

Universidade de São Paulo
Faculdade de Saúde Pública

Tratamento de Compostos Orgânicos Odoríferos
Tóxicos por Biorreatores

Ligia Cristina Gonçalves de Siqueira

**Tese apresentada ao Programa de Pós-
graduação em Saúde Pública para obtenção
do título de Doutor em Saúde Pública**

Área de Concentração: Saúde Ambiental

**ORIENTADOR: Prof. Dr. João Vicente de
Assunção**

São Paulo
2011

Tratamento de Compostos Orgânicos Odoríferos Tóxicos por Biorreatores

Ligia Cristina Gonçalves de Siqueira

**Tese apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Saúde Pública da
Faculdade de Saúde Pública da
Universidade de São Paulo para obtenção
do título de Doutor em Saúde Pública.**

Área de Concentração: Saúde Ambiental

**Orientador: Prof. Dr. João Vicente de
Assunção**

São Paulo

2011

È expressamente proibido a comercialização deste documento, tanto na sua forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano da tese.

Ligia Cristina Gonçalves de Siqueira

17 de outubro de 2011

Siqueira, Ligia CG de

Tratamento de Compostos orgânicos odoríferos Tóxicos por Biorreatores da Pós-graduação *stricto sensu* da Faculdade de Saúde Pública/USP. São Paulo: Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública. Departamento de Saúde Ambiental, 2011 [Tese de Doutorado. Faculdade de Saúde Pública da USP]

249 p.

I. Siqueira, Ligia CG de. II. Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública. Departamento de Saúde Ambiental. III. Título. 1. Tratamento biológico de gases. 2. Solventes. 3. Equipamento de Controle. 4. Emissões Atmosféricas. 5. Poluição do Ar.

RESUMO

Siqueira LCG. Tratamento de Compostos Orgânicos Odoríferos Tóxicos por Biorreatores. São Paulo; 2011 [Tese de Doutorado – Faculdade de Saúde Pública da USP].

Introdução – É importante o desenvolvimento de sistemas de controle de poluição do ar que sejam eficientes, além de aplicáveis à condição nacional e pra proteção da saúde humana, uma vez que os compostos do grupo BTEX são tóxicos. **Objetivo** - Avaliar o desempenho de sistema de tratamento biológico para vapores de BTEX e investigar as melhores condições de operação para os critérios de projeto adotados. **Métodos.** Trata-se de trabalho experimental com utilização de unidade piloto constituída de coluna de vidro (diâmetro interno de 80 mm e altura total de 1,2 m) tendo no seu interior um meio filtrante – composto vegetal e anéis de Pall - que serviram de suporte para os microrganismos e onde se realizou a biodegradação. Foram monitorados parâmetros como temperatura, perda de carga, vazão, concentração dos gases na entrada e na saída, que constituíram a base para desenvolver intervenções e melhorar seu desempenho. A análise dos gases foi feita por fotoionização (PID) em aparelho portátil. **Conclusões** - Conclui-se que é viável o tratamento biológico para remoção do BTEX de efluentes gasosos, nas condições operacionais adotadas, com eficiência máxima de remoção em torno de 90%. A máxima eficiência foi obtida para tempo de retenção de 2,4 min., carga superficial do gás de 11,9 m³/m²xh, carga mássica no leito de 67 g/m³xh e capacidade de eliminação de 4 g/m³xh. O uso de anéis de Pall misturados ao composto evitou que valores elevados de perda de carga. Foi relevante a participação da adsorção. A utilização de composto mostrou-se viável como alternativa para a biodegradação do BTEX, fortalecendo seu uso com essa prática ambiental.

Descritores: Tratamento biológico de gases. Solventes. Equipamento de Controle. Emissões Atmosféricas. Poluição do Ar.

ABSTRACT

Siqueira, LCG. Treatment of Odorous Toxic Organic Compounds by Bioreactor. São Paulo, 2011 [Doctoral Thesis - School of Public Health USP].

Introduction - It is important to develop control systems for air pollution that are efficient, applicable to the national condition and to the protection of human health, since the group BTEX compounds are toxic. **Objective** - To evaluate the performance of biological treatment system for BTEX vapors and investigate the best operating conditions for the design criteria adopted. **Methods** - This experimental work used a pilot plant consisting of a glass column (internal diameter 80 mm and height of 1.2 m) filled with a filter medium - compost and Pall rings - which supported microorganisms and where biodegradation was carried out. Parameters were monitored such as temperature, pressure drop, flow rate, gas concentration at the inlet and outlet, which formed the basis for developing interventions and improve their performance. The gas analysis was measured by photoionization (PID) in a portable device. **Conclusions** -. We conclude that it is feasible biological treatment for removal of BTEX emissions, operating in the adopted conditions, with maximum removal efficiency (ER) of around 90%. The maximum efficiency was obtained for empty bed retention time (EBRT) of 2.4 min, surface loading (SL) of $11.9 \text{ m}^3/\text{m}^2\text{h}$, concentration load (CL) $67 \text{ g}/\text{m}^3\text{h}$ and elimination capacity (EC) of $4 \text{ g}/\text{m}^3\text{h}$. The use of Pall rings mixed with the compost prevented high levels of pressure drop. It is relevant the participation of adsorption process. The use of compost proved to be feasible as an alternative to the biodegradation of BTEX, strengthening its use in the environmental practice.

Keywords: Biological treatment of gases. Solvents. Abatement Equipment. Atmospheric emissions. Air Pollution.

EPIGRAFE

“Nothing happens unless first a dream...”

Carl Sandburg (1878-1967)

AGRADECIMENTOS

Por tudo: Deus.

Pela memória: Meus pais.

Pela orientação e competência:

Prof. Dr. João Vicente de Assunção

Pelo apoio e aprimoramento:

Prof. Dr. Claudio Augusto Oller do Nascimento

Profa. Dra. Ines Conceição Roberto

Profa. Dra. Tereza Pepe Razzolini

Profa. Dra. Wanda Maria Risso Gunther

Pelo apoio técnico:

Faculdade de Saúde Pública – USP:

Célia Regina Pesquero

Francisca Alzira dos Santos

Maria do Carmo Doria Pereira

Profa. Dra. Maria Tereza Pepe Razzolini

Empresas:

SELMEC – Equipamentos de Processo Ltda.

Analytical Technology

Prameq Ind. E Com. Ltda.

Por estar sempre presente no riso e nas lágrimas:

Marco Antonio Fernandes Pereira

CETESB:

Agnaldo Ribeiro de Vasconcelos

Ana Paula Guarnieri Christ

Anderson Pioli

Carlos Ferreira Lopes

Carlos Jesus Brandão

Claudio Lins Schoendorfer

Diana Mendes Alarcon

Ednaldo do Prado

Edson Haddad

Elayse Maria Hachich

Francisco Jorge Ferreira

Gasparino Gomes da Silva

Jorge Luiz Nobre Gouveia

Laércio Parmagnani

Luciano de Oliveira Baptista

Marcelo dos Anjos

Marcos Pie Cervera

Maria Cristina Poli

Maria Yumico Tominaga

Moacir Ferreira da Silva

Neuza Akemi Niwa

Sergio Greif

Yoshio Yanagi

**Também a todos que participaram diretamente ou indiretamente da
elaboração desse trabalho.**

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Esquema do mecanismo de biodegradação de efluente gasoso	33
Figura 2 - Esquema de interação dos elementos no leito do biofiltro	35
Figura 3 - Mecanismo de adsorção do leito filtrante	36
Figura 4 - Biofiltro de leito aberto	43
Figura 5 - Biofiltro de leito fechado	43
Figura 6 - Biofiltro de múltiplas camadas	44
Figura 7 - Biofiltro de células em série	45
Figura 8 - Biofiltro com sistema modular	46
Figura 9 - Sistema modular em série e paralelo	46
Figura 10 - Biofiltro com vários estágios de alimentação de gases	47
Figura 11 - Biofiltro percolador	48
Figura 12 - Biolavador	51
Figura 13 - Biofiltro de membrana	54
Figura 14 - Materiais naturais de leitos filtrantes	57
Figura 15 - Agentes de massa leve de leitos filtrantes	58
Figura 16 - Materiais inertes	59
Figura 17 - Materiais de enchimento	60
Figura 18 - Curva de crescimento de microrganismos (Monod)	65
Figura 19 - Micrografia eletrônica de uma célula de <i>Pseudomonas putida</i>	104
Figura 20 - Mecanismo de biodegradação de solventes	106
Figura 21 - Composto vegetal em preparação	109
Figura 22 - Anéis de Pall	111
Figura 23 - Colonização dos anéis de Pall por microrganismos	111
Figura 24 - Desenvolvimento metodológico da pesquisa	119
Figura 25 - Biofiltro percolador utilizado nos testes	122
Figura 26 - Esquema da técnica de nebulização	132
Figura 27 - Aparato experimental para técnica de nebulização	132
Figura 28 - Transferência com alça dos grumos dos tubos	133
Figura 29 - Esquema da técnica de isolamento	134
Figura 30 - Medida de temperatura do composto	136

Lista de Figuras (continuação 1)

Figura 31 - Equipamento para medida de pH do composto	137
Figura 32 - Compactação do leito	139
Figura 33 - Configuração do sistema para o Teste 1	146
Figura 34 - Configuração do sistema para o Teste 2	147
Figura 35 - Aparelho de Orsat	148
Figura 36 - Configuração do sistema para o Teste 3	149
Figura 37 - Configuração do sistema para o Teste 4 – Ensaio 1	149
Figura 38 - Configuração do sistema para o Teste 4 – Ensaio 2	150
Figura 39 - Configuração do sistema para o Teste 5 – Ensaio 1	151
Figura 40 - Configuração do sistema para o Teste 5 – Ensaio 2	151
Figura 41 - Configuração do sistema para o Teste 6	152
Figura 42 - Configuração do sistema para o Teste 7	152
Figura 43 - Configuração do sistema para o Teste 8	153
Figura 44 - Configuração do sistema para o Teste 9	153
Figura 45 - Configuração do sistema para o Teste 10 a 16	154
Figura 46 - Medição da perda de carga no biofiltro	155
Figura 47 - Tubos de coleta de TENAX GR	158
Figura 48 - Cromatógrafo à gás /espectrofotômetro de massas (GC/MS) com dessorvedor térmico	158
Figura 49 - Monitor de gases MINIRae 2000	159
Figura 50 - Configuração do sistema para ensaio de biodegradação	161
Figura 51 - Sistema de biodegradação no laboratório	162
Figura 52 - Sistema de umectação	164
Figura 53 - Sistema de umectação – ar de entrada	164
Figura 54 - Sistema de umectação – topo e percolado	165
Figura 55 - Técnica de tubos múltiplos utilizados para coliformes termotolerantes e <i>Escherichia coli</i>	172
Figura 56 - Placas com possível crescimento de colônias	173
Figura 57 - Tubos com possível crescimento de microrganismos	173
Figura 58 - Placas sem crescimento de <i>Pseudomonas putida</i>	174

Lista de Figuras (continuação 2)

Figura 59 - Placas com crescimento de microrganismos do composto (fungos e leveduras – esquerda e bactérias – direita)	175
Figura 60 - Distribuição granulométrica do composto	177
Figura 61 - Variação da temperatura do composto	178
Figura 62 - Concentração de BTEX na entrada dos gases para o Teste 5 – Ensaio 1	183
Figura 63 - Concentração de BTEX na entrada dos gases para o Teste 6 – Ensaio 1 e 2	184
Figura 64 - Concentração de BTEX na entrada dos gases para o Teste 7 – Ensaio 1 e 2	184
Figura 65 - Concentração de BTEX na entrada dos gases para o Teste 8	185
Figura 66 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção - Teste 10	186
Figura 67 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção - Teste 11	186
Figura 68 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção – Teste 12	187
Figura 69 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção – Teste 13	187
Figura 70 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção – Teste 14	188
Figura 71 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção – Teste 15	188
Figura 72 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos testes de adsorção - Teste 16	189
Figura 73 - Perda de carga no biofiltro nos testes de adsorção	195
Figura 74 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 17	196

Lista de Figuras (continuação 3)

Figura 75 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 18	196
Figura 76 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 19	197
Figura 77 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 20	197
Figura 78 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 21	198
Figura 79 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 22	198
Figura 80 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 23	199
Figura 81 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 24	199
Figura 82 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 25	200
Figura 83 - Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases nos ensaios de biodegradação - Teste 26	200
Figura 84 - Perda de carga no biofiltro nos testes de adsorção	206
Figura 85 - Capacidade de eliminação x carga mássica no leito para a biodegradação de BTEX	208
Figura 86 - Eficiência de remoção dos ensaios de biodegradação	208
Figura 87 - Colônias no percolado nas 1 ^a e 2 ^a semanas	209
Figura 88 - Colônias no percolado nas 3 ^a e 4 ^a semanas	209
Figura 89 - Colônias no percolado na 5 ^a semana	210
Figura 91 - Colônias de coliformes no percolado nas 3 ^a e 4 ^a semanas	211
Figura 92 - Colônias de coliformes no percolado na 5 ^a semana	211
Figura 93 - Colônias de bactérias no percolado nas 3 ^a e 4 ^a semanas	212
Figura 94 - Colônias de fungos e bolores no percolado – 3 ^a e 4 ^a semanas	212

Lista de Quadros

Quadro 1 - Comparação da eficiência empregando diferentes tecnologias de controle de poluição do ar e respectivos custos	27
Quadro 2 - Vantagens de desvantagens do tratamento biológico de gases	29
Quadro 3 - Fontes de poluição do ar com possibilidade de serem tratadas biologicamente	30
Quadro 4 - Alguns trabalhos desenvolvidos para biodegradação de BTEX e seus componentes	31
Quadro 5 - Reações de biodegradação de efluentes gasosos	34
Quadro 6 - Principais características de biorreatores	39
Quadro 7 - Dados de sistemas de alguns sistemas de biofiltração com diferentes meios filtrantes	40
Quadro 8 - Vantagem e limitação da utilização dos biolavadores para tratamento biológico de gases	53
Quadro 9 - Materiais filtrantes usados em biofiltros	56
Quadro 10 - Degradação de BTEX e seus componentes em leitos com mais de um material filtrante	61
Quadro 11 - Microrganismos encontrados em biofiltros	65
Quadro 12 - Fases principais do crescimento dos microrganismos	66
Quadro 13 - Uso de microrganismos de esgoto para biodegradação de BTEX e seus componentes	67
Quadro 14 - Contribuição de fungos para biodegradação de BTEX e seus componentes	68
Quadro 15 - Microrganismos específicos identificados na degradação de hidrocarbonetos aromáticos	69
Quadro 16 - Quantidade de microrganismos encontrada em biofiltros	69
Quadro 17 - Classificação nutricional de microrganismos	72
Quadro 18 - Formas de fornecimento de macronutrientes para meio de cultivo	77

Lista de Quadros (continuação 1)

Quadro 19 -	Freqüência de adição de solução de nutrientes	78
Quadro 20 -	Classificação dos microrganismos segundo a tolerância por solutos	79
Quadro 21 -	Atividade de água de alguns microrganismos	79
Quadro 22 -	Influência da umidade na operação de biofiltros	80
Quadro 23 -	Parâmetros de otimização do teor de umidade	83
Quadro 24 -	Classificação dos microrganismos segundo a faixa de temperatura	84
Quadro 25 -	Classificação dos microrganismos em relação ao pH	86
Quadro 26 -	Comparação entre valores de perda de carga para biodegradação dos componentes do BTEX	93
Quadro 27 -	Principais características físico-químicas dos componentes do BTEX	95
Quadro 28 -	Limiar de percepção/reconhecimento de odor para os componentes do BTEX	99
Quadro 29 -	Classificação da <i>Pseudomonas putida</i>	103
Quadro 30 -	Degradação de BTEX e seus componentes pela <i>Pseudomonas putida</i> em diferentes meios filtrantes	106
Quadro 31 -	Composição qualitativa do composto vegetal	109
Quadro 32 -	Composição elementar do composto	110
Quadro 33 -	Características dos anéis de Pall adotados no projeto	112
Quadro 34 -	Propriedades do polipropileno	113
Quadro 35 -	Resumo das condições de projeto	120
Quadro 36 -	Parâmetros de projeto adotados	130
Quadro 37 -	Composição do meio de cultivo escolhido para climatização dos microrganismos com BTEX	131
Quadro 38 -	Características dos equipamentos e materiais utilizados para coleta e análise de gases nos testes	143
Quadro 39 -	Componentes do aparelho de Orsat	148
Quadro 40 -	Parâmetros de monitoramento do sistema nos testes em branco	156

Lista de Quadros (continuação 2)

Quadro 41 - Características dos equipamentos e materiais de análise	160
Quadro 42 - Parâmetros de monitoramento do sistema nos ensaios de biodegradação	169
Quadro 43 - Resultados do crescimento dos microrganismos nos testes	175
Quadro 44 - Resumo dos resultados obtidos nos pré-ensaios	181
Quadro 45 - Resumo das condições experimentais nos Testes de 1 a 16	192
Quadro 46 - Resumo das condições experimentais nos Testes de 17 a 26	204

Lista de Tabelas

Tabela 1	- Teor de carbono orgânico total do composto	175
Tabela 2	- Granulometria do composto	176
Tabela 3	- Relação da granulometria do composto com a Escala de Wentworth	177
Tabela 4	- Teor de umidade do composto	178
Tabela 5	- Massa de água do composto	179
Tabela 6	- Taxa de secagem do leito filtrante (I)	179
Tabela 7	- Taxa de secagem do leito filtrante (II)	179
Tabela 8	- Taxa de secagem do leito filtrante (III)	179
Tabela 9	- Medida de compactação do leito	180
Tabela 10	- Medida de densidade aparente	180
Tabela 11	- Medida da fração de vazios	180
Tabela 12	- Concentração de BTEX com analisador de gases (PID) na entrada e na saída dos gases – Teste 4	183
Tabela 13	- Eficiência de adsorção de BTEX do sistema para o Teste 5 – Ensaio 2	183
Tabela 14	- Eficiências de adsorção de BTEX para os Testes de 10 a 16	189
Tabela 15	- Eficiência média de adsorção de BTEX do sistema	191
Tabela 16	- Eficiências de biodegradação de BTEX para os Testes de 17 a 26	201
Tabela 17	- Parâmetros de performance dos ensaios de biodegradação	207

LISTA DE SIGLAS E ABREVIACÕES

ATSDR – *Agency for Toxic Substances and Disease Registry*

BH – *Ágar Bushnell-Haas*

BHI - *Brain Heart infusion*

BTEX – Benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno

COV – Compostos Orgânicos Voláteis (VOC em inglês)

DHHS – *Department of Health and Human Services*

DQO – Demanda Química de Oxigênio

EBRT - Tempo de residência do leite vazio

GC/MS – Cromatógrafo à gás/ espectrofotômetro de massas

HAPs – *Hazardous Air Polutants*

IARC – *International Agency for Research on Cancer*

IRIS – *Integrated Risk Information System*

NIOSH – *National Institute for Occupational Safety and Health*

NTP - *National Toxicology Program*

PAB – *Pseudomonas Ágar Base*

PCA – *Plate Count Ágar*

PID – *Photo Ionization Detector*

TOXFAQ - *Frequently Asked Questions About Contaminants Found at Hazardous Waste Sites*

TSA - *Tryptic Soy Ágar* (ágar triptíco de soja)

TSB – *Tryptic Soy Broth* (caldo triptíco de soja)

USEPA – *United States Environmental Protection Agency*

UV – luz ultravioleta

INDICE

1. Introdução	23
1.1. Poluição do ar e saúde	23
1.2. Evolução temática	26
1.3. Contribuição acadêmica do estudo	30
1.4. Justificativa	32
2. Referencial teórico	33
2.1. Tratamento biológico de gases	33
2.2. Processo de degradação biológica em biorreatores	34
2.2.1. Tipos de biorreatores	40
2.2.1.1. Biofiltros planos	41
2.2.1.2. Biofiltro percolador	48
2.2.1.3. Biolavador	51
2.2.1.4. Biofiltro de membrana	54
2.3. Fatores que influenciam na biodegradação	55
2.3.1. Materiais filtrantes	55
2.3.2. Características das substâncias a serem tratadas	61
2.3.3. Microrganismos	63
2.3.4. Nutrientes	71
2.3.5. Umidade	78
2.3.6. Temperatura	83
2.3.7. Potencial Hidrogeniônico - pH	85
2.3.8. Teor de oxigênio	88
2.3.9. Vazão do efluente gasoso	89
2.3.10. Concentração dos contaminantes no fluxo gasoso	90
2.3.11. Perda de carga	90
2.4. Características do BTEX e seus componentes	94
2.4.1. Origem e características	94
2.4.2. Usos e aplicações	94
2.4.3. Fontes de emissão para o ambiente	96
2.4.4. Presença e comportamento no ambiente	97
2.4.5. Aspectos relativos a emissão de odor	98

2.4.6.	Toxicidade e outros efeitos na saúde	99
2.4.7.	Biodegradabilidade	101
2.5.	Características dos microrganismos	103
2.5.1.	<i>Pseudomonas putida</i>	103
2.5.2.	Consórcio de microrganismos do composto	107
2.6.	Características dos meios filtrantes	108
2.6.1.	Composto	108
2.6.2.	Anéis de Pall	110
2.7.	Parâmetros de performance da biodegradação	112
2.7.1.	Tempo de retenção do leio vazio (EBRT)	114
2.7.2.	Carga superficial do gás (SL)	115
2.7.3.	Carga de massa do leito (CL)	115
2.7.4.	Capacidade de remoção (EC)	116
2.7.5.	Eficiência de remoção (ER)	116
3.	Objetivos	117
3.1.	Objetivo geral	117
3.2.	Objetivos específicos	117
4.	Métodos	118
4.1.	Tipo de pesquisa	118
4.2.	Procedimentos metodológicos	118
4.3.	Condições de projeto	121
4.3.1.	Características do biorreator	121
4.3.1.1.	Seleção do biorreator	121
4.3.1.2.	Configuração e dimensões	121
4.3.2.	Características relevantes dos componentes do BTEX para o projeto	123
4.3.3.	Microrganismos	123
4.3.4.	Nutrientes	124
4.3.5.	Condições ambientais	124
4.3.6.	Meios filtrantes	125
4.3.7.	Resumo das condições de projeto	125

4.4.	Determinação dos parâmetros de projeto	125
4.4.1	Área do leito filtrante	127
4.4.2	Volume do leito filtrante	127
4.4.3.	Vazão do fluxo gasoso	127
4.4.4.	Concentração do contaminante	128
4.4.5.	Concentração do contaminante em volume	128
4.4.6	Taxa de massa do contaminante	129
4.4.7.	Perda de carga (ΔP)	129
4.4.8.	Resumos dos parâmetros de projeto	129
4.5.	Pré-ensaios	129
4.5.1.	Avaliação de microrganismos par degradar o BTEX	130
4.5.1.1.	Avaliação da adaptação de <i>Pseudomonas putida</i> ao BTEX	130
4.5.1.2.	Avaliação da adaptação do consórcio de microrganismos ao BTEX	134
4.5.2.	Determinação das características do meio filtrante	135
4.5.2.1.	Teor de carbono orgânico total do composto	135
4.5.2.2.	Granulometria do composto	135
4.5.2.3.	Temperatura no composto	136
4.5.2.4.	Potencial hidrogeniônico – pH do composto	136
4.5.2.5.	Teor de umidade do composto	137
4.5.2.6.	Massa de água do composto	138
4.5.2.7.	Taxa de secagem do leito filtrante	138
4.5.2.8.	Compactação do leito	139
4.5.2.9.	Densidade aparente (bulk)	140
4.5.2.10.	Fração de vazios - porosidade	140
4.6.	Testes em branco	141
4.6.1	Materiais do sistema para os testes em branco	142

