horário	Temp (°C)	pH	Transparência (m)	Profund. de Coleta (m)	OD mg/L	Salinidade
1	09:35	26.7	7.63	33	5	6.04	36,6
2	12:06	27.3	8.14	34	5	8.27	35,6
3	10:40	26.9	7.40	27	5	7.17	35,8
4	12:32	26.8	7.89	29	5	8.37	35,7
5	14:40	27.5	7.80	27	5	10.00	35,6
6	12:58	26.8	8.20	30	5	8.03	35,8
7	11:30	26.2	7.93	35	5	8.72	36,4
8	11:52	27.0	8.06	28	5	8.45	35,5
9	14:57	27.5	8.07	27	5	15.90	35,9
10	13:37	27.0	8.29	33	5	8.44	34,2
11	15:17	26.0	8.16	35	5	8.89	34,0
12	14:18	27.0	7.59	22	5	18.53	33,6

Tabela 4. Dados físicos, oxigênio dissolvido e salinidade nos diferentes pontos de coleta – FUNDO

Estação	Horário	Temp. (°C)	pH	Transparência (m)	Profund. de Coleta (m)	OD mg/L	Salinidade
1	09:40	25.5	8.03	33	15	9.83	36,0
2	12:20	27.2	8.22	34	15	11.02	37,3
3	10:45	25	7.74	27	15	12.30	37,6
4	12:35	26.1	8.14	29	15	11.62	36,1
5	14:36	26	8.10	27	15	10.62	36,1
6	13:08	26.7	8.23	30	15	9.36	36,6
7	11:38	25.6	8.23	35	15	9.87	36,9
8	12:00	27.3	8.06	28	15	9.06	36,1
9	15:00	26.2	8.10	27	15	13.80	34,2
10	13:40	26.8	8.26	33	15	10.06	34,4
11	15:20	26.3	7.82	35	15	11.41	34,6
12	14:22	26.8	7.01	22	15	9.35	34,2

### 5.3 Clorofila a, b, c

O resultado máximo encontrado para a clorofila a foi de 178,26  $\mu\text{g/L}$ . (Gráfico 5 e Tabela 5). Já a clorofila b manteve-se abaixo do limite de detecção (LD) na maioria das estações de coleta, diferindo apenas nos pontos 7 e 9. Seu maior valor foi 270,89  $\mu\text{g/L}$ . (Gráfico 6 e Tabela 5). A clorofila c apresentou um valor máximo de 446,  $\mu\text{g/L}$  e também um conjunto de 6 pontos cujos valores não puderam ser detectados (Gráfico 6 e Tabela 5)

A clorofila a é o pigmento mais abundante na comunidade fitoplanctônica em geral e é seu melhor marcador, a clorofila b é presente em maiores concentrações em plantas superiores e clorófitas (algas verdes); e a clorofila c é encontrada em altas concentrações, assim como a clorofila a, nas algas cromófitas, que incluem as diatomáceas e dinoflagelados (Cordeiro, 2006 *apud* Jeffrey, 1997) [20].

As altas concentrações de clorofila a encontradas indicam um desenvolvimento intenso da população fitoplanctônica, que pode ser devida a diversos fatores, incluindo o aporte de nutrientes gerado pelo emissário submarino.

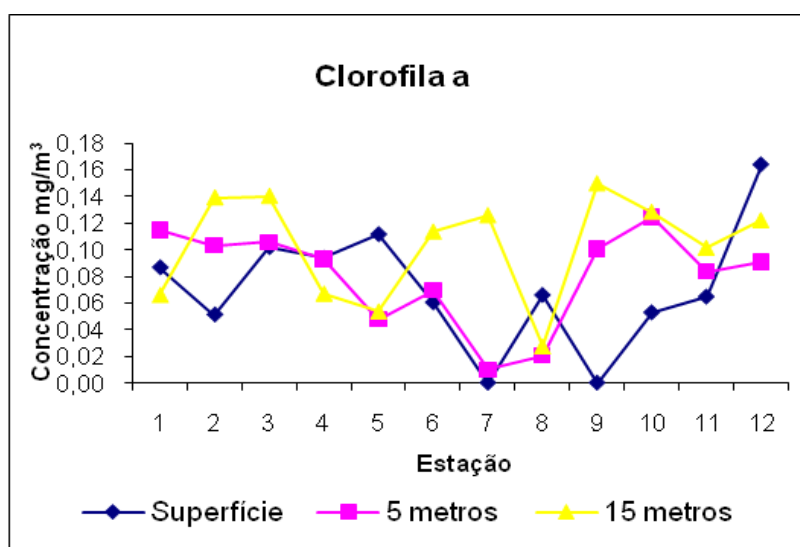


Gráfico 5. Clorofila a nas diferentes estações de coleta

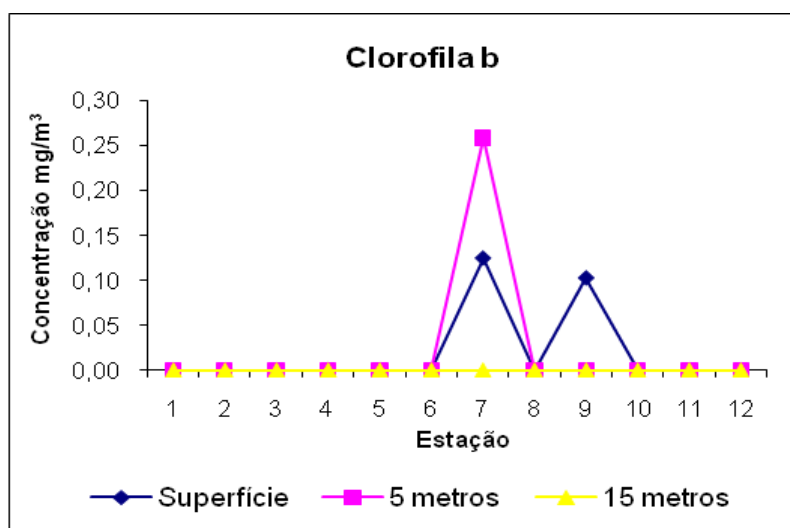


Gráfico 6. Clorofila b nas diferentes estações de coleta

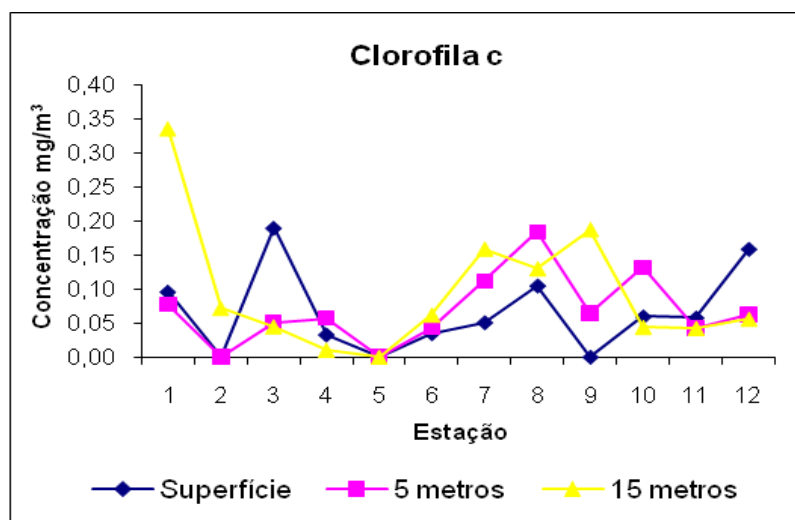


Gráfico 7. Clorofila c nas diferentes estações de coleta

Tabela 5. Dados referentes a concentração de clorofila a, b e c, expressas  $\text{mg m}^{-3}$ , em nas diferentes estações e profundidades

Estação	Clorofila a			Clorofila b			Clorofila c		
	Superfície	5m	15m	Superfície	5m	15m	Superfície	5m	15m
1	0,09	0,11	0,07	LD	LD	LD	0,10	0,08	0,33
2	0,05	0,10	0,14	LD	LD	LD	LD	LD	0,07
3	0,10	0,11	0,14	LD	LD	LD	0,19	0,05	0,04
4	0,09	0,09	0,07	LD	LD	LD	0,03	0,06	0,01
5	0,11	0,05	0,05	LD	LD	LD	LD	LD	LD
6	0,06	0,07	0,11	LD	LD	LD	0,03	0,04	0,06
7	LD	0,01	0,13	0,13	0,26	LD	0,05	0,11	0,16
8	0,07	0,02	0,03	LD	LD	LD	0,10	0,18	0,13
9	LD	0,10	0,15	0,10	LD	LD	LD	0,06	0,19
10	0,05	0,12	0,13	LD	LD	LD	0,06	0,13	0,04
11	0,06	0,08	0,10	LD	LD	LD	0,06	0,04	0,04
12	0,16	0,09	0,12	LD	LD	LD	0,16	0,06	0,06