4.6.2	Operação do biorreator nos testes em branco	142
4.6.2.1.	Pré-testes	142
4.6.2.2.	Testes para determinar a contribuição da adsorção	154
4.6.2.3.	Determinação da perda de carga nos testes em branco	155
4.6.2.4.	Monitoramento das condições experimentais nos teste em branco	156
4.6.2.5.	Determinação da eficiência nos testes em branco	157
4.6.3.	Procedimentos analíticos utilizados nos testes em branco	157
4.6.3.1.	Determinação da concentração de BTEX por GC/MS	157
4.6.3.2.	Determinação da concentração de BTEX por PID	159
4.7	Ensaio de biodegradação	161
4.7.1.	Configuração do sistema de biodegradação	161
4.7.2.	Sistema de umectação	163
4.7.3.	Determinação dos parâmetros de performance da biodegradação	165
4.7.3.1	Tempo de retenção do leito vazio (EBRT)	165
4.7.3.2	Carga superficial do gás (SL)	166
4.7.3.3	Carga de massa do leito (CL)	166
4.7.3.4	Capacidade de remoção (EC)	166
4.7.3.5	Eficiência de remoção (ER)	167
4.7.4.	Determinação da perda de carga nos ensaios de biodegradação	168
4.7.5.	Monitoramento das condições experimentais nos ensaios de biodegradação	168

4.7.6.	Determinação da eficiência nos ensaios de biodegradação	168
4.7.7.	Procedimentos analíticos utilizados nos ensaios de biodegradação	168
4.7.7.1.	Método para análise de gases	168
4.7.7.2.	Procedimentos analíticos realizados com microrganismos	168
4.7.7.2.1.	Testes de presença	168
4.7.7.2.2.	Identificação de microrganismos que participaram da biodegradação	170
4.7.7.2.3.	Identificação de microrganismos do composto	171
4.7.7.3.	Testes de pH	172
5.	Resultados	173
5.1	Pré-ensaios	173
5.1.1.	Identificação de microrganismos adequados para a biodegradação	173
5.1.1.1.	Verificação do crescimento de <i>Pseudomonas putida</i>	173
5.1.1.2.	Verificação do crescimento do consórcio de microrganismos do composto	174
5.1.1.3.	Resumo da verificação do crescimento	174
5.1.2.	Caracterização do meio filtrante	175
5.1.2.1.	Teor de carbono orgânico total do composto	175
5.1.2.2.	Granulometria do composto	176
5.1.2.3.	Temperatura no composto	176

5.1.2.4.	Potencial hidrogeniônico – pH do composto	178
5.1.2.5.	Teor de umidade do composto	178
5.1.2.6.	Massa de água do composto	179
5.1.2.7.	Taxa de secagem do leito filtrante	179
5.1.2.8.	Compactação do leito	180
5.1.2.9.	Densidade aparente (bulk)	180
5.1.2.10.	Fração de vazios - porosidade	180
5.1.2.11.	Resumo dos resultados obtidos nos pré-ensaios	181
5.2	Resultados dos testes em branco	182
5.2.1.	Pré-testes	182
5.2.2.	Eficiência dos testes de adsorção	185
5.2.3.	Condições experimentais dos testes em branco	191
5.2.4.	Perda de carga do biofiltro nos testes de adsorção	195
5.3.	Resultados dos testes de biodegradação	195
5.3.1.	Eficiência da biodegradação	195
5.3.2.	Condições experimentais dos testes de biodegradação	203
5.3.3.	Perda de carga do biofiltro nos testes de biodegradação	206
5.3.4.	Parâmetros de performance	206
5.3.5	Identificação de microrganismos	209
5.3.5.1	Testes de presença	209
5.3.2.2	Testes de identificação de microrganismos	201
5.3.6.	pH do percolado	213
6.	Discussão dos resultados	214
6.1.	Em relação aos parâmetros de performance	214
6.1.1.	Identificação dos microrganismos adequados à biodegradação	214
6.1.2.	Caracterização dos meios filtrantes	214

6.2.	Em relação à biodegradação	218
6.2.1	Pré-testes	218
6.2.2.	Testes de adsorção	221
6.2.2.1	Em relação à eficiência de adsorção	221
6.2.2.2	Em relação à perda de carga dos testes de adsorção	221
6.3	Ensaio de biodegradação	222
6.3.1.	Em relação aos parâmetros de performance	222
6.3.2.	Em relação à perda de carga	226
6.3.3.	Em relação à identificação dos microrganismos que participaram da biodegradação	227
7.	Conclusão e recomendações	230
8.	Referências	232
	Anexos	243
	Anexo 1- Certificado de aquisição de cepa	244
	Anexo 2- Ensaio de granulometria	246

1. Introdução

1.1 Poluição do ar e saúde

A evolução humana, a ocupação dos espaços e a transformação dos ambientes naturais para melhoria das condições de vida da sociedade, além dos impactos ambientais decorrentes, também causaram impactos sobre a saúde humana. O desenvolvimento tecnológico aliado a expansão industrial acelerada, tem contribuído entre outros aspectos para a intensificação da poluição, como a poluição do ar (PHILIPPI JR e SILVEIRA, 2004).

Os seres humanos tem um inter-relacionamento com o meio em que vivem e o mesmo pode ser considerado complexo, pois a diversidade entre aspectos químicos, físicos e biológicos, além das condições sociais, culturais e econômicas, diferem ainda em cada contexto histórico e cultural. De fato, as condições do ambiente urbano podem afetar a capacidade de resposta do indivíduo à contaminação do meio (PHILIPPI JR e SILVEIRA, 2004).

Segundo SALDIVA (sd), as condições de moradia, em especial sua localização, tem influência sobre a suscetibilidade aos poluentes, pois nos grandes centros urbanos, em áreas habitacionais próximas à corredores de tráfego e congestionamentos, com péssimas condições de dispersão, os níveis de poluição do ar podem ser maiores, trazendo também uma maior exposição e risco à saúde dos habitantes. Também as condições socioeconômicas interferem na suscetibilidade aos poluentes atmosféricos. Assim, é possível que para uma mesma concentração de poluentes na atmosfera, a mortalidade poderá ser maior nos bairros menos favorecidos economicamente.

Os efeitos da poluição do ar sobre a saúde vão desde dores de cabeça, problemas oftalmológicos e gastrointestinais, até doenças cardiovasculares e pulmonares, chegando a alguns tipos de câncer e até mesmo morte. (ASSUNÇÃO, 2004).

Esses efeitos adversos podem se manifestar de forma aguda ou crônica. De acordo com SALDIVA (sd), a forma aguda se manifesta após uma curta exposição (horas ou dias) e a forma crônica por um período mais longo, com diferentes níveis de gravidade. Assim, para um mesmo episódio, uma parte da população poderá sofrer desconforto, irritabilidade; outros indivíduos sofrerão inflamação, aumento da pressão arterial ou distúrbio cardíaco leve, enquanto que outros podem apresentar uma gravidade maior, como queda da função pulmonar e cardíaca. Para indivíduos que tomam medicamentos de uso contínuo para controle desses efeitos, as doses deverão ser aumentadas, o que gera um aumento de consultas médicas. Nos casos de maior gravidade, ainda, decorre um maior número de internações e, dessas, enquanto parte dos indivíduos se recupera, outros poderão vir a óbito. Dessa forma, a poluição do ar, resulta entre outros efeitos, numa demanda que onera o sistema de saúde.

Essa alteração na saúde da população, que é a saúde de cada indivíduo somada a inúmeras outras contribuições (como alimentação, educação, moradia, transporte, meio ambiente) cria um vínculo entre a saúde do indivíduo e a saúde ambiental, que engloba todos os fatores ambientais, socioeconômicos e psicossociais que tem impacto na saúde do indivíduo e que podem aumentar a incidência de doenças, mortes e lesões (PHILIPPI JR e SILVEIRA, 2004).

Assim, a alteração ambiental decorrente da evolução humana vem tendo um impacto significativo na saúde dos indivíduos, o que requer que sejam desenvolvidas medidas de redução, sendo a primeira delas a identificação e caracterização dos agentes causadores dos impactos na saúde (USEPAb sd).

Dentre os poluentes do ar, que causam esses impactos, destacam-se os compostos orgânicos voláteis, principalmente os hidrocarbonetos, como os aromáticos (benzeno, tolueno, xileno e etilbenzeno e suas misturas), que são classificados pela USEPA como poluentes atmosféricos perigosos (HAP), sendo os mesmos extremamente agressivos à saúde (USEPAb, sd).

Segundo a USEPAb (sd), as pessoas expostas a esses poluentes podem ter uma maior chance de desenvolver câncer ou experimentar outros efeitos graves para a saúde, como danos ao sistema imunológico, neurológico e reprodutivo (como a redução da fertilidade), além do desenvolvimento de doenças respiratórias e outros problemas de saúde. As vias de exposição a esses compostos ocorrem por:

- Inalação de ar contaminado.
- Ingestão de alimentos contaminados, como os peixes de águas poluídas, carne, leite ou ovos de animais que se alimentavam de plantas contaminadas, e frutas e hortaliças cultivadas em solo contaminado pela deposição de elementos tóxicos do ar.
- Ingestão de água contaminada pela deposição de poluentes tóxicos do ar.
- Ingestão de o solo contaminado, principalmente por crianças pequenas, por meio das mãos ou dos objetos que colocam em suas bocas.
- Contato com a pele, de solos, poeira ou água contaminados (como no uso recreacional de corpos d'água).

Além da inalação dos poluentes atmosféricos tóxicos, alguns desses componentes podem se depositar no solo ou nas águas superficiais, onde são absorvidos pelas plantas e ingeridos por animais, entrando na cadeia alimentar. Assim como os seres humanos, os animais também podem ter problemas quando expostos por longo tempo a determinadas concentrações de gases tóxicos (USEPAb, sd).

Os poluente tóxicos do ar podem se acumular nos tecidos do corpo (USEPAb, sd), ou seja, bioacumulação, a qual ocorre por meio de bioconcentração (exposição direta aos níveis ambientais) e biomagnificação (via indireta, como pela ingestão de alimentos ou água contaminados). Os predadores são os que acumulam maior concentração de poluentes no organismo devido a ingestão de presas contaminadas. Dessa forma, seres humanos e outros animais do topo da cadeia alimentar estão expostos a concentrações muito mais elevadas do que as concentrações encontradas no meio (água, ar ou solo) ou no alimento ingerido.

1.2. Evolução da temática

A escolha do sistema de controle de poluição do ar para compostos orgânicos voláteis (COVs) depende das condições de processo, como vazão, concentração do poluente, temperatura, umidade, entre outros, além das características físico-químicas do poluente, como solubilidade, nível de biodegradabilidade, entre outros (DELHOMÈNIE e HEITZ, 2005).

As tecnologias usuais para tratamento de poluentes gasosos incluem condensação, incineração térmica ou catalítica, adsorção e absorção. Tais tecnologias podem ser muito onerosas devido a terem baixa eficiência no processo de remoção quando a vazão do fluxo gasoso é alta e a concentração de poluentes é baixa (PÂQUES, 1997).

No Quadro 1, são apresentadas as características de equipamentos de controle de poluição do ar e alguns custos de operação nos diversos processos de tratamento empregados. Nesse quadro pode ser observado que os custos relativos ao investimento em equipamentos de absorção, incineração térmica sem recuperação de calor e incineração catalítica são mais elevados do que os da biofiltração, o mesmo acontecendo para o custo operacional, que também é menor para a biofiltração.

O tratamento biológico, segundo PÂQUES (1997), pode ser uma alternativa mais barata e mais efetiva, além de ser considerada uma tecnologia mais limpa do que as convencionais, pois economiza energia (sem necessidade de combustível auxiliar), não gera resíduos (como catalisadores exaustos e carvão saturado) e nem efluentes líquidos (como líquidos de lavagem descartados de lavadores e torres de absorção) para serem tratados posteriormente. No entanto algumas dessas afirmações são discutíveis como a efetividade e a não geração de resíduos.

Quadro 1 – Comparação da eficiência empregando diferentes tecnologias de controle de poluição do ar e respectivos custos

Tecnologia	Eficiência Típica (%)	Vazão (*) (m ³ /h)	Concentração de COVs (*) (ppm)	Custo (***) (R\$/m ³ fluxo gasoso) ¹	
				Investimento	Operacional
Condensação	<90 (*)	1,7 a 4,0	5.000 a 10.000	-	-
Adsorção	95(****)	510 a 1.700.000	20 a 20.000	-	-
Absorção	70 a 95(****)	1700 a 1.700.000	1000 a 20.000	8,90 a 178,00	2,20 – 22,20
Incineração térmica sem recuperação de calor	95 (*)	1,7 a 34.000	20 a 1.000	22,20 a 133,30	5,30 – 7,10
Incineração térmica com recuperação de calor	95 (*)	34.000 a 1.700.000	1.000 a 30.000	-	-
Incineração catalítica	95 (****)	1,7 a 1.700.000	50 a 100.000	29,30 a 84,40	12,40 a 16,00
Biofiltração	90 (*)	1,7 a 1.700.000	500 a 2.000	7,10 a 13,30	0,44 a 9,40

Extraído de: (*) HUNTER e OYAMA¹(2000); (**) FRITZ e KERN (1992); (***) PÁQUES (1997) e (****) ASSUNÇÃO (2006)

Nota:

¹original em Florins holandeses (1997), transformado em reais (2008), sem considerar desvalorização monetária

Além disso, de acordo com SORIAL et al (1997), a simplicidade do processo de biodegradação torna o tratamento biológico uma tecnologia mais prática e viável economicamente para tratar grandes volumes de ar com baixa concentração de contaminantes do que as tecnologias tradicionais, como a incineração e a adsorção. No caso da biodegradação, o baixo custo de operação é, principalmente, devido ao uso da oxidação biológica em condições ambientes em substituição à oxidação térmica ou química.

Para reduzir a emissão desses compostos, a USEPAc (sd) vem apoiando o desenvolvimento de novas tecnologias, como o biotratamento de emissões atmosféricas empregando biorreatores. A experiência adquirida em campo pela autora mostra que a utilização de biorreatores no Estado de São Paulo está mais voltada ao controle de odor e que para o abatimento de emissões em geral seu uso ainda é incipiente. Tem se constatado também que, embora a construção tenha critérios técnicos, a operação e manutenção dos sistemas ainda são realizadas de forma inadequada.

Segundo a USEPA d (sd), a biodegradação é um processo natural muito utilizado em sistemas de tratamento de águas residuárias, na compostagem de resíduos sólidos, e na remediação de áreas contaminadas. Suas principais características são o baixo custo, facilidade de construção e ser uma tecnologia mais compatível com o ambiente *eco-friendly*.

Dessa forma, as técnicas de tratamento biológico para emissão de COVs podem ser uma alternativa tecnológica eficaz, que vem sendo desenvolvida há pelo menos meio século com esse objetivo, pois os processos físicos e químicos utilizados (como incineração, adsorção ou absorção), que envolvem tratamento, transporte e disposição dos efluentes e resíduos gerados, posteriormente, criam um problema ambiental a mais (PÂQUES, 1997; ABUMAIZAR et al., 1998).

PÂQUES (1997) relata a evolução dessa tecnologia. Na década de 1960, os primeiros biofiltros construídos consistiam em tubos perfurados para distribuição do fluxo gasoso cobertos com solos minerais como meio filtrante.

Estes sistemas frequentemente atingiam eficiência suficiente para odores, mas problemas operacionais eram comuns, como entupimento na distribuição de ar do sistema, distribuição heterogênea do fluxo gasoso e ressecamento dos leitos. Na década de 1970, foram desenvolvidos biofiltros abertos, consistindo de um ou mais leitos abertos no nível do solo, envolvidos por paredes de concreto, com sistema de distribuição de ar e suporte do meio em placas de concreto moldado ou blocos de várias dimensões. O material filtrante consistia de uma mistura de componentes para servir de estrutura de suporte do meio (como cavacos de madeira, casca ou granulado mineral), os quais reduzem o risco de compactação com aumento da perda de carga e capacidade de condução do gás residual não-tratado. Na década de 1980, os problemas dos biofiltros e o desejo de melhoria de sua eficiência, estimularam o desenvolvimento de uma nova geração. Os sistemas eram totalmente enclausurados, utilizavam meios mais porosos, os quais permitiam uma degradação mais lenta, e também houve a introdução de material de suporte inerte, o qual permite monitoramento e controle do teor de umidade do meio. As vantagens e desvantagens dessa tecnologia são mostradas no Quadro 2.

Quadro 2 – Vantagens e desvantagens do tratamento biológico de gases

Vantagens	Desvantagens
Equipamento e operação relativamente simples	Efetividade específica do poluente
Usualmente não se formam outros poluentes adicionais do que CO ₂ , água, biomassa e sais minerais	Corrosão potencial do dispositivo de trabalho devido a umidade do fluxo gasoso
Processo ocorre a temperatura ambiente e com isso a segurança é inerente	Sensibilidade a temperatura, concentração e umidade
Custos de capital e de operação são mais baixos do que de outras tecnologias	Controle apropriado da umidade de vapor com alta carga de compostos orgânicos pode ser difícil

Extraído de: HUNTER e OYAMA, 2000a

A tecnologia de biofiltração tem sido aceita atualmente como um sistema para tratamento de gases residuais com baixas concentrações de poluentes atmosféricos biodegradáveis (como os compostos aromáticos), usualmente <500 ppm_v (SERAGELDIN, sd) e entre 1 a 1000 ppm (DELHOMÈNIE e HEITZ, 2005), além de serem também usados para controle de odor (VAN LITH, 1997).

De fato, as primeiras aplicações desse método foram para abatimento de odor, como na criação de animais, porém, mais tarde também foram adotadas para outras operações industriais, como fundição, pintura, entre outras (FRITZ e KERN, 1992). Muitas são as fontes que podem ter os poluentes de seus efluentes gasosos tratados biologicamente, como apresentado no Quadro 3.

Quadro3 – Fontes de poluição do ar com possibilidade de terem seus efluentes tratados biologicamente

Aplicação de tratamento biológico em indústrias	
Produção de adesivos	Fundições de Ferro
Criação de Animais	Aterros Sanitários
Indústria química	Produção de produtos petroquímicos
Estocagem de produtos químicos	Indústria de petróleo
Compostagem de lixo	Gráficas
Crematórios	Graxarias (recuperação de matéria animal)
Indústria de alimentos	Produção de produtos de madeira e móveis
Produção de fragrâncias	

Extraído de: DEVINNY et al., 1999

1.3. Contribuição acadêmica do estudo

O trabalho foi desenvolvido dentro da linha de pesquisa sobre poluentes atmosféricos tóxicos, cujo enfoque principal, antes veicular, evoluiu para a temática de biotratamento desses poluentes. Alguns trabalhos que foram desenvolvidos com esse tipo de tecnologia estão apresentados no Quadro 4.

Quadro 4 – Alguns trabalhos desenvolvidos para biodegradação de BTEX e seus componentes

Poluente	Meio de suporte	Microrganismo	Eficiência (%)
BTEX	Bagaço de cana, composto (*) e carvão ativado	<i>Bacillus sphaericus</i>	61-99,5 (*)
BTX	Composto	<i>Pseudomonas putida</i>	Tolueno < 73 Xileno < 59 Benzeno 0 (**)
BT	Espuma de poliuretano	Lodo ativado (*)	Tolueno – 82 Benzeno – 62 (***)
BTEX (vapores de gasolina)	Composto + cerâmica expandida e borracha granulada	Microrganismos presentes no composto	90-100 (****)
TOLUENO e XILENO	Anéis de polipropileno (Raflux rings)	<i>Pseudomonas putida</i>	90-100 (*****)
BTEX (vapores de gasolina)	Composto	Microrganismos presentes no composto	85 (*****)

Extraído de: (*) MATHUR et al., 2007; (**) OTENIO et al., 2007; (***) YAMASHITA e KITAGAWA, 1998; (****) SOARES, 2006; (***** REGO et al., 2000; (***** NAMKOONG et al., 2003)

Nota:

B = benzeno; T = tolueno, E = etilbenzeno; X = xileno

¹ **composto** = material orgânico resultado do processo de compostagem que é uma decomposição aeróbia da parte orgânica de resíduos sólidos urbanos (como restos de vegetais, alimentos, esterco), usados como condicionador de solo (TENÓRIO e ESPINOSA, 2004).

² **lodo ativado** = processo fermentativo aeróbio contínuo com reciclo de biomassa, que se constitui num inóculo permanente e aclimatado (CETESB, 1992).

Dessa forma, a contribuição do presente trabalho é aumentar a informação sobre o abatimento de BTEX, empregando a biodegradação, utilizando microrganismos presentes no composto, o qual é usado como meio de suporte, em conjunto com os anéis de Pall.

1.4. Justificativa

De acordo com o exposto, torna-se importante o desenvolvimento de sistemas de controle de poluição do ar que sejam eficientes e viáveis economicamente, além de mais aplicáveis à condição nacional, em particular, do ponto de vista de saúde humana, uma vez que o BTEX e seus componentes são considerados poluentes tóxicos, cujo abatimento é importante para diminuir a exposição da população e o risco de efeitos adversos à saúde.

Além disso, o uso de sistemas para abatimento desses poluentes por degradação biológica também se tornou importante para redução do lançamento de substâncias odoríferas para a atmosfera, de modo a manter o bem-estar dos indivíduos pela minimização do incômodo pelo odor.

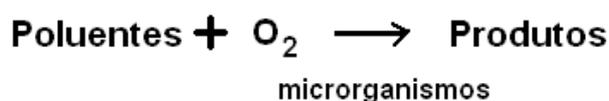
Em relação a outros trabalhos desenvolvidos no Brasil, muito poucos exploraram o tratamento biológico de gases para poluentes odoríferos tóxicos, como o BTEX ou de seus componentes, com composto. Exemplos são MELLO (2006), que utilizou a biodegradação de BTEX com composto em biofiltro para desenvolver um modelo matemático para previsão da biodegradação; ALVES (2005), que utilizou um biofiltro com *Luffa cilíndrica* (bucha vegetal) como meio de suporte para biodegradação de etanol e tolueno com consórcio de *Pseudomonas putida* e *Rhodococcus rhodochrous* e SOARES (2006), que fez estudos com dois biofiltros: um utilizando composto mais cerâmica expandida e outro com borracha granulada, para biotratamento de BTEX provenientes de vapores da gasolina

Em relação ao composto, que é o material utilizado como suporte dos microrganismos, o mesmo tem uso predominante na agricultura, no entanto, propõe-se uma nova utilização para esse material de baixo custo, com a aplicação da biotecnologia para a recuperação ambiental.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

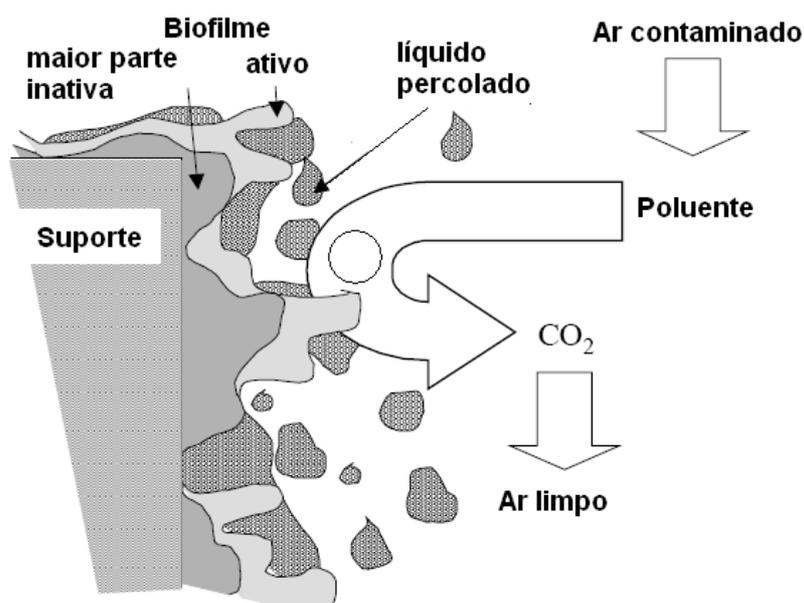
2.1 Tratamento Biológico de Gases

O tratamento biológico de gases é o processo no qual são utilizados microrganismos para metabolizar poluentes presentes nos efluentes gasosos. O processo de biodegradação ocorre em fase aquosa, em presença de O_2 , segundo a reação (FRITZ e KERN, 1992).



O ar contaminado contém poluentes que ficam adsorvidos no suporte, o qual tem na sua superfície microrganismos ativos, na forma de biofilme, porém a maior parte do biofilme pode estar ainda inativa no interior do suporte. O líquido adicionado, seja para umectação do meio, como solução tampão ou como solução nutriente, percola pelo suporte, onde ocorre o processo de biodegradação dos poluentes. Como o processo em geral ocorre na presença de oxigênio, ao final obtém-se como produtos CO_2 , água e material celular. A Figura 1 mostra um esquema do mecanismo de biodegradação.

Figura 1 – Esquema do mecanismo de biodegradação de efluente gasoso



Extraído de: DESHUSSES e COX, 2001

Segundo DELHOMÈNIE e HEITZ (2005), os mecanismos de biodegradação tem como base a capacidade do microrganismo em metabolizar COVs, por meio de biooxidação catalítica. Os COVs são utilizados como fonte de energia, oxidados na etapa catabólica (cadeia respiratória) e como fontes de carbono para os processos anabólicos, como o crescimento das células, onde os catalisadores são as cepas microbianas heterotróficas (como bactérias e fungos). Os produtos das reações biológicas a partir de material orgânico são essencialmente H₂O e CO₂.

No entanto, podem ocorrer subprodutos metabólicos decorrentes dos substratos dessa reação, que podem ser inorgânicos (como HCl, SO_x) relativos aos heteroátomos existentes na cadeia dos COVs (como Cl, S, etc) ou orgânicos (como os metabólitos), além de nova matéria celular (FISCHER, 1990). As reações podem variar conforme os compostos sejam orgânicos ou inorgânicos, segundo o Quadro 5.

Quadro 5 – Reações de biodegradação de efluentes gasosos

Tipo	Substratos	Reações
Orgânicos	Butanol	$C_4H_{10}O + 6 O_2 \rightarrow 4 CO_2 + 5 H_2O$
	Diclorometano	$CH_2Cl_2 + O_2 \rightarrow CO_2 + 2 H^+ + 2Cl$
Inorgânicos	Amônia	$NH_4^+ + 2 O_2 \rightarrow NO_3^- + H_2O + 2 H^+$
	Gás Sulfídrico	$H_2S + 2 O_2 \rightarrow SO_4^{2-} + 2 H^+$

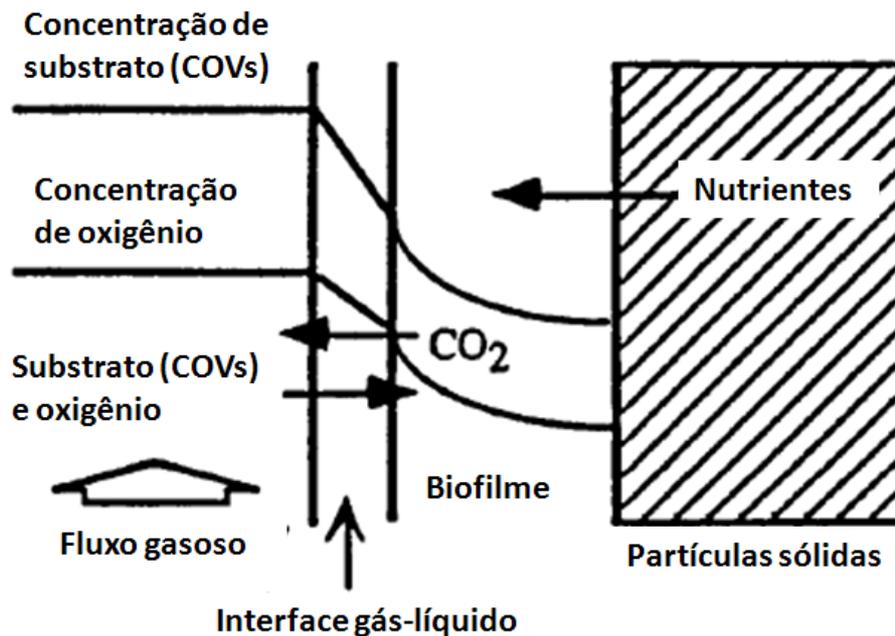
Extraído de: FISCHER et al. (1990)

2.2. Processo de degradação biológica em biorreatores (biofiltros)

Os sistemas utilizados para o tratamento biológico de gases podem ser também denominados de biorreatores e genericamente denominados de biofiltros (FRITZ e KERN, 1992).

Basicamente, o processo de biodegradação ocorre em 3 etapas (SWANSON e LOEHR, 1997). A Figura 2 mostra um esquema da interação dos elementos no leito do biofiltro.

Figura 2 – Esquema da interação dos elementos no leito do biofiltro



Extraído de: SWANSON e LOEHR, 1997

Pode ser observado que o processo de biodegradação ocorre em etapas distintas:

1ª etapa: o composto químico (COV) na fase gasosa atravessa a interface entre o fluxo de gás no espaço entre os poros e o biofilme em meio aquoso no entorno do meio sólido.

2ª etapa: o composto químico se difunde através das colônias de microrganismos climatizados.

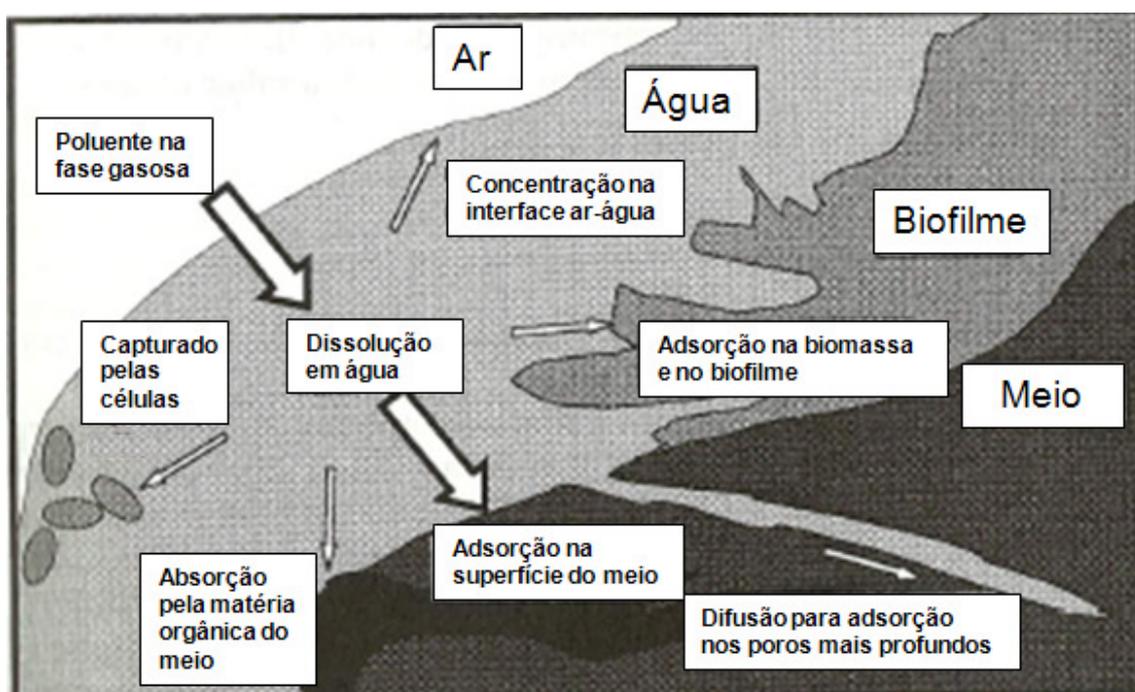
3ª etapa: os microrganismos obtêm a energia pela oxidação do composto químico como substrato primário ou cometabolizam os compostos químicos por meio de enzimas. Simultaneamente, ocorre a difusão e o consumo dos nutrientes, tais como nitrogênio e fósforo nas suas formas disponíveis e do oxigênio no interior do biofilme.

A transferência do componente químico do ar para a água e os sólidos do meio no biofiltro é uma etapa fundamental do tratamento. No entanto, muitas vezes o fenômeno que predomina é a adsorção e outras é a dissolução (DEVINNY et al., 1999).

A Figura 3 apresenta os mecanismos de adsorção que podem ocorrer no meio filtrante. Como pode ser observado na figura, o poluente na forma gasosa, em princípio pode estar dissolvido na fase aquosa. No entanto, vários mecanismos contribuem para que ele seja distribuído pelo meio:

- a) adsorção na superfície do meio filtrante
- b) difusão até adsorção nos poros mais profundos do meio
- c) absorção pela matéria orgânica do meio
- d) captura pelas células vivas
- e) adsorção na superfície da biomassa e do biofilme
- f) absorção pela superfície da água

Figura 3 – Mecanismo de adsorção do meio filtrante



Extraído de: DEVINNY et al., 1999 - adaptado

Para contaminantes altamente solúveis, chamados de hidrofílicos, a forma dissolvida é dominante e o volume da fase aquosa tem considerável influência na quantidade transferida para o ar. Já os contaminantes hidrofóbicos, ou seja, os que não tem afinidade com a água, o maior reservatório está adsorvido na superfície do meio e absorvido na matéria orgânica (DEVINNY et al., 1999).

Os componentes químicos da fase gasosa na superfície do meio ou em poros grandes estão mais disponíveis para a biodegradação do que quando se encontram em poros muito pequenos (DEVINNY et al., 1999). Por isso, a porosidade do meio é importante.

Os compostos químicos também variam na sua afinidade com a água (hidrofílicos ou hidrofóbicos), meio filtrante, matéria orgânica. Os compostos químicos são adsorvidos diferentemente em cada meio filtrante. A adsorção e a dessorção ocorrem em diferentes partes do meio em diferentes taxas. Dessa forma, a concepção do projeto do biofiltro deve permitir a concentração máxima possível de componentes químicos disponíveis para a biodegradação (DEVINNY et al., 1999).

A capacidade de adsorção do material deve ser respeitada e ocorre em função da concentração do contaminante na fase gasosa. Um aumento na concentração causa maior adsorção do contaminante, saturando o meio e até um ponto em que pode ocorrer liberação do contaminante para fase gasosa (DEVINNY et al., 1999).

Muitas vezes, os gases residuais requerem um pré-tratamento, para uma operação eficiente do biofiltro (SWANSON e LOEHR, 1997), como:

- a) **Remoção das partículas:** protege as unidades de possível entupimento e acúmulo de resíduos de gases residuais com altas concentrações de partícula.
- b) **Equalização da carga:** se a concentração de COVs é variável no tempo, pode ser necessário diminuir os picos de carga, para não afetar o tempo de residência.
- c) **Controle da temperatura:** pode ser necessário que os gases se mantenham aquecidos ou resfriados para aperfeiçoar a faixa da atividade microbiana. O ajuste da temperatura pode ser feito com a umectação do leito. Porém, se gás deve ser mantido aquecido, a umectação deve ocorrer antes do aumento da temperatura para prevenir o decréscimo da umidade do gás.
- d) **Umectação:** o gás deve estar saturado antes de sua entrada no biofiltro para prevenir a perda de água do leito filtrante.

e) **Distribuição dos gases:** após umectação, os gases devem entrar no biofiltro de forma a ter uma distribuição uniforme. No caso do biofiltro, por meio de uma rede de drenos, que também pode receber o líquido percolado devido a condensação ou excesso de água.

Depois da distribuição no leito, os gases entram pelos poros do meio biologicamente ativo, normalmente constituído de materiais naturais, como o composto, o qual é suporte da população microbiana. Como o fluxo gasoso passa através do leito, os compostos químicos sofrem difusão e biodegradação. Deve haver uma transferência adequada do composto químico do efluente gasoso para o biofilme, para não afetar a degradação, pois uma alta concentração de poluentes com baixa concentração de biofilme resultaria numa lenta degradação (SWANSON e LOEHR, 1997).

Os gases antes de sua saída absorvem CO_2 , outros compostos gasosos (quando gerados) e há calor emitido pelas reações bioquímicas que ocorrem no leito, pois a biooxidação é uma reação exotérmica (alguns kcal/mol oxidam um COV) e está associada a liberação de calor, também como um subproduto da biodegradação (SWANSON e LOEHR, 1997; DELHOMÈNIE e HEITZ, 2005).

Também, deve haver adição periódica de água, solução de nutrientes e solução tampão (pH), quando necessário (SWANSON e LOEHR, 1997).

Os biocatalisadores requerem um controle operacional bastante rigoroso das suas condições. Por exemplo, no meio onde há o crescimento dos microrganismos, os seguintes parâmetros básicos e respectivas faixas de utilização devem ser adotados, para qualquer tipo de biorreator (DELHOMÈNIE e HEITZ, 2005):

- **Temperatura ótima:** > 20-35 °C (microrganismos mesofílicos)
- **pH ótimo:** em torno de 7
- **meio de crescimento:** com teor de umidade adequado
- **disponibilidade de nutrientes essenciais:** não carbonados (N,P,K,S e micronutrientes).

O Quadro 6 apresenta as principais características de biorreatores.

Quadro 6 – Principais características de biorreatores

Principais características	Desempenho e limitações operacionais	Custo / m³/h de ar
<p>Processo: oxidação biocatalítica</p> <p>Configurações: biofiltros (mais freqüente), filtros percoladores e biolavadores.</p> <p>Biocatalisadores: microrganismos (bactérias e fungos)</p> <p>Tempo de residência: 30s a vários minutos</p> <p>Temperatura de operação: 20 a 40 °C</p> <p>Vida útil do leito filtrante: 3 a 5 anos</p>	<p>Conversão: 0-95%</p> <p>Custo: moderado para instalação e operação</p> <p>Manutenção: baixa</p> <p>Controle: rigoroso dos parâmetros biológicos (pH, temperatura, nível de umidade, nutrientes, etc)</p> <p>Espaço: grande (biofiltros)</p> <p>Problemas: perda de carga</p>	<p>Investimento: US\$ 10 a 70</p> <p>Operação: US\$ 3 a 10</p>

Extraído de: DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005

O Quadro 7 mostra dados de sistemas de biofiltros para diversas aplicações. Observa-se no referido quadro que a vazão dos gases e a área de filtragem são maiores para o abate de animais do que para as outras atividades. No entanto, o tempo de residência e a perda de carga são maiores quando se utiliza composto como meio filtrante. Embora o dimensionamento desses equipamentos seja feito para cada caso específico, nota-se que as eficiências são similares apesar das diferentes aplicações.

Quadro 7 - Dados de aplicação de alguns sistemas de biofiltração, com diferentes leitos filtrantes.

Parâmetros	Aplicação		
	Compostagem de lixo, leito de composto	Abate de animais, leito de turfa e gravetos	Criação de suínos, leito de turfa e gravetos
Vazão de gases (entrada) (m ³ /h)	16.000	100.000	11.000
Área de filtragem (m ²)	264	800	39
Tempo de residência (s)	27 a 42	≥ 15	≥ 15
Perda de carga - ΔP (leito) (Pa)	700 a 1.300	150	40 a 70
Umidade (%)	50 a 60	50 a 75	25 a 75
pH	7,2	3,5	3 a 4
Temperatura dos gases (entrada) (°C)	28	15 a 35	15 a 32
Eficiência (%)	~96	~93	~ 90

Extraído de: FRITZ e KERN, 1992

2.2.1. Tipos de Biorreatores

De maneira geral, os sistemas utilizados para o tratamento biológico de gases podem ser divididos em: biofiltros planos, biofiltros percoladores, biolavadores e biofiltros de membrana (FRITZ e KERN, 1992; SWANSON e LOEHR, 1997 e SERAGELDIN, sd).

2.2.1.1. Biofiltros planos

O biofiltro plano é constituído de um leito contendo uma camada filtrante com uma altura que varia de 0,5m a 1,5m (FRITZ e KERN, 1992; SWANSON e LOEHR, 1997). Essa camada filtrante pode ser de material orgânico, como composto (FRITZ e KERN, 1992; SWANSON e LOEHR, 1997), ou inorgânico, como terra diatomácea. Essa camada funciona como suporte para os microrganismos biologicamente ativos (FRITZ e KERN, 1992). Nesse caso, os microrganismos estão permanentemente no leito filtrante (DELHOMÉNE e HEITZ, 2005). A captura e a destruição do poluente ocorrem no leito filtrante na mesma unidade (SERAGELDIN, sd).

Em relação aos controles operacionais, SERAGELDIN (sd) aponta:

a) A destruição de poluentes por oxidação térmica (como nos incineradores) requer segundos, porém as reações com microrganismos requerem mais tempo.

b) Os projetos mais antigos de biorreatores abertos requeriam maiores volumes e maiores áreas superficiais para atingir maiores taxas de degradação diferentemente dos novos projetos, que são sistemas fechados, os quais possibilitam melhor precisão nas medições.

c) O desempenho do sistema de biofiltração é influenciado pelo material do leito filtrante, sendo que a turfa e o solo são dois meios de suporte naturais, bastante usados nos EUA, enquanto que na Europa o mais utilizado é o composto. Tanto o solo quanto o composto tem uma população natural de microrganismos, a qual decompõe os poluentes que estão aderidos na superfície dos poros.

d) Alguns dos poros da turfa e do composto ficam cheios de água e servem como pontos de reação. A presença do meio aquoso é crítica para a sobrevivência dos microrganismos e deve ser mantida, bem como os poluentes devem estar num ambiente aquoso antes de serem degradados. Dessa forma, água deve ser adicionada pelo topo do leito.

e) É importante que caminhos preferenciais do fluxo de ar não ocorram no biofiltro, o que resulta em áreas que ficam secas, as quais reduzem a retenção do poluente carregado pelo fluxo de ar. Isso também resulta em regimes de temperatura irregulares, que podem afetar o desempenho do biofiltro.

f) Muita água em determinadas partes do leito podem afetar a distribuição da perda de carga. Dessa forma, tanto a perda de carga no leito quanto a umidade devem ser mantidos dentro da faixa de projeto.

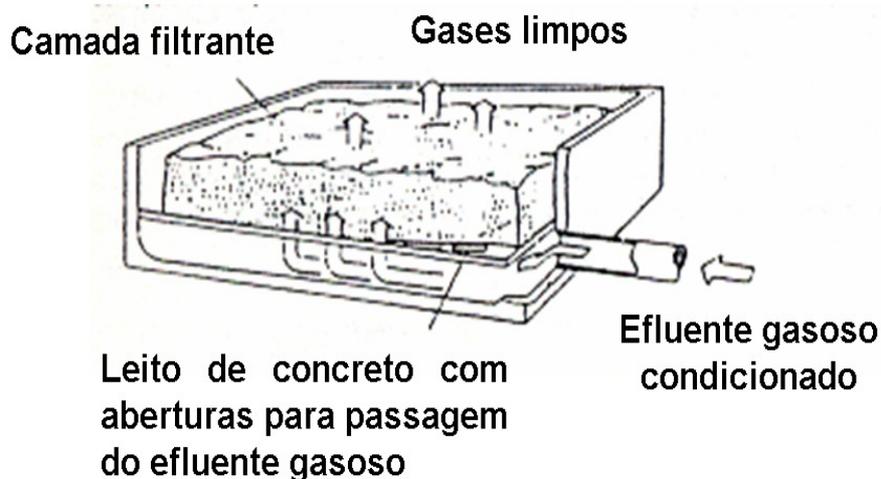
g) Quando a captura e destruição dos microrganismos ocorrem em uma única unidade (como nos biofiltros) e há períodos em que a concentração de poluentes que servem como substrato é reduzida, pode ser adicionado carvão ativado ao leito, o qual fornece uma superfície adicional onde os poluentes podem ficar adsorvidos para servirem como fonte de alimento e energia para os microrganismos, sendo que o carvão atua também como um tampão.

h) Um sistema que permita a aclimatização ou reaclimatização rápida dos microrganismos e é importante, principalmente quando há diferença de carga (abstenção ou choque).

Em relação ao seu topo, os biofiltros planos podem ser abertos ou fechados (SWANSON e LOEHR, 1997).

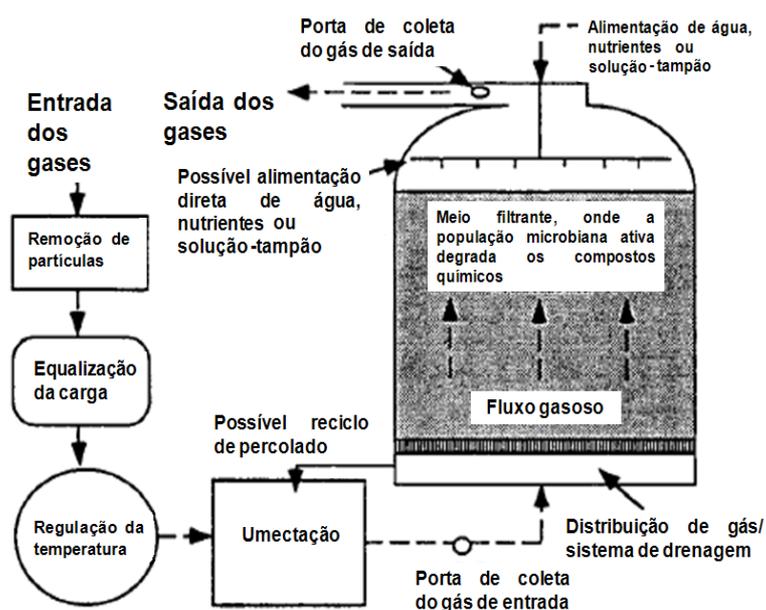
No biofiltro aberto a parte superior fica exposta para a atmosfera, com fluxo ascendente de gases (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005). Esses equipamentos estão sujeitos às variações meteorológicas, com a chuva sendo a única fonte direta de adição de água (SWANSON e LOEHR, 1997(Figura 4).