#### 5.4 Material Particulado

A menor concentração de material em suspensão encontrada foi 4,03 mg/L e a máxima foi 103,89 mg/L (Tabela 6)

Tabela 6. Material particulado nas diversas estações e profundidades de coleta

Estação	Conc. Sup. mg/L	Conc. Meio mg/L	Conc. Fundo mg/L
1	23,32	29,1	32,41
2	22,22	3,28	27,89
3		4,03	4,79
4	21,08	103,89	10,21
5	28,66	4,06	23,96
6	30,75	5,45	25,79
7	18,58	6,12	4,42
8	32,08	7,29	5,02
9	19,26	32,89	6,6
10	23,5	28,58	26,32
11	20,52	4,77	5,16
12	4,07	35,5	4,74

### 5.5 Carbono Orgânico e Nitrogênio Orgânico

Das análises de COT tem-se que sua concentração variou de 0,98 a 19, 53 mg/L na superfície, 0,86 a 6,32 mg/L à meia-água e 0,77 a 6,98 mg/mL (Tabela 7)

Segundo a Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, item I (h), o valor máximo permitido para carbono orgânico total é 3 mg/L, o que nos permite concluir que as condições do ambiente não estão de acordo com a legislação, já que 10 dos 35 pontos analisados não concordam com o previsto.

A literatura prevê que em águas superficiais a razão C:N molar varia entre 5 e 7 devido à influência de organismos fitoplanctônicos e durante a diagênese ocorre a degradação parcial da matéria orgânica algal ao longo da coluna d'água, principalmente abaixo da zona fótica. Essa degradação é preferencial dos compostos ricos em nitrogênio (proteínas), o que faz com que a razão C:N alcance valores entre 10 e 13 (Cordeiro, 2006 *apud* Meyers, 1997). Esse fato pode ser claramente observado. Analisando-se os resultados obtidos, pode-se perceber essa tendência, já que na maioria dos pontos, à medida que se aumenta a profundidade, aumenta-se a razão C:N (Tabela 8)

Material particulado de origem marinha apresenta razão C:N em torno de 7. Já o material particulado com razão C:N próxima de 20 é de origem terrestre. Esse fato nos mostra que para as amostras coletadas, ocorre influencia de material particulado de origem terrestre, pois, em sua grande maioria, apresentam razão C:N maior do que 7.

Tabela 7. Concentração de COT, expressa em mg L<sup>-1</sup>, nas diversas estações e profundidades

Estação	COT		
	Superfície	5m	15m
1	0,98	2,57	0,77
2	1,82	1,34	1,39
3	---	1,83	1,19
4	1,52	1,87	1,56
5	2,61	0,86	3,13
6	2,85	6,32	2,58
7	19,53	3,68	3,32
8	4,26	3,79	6,98
9	3,21	1,70	1,37
10	1,46	2,52	1,48
11	1,49	1,71	1,42
12	9,69	1,59	1,58

Tabela 8. Concentração de COP e NOP, expressas em mg L<sup>-1</sup>, nas diversas estações e profundidades.

Estação	COP			NOP			Razão C:N		
	Superfície	5m	15m	Superfície	5m	15m	Superfície	5 m	15 m
1	0,03	0,028	0,043	0,004	0,005	0,005	8.75	6.53	10.03
2	0,025	0,032	0,039	0,005	0,005	0,004	5.83	7.47	11.38
3	---	0,032	0,024	---	0,005	0,004	---	7.47	7.00
4	0,039	0,103	0,044	0,007	0,01	0,005	6.50	12.02	10.27
5	0,016	0,025	0,022	0,003	0,003	0,003	6.22	9.72	8.56
6	0,022	0,04	0,03	0,004	0,005	0,004	6.42	9.33	8.75
7	0,028	0,039	0,022	0,003	0,004	0,003	10.89	11.38	8.56
8	0,039	0,047	0,028	0,003	0,005	0,006	15.17	10.97	5.44
9	0,026	0,028	0,025	0,003	0,006	0,005	10.11	5.44	5.83
10	0,023	0,033	0,037	0,004	0,005	0,006	6.71	7.70	7.19
11	0,03	0,029	0,029	0,005	0,004	0,004	7.00	8.46	8.46
12	0,022	0,028	0,026	0,003	0,004	0,004	8.56	8.17	7.58

### 5.6 Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos (HPA's)

Não há no Brasil uma regulamentação que determine, quantitativamente, os valores de HPA permitidos em águas salinas (principalmente áreas de balneabilidade). Para fins de análise, utilizaram-se os parâmetros fornecidos pela Resolução CONAMA N° 357 para águas salinas de classe I, artigo 18, inciso III, tabela V (Tabela 9).