Os biofiltros abertos são bastante utilizados na Alemanha e na Holanda, principalmente para o abatimento de odor (< 50 ppm_v). Algumas unidades como essas foram construídas nos EUA na década de 1990 (SERAGELDIN, sd). No Estado de São Paulo, é um dos sistemas mais utilizados para abatimento de odor em graxarias.

Figura 4 – Biofiltro de leito aberto

Extraído de: FISCHER et al., 1990

No biofiltro fechado, a unidade tem uma cobertura no seu topo, ou seja, o material filtrante não está exposto à atmosfera. O fluxo de gases pode ser ascendente ou descendente (DELHOMÉNE e HEITZ, 2005). Alguns dispositivos são incorporados ao sistema como umectação na entrada do gás, aspersores de água na parte superior, nutrientes, controle de pH e um ponto de descarga para monitoramento de efluentes (SWANSON e LOEHR, 1997), conforme mostrado na Figura 5.

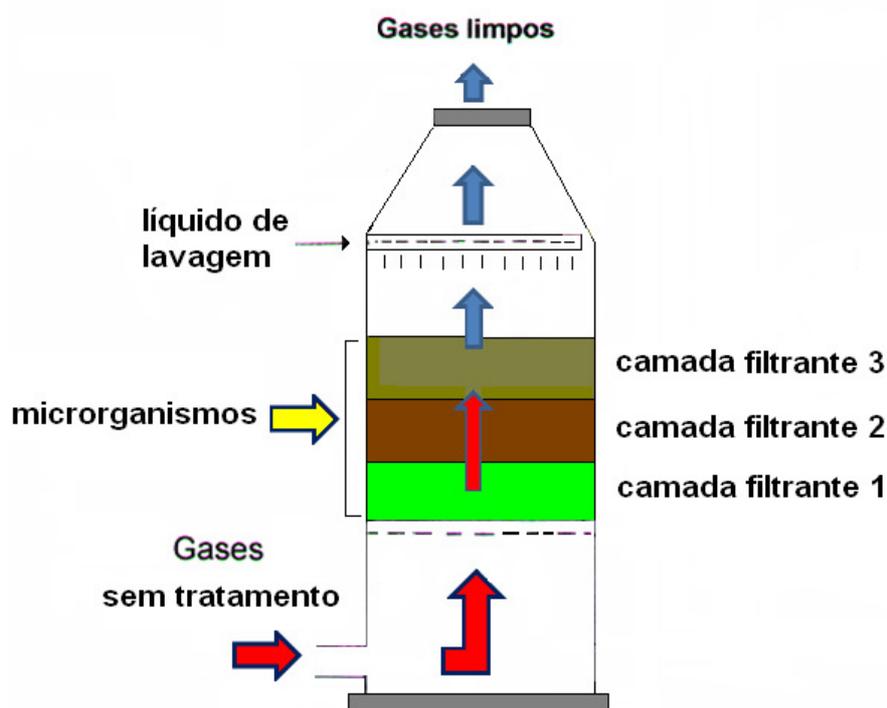
Figura 5 – Biofiltro de leito fechado

Extraído de: SWANSON e LOEHR, 1997

Atualmente, o biofiltro fechado é mais comum nos EUA, precedido de unidades de umidificação seguidas de um ou mais leitos para biofiltração, em série ou paralelo (SERAGELDIN, sd).

Em relação às camadas, os biofiltros planos podem ser: de camada única, chamados de biofiltros planos (Figura 3) ou de múltiplas camadas (FISCHER et al (1990); SWANSON e LOEHR (1997)), como mostrado na Figura 6.

Figura 6 – Biofiltro de múltiplas camadas



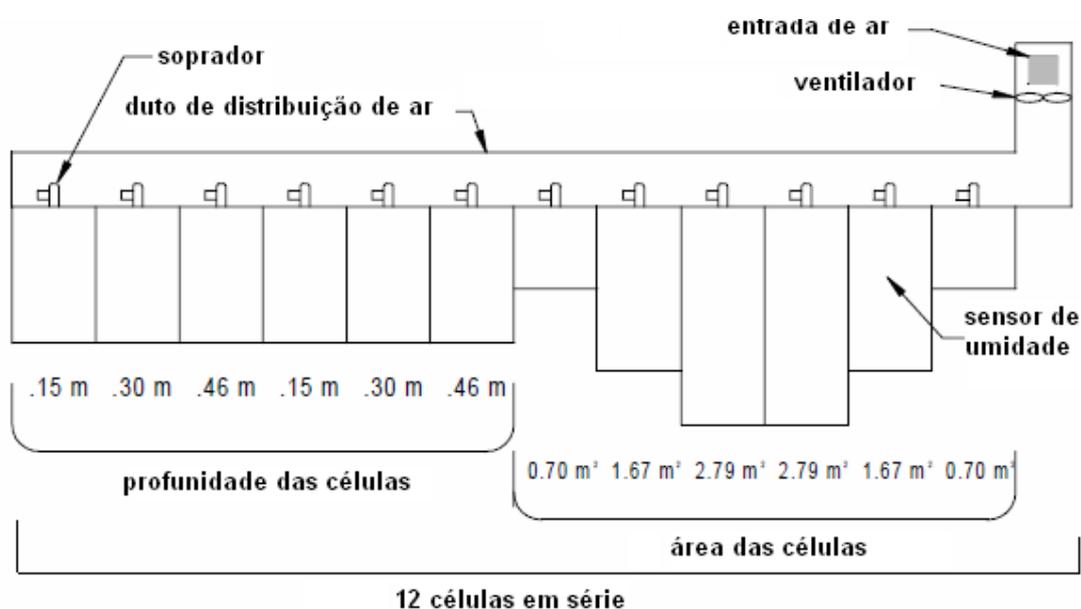
Os sistemas com múltiplas camadas são sistemas fechados, com camadas do meio filtrante em suportes separados, com finalidade de se obter leitos mais profundos sem problemas de compactação. Esta disposição tem como objetivo uma flexibilidade adicional no controle das condições do leito, como a umidade de cada camada ser mantida independente da outra (SWANSON e LOEHR, 1997). Sua aplicação é possível para abatimento de odor de sistemas de tratamento de efluentes líquidos.

Em relação aos estágios, os biofiltros podem ter um único estágio, como os biofiltros planos (Figura 3) ou múltiplos estágios em série (FISCHER et al. (1990); SWANSON e LOEHR (1997)) ou paralelo.

O biofiltro de multi-estágio em série consiste em múltiplos leitos planos, fechados e em série. É a configuração menos comum, mais elaborada e mais flexível. Os reatores separados permitem maior cuidado na manutenção e otimização de temperatura, umidade e população microbiana específicas, sendo utilizado também para misturas de poluentes complexas (SWANSON e LOEHR, 1997).

Na Figura 7, está apresentado esse tipo de equipamento que foi utilizado nos estudos desenvolvidos por JANNI (1999) para abatimento de odor em unidades de criação de suínos, frangos e laticínios. Para as unidades de criação de suínos e laticínios, as células para abatimento de odor tinham como leito filtrante composto e cavaco de madeira e para a granja cavaco de madeira e areia, todos na mesma unidade.

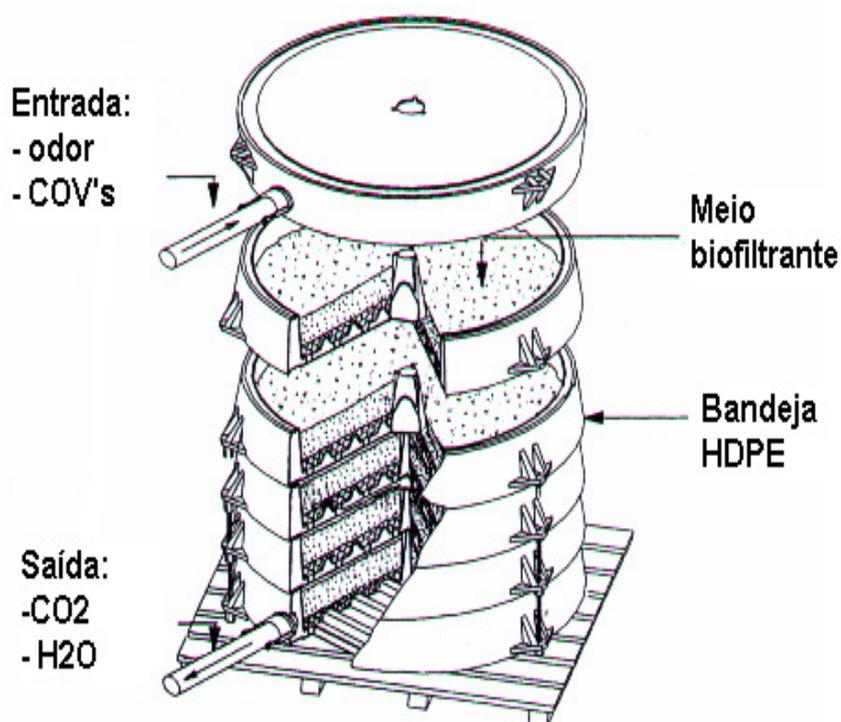
Figura 7 – Biofiltro de células em série



Extraído de: JANNI et al., 1999

O biofiltro modular em paralelo é similar ao biofiltro fechado, com sistema de múltiplas camadas, porém, as mesmas estão contidas em bandejas separadas e removíveis. O sistema também permite aquecimento e umectação do gás de entrada, operação com baixo fluxo e aspersão com água em cada bandeja (SWANSON e LOEHR, 1997) (Figura 8).

Figura 8 – Biofiltro com sistema modular



Extraído de: DEVINNY et al., 1999

Esse sistema permite reciclo ou remoção de material de diferentes camadas de meio filtrante, bem como pode funcionar em série ou paralelo, como mostrado na Figura 9. Sistema similar foi implantado numa estação de tratamento de esgoto.

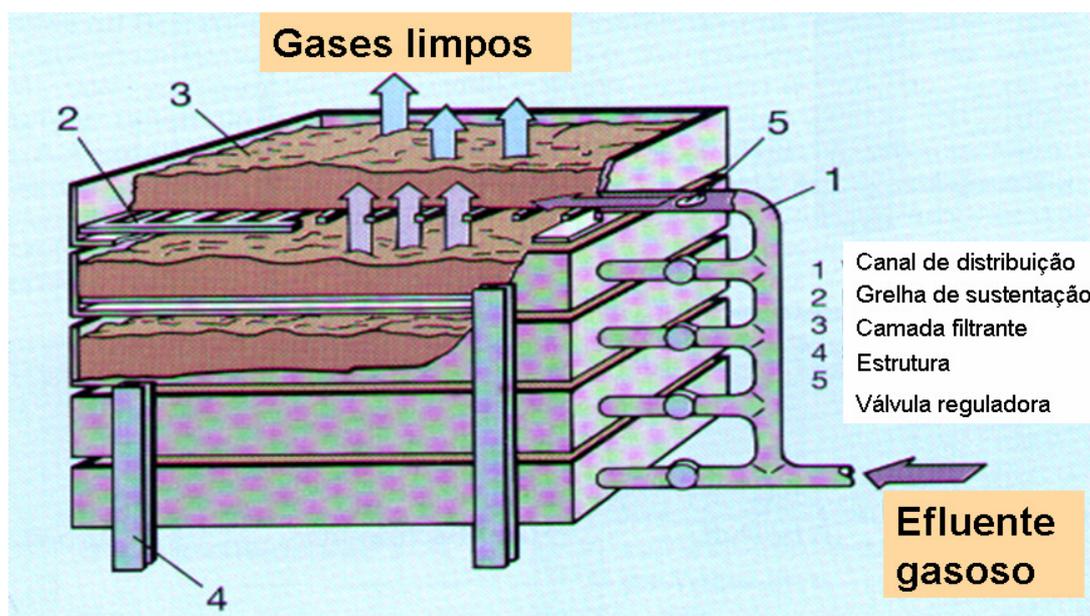
Figura 9 – Sistema modular em série e paralelo



Extraído de: PRÜNER, 2005

Também existem o sistema de alimentação estagiada, que se assemelha-se ao sistema de múltiplas camadas fechado, exceto que o gás de entrada é alimentado em várias profundidades ao longo do biofiltro. A principal vantagem é aumentar a performance em condições dinâmicas de carga (Figura 10)(SWANSON e LOEHR, 1997).

Figura 10 – Biofiltro com várias estágios de alimentação de gases



Extraído de: FOLIEN DES FONDS DER CHEMISCHEN INDUSTRIE, 1995

Periodicamente, pode-se alimentar o gás sem tratamento nas camadas mais profundas do leito em períodos de baixa carga e manter altos os níveis de atividade microbiana nos pontos mais profundos. Quando há pico de cargas, os pontos mais profundos podem responder mais prontamente ao aumento de concentração. Pesquisas mostraram que as concentrações de pico no efluente podem ser reduzidas em 50% pela alimentação estagiada, com performance mais consistente sob condições variáveis de carga (SWANSON e LOEHR, 1997).

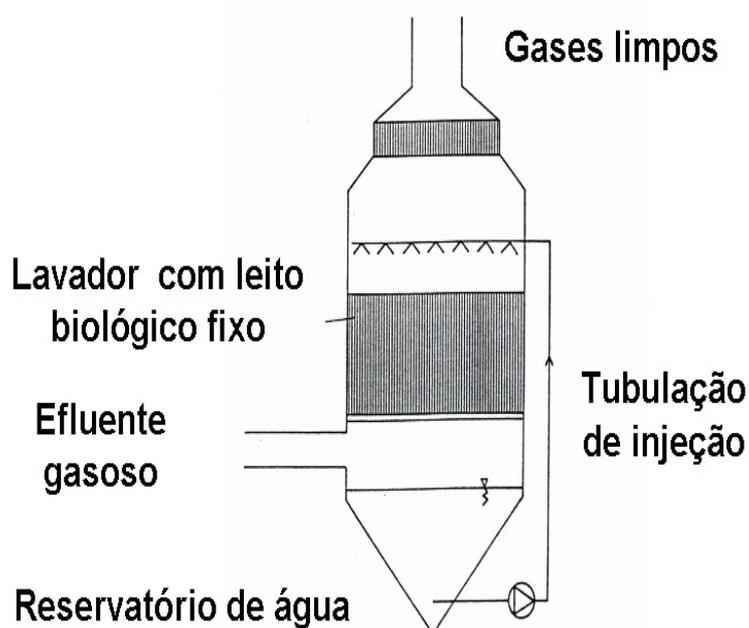
Pode ser utilizado principalmente em unidades que tem problemas de espaço disponível para implantação de novas unidades, como a de sistemas de controle de poluição do ar.

2.2.1.2. Biofiltro percolador

O biofiltro percolador é similar a uma torre de recheio, onde o líquido de lavagem percola pelo mesmo, em cuja superfície estão os microrganismos. O efluente atmosférico atravessa o recheio em contracorrente com o fluxo de líquido entrando em contato com os microrganismos para a degradação biológica do poluente (FISCHER et al., 1990).

Esse sistema é semelhante ao biofiltro plano, com a captura e a destruição do poluente ocorrendo no leito filtrante na mesma unidade. A vantagem principal é a capacidade de tratar grandes quantidades de poluentes gasosos contendo halogênios. Um tanque contendo um agente neutralizante ou para adição de nutrientes pode ser adicionado a unidade que contem os microrganismos e os poluentes (SERAGELDIN, sd) (Figura 11).

Figura 11 - Biofiltro percolador



Extraído de: FISCHER et al., 1990

O fluxo de gás atravessa um leito fixo, o qual é continuamente irrigado com uma solução aquosa contendo os nutrientes necessários ao sistema biológico (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

A escolha da configuração da entrada da fase gasosa e da fase líquida, co-corrente ou em contracorrente, não influencia o desempenho da biodegradação (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Os microrganismos são imobilizados no material filtrante. Os poluentes são inicialmente absorvidos no filme aquoso que circunda as camadas biológicas (biofilme), então a reação de biodegradação ocorre no biofilme que se desenvolve gradualmente nas partículas do leito (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

O material filtrante deve ter as seguintes características: facilitar o fluxo de gás e de líquido através do leito e a transferência gás/biofilme, favorecer o desenvolvimento dos microrganismos e resistir à compressão e compactação (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Os materiais filtrantes para biofiltros percoladores que melhor se adaptam a essas especificações são feitos de material inerte, como estruturas plásticas, resinas, cerâmicas, terra diatomácea (diatomita), espuma de poliuretano, entre outros. No entanto, a maioria desses materiais apresenta áreas superficiais limitadas, como o poliuretano e necessitam ser inoculados, o que é feito e na maior parte das vezes isso com lodo ativado (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Devido ao mecanismo permanente de umidificação, são semelhantes aos biolavadores, na eliminação de COVs facilmente solúveis. Porém o contato entre o microrganismo e os poluentes ocorre simultaneamente à etapa de absorção e não após, como nos biolavadores (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

As especificações de solubilidade são menos restritas do que nos biolavadores (coeficiente de Henry $< 0,1$) e a concentração na fase aquosa $< 0,5 \text{ g/m}^3$ (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Segundo DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005), a distribuição contínua da solução de nutrientes facilita o controle dos parâmetros biológicos (nutrientes, pH, etc).

Além disso, como o contato entre o poluente e os microrganismos ocorre uma vez que o COV sofreu difusão no filme líquido, a vazão e a taxa de recirculação da fase líquida através do leito filtrante são consideradas etapas críticas. Dessa forma, é recomendado que seja mantido um mínimo de fornecimento de água e nutrientes, suficiente para atingir um melhor desempenho e deve ser otimizada a recirculação e a distribuição das vazões da solução nutriente.

Os maiores inconvenientes dos biofiltros percoladores é o acúmulo do excesso de biomassa no leito filtrante, sendo que o biofilme pode atingir vários milímetros, causando problemas de perda de eficiência, como aumento da perda de carga, caminhos preferenciais no leito e criação de zonas anaeróbias. Para evitar o entupimento, existem três métodos (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005):

(1) Mecânico: consiste no revolvimento do leito ou retrolavagem com água (água em contra-corrente), o que permite a drenagem do excesso de água acumulada na biomassa.

(2) Químico: consiste na dissociação das ligações entre a biomassa e as partículas da superfície do leito ou reduzir a biomassa criando deficiência de água e nutrientes ou utilizando agentes desinfetantes.

(3) Biológico: usando predadores, como protozoários, para redução da biomassa.

Dentre todos esses, a retrolavagem com água é o mais eficiente e o menos drástico para o ecossistema.

A tecnologia do filtro percolador é menos utilizada do que a biofiltração, devido aos custos operacionais e não em relação à restrição de solubilidade do COVs. Em relação à operação e manutenção, alguns pontos de vem ser observados, como (SERAGELDIN, sd):

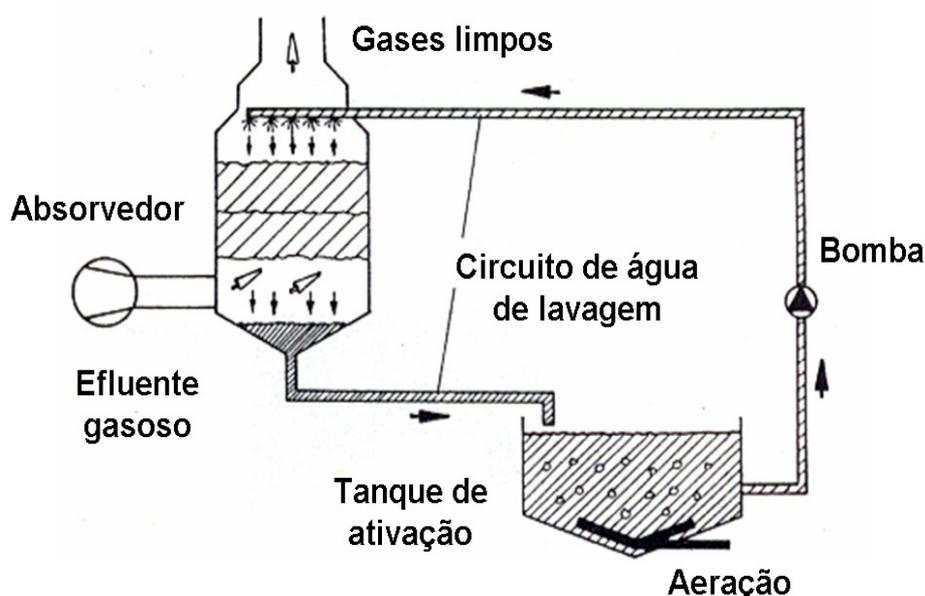
a) Os biofiltros percoladores necessitam manter a população de microrganismos ativa num biofilme que cresce no meio de suporte, sem que haja acúmulo de biomassa. O suporte, usualmente sintético, e o meio devem ser mantidos úmidos, sendo necessária a adição de nutrientes com reciclagem do fluxo de líquido.

- b) O nível de água deve ser monitorado e não há controle das necessidades nutricionais. Para manter os nutrientes e pH nos níveis desejados deve ser alimentada uma solução tampão, que pode ficar num tanque adicional.
- c) Também pode ser necessária aeração para suprir o esgotamento do oxigênio devido a presença da cultura dos microrganismos (washdown).
- d) O controle de acúmulo de biomassa deve ser realizado para evitar o entupimento do filtro, o que pode aumentar a perda de carga e afetar a eficiência do sistema.

2.2.1.3. Biolavador

A principal diferença entre um biolavador e um biofiltro é a quantidade de água envolvida, pois no biolavador o meio de cultura está disperso no meio aquoso, enquanto que no biofiltro ele está num biofilme aquoso. Também, no biolavador, a captura e a destruição do poluente ocorrem em unidades separadas, diferentemente do biofiltro e do filtro percolador, onde a mesma ocorre na mesma unidade (SERAGELDIN, sd). Na Figura 12, pode se observar as unidades que compõem o biolavador: uma torre de absorção e um biorreator.

Figura 12 – Biolavador



(1) Torre de absorção: os microrganismos presentes na fase líquida são introduzidos pelo topo da coluna, em contracorrente com a fase gasosa dentro da coluna. Essa coluna contém um recheio, que pode ser de material inerte (como cerâmica estruturada) e proporciona um aumento da área de transferência entre o poluente e a fase aquosa, o que ajuda a promover a sua biodegradação (FISCHER et al., 1990; DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Nessa etapa, os contaminantes da fase gasosa são transferidos para a fase líquida. Alguns estudos mostram que a adição de agentes emulsificantes, como óleo de silicone e ftalato, na solução aquosa podem promover a eliminação de compostos menos solúveis, pois favorece a transferência de massa do COV da fase gasosa para a fase líquida. A fase líquida contaminada do fundo da coluna, que contém os microrganismos e os poluentes, é bombeada para um tanque aerado e agitado, onde os nutrientes são adicionados e os poluentes metabolizados (decompostos ou destruídos) (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

(2) Biorreator: é um tanque de ativação, que contém as cepas responsáveis pela degradação biológica suspensas na fase aquosa e os nutrientes, essenciais para seu crescimento e manutenção. A maioria dos biolavadores é inoculada com microrganismos do lodo ativado de plantas de tratamento de águas residuárias. Em alguns casos, são inoculados diretamente com cepas específicas desenvolvidas para a biodegradação de determinado componente. (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

De tempos em tempos, é realizada uma purga do tanque onde estão os microrganismos (SERAGELDIN, sd; DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005). A reposição dos microrganismos ocorre num tanque similar a um lodo ativado (FISCHER et al., 1990). Os tempos de residência dos biorreatores ficam entre 20 a 40 dias.