Tabela 9. Limites de concentração de HPA's segundo a resolução CONAMA 357

Parâmetro	Valor Máximo
Benzo(a)antraceno	0,018 µg/L
Benzo(a)pireno	0,018 µg/L
Benzo(b)fluoranteno	0,018 µg/L
Benzo(k)fluoranteno	0,018 µg/L
Criseno	0,018 µg/L
Dibenzo(a,h)antraceno	0,018 µg/L
Indeno(1,2,3-cd)pireno	0,018 µg/L

Tabela 10. Concentração de HPA, expressa em ng L<sup>-1</sup>, nas diversas estações e profundidades.

Amostra	Ponto 1	Ponto 2	Ponto 4	Ponto 5	Ponto 6	Ponto 7
N	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
2MN	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
1MN	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
C2N	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C3N	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
C4N	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
Aceft	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Ace	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C1Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C2Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C3Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C3DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C3Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C4Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
Ant	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Ft	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BaA	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
C1Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
C2Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
BbFt	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BkFt	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BePi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BaPi	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08
Per	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
I-Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
DBahA	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BghiPe	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08
16 HPA	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50
Total HPA	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50	< 0.50

Legenda:

N: Naftaleno; 2MN: 2Metilnaftaleno; 1MN: 1Metilnaftaleno; C2N: C2 naftalenos; C3N: C3 naftalenos; C4N: C4 naftalenos; Ace: Acenafteno; Aceft: Acenaftileno; Flu: Fluoreno; C1Flu: C1 fluorenos; C2Flu: C2 fluorenos; C3Flu: C3 fluorenos; DBT: Dibenzotiofeno; C1DBT: C1 dibenzotiofenos; C2DBT: C2 dibenzotiofenos; C3DBT: C3 dibenzotiofenos; Fen: Fenantreno; C1Fen: C1 fenantrenos; C2Fen: C2 fenantrenos; C3Fen: C3 fenantrenos; C4Fen: C4 fenantrenos; Ant: Antraceno; Ft: Fluoranteno; Pi: Pireno; C1Pi: C1 pirenos; C2Pi: C2 pirenos; BaA: Benzo(a)antraceno; Cri: Criseno; C1Cri: C1 crisenos; C2Cri: C2 crisenos; BbFt: Benzo(b)fluoranteno; BkFt: benzo(k)fluoranteno; BePi: Benzo(e)pireno; BaPi: Benzo(a)pireno; Per: Perileno I-Pi: Indeno(1,2,3-cd)pireno; DbahA: Dibenzo(a,h)antraceno; BghiPe: Benzo(ghi)perileno; Limite de quantificação = 0.50

Tabela 10 (Cont). Concentração de HPA, expressa em ng L<sup>-1</sup>, nas diversas estações e profundidades.

Amostra	Ponto 8	Ponto 9	Ponto 10	Ponto 11	Ponto 12
N	< 0.04	< 0.04	0.59	< 0.04	< 0.04
2MN	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
1MN	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
C2N	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C3N	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
C4N	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
Aceft	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Ace	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C1Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C2Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
C3Flu	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C3DBT	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C3Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C4Fen	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
Ant	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06	< 0.06
Ft	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04	< 0.04
Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C1Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
C2Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BaA	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
C1Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
C2Cri	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16	< 0.16
BbFt	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BkFt	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BePi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BaPi	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08
Per	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
I-Pi	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
DBahA	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10	< 0.10
BghiPe	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08	< 0.08
16 HPA	< 0.50	< 0.50	0.59	< 0.50	< 0.50
Total HPA	< 0.50	< 0.50	0.59	< 0.50	< 0.50

Legenda:

N: Naftaleno; 2MN: 2Metilnaftaleno; 1MN: 1Metilnaftaleno; C2N: C2 naftaleno; C3N: C3 naftaleno; C4N: C4 naftaleno; Ace: Acenafteno; Aceft: Acenaftileno; Flu: Fluoreno; C1Flu: C1 fluoreno; C2Flu: C2 fluoreno; C3Flu: C3 fluoreno; DBT: Dibenzotiofeno; C1DBT: C1 dibenzotiofenos; C2DBT: C2 dibenzotiofenos; C3DBT: C3 dibenzotiofenos; Fen: Fenantreno; C1Fen: C1 fenantrenos; C2Fen: C2 fenantrenos; C3Fen: C3 fenantrenos; C4Fen: C4 fenantrenos; Ant: Antraceno; Ft: Fluoranteno; Pi: Pireno; C1Pi: C1 pirenos; C2Pi: C2 pirenos; BaA: Benzo(a)antraceno; Cri: Criseno; C1Cri: C1 crisenos; C2Cri: C2 crisenos; BbFt: Benzo(b)fluoranteno; BkFt: benzo(k)fluoranteno; BePi: Benzo(e)pireno; BaPi: Benzo(a)pireno; Per: Perileno I-Pi: Indeno(1,2,3-cd)pireno; DbahA: Dibenzo(a,h)antraceno; BghiPe: Benzo(ghi)perileno; Limite de quantificação = 0.50

Os limites de detecção para HPA encontram-se quase três ordens de grandeza abaixo do limite estabelecido pela Resolução CONAMA 357.

### 5.7 Nutrientes

Os parâmetros analisados foram N-amoniaco, fosfato, nitrato e nitrito. No caso do N-amoniaco o valor máximo medido foi 7.01 µM (98,14 µg/L) (Gráfico 8 e Tabela 11). Para o fosfato, encontrou-se um valor máximo de 0,62 µM (19,22 µg/L) (Gráfico 9 e Tabela 11). A taxa máxima de nitrato encontrada foi de 0.84 µM (11,76 µg/L) (Gráfico 10 e Tabela 12). Já o valor máximo de nitrito registrado foi 0.35 µM (4,9 µg/L) (Gráfico 11 e Tabela 12).

Segundo a Resolução CONAMA N°357, Seção III, Art 18, TABELA IV, os valores máximos permitidos para N-amoniaco, fosfato, nitrato e nitrito são 0.40 mg/L, 0.062 mg/L, 0.40 mg/L e 0.07 mg/L, respectivamente. Desse modo, os valores encontrados respeitam o que a regulamentação estipula como base.

Muito embora os valores concordem com a legislação, as concentrações de amônia, nitrato, nitrito e fosfato encontram-se muito elevadas se comparadas a um ambiente livre da atividade antropogênica.