Após a etapa de tratamento (filtração, sedimentação da biomassa), parte da solução aquosa é recirculada para a torre de absorção, enquanto que parte da biomassa sedimentada pode ser reintroduzida no biorreator (tanque de ativação) (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

As vantagens e limitações dos biolavadores estão apresentadas no Quadro 8. Apesar das vantagens, a utilização desses equipamentos é rara.

Quadro 8 – Vantagens e limitações da utilização dos biolavadores para tratamento biológico

Vantagens	Limitações
Estabilidade operacional Bom controle de parâmetros biológicos Não geram altas perdas de carga Não requer grande espaço	Trata COVs facilmente solúveis (alcoóis, cetonas) com coeficiente de Henry < 0,01. Concentração na fase aquosa < 5g/m ³ . Baixas áreas de superfície específica estão disponíveis para a transferência gás/líquido (< 300 /m) Geração de lodo no fundo do biorreator Geração de água residuária

Extraído de: DELHOMÉNE e HEITZ, 2005

Em relação à operação e manutenção desses equipamentos, devem ser observados alguns pontos importantes (SERAGELDIN, sd):

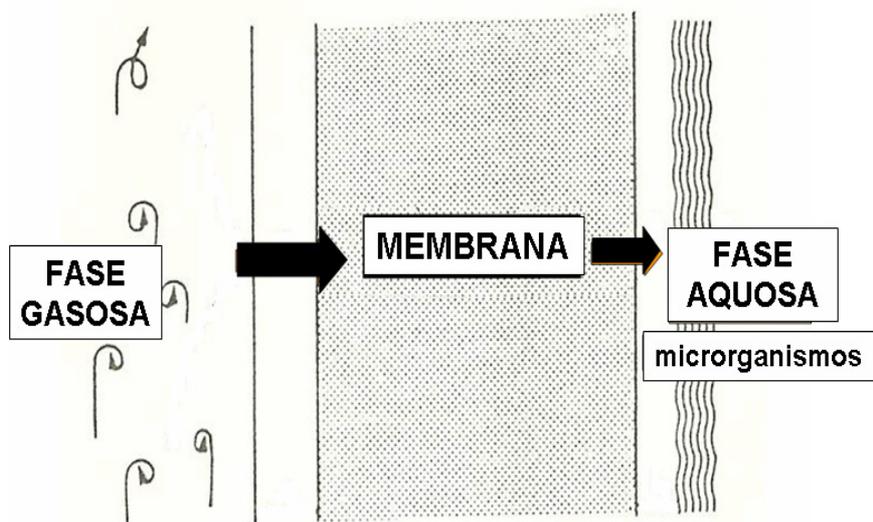
- a) No biolavador, os poluentes são transferidos do ar para o meio líquido. Como a captura e a degradação ocorrem em unidades separadas, esse sistema tem maior flexibilidade.
- b) É necessário controlar o pH, tempo de residência e acúmulo de biomassa. O tamanho do equipamento pode minimizar esses efeitos, pois esse sistema tem a capacidade de concentrar o poluente do fluxo de ar no meio líquido e esse pode ser fonte de carbono para os microrganismos, principalmente em períodos onde a concentração de poluentes no ar é baixa.
- c) A temperatura do sistema deve ser mantida (15-40°C) para manter a atividade metabólica.

2.2.1.4. Biofiltros de membrana

O tratamento biológico de gases também pode ser realizado utilizando uma membrana de silicone permeável, que é colocada como uma interface entre uma camada de microrganismos em fase aquosa e o efluente atmosférico em fase gasosa (FISCHER, 1990).

A passagem do efluente atmosférico pela membrana permite o contato com os microrganismos para biodegradação do poluente. Nesse caso, predominam dois processos: o transporte do poluente da fase gasosa para a fase aquosa contendo os microrganismos e a degradação biológica do poluente. Dessa forma, a captura e a destruição do poluente ocorrem em unidades separadas, como no biolavador. O fluxo gasoso deve passar por um dispositivo para retirada de material particulado, como pré-tratamento. (SERAGELDIN, sd). Um esquema do biofiltro de membrana é mostrado na Figura 13.

Figura 13 – Biofiltro de membrana



Extraído de: FISCHER et al., 1990

Em relação à operação e manutenção desse sistema, as observações realizadas para o biolavador também são válidas para o biofiltro de membrana, pois também ocorre em duas unidades separadas, uma para captura e outra para degradação, segundo SERAGELDIN, sd.

2.3. Fatores que Influenciam na biodegradação

Vários fatores influenciam o funcionamento dos biofiltros e são fundamentais para uma boa eficiência em relação a biodegradabilidade, como a escolha do meio filtrante, as características dos poluentes, o tipo de microrganismos, os nutrientes, a umidade, a temperatura, o pH e o teor, oxigênio, vazão, concentração e perda de carga no leito filtrante.

2.3.1. Materiais Filtrantes

A seleção ou montagem apropriada do meio biofiltrante é um importante passo para uma boa operação. As propriedades mais desejáveis para um meio filtrante incluem (SWANSON e LOEHR, 1997; HATCHERY, 2008):

- **ótimo ambiente microbiano**: nutrientes, umidade, pH, fornecimento de carbono devem ser sem limite.
- **grande área superficial específica**: maior área de aderência, capacidade de sorção e número de pontos de reação por unidade de volume do meio.
- **integridade estrutural**: resistência à compactação do meio que aumenta a perda de carga e reduz o tempo de retenção do meio.
- **alta retenção de umidade**: a umidade é crítica para manutenção dos microrganismos ativos.
- **alta porosidade**: mantém os tempos de retenção altos e sobrepressão baixa. Quanto mais alta melhor.
- **baixa densidade de massa**: reduz a compactação potencial do leito.
- **resistência a entupimento**: alguns meios retêm partículas, que podem causar obstáculo ao fluxo de ar, impedir o crescimento bacteriano e compactar o biofiltro.
- **material inerte**: Materiais biodegradáveis (mineralização) ou corrosivos não são adequados para o meio filtrante. Materiais plásticos resistentes a UV são adequados para o biofiltro.
- **baixo custo por unidade superficial de área**.
- **facilidade de manutenção**: se há necessidade de esterilização, deve ser fácil a sua remoção e transporte.

Os materiais filtrantes devem ser adequados ao tipo de microrganismos do leite. Na camada superficial ocorre a absorção do poluente e a degradação biológica. É importante manter um alto teor de umidade do material de suporte (FRITZ e KERN, 1992). Os materiais de suporte podem ser naturais ou sintéticos e orgânicos ou inorgânicos, como mostrado no Quadro 9.

Quadro 9 – Materiais filtrantes usados em biofiltros

NATURAIS OU ORGÂNICOS	SINTÉTICOS OU INORGÂNICOS
Turfa Cavaco Casca de madeira Composto de lixo Bagaço de cana	Carvão ativado Perlita Cerâmicas monolíticas Espuma de poliuretano Lã de vidro Terra diatomácea

Extraído de: FRITZ e KERN, 1992

Os materiais naturais mais usados são composto, turfa, casca de madeira, folhas ou uma mistura desses. Apesar desses materiais terem as propriedades requeridas para uma boa biodegradação, eles tem como principal desvantagem a mineralização da matéria orgânica constituinte do leite. A “idade” do material conduz à compactação, aumento da perda de carga e à limitação de tempo de vida do leite, sendo necessária a reposição do material (SWANSON e LOEHR, 1997). A Figura 14 apresenta exemplo de materiais naturais.

Para prevenir a excessiva perda de capacidade é recomendado que 60% (em peso) do meio filtrante seja composto de partículas > 4 mm de diâmetro (SWANSON e LOEHR (1997); DÉLHOMENIE e HEITZ (2005)). Também, peneirar o material do leite para remover materiais muito finos reduz a perda de carga.

Figura 14 – Materiais naturais de leitos filtrantes



Composto



Turfa



Casca de árvore



Folhas

Extraído de: Composto - Disponível em: CIANEX (<http://www.cianex.com.br/index.php?palper=em1>); Folhas - Disponível em: IMAGEM NATIVA (http://www.imagemnativa.com.br/default_eng.asp?fotoid=447&galid=21); Turfa - Disponível em: KARNIVORAS (<http://www.karnivoras.com/articles/5/1/Como-as-Cultivar-saud%E1veis>) e Casca de madeira - Disponível em: ALTOVERDE (<http://www.altoverde.org/produtos.htm>).

Os agentes de massa leve estão são mostrados na Figura 15. As frações volumétricas desses materiais estão em torno de 40 a 60%. Os agentes de massa leve podem ser naturais (como cavaco de madeira) ou inertes (como isopor). No entanto, para leitos constituídos somente de material inorgânico há necessidade de serem fornecidos nutrientes e microrganismos (SWANSON e LOEHR, 1997). Alguns desses materiais estão mostrados na Figura 16.

Figura 15 – Agentes de massa leve de leitos filtrantes



Cavaco de madeira



Perlita



Vermiculita



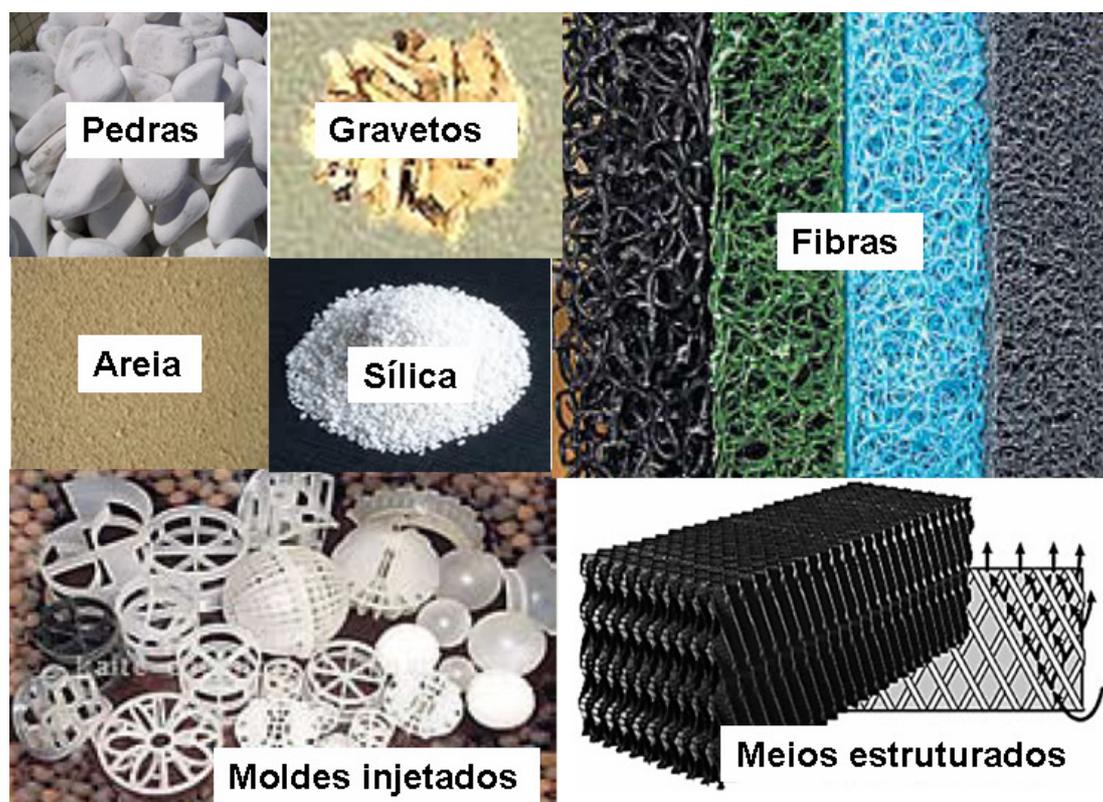
Esferas de poliestireno

Extraído de: Cavaco – Disponível em: OPÇÃO VERDE ([http:// www.opcaoverde.com.br/](http://www.opcaoverde.com.br/)); Perlita e vermiculita – Disponível em: AGROLAMBRA (<http://www.agrolinkholambra.com.br/perlita.php>) e Esferas – Disponível em: QUE BARATO (http://www.quebarato.com.br/perola-de-isopor-flocos-picado-bolinha-puff-almofada_14ab9d.html).

Em relação aos materiais inertes, deve-se levar em consideração algumas características como (HATCHERY, 2008):

- **Pedras e gravetos:** tem baixa porosidade e causam obstrução.
- **Areia e sílica:** usadas em leitos fluidizados. A areia tem que ser escolhida de acordo com a geometria e tamanho da partícula para permitir a fluidização e crescimento de bactérias.
- **Placas de fibras:** similares a filtros de ar condicionado, são finas, leves e com boa relação área superficial/ volume. Porém, tem grande potencial para causar obstrução devido à compactação da trama e causar problemas de limpeza.

Figura 16 – Materiais inertes



Extraído de: Pedras e Areia – Disponível em: JWM (<http://www.jwmterraplenagem.com.br/produto.php>); Gravetos – Disponível em: NAMASTE (<http://www.namastenatureza.com.br/po/dicas/fogo.htm>); Sílica – Disponível em: EASY (http://www.easy-chinasupply.com/producttrade/last_pt_sel/1420423.html) eFibras, moldes injetados e meios estruturados (HATCHERY, 2008)

- **Moldes injetados:** com vários formatos e tamanhos, podem ser fabricados em polipropileno (PP) ou HDPE (polietileno de alta densidade), porém não são resistentes a UV e devem ser protegidos do sol. Cada tipo tem características únicas fornecem diferentes áreas superficiais. É depositado randomicamente no leito do biofiltro, porém a distribuição deve ser adequada para evitar lacunas. Tem boa fração de vazios e são resistentes ao entupimento. Adequam-se a qualquer formato de vaso, porém não devem ser comprimidos para evitar que saiam do vaso. Difícil remoção, sendo a desinfecção deve ser feita no local. Tem alto custo de aquisição.

- **Meios estruturados:** boa área superficial adicional, boa fração de vazios (95-98%). Precisam ser cortados no formato do vaso, tem resistência mecânica, é leve. Permite o crescimento de bactérias na sua superfície, porém tem tendência a criar lodo. Tem baixo custo por unidade de área.

Segundo a (sd)⁷, os materiais filtrantes também podem ser classificados como aleatórios ou estruturados.

Os materiais aleatórios são mostrados na Figura 17 e dentre eles se encontram os Anéis de Pall, que serão utilizados nesse estudo.

Figura 17 – Materiais de enchimento



Anel de Pall



Telerete



Selas Intalox



Sela de Berl



Anéis de Rachig

Extraído de: USEPA⁷ (1995)

Os materiais estruturados podem ser produzidos a partir de recheios aleatórios ligados num arranjo ordenado, como grades entrelaçadas, malha ou tela de arame. Geralmente tem pouca perda de carga e são capazes de suportar uma maior vazão de gases (como solventes) do que os recheios aleatórios. (USEPA⁷, 1995). No entanto, enchimentos estruturados são mais onerosos para instalar e podem não ser práticos para colunas menores. A maioria dos recheios estruturados é feita de metal ou plástico, conforme pode ser observado na Figura 16.

Alguns materiais naturais tem problema de compactação do leito, como o composto. Correções podem ser adicionadas ao material natural, pela adição de agentes de massa leve, que reduzem a compactação do leito, aumentam a porosidade, homogeneízam o fluxo gasoso, previnem rachaduras, reduzem caminhos preferenciais e perda de carga muito alta. A combinação desses materiais pode levar ao aumento da vida útil do leito (SWANSON e LOEHR, 1997).

Muitos estudos tem sido desenvolvidos com uso de mais de um material de suporte, para evitar compactação do leito, perda de carga excessiva, melhor distribuição do fluxo gasoso, fixação dos microrganismos, entre outros. Alguns por exemplo, deles estão apresentados no (Quadro 10).

Quadro 10 – Degradação de BTEX e seus componentes em leitos com mais de um material filtrante

Poluente	Meio filtrante
Xileno	Pedaços de casca de coco, composto de esterco e lodo de esgoto (*)
Tolueno e xileno	Composto e cavacos de madeira (**)
BTEX	Bagaço de cana, composto e carvão ativado granular

Extraído de: (*) PRACHUABMOM e PANICH, 2010; (**) TORKIAN et al., 2003 e (***) MATHUR et al., 2007

2.3.2. Características das substâncias a serem tratadas

Segundo DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), a eficiência global de biofiltração e o nível de biodegradabilidade dependem dos seguintes processos:

(a) taxa de transferência do COV da fase gasosa para o biofilme: a intensidade desses parâmetros depende das condições de operação (vazão, temperatura, pH, umidade, etc), mas também do tipo de concentração do poluente.

A absorção dos contaminantes no biofilme é regida pela Lei de Henry, a qual correlaciona a pressão de vapor do composto com sua solubilidade em água. Quanto maior o valor da constante de Henry, maior é a solubilidade da substância no líquido. A solubilidade também é dependente da temperatura. Dessa forma, quanto menor a temperatura maior a solubilidade do gás no meio. A adsorção reversível do poluente na superfície da partícula é descrita por uma isoterma de equilíbrio (linear, Langmuir, Freundlich, etc). O transporte de massa no biofilme é descrito pela difusão molecular na fase aquosa (lei de Fick).

(b) taxa de degradação do COV: taxa de biodegradação relativa às cepas de microrganismos localizadas no leito filtrante e na concentração e configuração química do COV. Dessa forma, a remoção de compostos facilmente solúveis, em baixas concentrações, é limitada pela taxa de transferência para o biofilme. Já os compostos solúveis, em altas concentrações, são facilmente absorvidos no biofilme, porém a taxa de biodegradação limita a sua taxa de remoção. Dessa forma, os hidrocarbonetos oxigenados (como os álcoois), são mais facilmente degradáveis do que os alcanos de cadeias lineares seguidos pelos aromáticos. Além disso, as concentrações de COVs na entrada do equipamento, maiores do que o valor limite de toxicidade leva a inibição do crescimento microbiano e de sua atividade.

Segundo DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), na biodegradação de efluentes gasosos, que contem uma variada mistura de poluentes, a presença simultânea de vários componentes pode resultar em:

- **nenhum efeito ou melhorar a eficiência de remoção de um único poluente:** como é o caso de compostos do tricloroetileno, que necessita de etapas de oxidação cometabólica, induzidas pelo tolueno, propano ou metano para sua degradação.

- **criar uma interface dentro do processo metabólico para cada poluente:** como, por exemplo, a inibição mútua que ocorre na degradação da mistura de BTEX: uma inibição competitiva entre o benzeno e o tolueno e a degradação do benzeno e do tolueno inibidas pelo cometabolismo do p-xileno.

2.3.3. Microrganismos

A caracterização e quantificação microbiológica são necessárias para escolha dos microrganismos mais adequados para o tratamento biológico de determinado composto químico, pois podem ser escolhidos microrganismos de diversos grupos, como bactérias (principalmente os actinomicetos) e fungos (FISCHER et al.,1990).

Na verdade, é utilizada uma mistura (heteropopulação), cuja escolha se determina em função dos compostos químicos do efluente gasoso a serem tratados e que servem como fonte de nutrientes e energia para os microrganismos. Mas, outros fatores tem influência para um tratamento biológico eficiente além da composição dessa heteropopulação, como a umidade, as características do material filtrante, a pressão do substrato, a temperatura, o pH, o teor de oxigênio e dos nutrientes, entre outros, e devem ser selecionados caso a caso (FISCHER et al., 1990).

Segundo ENGESSER et al. (1997), os microrganismos são muito versáteis e usam diversos substratos como única fonte de carbono e energia, principalmente para reprodução. Em alguns casos, a faixa de compostos utilizáveis é limitada. Em misturas muito complexas pode ser necessário também uma população microbiana complexa. A estabilidade em longo prazo de culturas mais complexas sob condições de misturas de substratos, que não são sempre homogêneas, pode ser difícil.

Os microrganismos degradam açúcares, álcoois, ácidos graxos, lipídios, aminoácidos, entre outros, porém compostos artificiais podem ser pouco degradáveis ou resistentes ao ataque biológico. Porém, compostos complexos que tem resistência ao ataque biológico quando fazem parte de uma mistura, podem ser levados a complexos mais simples, para serem posteriormente tratados (ENGESSER et al., 1997).

No biofiltro, os microrganismos se utilizam do material do leite não só como meio de suporte, mas também como fonte de umidade e de nutrientes (como nitrogênio e fósforo) e na micropopulação se encontra uma parcela significativa de fungos e actinomicetos. Os microrganismos predominantes, em geral, são bactérias e fungos, que são heterótrofos e microrganismos mesófilos e termófilos. Nas camadas do biofiltro ocorre estratificação em tipo e número de microrganismos, pois a maior densidade ocorre numa pequena fração do leite na entrada dos gases e onde há entrada do substrato (SWANSON e LOEHR, 1997; DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Nas partes mais inferiores, existe uma população menor com diferentes microrganismos que se adaptam a concentrações de substratos menores. A estratificação explica a causa dos microrganismos terem uma resposta mais lenta quando há cargas de choque (SWANSON e LOEHR, 1997).

Nos biolavadores, em geral predominam bactérias, as quais encontram melhores condições de vida no líquido de lavagem e na turbulência, como num lodo ativado, onde as bactérias existem na forma de flocos muito pequenos ou no biofilme, encontradas nos lavadores com enchimento, os quais degradam o poluente do efluente gasoso. Nesses equipamentos, a adição de nutrientes está ligada a solubilidade do composto no líquido de lavagem (FISCHER et al., 1990).

Segundo HUNTER e OYAMA (2000b), os microrganismos encontrados em biofiltros são similares aos encontrados em sistemas de tratamento de efluentes líquidos e incluem bactérias e fungos. O Quadro 11 mostra alguns exemplos desses microrganismos.

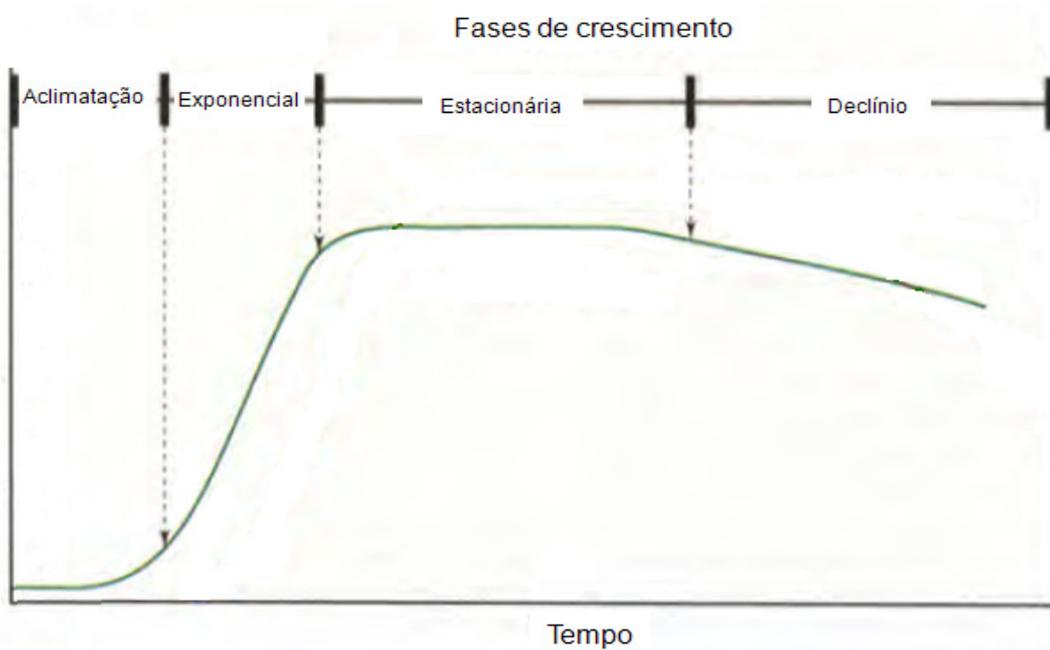
A Figura 18 mostra o padrão de crescimento dos microrganismos descrito por Monod para culturas puras, mas também com uso freqüente para culturas mistas. A descrição das etapas principais está no Quadro 12.

Quadro 11– Microrganismos encontrados em biofiltros

Bactérias	Fungos
<i>Actinomyces globisporus</i>	<i>Penicillium sp</i>
<i>Micrococcus albus</i>	<i>Cephalosporium sp</i>
<i>Micromonospora vulgarus</i>	<i>Mucor sp</i>
<i>Proteus vulgarus</i>	<i>Circinella sp</i>
<i>Bacillus cereus</i>	<i>Cephalotecium sp</i>
<i>Streptomyces species</i>	<i>Ovularia sp</i>
	<i>Stemphilium sp</i>

Extraído de: HUNTER e OYAMA, 2000b

Figura 18 – Curva de crescimento de microrganismos (Monod)



Extraído de: MADIGAN et al., 2004b (adaptado)

Quadro 12 – Fases principais do crescimento dos microrganismos

Fases	Características
LAG (Aclimação)	<p>Não ocorre aumento do número de microrganismos, pois estão se adaptando ao meio com preparo das enzimas para consumo de substrato.</p> <p>A velocidade de crescimento é nula.</p> <p>No final dessa fase, ocorre o início do crescimento dos microrganismos e aumento do consumo de substrato e a velocidade de crescimento aumenta.</p>
LOG (exponencial)	<p>Ocorre o crescimento máximo dos microrganismos em condições ideais do meio: substrato abundante, poucos metabólitos tóxicos, etc.</p> <p>A velocidade de crescimento é máxima (representada por uma função exponencial).</p> <p>No final dessa fase, ocorre a diminuição do crescimento dos microrganismos e mudança das condições do meio: substrato escasso, muitos metabólitos tóxicos, etc</p> <p>A velocidade de crescimento começa a diminuir.</p>
Estacionária	<p>O crescimento dos microrganismos para.</p> <p>As condições do meio sofrem uma mudança, pois há esgotamento do substrato, acúmulo de metabólitos tóxicos, entre outros.</p> <p>A velocidade de crescimento volta a ser nula.</p>
Declínio (endógena)	<p>Há diminuição do número de microrganismos (morte e lise).</p> <p>Consumo das reservas protoplasmáticas (metabolismo endógeno).</p> <p>A velocidade de crescimento é negativa.</p>

Extraído de: CETESB, 1992 - adaptado

O leite pode ter microrganismos naturais do material filtrante (indígenas) ou pode ocorrer a inoculação, que depende da natureza do material filtrante e do nível de biodegradação desejada do COV (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

Há vantagem no uso de microrganismos indígenas de ecossistemas existentes nos leitos filtrantes, pois após um período de climatização, ocorre que as populações mais resistentes estabelecem uma hierarquia no leito. Em outros casos, como materiais com baixa densidade de biomassa, COVs persistentes, redução do período de climatização, os leitos são inoculados com consórcios de microrganismos, extraídos, por exemplo, do lodo ativado ou cepas derivadas de fontes comerciais ou isoladas previamente de biofiltros em operação (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

Porém, segundo SWANSON e LOEHR (1997), os inóculos em biofiltros com composto não tem demonstrado uma melhoria de desempenho na remoção de componentes facilmente degradáveis, pois os microrganismos naturais do composto competem com as culturas inoculadas. No entanto, o Quadro 13 apresenta resultados de remoção do BTEX pelos microrganismos de lodo de esgoto inoculados em diferentes meios filtrantes e verifica-se que as eficiências de remoção foram altas, apontando que microrganismos (como os coliformes) existentes no lodo de esgoto também podem realizar a biodegradação do BTEX e seus componentes. Apesar da citação de 100% de remoção isto na prática não ocorre.

Quadro 13 - Uso de microrganismos de lodo de esgoto para biodegradação de BTEX e seus componentes

Componente	Meio filtrante	Microrganismo	Eficiência de remoção (%)
Benzeno e tolueno	Composto	lodo de esgoto	40 a 100
Tolueno	Composto	lodo de esgoto	< 98
Tolueno, xileno e etilbenzeno	Espuma de poliuretano	resíduo de madeira + lodo de esgoto	>95

Extraído de: (*) RENE et al., 2005; (**) VERGARA-FERÁNDEZ et al., 2006 e (***) QI e MOE, 2006

Fungos também podem participar da biodegradação, conforme estudos de OH et al. (1998), LI e LIU (2006) e GARCÍA-PEÑA et al. (2008), apresentados no Quadro 14.

Quadro 14 – Contribuição de fungos para biodegradação de BTEX e seus componentes

Componente	Meio filtrante	Microrganismo	Eficiência de remoção (%)
BTX	Pérolas de vidro ou hidroballs	<i>P. Chrysosporium</i> IFO 31249	40 a 90 (*)
Xilenos	Suspensão + cubos de espuma	Bactérias: <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Paenibacillus sp</i> , <i>Aureobacterium</i> , <i>B. globisporus</i> , <i>Pseudomonas e</i> <i>Nocardia</i> Fungos: <i>Aspergillus candidus e</i> <i>Penicillium frequentans</i>	>90 (**)
BTEX	Vermiculita	<i>P. variotti</i> mycelia	30 a 100 (***)

Extraído de:(*) OH et al., 1998; (**) LI e LIU, 2006 e (***) GARCÍA-PEÑA et al., 2008

Nota:

B = benzeno; T = tolueno, E = etilbenzeno; X = xileno

Muitas vezes o lodo ativado, que contem microrganismos adaptados a certos tipos de poluentes, tem sido usado para o inóculo do composto do biofiltro, para redução do tempo de climatização. Também em leito com material inerte (espuma de poliuretano) (YAMASHITA e KITAGAWA, 1998).

O cultivo de cepas microbianas específicas é importante quando se trata de compostos orgânicos halogenados para assegurar sua degradação. Como exemplo, a degradação do tricloroetileno (TCE), aerobicamente na presença de tolueno, como também para aromáticos (Quadro 15).

Quadro 15 – Microrganismos específicos identificados na degradação de hidrocarbonetos aromáticos

Substância	Microrganismos
Benzeno	<i>Pseudomonas sp.</i>
TEX	<i>Pseudomonas sp.</i>
Tolueno	<i>Pseudomonas putida</i> <i>Pseudomonas pseudoalcaligenes</i> <i>Pseudomonas mendocina</i>
Xileno	<i>Pseudomonas pseudoalcaligenes</i>

Extraído de: DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005

Nota:

T = tolueno, E = etilbenzeno; X = xileno

A biodegradação ocorre de acordo com a quantidade de biomassa existente nos biofiltros e de seu crescimento. Para DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005), as espécies degradantes estão na faixa de 1 a 15% do total da população e a quantidade de células está entre 10^6 a 10^{10} unidades por grama de leite. Portanto, para uma população média de 10^8 células por grama de leite, espera-se encontrar uma faixa entre 1×10^6 a 15×10^6 células de espécies degradantes por grama de leite. O Quadro 16 mostra a quantidade de microrganismos de diferentes tipos encontrados em biofiltros.

Quadro 16 – Quantidade de microrganismos encontrada em biofiltros

Tipo de microrganismos	Quantidade de Células
<i>Pseudomonas putida</i>	10^6 / g de meio (*)
Bactérias incluindo actinomicetos	$10^6 - 10^{10}$ / g de leite (**)
Fungos	$10^3 - 10^6$ / g (**)

Extraído de: (*) SWANSON e LOEHR, 1997 e (**) DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005

Outro ponto importante, segundo SWANSON e LOEHR (1997), em relação aos microrganismos é a aclimação. Este fenômeno ocorre quando os microrganismos estão se adaptando às condições do meio e sintetizando enzimas e nas etapas de degradação para metabolizar o substrato. É freqüentemente medido como o tempo para atingir 95% ou mais da capacidade máxima de remoção.

Como os biofiltros devem ter altos níveis de desempenho na sua vida útil em função do projeto, a aclimação é importante durante a partida (start-up) e no reinício após as paradas (shut-down). Além disso, são igualmente importantes os seguintes pontos (SWANSON e LOEHR, 1997):

- a) os tempos de reinício da aclimação são geralmente mais curtos do que da partida inicial. Uma vez que o processo de biofiltração está estabelecido, sua capacidade para se recuperar de paradas e interrupções pode estar completamente sem problemas.
- b) os tempos de aclimação podem ser longos para misturas de componentes químicos, principalmente quando tem algum composto de difícil degradação.
- c) para deficiência de microrganismos indígenas no meio, os tempos de aclimação podem ser longos, devido a necessidade de se multiplicarem e se distribuírem no meio.
- d) a aclimação depende do tipo e concentração do substrato, concentração e tipo dos microrganismos, meio filtrante e condições operacionais.
- e) para acelerar a aclimação, no reinício, o meio filtrante deve ser mantido com umidade adequada, oxigênio disponível e próximo da temperatura ótima durante as paradas.

Segundo DESHUSSES (1997), o biofilme que se forma no biofiltro com espessura de 2 a 5 mm, se divide em três regiões:

- **camada externa:** representa 5% da espessura total e tem uma alta densidade de bactérias e hifas fúngicas. Também possui numerosas bolsas, que são estruturas livres de células, que correspondem aos canais existentes.
- **camada intermediária:** representa 20% da espessura total e aumenta o número de hifas de bolsas (ascos). Também são detectados nematóides.

- **camada interna:** representa 75% da espessura total e se compõe de hifas compactadas com substrato e o restante é biomassa morta ou faminta.

2.3.4. Nutrientes

As células desenvolvem suas estruturas específicas por meio de um conjunto de reações químicas, que são chamadas de metabolismo. As reações metabólicas que liberam energia são chamadas de catabólicas e as reações que consomem energia são chamadas de anabólicas (MADIGAN et al., 2004a).

A nutrição celular consiste em fornecer às células os componentes químicos necessários para desenvolver as estruturas necessárias ao crescimento e desenvolvimento celular, chamados de nutrientes. Diferentes organismos tem diferentes necessidades em relação ao tipo e quantidade de nutrientes. Os chamados macronutrientes (como o carbono, nitrogênio, enxofre, entre outros) são necessários em grandes quantidades, enquanto que os micronutrientes (como os metais) são necessários em pequenas quantidades ou traços (MADIGAN et al., 2004a).

As células bacterianas são constituídas de 50% de Carbono, 14% de Nitrogênio, 2 a 6% de Fósforo, 1% de enxofre e outros elementos (base seca) (FISCHER et al., 1990). Dessa forma, os macronutrientes utilizados para sua nutrição, tem as seguintes características:

O Carbono é o principal elemento de todas as classes de macromoléculas. È assimilado pelas células para produção de novo material celular e fornece energia para crescimento da célula e para a unidade básica do material celular. As fontes de carbono podem ser aminoácidos, ácidos graxos, ácidos orgânicos, açúcares, bases nitrogenadas e os compostos aromáticos, os quais são assimilados pelos seres heterótrofos. Diferentemente desses, os seres autótrofos são capazes de construir suas estruturas orgânicas a partir de dióxido de carbono do ar (CO₂) utilizando a energia da luz ou de compostos inorgânicos(MADIGAN et al., 2004a).

Os poluentes introduzidos no biofiltro são também fontes de carbono e energia para as atividades microbianas (FISCHER et al., 1990; PELCZAR et al., 2005).

A classificação nutricional dos microrganismos, em relação ao consumo de carbono, está apresentada no Quadro 17.

Quadro 17 – Classificação nutricional dos microrganismos em relação ao consumo de carbono

Classificação nutricional	Fontes	
	Energia	Carbono
Quimioautotróficos	Substâncias químicas inorgânicas	CO ₂
Quimioheterotróficos	Substâncias químicas orgânicas	Compostos orgânicos
Fotoautotróficos	Luz	CO ₂
Fotoheterotróficos	Luz	Compostos orgânicos

Extraído de: PELCZAR et al.,2005

O Nitrogênio faz parte dos aminoácidos que formam as proteínas e também dos ácidos nucleicos. Podem ser compostos orgânicos (como albumina), mas também compostos inorgânicos (como amônia e nitratos), bem como alguns organismos podem utilizar o N₂ do ar (FISCHER et al. , 1990; PELCZAR et al., 2005, MADIGAN et al.,2004a).

O Fósforo utilizado para a síntese de ácidos nucleicos e ATP (adenosina trifosfato) e também de fosfolipídeos para armazenamento e transferência de energia nas células. Pode ser encontrada nos compostos de fósforo e também nos fosfatos. Sem esses, mas também outros elementos, o crescimento e a multiplicação não são possíveis. Na falta de um deles, como fósforo, o desenvolvimento das células fica limitado (FISCHER et al., 1990; PELCZAR et al., 2005, MADIGAN et al., 2004a).

O Hidrogênio e o oxigênio são encontrados no ar, no meio de crescimento e algumas vezes nos COVs, além de fazerem parte de muitos compostos orgânicos (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005; PELCZAR et al, 2005).

O Enxofre é utilizado para síntese dos aminoácidos, como cisteína, cistina e metionina e também está presente em certas vitaminas como tiamina, biotina e ácido lipóico, bem como na coenzima A. As fontes de enxofre são inorgânicas como os sulfatos (SO_4^{-2}) e sulfitos (S^-) (PELCZAR et al., 2005; MADIGAN et al., 2004a).

Outros elementos também são necessários, como o potássio, o magnésio, o cálcio e o ferro, de acordo com MADIGAN et al. (2004a).

O Potássio é necessário aos organismos para realização da síntese de proteínas. Também o Magnésio funciona como um estabilizador de ribossomos, membranas celulares e ácidos nucleicos e para as atividades de muitas enzimas, já o Cálcio não é necessário ao crescimento, mas ajuda a estabilizar a parede celular bacteriana e tem função importante na termoresistência dos endósporos (MADIGAN et al., 2004a).

O Sódio é necessário a alguns microrganismos, mas não todos, sendo sua necessidade um reflexo do habitat do microrganismo, como na água do mar, onde os microrganismos marinhos necessitam dele para o seu crescimento, o que não ocorre para microrganismos que crescem em concentrações baixas ou ausência desse elemento, como na água doce (MADIGAN et al., 2004a).

O Ferro é importante para a respiração celular e também é elemento-chave para os citocromos e as proteínas que contem ferro e enxofre para o transporte de elétrons. Em condições anaeróbicas, o ferro se encontra na sua forma solúvel (Fe^{+2}) e em condições aeróbicas, se encontra em minerais na forma insolúvel (Fe^{+3}). Nesse caso, para obter ferro desses minerais as células agentes quelantes, chamados sideróforos, com os quais solubilizam o ferro e o transportam dentro da célula (MADIGAN et al., 2004a).

Os micronutrientes tem função estrutural em várias enzimas. Como a necessidade desses elementos-traço é muito pequena, muitas vezes não é necessário adicioná-los ao meio de cultivo (PELCZAR et al., 2005, MADIGAN et al., 2004a).

Dentre os micronutrientes, destacam-se o Cobalto que está presente na vitamina B₁₂ e é importante para bactérias que metabolizam o ácido propiônico, o Cobre, que é necessário para respiração (como no citocromo e oxidase para transporte de energia) e também na fotossíntese (como na plastocianina), o Manganês que é ativador de muitas enzimas presente em superóxidos e na enzima que quebra a molécula de água em seres fotótrofos oxigênicos. Também, o Molibdênio que está presente em enzimas que contem flavinas; nitroenase, nitrato redutase; entre outros, o Níquel, que está presente na maioria das hidrogenases, coenzima F de metanógenos, desidrogenase do monóxido de carbono e uréase, o Selênio, que forma desidrogenase, algumas hidrogenases e o aminoácido selenocisteína, o Tungstênio, presente em algumas formam desidrogenase e oxotranferências dos hipertermófilos, o Vanádio, que forma vanádio-nitrogenase, bromo peroxidase e o Zinco, que forma anidrido carbônico, álcool, desidrognase, RNA e DNA polimerase e muitas proteínas do DNA (MADIGAN et al. 2004a).

Ainda, podemos citar os chamados fatores de crescimento, que são compostos orgânicos necessários em pequenas quantidades, os quais são as vitaminas, aminoácidos, purinas e pirimidinas (bases nitrogenadas). Embora muitos microrganismos sejam capazes de sintetizá-los, muitas vezes há necessidade de fornecê-los. As vitaminas são os fatores de crescimento necessários com maior frequência. As principais vitaminas necessárias aos microrganismos são: tiamina (B₁), biotina (B₇) e piridoxinas (B₆ e B₁₂) (MADIGAN et al., 2004a).

Para seu crescimento as bactérias necessitam de nutrientes essenciais, tais como as fontes de carbono, nitrogênio, fósforo, além de outros minerais para que possam sintetizar macromoléculas orgânicas, vitaminas ou um precursor essencial para seu crescimento (FISCHER et al., 1990).

Como as necessidades de nutrientes para as bactérias são bastante variadas, para cada substrato pode haver um microrganismo capaz de metabolizá-lo, mesmo estando na forma gasosa.

Seja no biolavador ou no biofiltro, os nutrientes presentes no efluente gasoso podem complementar os nutrientes necessários aos microrganismos existentes no meio filtrante. Ou também, nutrientes podem ser adicionados ao meio filtrante para complementar aqueles que estão no efluente gasoso. Como exemplo, para os efluentes gasosos que contêm formaldeído, butanol e fenol, que são componentes sem nitrogênio ou fósforo, os mesmos devem ser dosados ao meio filtrante na forma de adubo mineral. Quando o efluente gasoso tem, por exemplo, nitrogênio, na forma de amônia ou amina, a nutrição dos microrganismos com fósforo deve ser complementada (FISCHER et al., 1990).

De fato, os materiais orgânicos, como o composto, são reconhecidos como tendo vários nutrientes essenciais para a manutenção da biomassa, devido a disponibilidade de macronutrientes (N, P, K e S) a micronutrientes vitaminas e metais, que também dependem das características do material filtrante e da configuração do biofiltro. No entanto, o uso intensivo do composto também leva a uma progressiva exaustão dos recursos nutritivos e essa deficiência é um fator limitante para uma longa performance do biofiltro (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Os meios filtrantes orgânicos, como o composto, usualmente fornecem grandes quantidades de nutrientes na forma disponível para os microrganismos. (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005). A questão da disponibilidade e adição de nutrientes é importante para o projeto e operação dos biofiltros, ainda que não haja dispositivos definidos que identifiquem a quantidade de nutrientes necessária para o biofiltro, como no caso daqueles que operam com meios inertes como o GAC (carvão ativado granular) (SWANSON e LOEHR, 1997).

Qual seja o material filtrante empregado, a adição constante de nutrientes é necessária para sustentar a atividade de degradação (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005). De acordo com FISCHER et al. (1990), se existe uma deficiência de nutrientes, ela deve ser determinada por análise química da água de lavagem, no caso de biolavadores.

A adição de nutrientes na forma sólida pode ocorrer diretamente no leito filtrante ou por meio de sais minerais dissolvidos em solução aquosa (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

A forma mais comum de fornecimento de nutrientes é a adição de soluções como de NH_4NO_3 e K_3HPO_4 (SWANSON e LOEHR, 1997). No tratamento biológico por biolavador, na água de lavagem pode ser adicionado adubo mineral para reposição de nutrientes, freqüentemente nitrogênio e/ou fósforo (FISCHER et al., 1990).

No Quadro 18 estão apresentados os macronutrientes e a forma como os mesmos podem ser fornecidos aos meios de cultivo.

Como exemplo, em SORIAL et al, (2003) para a degradação de BTEX em meio peletizado é utilizada uma solução de nutrientes composta de 2M NaNO_3 e 0,22M de $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, para manter os níveis de DQO e Nitrogênio na proporção de 50:1 e N-P na razão 4:1, em solução tampão de 1M NaHCO_3 para manter o pH do meio em torno de 7,4.

A adição dos elementos e compostos químicos que influenciam o comportamento microbiano deve ser otimizada para cada caso. Foi verificada uma baixa remoção de tolueno num biofiltro com composto, quando os níveis de nitrogênio disponível atingiram < 200 mg/kg de sólido seco (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005). A freqüência de adição de nutrientes é variável, ocorrendo segundo as necessidades e o meio de suporte da cultura desenvolvida (Quadro 19).

Quadro 18 – Formas de fornecimento de macronutrientes para o meio de cultivo

Macronutriente	Formas no ambiente	Fornecimento para o meio de cultivo
Carbono	CO ₂ , compostos orgânicos	Glucose, acetatos, extrato de levedura, peptona
Hidrogênio	H ₂ O, compostos orgânicos	H ₂ O, compostos orgânicos
Oxigênio	H ₂ O, O ₂ , compostos orgânicos	H ₂ O, O ₂ , compostos orgânicos
Nitrogênio	NH ₃ , NO ₂ , N ₂ , compostos inorgânicos nitrogenados	Inorgânicos: NH ₄ Cl; KNO ₃ , (NH ₄) ₂ SO ₄ Orgânicos: aminoácidos, bases nitrogenadas
Fósforo	PO ₄ ⁻²	KH ₂ PO ₄ , Na ₂ HPO ₄
Enxofre	H ₂ S, SO ₄ ⁻² , compostos orgânicos com enxofre, sulfetos metálicos [como FeS, CuS, ZnS]	Na ₂ SO ₄ , Na ₂ S ₂ O ₃ , Na ₂ S e compostos sulfurosos
Potássio	K ⁻ em solução ou como sais com K	KCl, KH ₂ PO ₄
Magnésio	Mg ⁺² em solução ou como sais com Mg	MgCl ₂ , MgSO ₄
Sódio	Na em solução, NaCl ou como sais com Na	NaCl
Cálcio	Ca ⁺² em solução, CaSO ₄ ou como outros sais que contem Ca	CaCl ₂
Ferro	Fe ⁺² e Fe ⁺³ em solução, FeS, Fe(OH) ou como outros sais que contem Fe	FeCl ₃ , FeSO ₄ e soluções de ferro quelado (como EDTA, citrato)

Extraído de: Madigan et al. 2004a

Quadro 19 – Frequência da adição de solução de nutrientes

Material filtrante	Taxa
Meio peletizado (suporte de biocatalisador Celite R-635 com 6mm)	20 litros/dia (*)
Composto peletizado (5, 10 e 20 mm)	1,3 litros/dia (**)
Partículas de carvão	3,2 litros/dia (***)

Extraído de:(*) SORIAL et al.,1997; (**) DELHOMÉNIE et al., 2002 e (***) LU et al.,1999

2.3.5. Umidade

A água desempenha um papel importante no processo vital dos microrganismos, além de ser a condição prévia para as células desenvolverem as reações físicas e químicas, pois sem água não ocorrem o transporte dos nutrientes na célula e nem a excreção de produtos. O ajuste da umidade através da adição de água é de importância para a degradação do componente (FISCHER et al., 1990).