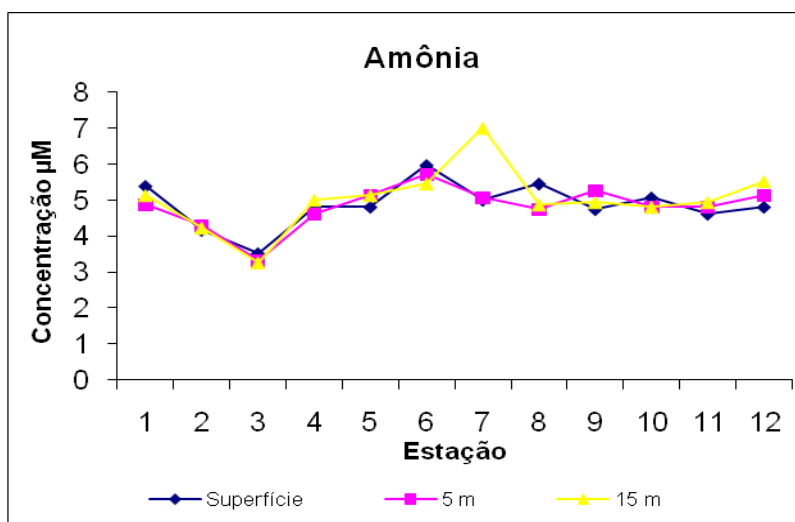


Gráfico 8. Concentração de N-amoniaco nos pontos de coleta

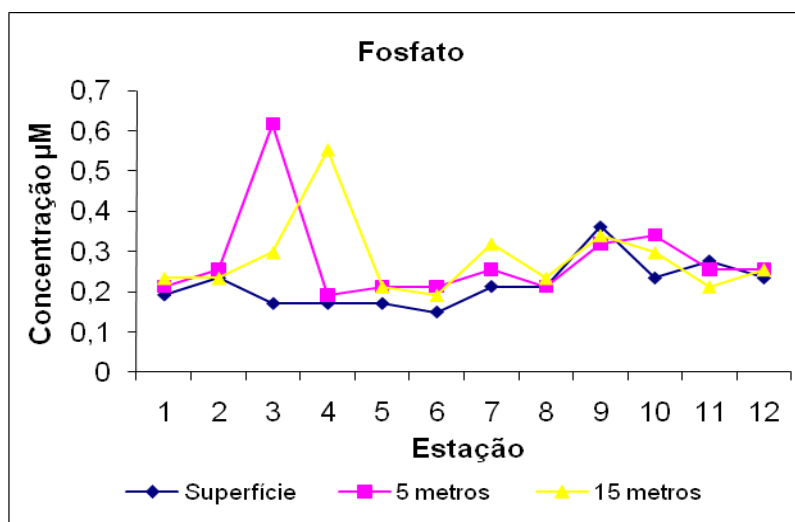


Gráfico 9. Concentração de N-amoniaco nos pontos de coleta

Tabela 11. Dados referentes à concentração de N-amoniaco e fosfato, expressas em µM, das diferentes estações e profundidades

Estação	Amônia			Fosfato		
	Superfície	5m	15m	Superfície	5m	15m
1	5,39	4,87	5,13	0,19	0,21	0,23
2	4,16	4,29	4,22	0,23	0,26	0,23
3	3,51	3,31	3,25	0,17	0,62	0,30
4	4,81	4,61	5,00	0,17	0,19	0,55
5	4,81	5,13	5,13	0,17	0,21	0,21
6	5,97	5,71	5,45	0,15	0,21	0,19
7	5,00	5,06	7,01	0,21	0,26	0,32
8	5,45	4,74	4,87	0,21	0,21	0,23
9	4,74	5,26	4,94	0,36	0,32	0,34
10	5,06	4,81	4,81	0,23	0,34	0,30
11	4,61	4,81	4,94	0,28	0,26	0,21
12	4,81	5,13	5,52	0,23	0,26	0,26

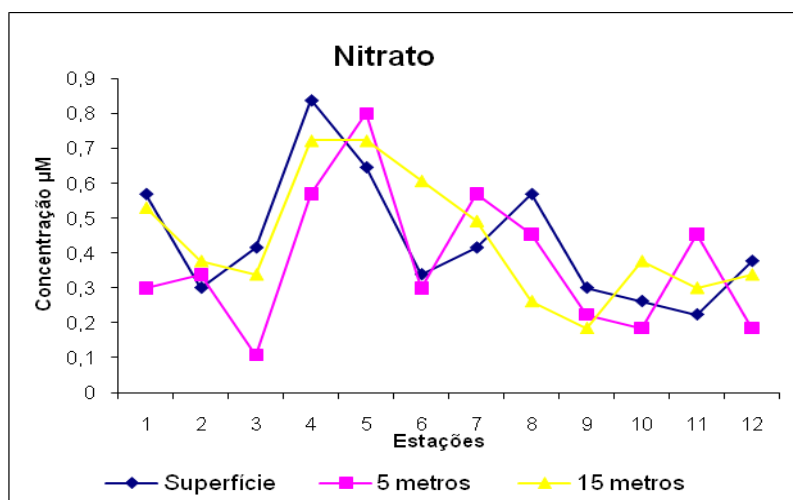


Gráfico 10. Concentração de Nitrato nos pontos de coleta

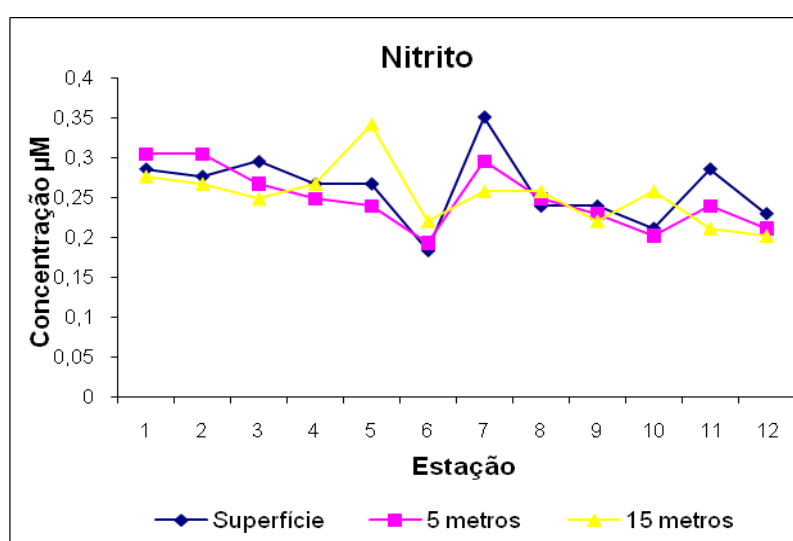


Gráfico 11. Concentração de Nitrito nos pontos de coleta

Tabela 12. Dados referentes à concentração de Nitrato e Nitrito, expressos em  $\mu\text{M}$ , das diferentes estações e profundidades