No entanto, a disponibilidade de água não é somente função do conteúdo de água presente no meio, como a umidade ou secura de um habitat, mas também depende da concentração de solutos, como sais, açúcares e outras substâncias dissolvidas na água, o que faz com que a água associada a esses componentes não esteja disponível para os organismos (MADIGAN et al., 2004b).

A disponibilidade de água se expressa em termos físicos como atividade de água (a_w), que é a razão entre a pressão de vapor do ar em equilíbrio com uma substância ou solução e a pressão de vapor da água pura na mesma temperatura. Os valores de a_w variam entre 0 e 1, como por exemplo, para água pura é igual a 1 e para os terrenos agrícolas varia na faixa entre 0,90 e 1 (MADIGAN et al., 2004b).

A maioria dos microrganismos não são capazes de existir em ambientes com atividade de água muito baixa, podendo morrer ou desidratar-se e entrar em estado de latência. Em relação à tolerância de solutos no meio, os microrganismos podem ser classificados conforme Quadro 20.

Quadro 20– Classificação de microrganismos segundo a tolerância por solutos

Microrganismo	Características
Halotolerantes	Crescem melhor na ausência de solutos.
Halófilos extremos	Crescem em ambientes muito salinos
Osmófilos	Crescem em ambientes com alta concentração de açúcares.
Xerófilos	Crescem em ambientes muito secos.

Extraído de: Madigan et al., 2004b

Pode-se observar no Quadro 21, que os microrganismos tem diferentes necessidades de água. Para as bactérias, essa necessidade é alta, enquanto que para leveduras e bolores levemente mais baixa do que das bactérias, enquanto que para as leveduras osmófilas, a baixa umidade é suficiente (FISCHER et al., 1990).

Quadro 21 – Atividade de água de alguns microrganismos

Microrganismo	Atividade de água (a_w)
Bactérias (heterotróficas)	0,97-0,90 (*), 0,91 (**)
Leveduras e bolores	0,88-0,80 (**)
Leveduras xerófilas	0,83-0,62 (*)
Fungos filamentosos xerófilos	0,72-0,61(*)
Leveduras osmófilas	0,60 (**)

Extraído de: (*) Madigan et al., 2004b; (**) FISCHER et al., 1990

Existem vários parâmetros que tornam a manutenção do nível de umidade crítica durante a operação do sistema (Quadro 22).

Quadro 22 – Influência da umidade na operação do biofiltro

Excesso de umidade	Falta de umidade
<p>Altas pressões e tempo de retenção dos gases baixo para preencher os interstícios com água.</p> <p>Problemas na transferência de O₂ devido a reduzida interface ar/água por unidade de volume de biofilme</p> <p>Criação de zonas anaeróbias que promovem a formação de odor e baixas taxas de degradação.</p> <p>Lavagem dos nutrientes do meio filtrante</p> <p>Produção de lixiviados de baixo pH de alta resistência, que requerem disposição.</p>	<p>Desativação dos microrganismos que degradam os COVs.</p> <p>Contração e rachaduras do leito, reduzindo os tempos de retenção.</p> <p>Tentativas frustradas de reumidificar materiais hidrofóbicos secos do meio.</p>

Extraído de: SWANSON e LOEHR, 1997

A manutenção da umidade, segundo SWANSON e LOEHR (1997) é realizada por:

- (1) Umectação do gás na entrada para minimizar uma potencial secagem, realizada por: água e efluente gasoso em contracorrente na torre; atomizadores ou bicos nebulizadores adicionando névoa de água no fluxo de entrada e adição de água com um Venturi na linha de entrada.
- (2) Adição de água direta sobre a superfície do meio filtrante com um sistema de irrigação por spray.
- (3) Uma combinação de umectação e adição direta de água periodicamente. Além disso, o percolado pode ser recirculado ao umidificador ou para a superfície do líquido para reduzir a necessidade de água e eliminar sua disposição.

No biolavador a necessidade de água dos microrganismos é satisfeita, porém a diluição dos sais pelo líquido de lavagem pode ser desvantajosa.

No biofiltro, a manutenção de uma umidade ótima fica na faixa de 40 a 65% no material filtrante. Além disso, varia para cada grupo de microrganismos. Normalmente, a umidade do efluente gasoso influencia mais as camadas inferiores do filtro, enquanto que as camadas superiores, que são mais freqüentemente umedecidas, podem desenvolver bolores. Uma umidade alta ou inadequada no corpo do material filtrante, combinada com zonas que permanecem úmidas e outras secas, tem sido a causa mais freqüente de tratamento insatisfatório no biofiltro (FISCHER et al., 1990).

A uniformidade da distribuição da umidade é importante para a operação do biofiltro, pois uma alta umidade promove uma melhor distribuição dos gases e da umidade no leito e mantém a biomassa e a eficiência de remoção mais estáveis (DEN et al., 1998). No entanto, uma umidade alta ou inadequada no corpo do material filtrante, combinada com zonas que permanecem úmidas e outras secas, tem sido a causa mais freqüente de tratamento insatisfatório no biofiltro (FISCHER et al., 1990). Também, aplicação do biofiltro para altas cargas de compostos orgânicos voláteis e sem apropriado controle da umidade, tem causado ressecamento gerando problemas de desempenho (VAN LITH, 1997).

Em relação aos microrganismos, a umidade do leito filtrante é um dos mais importantes fatores dos parâmetros da biofiltração, sendo que 75% dos problemas de parada estão relacionados com o mau controle dos níveis de umidade. De fato, a água é elemento essencial para a atividade microbiana que acontece no biofilme. Uma baixa umidade leva a secagem do leito e caminhos preferenciais no leito, o que afeta a atividade metabólica dos microrganismos. Períodos longos de secagem levam o leito que era hidrofílico, como turfa e composto, a se tornarem hidrofóbicos, com dificuldade de umectação, enquanto que muita umidade leva a redução da superfície disponível para as trocas entre gás e biofilme e pode causar a compactação do leito (aumento da perda de carga, criação de zonas anaeróbias) (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

As características físicas do meio sólido, principalmente a porosidade e a temperatura são os fatores que mais afetam a disponibilidade de água para os microrganismos. A água e o ar competem pelos microporos disponíveis, e os resultados dependem das propriedades do material, principalmente sua afinidade com o ar ou com a água. Os materiais hidrofílicos (como o solo) têm pouco ar nos microporos, enquanto que os materiais hidrofóbicos (como o composto) necessitam agitação do meio para preencher os poros com água. Nesse caso, a reumectação do meio hidrofóbico é difícil de conseguir uma vez que houve secagem do mesmo (DEN et al., 1998). De fato, DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005) apontam que períodos longos de secagem levam o leito que era hidrofílico, a se tornar hidrofóbico, com dificuldade de umectação, porém classificam o composto e a turfa como hidrofílicos.

A umidade excessiva causa problemas, pois o excesso de água nos microporos impede a penetração do oxigênio e desenvolve zonas anóxicas, além da redução da capacidade de adsorção e alta perda de carga criada pela obstrução à passagem de ar (DEN et al., 1998). Em concordância com isso, DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005) citam que muita umidade leva à redução da superfície disponível para as trocas entre gás e biofilme e pode causar a compactação do leito, com aumento da perda de carga e criação de zonas anaeróbias.

Já uma umidade insuficiente no leito filtrante diminui a atividade microbiana e também cria fissuras que levam ao “chanelling” (criação de canais preferenciais), por onde o ar escapa antes de ter tempo de contato suficiente para uma boa degradação (DEN et al., 1998). De fato, segundo DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005), uma baixa umidade leva à secagem e gera caminhos preferenciais no leito, o que afeta os microrganismos.

Os fatores que influenciam a umidade do leito, de acordo com DELHOMÉNIÉ e HEITZ (2005) são: umidade do gás de entrada, capacidade de retenção de água pelo material filtrante, vazão de gases através do leito (efeito da retirada da água) e reações exotérmicas, que levam à secagem do leito

Quando o efluente gasoso tratado tem altas concentrações e poluentes, pode causar a evaporação e “stripping” que levam a perdas de água significativas. Dessa forma, é necessário manter um mínimo de umectação do leito, utilizando um sistema de irrigação manual ou automática.

Para DEN et al. (1998), para manter uma umidade suficiente no leito, o controle do teor de umidade relativa do ar na entrada do leito filtrante é um parâmetro crítico. Aspersão da superfície com gotículas também é benéfico.

Segundo DELHÓMENIE et al (2004), a evaporação e o *stripping* que podem ocorrer no leito filtrante, podem causar perdas de água > 70 g água/ dia x kg leito. Dessa forma, alguns parâmetros foram desenvolvidos para avaliar a taxa de secagem do leito e otimizar o teor de umidade do mesmo e estão apresentados no Quadro 23.

Quadro 23 – Parâmetros de otimização do teor de umidade

Taxa de secagem do leito	Significado
Até 70 g de água/dia/kg de leito filtrante	Perdas de água significativas
< 50 g/m³ x h	Irrigação manual
> 50 g/m³ x h	Irrigação automática

Extraído de: DELHOMÉNIE e HEITZ (2005)

2.3.6. Temperatura

Para o tratamento biológico de gases é importante a temperatura, pois os microrganismos podem ser classificados conforme faixas de temperatura (Quadro 24). Pode-se observar que as temperaturas variam numa ampla faixa, e, portanto, são um parâmetro para escolha do grupo de microrganismos mais adequado para o tratamento biológico em função da temperatura do efluente gasoso (FISCHER et al., 1990).

Quadro 24 – Classificação dos microrganismos segundo a faixa de temperatura

Classificação dos microrganismos	Faixa de Temperatura (°C)
Psicrófilos	15- 20
Mesófilos	20-37
Termófilos	50-65

Extraído de: FISCHER et al., 1990

A intensidade da atividade microbiana no biofiltro (velocidade de degradação) está relacionada com a temperatura (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

Via de regra, devido às características fisiológicas dos microrganismos, a velocidade de reação aumenta com aumento da temperatura, podendo chegar a ser de duas a três vezes mais rápida com aumento do intervalo de temperatura de 10°C, o que é muito significativo, pois permite operar a temperaturas mais altas e com maior eficiência (FISCHER et al., 1990; DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

No entanto, muitos eventos indesejáveis ocorrem quando a temperatura aumenta, como a diminuição dos COVs, a solubilidade do O₂ na água, desenvolvimento de bolores e leveduras, além de ácaros e nematóides, porém há um aumento das taxas de transferência por difusão e de biodegradação (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

Mesmo com a baixa atividade microbiana quando a temperaturas mais baixas, como a biodegradação de baixas concentrações de etileno a 10°C. A capacidade de eliminação (EC), nesse caso, pode ser atribuída a adsorção. Também já foi estudada a viabilidade da biofiltração ocorrer a temperaturas >40°C, em condições termofílicas, como para baixas concentrações de tolueno (50 a 60°C) (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

A reação de biodegradação é exotérmica e a variação de temperatura no biofiltro é devido a atividade microbiana, sendo que a energia liberada na reação biológica pode atingir 50 kcal/h, o que aumenta o gradiente de temperatura do leito em 2 a 4°C, chegando a 10°C quando as concentrações de COVs são altas. As variações de temperatura do leito são importantes, pois podem indicar a secagem ou existência de áreas não homogêneas (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

A solubilidade do material no líquido de lavagem é importante, uma vez que o mesmo poderá diminuir a temperatura de operação. Dessa forma, embora a maior parte de biofiltros e biolavadores operem na faixa mesofílica (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005), pode ser vantajoso o uso de um trocador de calor para manter o efluente gasoso aquecido (FISCHER et al., 1990).

2.3.7. Potencial hidrogeniônico - pH

O pH do meio influencia o crescimento dos microrganismos. A faixa ótima de pH tolerável para os microrganismos é diferente para cada classe. Enquanto que as bactérias heterotróficas preferem mais a faixa neutra, os bolores e leveduras ficam na faixa levemente ácida e alguns tiobacilos (bactérias degradadoras de enxofre) vivem e oxidam poluentes a faixas fortemente ácidas (FISCHER et al., 1990).

Os microrganismos podem ser classificados em relação a tolerância ao pH, como apresentado no Quadro 25. Porém, nenhuma espécie pode tolerar a faixa inteira de pH, assim como algumas espécies podem tolerar faixas de pH que se sobrepõem (FISCHER et al., 1990).

A maioria das espécies de bactérias crescem em meios como os ambientes naturais (pH entre 5 e 9), com crescimento ótimo em ambientes com pH próximo ao neutro. Para DEN et al. (1998), a faixa ótima para crescimento dos microrganismos se situa entre pH 6 a 8. De fato, foi observado que a maior parte desses microrganismos é neutrófila (pH = 7) (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Quadro 25 – Classificação dos microrganismos em relação ao pH

Classificação dos microrganismos	Faixa de pH
Acidófilas	0,1 e 5,4.
Neutrófilos	5,4 a 8,5
Alcalinófilas	8,5 e 11,5

Extraído de: UBE, sd

O crescimento e o metabolismo dos microrganismos podem levar a uma alteração do pH do meio, o que pode acontecer no tratamento biológico de gases. Quando ocorre uma oxidação microbiana e o pH cai fortemente, devido a excreção de nitrogênio, pode haver prejuízo para os outros microrganismos, que acabam não realizando a degradação esperada dos poluentes do efluente gasoso devido a mudança de pH do meio (FISCHER et al., 1990).

O pH tem uma influência na eficiência da biodegradação. Existe uma faixa de pH ótima e em faixas maiores do que esse intervalo, as culturas de microrganismos são severamente afetadas. A maior parte desses microrganismos é neutrófila (pH = 7). Porém, os poluentes que contêm heteroátomos (S, Cl, N) são convertidos em produtos ácidos, os quais levam a redução do pH, afetando os microrganismos e causando a corrosão de dutos (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

Os biofiltros não são projetados com alimentação contínua de fluxo de líquido para retirada dos ácidos. Dessa forma, procedimentos específicos devem ser realizados para tratamentos de produtos químicos cujas degradações resultem em produtos finais ácidos, como orgânicos clorados que levam a formação do HCl. Nesse caso, a capacidade de tamponamento do biofiltro deve ser adequada para prevenir esse acúmulo (SWANSON e LOEHR, 1997).

Entre os materiais filtrantes empregados em biofiltros, os solos representam a melhor capacidade intrínseca de tamponamento, seguida do composto e cavacos de madeira. A turfa é naturalmente ácida (pH 3 a 4), com baixa capacidade de tamponamento (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Para manter o pH constante, em torno de 7, pode-se adicionar materiais-tampão aos leitos como carbonato de cálcio, dolomita, casca de ostra moída, entre outros. (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005; SWANSON e LOEHR, 1997).

Esses sólidos podem ser adicionados numa relação estequiométrica adequada durante a preparação do leito para neutralizar a formação de ácidos durante a vida útil. Quando muito desse material é adicionado, pode limitar a vida do meio, a menos que soluções tampão sejam adicionadas durante a operação (SWANSON e LOEHR, 1997).

A cal pode promover a capacidade de tamponamento de solos, mas no composto, pode causar compactação. A lama de cal também não é recomendável devido ao aumento da fração inorgânica do composto com a mudança na sua estrutura e composição, sendo a lavagem do leito recomendável para resolver problemas de excesso de acidez (DEN et al., 1997).

Ressalta-se que os tampões de pH funcionam numa faixa estreita. Dessa forma, se utilizam diferentes tampões para manutenção de diferentes valores de pH. Como por exemplo, para manutenção de pH próximos da neutralidade (entre 6 e 7,5) o se usa o tampão fosfato, normalmente adicionado como KH_2PO_4 . Para cada microrganismo existe uma solução-tampão mais apropriada, o que pode ser determinado empiricamente, pois o pH do meio muda em função do crescimento dos microrganismos devido a reações metabólicas que produzem ou consomem substâncias ácidas ou básicas. (MADIGAN et al., 2004b)

O acúmulo de ácidos também pode ocorrer durante períodos de sobrecarga das concentrações de componentes orgânicos, pois os ácidos orgânicos são intermediários oxidantes na biodegradação desses componentes. O fracasso no processo de biofiltração é o resultado mais desfavorável da acidificação dos biofiltros (DELHOMÉNE e HEITZ, 2005).

Quando o gás de entrada, o meio filtrante e o percolado são acidificados, pode ocorrer corrosão de dutos, casco, rede de drenagem e distribuição de ar. Dessa forma, o uso de material resistente e o monitoramento cuidadoso do pH são recomendáveis quando há provável condição de acidificação do sistema. Como exemplo, para uma possível solução para esse problema, é recomendada a adição de bicarbonato de sódio na água de lavagem para neutralizar o ácido acético formado na biodegradação do etanol (SWANSON e LOEHR, 1997).

Nos lavadores a mudança de pH é mais freqüente do que no biofiltro, pois a mesma ocorre se houver mistura de alguma solução no material filtrante. Nesse caso, a recomendação é que a degradação seja feita em estágios, como por exemplo, no primeiro estágio ocorrer em meio ácido e no posterior, ocorrer em meio neutro (FISCHER et al., 1990).

2.3.8. Teor de Oxigênio

Os microrganismos tem tolerância variável em relação a presença de oxigênio, pois podem viver somente na sua presença ou na sua total ausência. Dessa forma, é possível classificar os microrganismos quanto a necessidade e tolerância de O₂.

Os aeróbios são capazes de crescer a concentrações de oxigênio presentes no ar atmosférico (~21% em volume) e outros até toleram concentrações maiores (hiperbáricas). Um exemplo são as bactérias chamadas de aeróbias estritas ou obrigatórias, que crescem somente onde há disponibilidade de oxigênio, como as *Pseudomonas sp.* (MADIGAN et al., 2004b).

Os microaerófilos podem utilizar o O_2 com níveis mais baixos do que o ar, devido a sua limitada capacidade de respirar, pois altas concentrações de oxigênio podem ser tóxicas (MADIGAN et al., 2004b).

Os aeróbios facultativos, em determinadas condições, tem crescimento tanto na presença quanto na ausência de oxigênio (MADIGAN et al., 2004b).

Os anaeróbios são microrganismos que crescem na ausência de oxigênio, pois o mesmo é tóxico para eles. Existem ainda duas classes de anaeróbios: os aerotolerantes, que apenas toleram a presença de O_2 , sem utilizá-lo no seu metabolismo e os estritos ou obrigatórios, que crescem na ausência de oxigênio (MADIGAN et al., 2004b).

Para o crescimento de muitos organismos aeróbios é necessário fornecer uma forte aeração. O oxigênio é pouco solúvel em água e é usado pelos microrganismos, não sendo repostado na mesma proporção em relação à difusão pelo ar (MADIGAN et al., 2004b).

DESHUSSES (1997) cita que a performance do biofiltro tem o oxigênio como fator limitante e que o mesmo afeta mais a cinética do que a difusão. No entanto, a limitação do oxigênio é específica quando o biofiltro tem alta performance ou quando existe um fino biofilme. Pode ocorrer também condições anaeróbias dentro do biofiltro, porém as mesmas devem ser evitadas devido a formação de odor e as limitações resultantes na eliminação dos poluentes.

2.3.9. Vazão do efluente gasoso

Segundo DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), dois mecanismos físico-químicos podem limitar a eficiência global do biofiltro: a transferência dos poluentes da fase gasosa para o biofilme e a reação de biodegradação. Dependendo do fluxo gasoso e da concentração de COVs, o processo de biodegradação é limitado pelos processos físicos, químicos e biológicos que ocorrem no biofiltro.

Desses, o mecanismo de difusão ocorre mais rapidamente do que a degradação biológica.

Quando a vazão é muito alta, o tempo de contato entre microrganismos e contaminantes é muito baixo e a biodegradação pode não ser completa. Além disso, com a velocidade alta, a água do leito filtrante é retirada pelo fluxo gasoso, o que leva a secagem do leito (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

2.3.10. Concentração dos contaminantes no fluxo gasoso

Segundo CONVERTI e ZILLI (1999), o aumento da concentração deve acelerar a biodegradação, mas uma concentração muito alta pode inibir a atividade microbiana. Vários estudos recomendam que os COVs que podem ser tratados por biofiltração estejam em concentração < 1000ppm (CONVERTI e ZILLI, 1999). Também para compostos aromáticos as concentrações devem ser de baixas a moderadas, na faixa de 1 a 1000 ppm (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

2.3.11. Perda de carga

Vários fatores influenciam o nível da perda de carga através do leito filtrante, como:

a) Características do meio filtrante: Dentre os materiais que constituem o leito filtrante, os solos são os menos permeáveis, e tem alta perda de carga, seguidos do composto, turfa e cavacos de madeira. Os leitos filtrantes que contem partículas menores oferecem altas áreas superficiais, que favorecem a atividade microbiana, mas também oferecem uma grande resistência ao fluxo de gases, o qual aumenta ainda mais quando a biomassa cresce nos poros do leito (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

As partículas maiores favorecerem a passagem de gás pelo leito (baixa perda de carga), porém oferecem menos superfície para as reações de oxidação e podem levar a uma menor eficiência de eliminação. As dimensões do biofiltro são influenciadas pela perda de carga do leito; sob o peso das camadas sobrepostas, o leito sofre esmagamento e compactação, as quais afetam a permeabilidade do ar (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

b) Vazão: O impacto da vazão na perda de carga também é importante. Quanto maior a carga superficial do gás (SL), mais significativa é a perda de carga. Com isso, foi proposta uma correlação entre a perda de carga (ΔP) e a carga superficial do gás (SL), baseada na relação de Kozeny-Carman (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005) (1) e (2):

$$\Delta P = a \times u^b \quad (1)$$

onde:

a = está numa faixa entre $1 < a < 1,9$

b = depende das propriedades do material filtrante e regime de fluxo do gás ($2 < Re < 100$).

$$Re = \rho \times u \times dp / \mu \quad (2)$$

onde:

Re = número de Reynolds

ρ = densidade específica do leito

u = velocidade dos gases

dp = diâmetro das partículas

μ = viscosidade dinâmica do ar

c) Densidade da biomassa: O crescimento da biomassa também influencia fortemente a perda de carga. De fato, a espessura do biofilme na superfície das partículas do leito pode chegar a uma faixa entre 30 μm a 2,5 mm, contribuindo para a diminuição da porosidade do leito e a redução dos espaços vazios disponíveis para o fluxo gasoso (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Com isso, foram desenvolvidas correlações derivadas da Equação de Ergun, relacionando a perda de carga (ΔP) com a porosidade do leito (ϵ), válidas para biomassa significativa em biofiltros, representada por (3):

$$\Delta P = A \frac{(1-\epsilon)^2}{\epsilon^{n_1}} + B \frac{(1-\epsilon)}{\epsilon^{n_2}} \quad (3)$$

onde:

A, B, n_1 e n_2 dependem dos parâmetros do leito filtrante e das condições de operação.