Estação	Nitrato			Nitrito		
	Superfície	5m	15 m	Superfície	5m	15m
1	0,57	0,30	0,53	0,29	0,30	0,28
2	0,30	0,34	0,38	0,28	0,30	0,27
3	0,42	0,11	0,34	0,29	0,27	0,25
4	0,84	0,57	0,72	0,27	0,25	0,27
5	0,65	0,80	0,72	0,27	0,24	0,34
6	0,34	0,30	0,61	0,18	0,19	0,22
7	0,42	0,57	0,49	0,35	0,29	0,26
8	0,57	0,45	0,26	0,24	0,25	0,26
9	0,30	0,22	0,18	0,24	0,23	0,22
10	0,26	0,18	0,38	0,21	0,20	0,26
11	0,22	0,45	0,30	0,29	0,24	0,21
12	0,38	0,18	0,34	0,23	0,21	0,19

## 6. Conclusão

Levando-se em conta as observações realizadas através das análises experimentais do presente estudo e as informações contidas na literatura, algumas hipóteses podem ser levantadas.

As condições físico-químicas revelam a influência de uma corrente continental além, é claro, da corrente brasileira.

A avaliação dos parâmetros experimentais descritos ao longo do presente trabalho através dos índices padronizados pela literatura mostra, através da clorofila-a, por exemplo, que embora o ambiente não possa ser considerado contaminado, há sinais de uma alteração provocada por atividades antropogênicas.

Não existe evidência de contaminação por hidrocarbonetos policíclicos aromáticos, já que os níveis encontrados estão bem abaixo do determinado pela legislação. Em contrapartida, os níveis de COT acima dos valores recomendados pela resolução CONAMA 357, indicam a necessidade de cuidados para evitar a intensificação desses parâmetros. Não há dados suficientes para se afirmar a origem dos níveis elevados de COT, podem ser provenientes tanto do esgoto lançado pelo emissário submarino quanto do aporte continental, principalmente através do canal de Marapendi.

O presente trabalho reafirma, portanto a necessidade de constante monitoramento ambiental no entorno do Emissário Submarino da Barra da Tijuca a fim de se garantir a qualidade das águas priorizando a saúde pública e a preservação da biota local.

## 7. Referências Bibliográficas

- [1] CARDOSO, A. QUASIMEME: Um programa útil na avaliação do desempenho laboratorial na análise de policlorobifenilos em sedimentos. **Anais do Instituto Hidrográfico**, n. 14, pp. 35-40.
- [2] FREITAS, E. Portal Brasil Escola. **Poluição Marinha**. Mensagem disponível em < <http://www.brasilecola.com/geografia/poluicao-marinha.htm> >. Acesso realizado no dia 20 de fevereiro de 2011.
- [3] ROCHA, J. C.; ROSA, A. H.; CARDOSO, A. A. **Introdução a Química Ambiental**. Porto Alegre: Bookman, 2004. 154 p.
- [4] MEROLA, E. Poluição: proliferação de algas cria mancha verde na Lagoa da Barra. **O Globo**. Reportagem Disponível em: < <http://g1.globo.com/rio-de-janeiro/noticia/2010/07/mancha-verde-toma-conta-de-lagoas-na-barra-da-tijuca.html> > Acesso em: 3 março de 2011.
- [5] Portal da CEDAE: **Programa de Saneamento da Barra da Tijuca, Recreio dos Bandeirantes e Jacarepaguá – PSBJ**. Disponível em: <<http://www.cedae.com.br/raiz/070.asp>>. Acesso em: 10 de maio 2011.
- [6] Portal da Secretaria de Estado do Meio Ambiente: **Emissários Submarinos**. Mensagem disponível em: < <http://www.cetesb.sp.gov.br/agua/praias/21-emissarios-submarinos> >. Acesso em: 10 de maio de 2011.
- [7] GUBITOSO, S. **Estudo geoambiental da região circunjacente ao emissário submarino de esgoto do Araçá, São Sebastião (SP)**. Revista Brasileira de Geociências, v. 38 (3), p 1 – 9.
- [8] Portal da Associação Comercial do Rio de Janeiro. **Emissário Submarino da Barra da Tijuca**. Mensagem disponível em: < <http://www.acrj.org.br/pt/artigos/item/69-emiss%C3%A1rio-submarino-da-barra-da-tijuca.html> > Acesso em: 20 de junho de 2011.
- [9] Portal do Meio Ambiente da Universidade do Estado do Rio de Janeiro. **Emissário da Barra da Tijuca**. Mensagem disponível em: < [http://www.meioambiente.uerj.br/destaque/pan2007\\_emissario.htm](http://www.meioambiente.uerj.br/destaque/pan2007_emissario.htm) > Acesso em: 20 de junho de 2011.
- [10] DIAS, J. C.; LIMA, W. N. Comparação de Métodos para a Determinação de Matéria Orgânica em Amostras Ambientais. **Revista Científica da UFPA**, vol. 4, p 1-16, 2004.
- [11] CARREIRA, R. S. **Carbono Orgânico e Especificação do Fósforo em Sedimentos na Área de Influência do Emissário Submarino de Esgotos de Ipanema (ESEI)**. Rio de Janeiro, 1994. 102p. Dissertação de Mestrado (Departamento de Química) – Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro.
- [12] NUDI, A. H. **Avaliação da contaminação de manguezais da Baía de Guanabara utilizando caranguejos *Ucides cordatus* como bioindicador de poluentes de petróleo e desenvolvimento de metodologias de análises**. Rio de Janeiro, 2005.

- 233p. Tese de Doutorado (Departamento de Química) – Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro
- [13] NETTO, A. D. P.; MOREIRA, J. C.; DIAS, A. E. X. O.; ARBILLA, G.; FERREIRA, L. F. V.; OLIVEIRA, A. S.; BAREK, J. Avaliação da Contaminação Humana por Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos (HPAs) e seus Derivados Nitradados (NHPAs): Uma Revisão Metodológica. **Revista Química Nova**, v. 23, n.6, p. 765-773, Novembro/Dezembro 2000.
- [14] DIAS, J. M. A. **Água do Mar**. Glossário das Zonas Costeiras. Mensagem Disponível em: < <http://www.aprh.pt/rgci/glossario/aguadomar.html> > Acesso em: 29 de junho de 2011.
- [15] PROPRIEDADES Físico-Químicas das Águas Oceânicas. Mensagem Disponível em: < <http://www.cfh.ufsc.br/~oceano/documents/ApostilaFISQUIM.pdf> >. Acesso em 29 de junho de 2011.
- [16] OCEANOS e Mares. Mensagem disponível em: < <http://www.fontedosaber.com/geografia/oceanos-e-mares.html> >. Acesso em: 29 de junho de 2011.
- [17] RESOLUÇÃO 357. Ministério do Meio Ambiente, CONAMA. 2005
- [18] KURODA, E. K. **Determinação de Clorofila pelo Método Espectrofotométrico Visando o Monitoramento da Eficiência do Tratamento de Águas para Abastecimento**. 23º Congresso de Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental. Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental. p.13.
- [19] Portal Universidade da Água. **Qualidade das Águas**. Mensagem Disponível em: <[http://www.uniagua.org.br/public\\_html/website/default.asp?tp=3&pag=qualidade.htm](http://www.uniagua.org.br/public_html/website/default.asp?tp=3&pag=qualidade.htm)>. Acesso em 5 de Julho de 2011.
- [20] CORDEIRO, L. G. M. S. **Esteróis como marcadores moleculares da contaminação fecal no sistema estuarino Iguaçú-Sarapuí, noroeste da Baía de Guanabara (RJ)**. Rio de Janeiro, fevereiro de 2006. 169p. Dissertação de Mestrado (Departamento de Química) – Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro
- [21] JRSH, **Educação Ambiental Através da Visão Integrada de Baía Hidrográfica**. Mensagem disponível em: <<http://educar.sc.usp.br/biologia/principal.html>. Acesso em: 15 de Julho de 2011>.
- [22] EPA – U.S. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (1986) SW-846 Test Methods for Evaluating Solid Waste, Physical/Chemical Methods; Method 3510C: Separatory funnel liquid-liquid extraction – CD-ROM Internet Edition. Disponível em: <<http://www.epa.gov>>.
- [23] EPA – U.S. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (1986) SW-846 Test Methods for Evaluating Solid Waste, Physical/Chemical Methods; Method 3630C: Silica gel Cleanup – CD-ROM Internet Edition. Disponível em: <<http://www.epa.gov/SW-846/main.htm>>.
- [24] BAUMGARTEN, M. G. Z.; Kersanach, M. W.; Niencheski, L. F. H. Manual de Análises em Oceanografia Química. Rio Grande: Editora da furg, 2010, 2º ed. 172 p.