De fato, para calcular a perda de carga para um biofiltro, pode-se utilizar a Equação de Ergun, segundo RAMIREZ-LOPEZ (2003) (4). Essa equação serve para qualquer regime de escoamento e também para leito fixo, bem como fluidizado (UFSC, sd).

$$\Delta P = \frac{150 \cdot \mu \cdot L \cdot v}{D_p^2} \cdot \frac{(1-\epsilon)^2}{\epsilon^3} + 1,75 \cdot \frac{L \cdot v^2 \cdot \rho'}{D_p} \cdot \frac{(1-\epsilon)}{\epsilon^3} \quad (4)$$

onde:

ΔP = perda de carga (mmH₂O)

L = altura do leito (m)

v = velocidade superficial (m/s)

ρ = densidade do ar (1,162 kg/m³)

D_p = diâmetro das partículas (m)

ϵ = porosidade (adimensional)

μ = viscosidade do ar (1,819 x 10⁻⁵ kg/m/s)

Altas perdas de carga no leito indicam disfunções físicas no biofiltro, como entupimento, caminhos preferenciais, criação de zonas anaeróbias e diminuição da eficiência de biodegradação. Também, o crescimento da biomassa nas partículas do leito afeta os mecanismos de transferência de massa (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005).

Vários mecanismos tem sido desenvolvidos para prevenir e evitar o entupimento do leito devido ao acúmulo de biomassa, geralmente inspirados em filtros percoladores, como a retrolavagem, revolvimento do leito, aplicação de biocidas químicos, controle dos nutrientes (nitrogênio) e introdução de predadores no leito (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

d) teor de umidade: A umidade pode influenciar a perda de carga no leito. Um leito com menor teor de umidade oferece menor perda de carga do que um leito com maior teor de umidade, pois a quantidade de interstícios vazios desse último é menor. Dessa forma, a perda de carga é maior devido a maior resistência da passagem do fluxo gasoso pelo leito.

A perda de carga para biodegradação de alguns componentes do BTEX em biofiltros estão apresentadas no Quadro 26.

Quadro 26 – Comparação entre valores de perda de carga para biodegradação de componentes do BTEX

Poluente	Altura do leito	Meio filtrante	Perda de carga
Tolueno	0,99 m	Composto peletizado	< 0,98 a 16,7 Pa/m (*)
Tolueno e xileno	1,50 m	Composto + cavaco	< 1000 Pa/m (**)

Extraído de: (*) DELHOMÉNIE et al., 2002; (**) TORKIAN et al., 2003 (sem crescimento da biomassa)

Nota: O valor encontrado em (**) foi considerada similar a adsorção no presente estudo, devido ao uso de leito estéril sem crescimento de microrganismos

2.4. Características do BTEX e seus componentes

2.4.1. Origem e características

O BTEX é uma mistura de benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno. O benzeno e o xileno são altamente inflamáveis. Tanto o benzeno, o tolueno, o etilbenzeno e o xileno são encontrados no petróleo, sendo que o etilbenzeno e os xilenos são também encontrados no carvão. Já o tolueno também ocorre naturalmente na árvore de tolu (*Myroxylon balsamum*), que produz uma resina aromática, de uso em perfumaria, confeitaria, farmácia, de onde primeiro foi extraído e de onde deriva seu nome. O benzeno é encontrado na emissão de processos biogênicos (como vulcões), incêndios florestais e na queima de cigarros. Esses componentes também se formam pelas atividades antropogênicas (ATSDR, 2001, 2007a, 2007b e 2007c).

No Quadro 27 estão apresentadas as principais características físico-químicas dessas substâncias. Pode-se observar que a solubilidade do benzeno é maior do que a dos outros componentes, o que o torna mais facilmente disponível para que os microrganismos realizem sua degradação. De fato, o mais importante não é a solubilidade das substâncias em água, mas a disponibilidade de cada componente para a biodegradação (ZHU et al., 2004). Em relação às constantes de Henry, nota-se que as mesmas são bastante próximas, indicando que os componentes do BTEX tem volatilidades similares (NAMKOONG et al., 2003).

2.4.2. Usos e aplicações

A mistura de benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno (BTEX) é amplamente aplicada em diversos setores industriais. Os seus componentes também são usados como solventes em produtos tais como tintas e recobrimentos, constituintes de produtos refinados de petróleo, como gasolina, combustível de aviação e querosene. (ATSDR, 2004).

Quadro 27 – Principais características físico-químicas dos componentes do BTEX

Substância	Fórmula Empírica	Massa molar (g)	Densidade específica do líquido a 20 °C(g/cm ³)	Ponto de ebulição (°C)	Pressão de vapor a 25 °C (mmHg)	Viscosidade a 20 °C (cP) (*)	Constante de Henry [k _H] a 20 °C (m ³ x atm/mol) (**)	Solubilidade em água		
								(mol/ m ³) a 20 °C (**)	%	
Benzeno	C ₆ H ₆	78,1	0,88	80	75,0	0,61	5,4 x10 ⁻³	22,79	0,07	
Tolueno	C ₇ H ₈	92,1	0,87	111	21,0	0,58	6,6 x10 ⁻³	5,60	0,07 (23 °C)	
Etilbenzeno	C ₈ H ₁₀	106,2	0,87	136	7,0	0,70	8,0 x10 ⁻³	1,4	0,01	
Xileno	orto (o)	C ₈ H ₁₀	106,2	0,88	144	0,59	5,5 a 7,1 x10 ⁻³	1,5 a 2,07	0,02	
	para (p)	C ₈ H ₁₀	106,2	0,86	138	0,59			9,0	levemente
	meta (m)	C ₈ H ₁₀	106,2	0,86	139	0,59			9,0	0,02

Extraído de: NIOSH, 2007; (*) CETESBa,b,c,d,e,f, sd; (**) NAMKOONG et al., 2003

Mais especificamente, algumas indústrias usam o benzeno para manufatura de outros produtos químicos, os quais são usados para fabricação de plásticos, resinas, nylon e outras fibras sintéticas. Também é usado para fazer alguns tipos de borrachas, lubrificantes, corantes, detergentes, medicamentos e pesticidas (ATSDR, 2007a). O tolueno é usado em tintas, tiner de pinturas, esmaltes de unhas, lacas, adesivos, borrachas, alguns processos de impressão gráfica e processos de curtimento de couros ATSDR (2001). O etilbenzeno é utilizado na manufatura de produtos químicos, tais como plásticos, pesticidas e tintas. É também utilizado como solvente e em combustíveis (ATSDR, 2007b). O xileno é usado como solvente e em tintas, borrachas e nas indústrias do couro. Também é usado como agente de limpeza, solvente para tintas e vernizes. É encontrado também em combustível de aviação e na gasolina (ATSDR, 2007c).

2.4.3. Fontes de emissão para o ambiente

Os processos industriais são fontes de BTEX e de seus componentes (benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno) para o ambiente, além dos vapores ou gases de produtos que os contem, tais como colas, tintas, vernizes e gasolina. As emissões de veículo também conter benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno (ATSDR, 2001, 2007a, 2000b e 2007c).

O ar ambiente do ar do entorno de aterros de resíduos, postos de combustível, e de serviços (como uso de solventes em oficinas mecânicas) pode conter níveis significativos de benzeno (ATSDR, 2007a). As emissões de etilbenzeno também são provenientes da queima de combustíveis (como óleo, gás e carvão). (ATSDR, 2007b).

Em relação ao BTEX e de seus componentes, podem ocorrer também emissões para atmosfera de provenientes de tanques de armazenamento, carregamento de modais e nos dispositivos e acessórios de tubulações que transportam esses componentes.

2.4.4. Presença e comportamento no ambiente

O BTEX pode ser encontrado em resíduos dispostos em aterros, que contaminam o solo e em ambientes contaminados (ar, água e solo), onde a combinação do BTEX com outros compostos resulta em misturas diversas (ATSDR, 2004).

A contaminação do solo com BTEX, como a proveniente de aterros, resulta em migração desses compostos na forma de gás para tubulações de esgoto, gás de rua, em áreas urbanas, causando risco de explosão e também contaminação da água subterrânea, que pode ser usada para abastecimento, causando riscos para a saúde (ATSDR, 2004).

Em relação aos compostos individuais, o benzeno, o tolueno, o etilbenzeno e o xileno tem ocorrência no solo e na água superficial ou subterrânea, normalmente, devido a vazamentos de tanques de armazenamento, como os de fábricas ou de postos de combustíveis e de derramamentos devido a acidentes no transporte, desses componentes ou de produtos que os contenham, tornando o solo, as águas e o ar contaminados. (ATSDR, 2001, 2007a, 2007b e 2007c).

No meio, o comportamento desses componentes pode variar. O benzeno passa facilmente do ar para a água e o solo. Reage com outros compostos químicos na atmosfera e se degrada em alguns dias. No ar, pode se associar à chuva ou neve e é carregado de novo para o solo. O benzeno se degrada mais lentamente na água e no solo. Do solo, percola para águas subterrâneas. Porém, não se bioacumula em plantas ou animais (ATSDR, 2007a).

O etilbenzeno volatiliza e passa facilmente do ar para a água e para o solo (ATSDR, 2007b). O xileno evapora facilmente do solo e da superfície da água para o ar (ATSDR, 2007c).

2.4.5. Aspectos relativos à emissão de odor

Conforme PHELPS (1976), o odor é uma resposta fisiológica do indivíduo e a mais importante dimensão do odor é a aceitabilidade, por parte da população que sente incômodo pela presença de determinado odor. Não existe uma avaliação fisiológica para determinar a aceitabilidade, pois ela é uma resposta individual e subjetiva, somente há meios para uma verificação sociológica para a percepção do odor, como o levantamento comunitário, utilizado para obtenção de dados sobre a percepção de odor da comunidade no entorno de empreendimentos com emissão de substâncias odoríferas para a atmosfera.

Segundo BELLI FILHO e LISBOA (1998) "Os odores são provenientes de misturas complexas de moléculas orgânicas ou misturas voláteis, com propriedades físico-químicas diferentes. Esta diversidade é explicada pela variedade das fontes de emissão de odorantes". Portanto, as substâncias odoríferas são emitidas de diferentes fontes industriais, na forma de uma mistura de gases, vapores ou mesmo de partículas com propriedades específicas.

Conforme PHELPS (1976), embora nem todas as formas de odor sejam desagradáveis, podem causar desconforto para a população, mesmo que sua percepção seja subjetiva, pois mesmo que o odor seja agradável, se o mesmo for persistente, pode se tornar fonte de incômodo para a população, interferindo no seu bem-estar e na sua qualidade de vida.

O odor adocicado característico do BTEX pode ser percebido devido a volatilização de seus componentes (ATSDR, 2004). Esse odor adocicado característico vem dos seus componentes benzeno, tolueno, etilbenzeno e xilenos (ATSDR, 2001, 2007a, 2007b, 2007c, NIOSH, 2007)

Uma vez que os componentes do BTEX tem limiar de percepção de odor baixo e podem causar incômodo às pessoas, conforme mostrado no Quadro 28.

Quadro 28 – Limiar de percepção de odor para os componentes do BTEX

Componente	Limiar de percepção de odor (ppm)							
	USEPA h,i,j (2002)	NJDHHS a,b,c,d	LAI (1994)	CORBITT (1990)	NAGATA (sd)	PHELPS (1976)	3M (sd)	
Benzeno	1,5	12 (2008)	5,0	5,0	2,7	4,68	8,65	
Tolueno	2,9	2,5 (2007)	2,0	5,0	0,33	1,74 a 2,14	0,16	
Etilbenzeno	-	-	-	-	0,17	-	2,3	
Xileno	orto (o)	-	0,7 a 40 (2006)	-	-	0,38	0,27	0,851
	para (p)	-		-	-	0,041		0,49
	meta (m)	1,1		-	-	0,058		0,324

Como pode ser observado no Quadro 28, há uma grande variação de valores em relação aos limiares de percepção de odor encontrados para cada componente, provavelmente em relação às metodologias utilizadas, métodos analíticos, susceptibilidade do grupo de controle, entre outros. No entanto, esses valores indicam que os componentes do BTEX tem limite de percepção baixo e que podem causar incômodo à população.

2.4.6. Toxicidade e outros efeitos na saúde

Os poluentes atmosféricos tóxicos são definidos pela USEPA^b (sd) como aqueles que são conhecidos ou suspeitos por causarem câncer ou outros sérios efeitos à saúde, como efeitos mutagênicos ou teratogênicos, bem como efeitos adversos ao meio ambiente.

Dentre esses poluentes tóxicos que são emitidos para a atmosfera, estão incluídos os solventes (como o benzeno, tolueno, etilbenzeno e xileno), que figuram na lista dos 187 poluentes atmosféricos perigosos da USEPAa (sd) e são os componentes da mistura chamada de BTEX.

Segundo a ATSDR (2004), a toxicologia dessa mistura foi avaliada, bem como a ação conjunta desses compostos químicos, seus efeitos para determinar o risco potencial à saúde humana e recomendar o nível mínimo de risco à exposição. Um dos pontos observados foi que todos os componentes do BTEX produzem impacto neurológico. Em relação aos seus componentes (benzeno, tolueno, etilbenzeno e xilenos), todos tem efeitos adversos à saúde.

A inalação de altos níveis de benzeno pode resultar em morte, enquanto que a moderado pode causar sonolência, tontura, taquicardia, tremores, confusão e inconsciência. O maior efeito de exposição de longos períodos é no sangue, causando efeitos adversos nos ossos e diminuição do número de hemácias levando a anemia. Também pode causar hemorragias e afetar o sistema imunológico, aumentando a chance de infecções (ATSDR, 2007a). A exposição ao benzeno pode causar adicionalmente aos efeitos hematológicos, especificamente, anemia aplásica e leucemia mielóide (ATSDR, 2004).

Ainda de acordo com a ATSDR (2004), o benzeno causa neurotoxicidade em níveis críticos, porém não tem efeito cancerígeno a baixo nível de exposição. Já a um alto nível de exposição, existe o potencial carcinogênico do benzeno, sendo determinado como carcinogênico humano num consenso entre a NTP (2001), USEPA (representada pela IRIS 2001) e IARC (1987) e também segundo a DHHS (ATSDR, 2004; 2007a).

O tolueno ataca o sistema nervoso central. Exposição leve a moderada pode causar cansaço, confusão, fraqueza, desequilíbrio, perda de memória, náusea, perda de apetite e audição e perda da coloração da visão, sintomas que desaparecem quando a exposição para. A inalação a altos níveis em curto espaço de tempo pode causar tonturas, sonolência, que leva a inconsciência e até a morte (ATSDR, 2001).

Não há efeitos a saúde relatados a exposição muito baixa ao tolueno. No entanto, altos níveis de exposição durante curtos ou longos períodos podem causar dores de cabeça, ausência de coordenação motora, tontura, confusão e mudanças no senso de equilíbrio. Alta exposição em curtos períodos causam irritação na pele, olhos, nariz e garganta, dificuldade em respirar, problemas nos pulmões, retardamento nos reflexos, dificuldade de memória, desconforto estomacal, possibilidade de mudanças no fígado e nos rins. Altos níveis de exposição podem causar inconsciência e morte. Estudos indicam que o tolueno não causa câncer e a USEPA considera que o tolueno não é classificado como carcinogênico (ATSDR, 2001).

A inalação de altos níveis de etilbenzeno por curtos períodos pode causar irritação nos olhos e na garganta. Exposição a níveis mais elevados pode causar tonturas (ATSDR, 2007c). Segundo a ATSDR (2004), o etilbenzeno também foi considerado possível carcinogênico humano pela avaliação do IARC (2000).

Segundo a ATSDR (2007c), os xilenos não são classificados como carcinogênicos para humanos tanto pela US EPA (IRIS 2001) como pela IARC (1999), pois existe informação insuficiente sobre a carcinogenicidade dessas substâncias.

2.4.7. Biodegradabilidade

DEVINNY et al. (1999) elaboraram uma classificação para diversos componentes químicos em relação a biodegradabilidade. Nessa classificação, que inclui cada componente do BTEX, o benzeno e os xilenos tem média biodegradabilidade e o tolueno e o etilbenzeno tem boa biodegradabilidade. No entanto, não fica definido como foi elaborada essa classificação. No entanto, vários estudos desenvolvidos para cada um desses componentes demonstraram que o tratamento biológico dessas substâncias é possível.

Em HASSAN e SORIAL (2009) foi estudada a degradação biológica do benzeno por microrganismos em terra diatomácea peletizada como meio de suporte.

Em relação a biodegradação do tolueno, COX e DESHUSSES (1999) mostraram que é possível a utilização de lodo de esgoto e anéis de Pall como meio de suporte de microrganismos, bem como ZILLI et al. (2000), que utilizaram *Actinobacter* inoculada em turfa e pérolas de vidro, como também VERGARA-FERNADÉZ et al. (2007), que utilizaram o consórcio de microrganismos do lodo de esgoto inoculado em composto e KIM et al. (2005), com uso do lodo ativado inoculado em terra diatomácea peletizada.

Em relação a biodegradabilidade do etilbenzeno, no estudo realizado por ÁLVAREZ-HORNOS et al. (2007), foi realizada a biodegradação em dois meios: solo com turfa granular altamente mineralizada e outro com turfa em fibras por meio de uma cultura climatizada de microrganismos de lodo ativado.

RENE et al. (2009) estudaram a biodegradação de xileno utilizando uma mistura de composto e bolas de cerâmica, com uma cultura climatizada de microrganismos de lodo de esgoto. Já CHANG et al (2010) realizaram a biodegradação de xileno proveniente do vent de um tanque de armazenamento num biofiltro com composto e LI e LIU (2006), com a utilização de fungos e bactérias em suspensão em cubos de espuma.

Embora a biodegradabilidade do BTEX não tenha sido classificada em DEVINNY et al. (1999), estudos desenvolvidos por SORIAL et al (1997), indicaram que o BTEX pode ser removido por biodegradação num meio sintético peletizado biologicamente (Celite R-635, biocatalyst Carrier); ZYTNER (1994) estudou que a degradação de BTEX pode ocorrer em vários meios, como areia, solo superficial, turfa e carvão granular; LU et al. (2003) estudaram os efeitos do pH, umidade e vazão durante o biotratamento de BTEX num leito de partículas de carvão, inoculado com lodo ativado e GARCIA-PEÑA et al.(2008) realizaram a degradação biológica de BTEX pelo fungo *Paecilomyces variotti* inoculado em coluna com recheio de vermiculita (agregado mineral).

2.5. Características dos Microrganismos

Em relação aos microrganismos, em pesquisa bibliográfica realizada foram selecionados *Pseudomonas putida* e o consórcio de microrganismos existente no composto como os com maiores possibilidade de realizarem a degradação biológica do BTEX devido a suas características.

2.6.1. *Pseudomonas putida*

A *Pseudomonas putida* é uma bactéria gram-negativa, que não forma esporos (MICROBEWIKI – Disponível em: http://microbewiki.kenyon.edu/index.php/Pseudomonas_putida). Sua classificação está apresentada no Quadro 29.

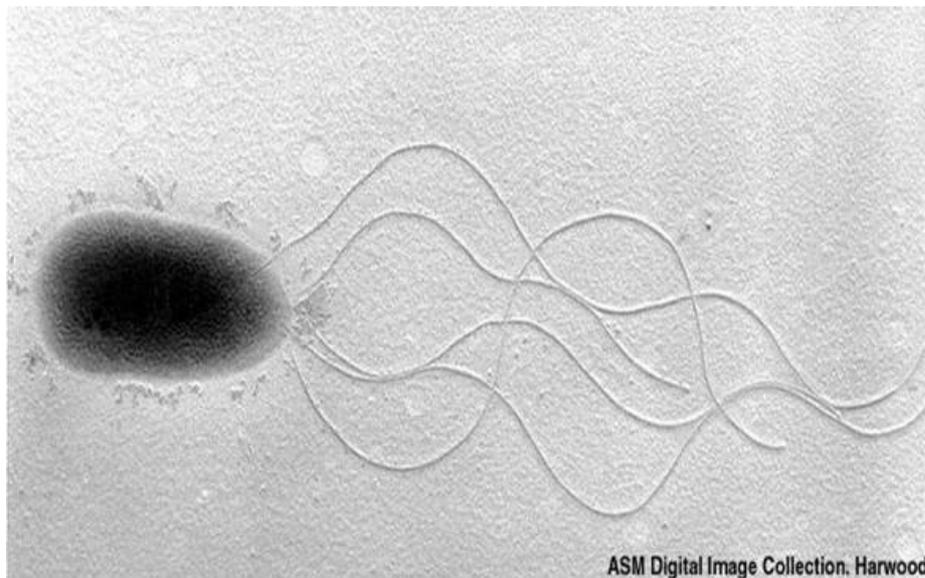
Quadro 29 - Classificação da *Pseudomonas putida*

Classificação	
Domínio	Bactéria
Filo	Proteobacteria
Classe	Gamma proteobacteria
Ordem	<i>Pseudomonadales</i>
Família	<i>Pseudomonadaceae</i>
Gênero	<i>Pseudomonas</i>
Espécie	<i>Pseudomonas putida</i>

Extraído de: MICROBEWIKI - http://microbewiki.kenyon.edu/index.php/Pseudomonas_putida)

Este microrganismo apresenta forma de bastão e possui múltiplos flagelos polares para sua motilidade. Os flagelos são do tipo monotríquio (um único flagelo polar) ou lofotríquio (1 a 12 por célula). A célula mede aproximadamente 2 mm de comprimento e a maioria possui 5 a 7 flagelos) (ECOQUIMICA – Disponível em: <http://ube-167.pop.com.br/repositorio/4488/meusite/micro/motilidade.htm>) conforme mostrado na Figura 19.

Figura 19 – Micrografia eletrônica de uma célula de *Pseudomonas putida*



Extraída de: ECOQUIMICA - <http://ube-167.pop.com.br/repositorio/4488/meusite/micro/motilidade.htm>

Pseudomonas putida é encontrada na maioria dos solos e ambientes aquáticos, desde que haja oxigênio; ela é estritamente aeróbia, cresce em temperaturas entre 25 a 30 °C e é facilmente isolada (MICROBEWIKI - Disponível em: http://microbewiki.kenyon.edu/index.php/Pseudomonas_putida). Porém, não há crescimento a partir de 41 °C e em relação ao pH mais adequado para desenvolvimento dessa espécie, o mesmo deverá se situar próximo do neutro, pois as mesmas não toleram condições ácidas (KRIEG e HOLTZ, 1984).

Em relação à sua nutrição, essas bactérias são quimioheterotróficas, se utilizando de várias fontes de carbono, porém algumas espécies são autotróficas e utilizam H₂ ou CO como fontes de energia, mas não fixam o nitrogênio do ar. Elas tanto podem crescer em meios minerais, na presença de amônia ou de nitrato (como fontes de nitrogênio) e tendo como única fonte de carbono compostos orgânicos simples, como também pode necessitar a adição de outros nutrientes (KRIEG e HOLTZ, 1984).

O metabolismo de *Pseudomonas putida* é muito complexo e permite que os sinais recebidos do ambiente informem à célula a disponibilidade de oxigênio e de nutrientes (MICROBEWIKI - Disponível em: http://microbewiki.kenyon.edu/index.php/Pseudomonas_putida)).

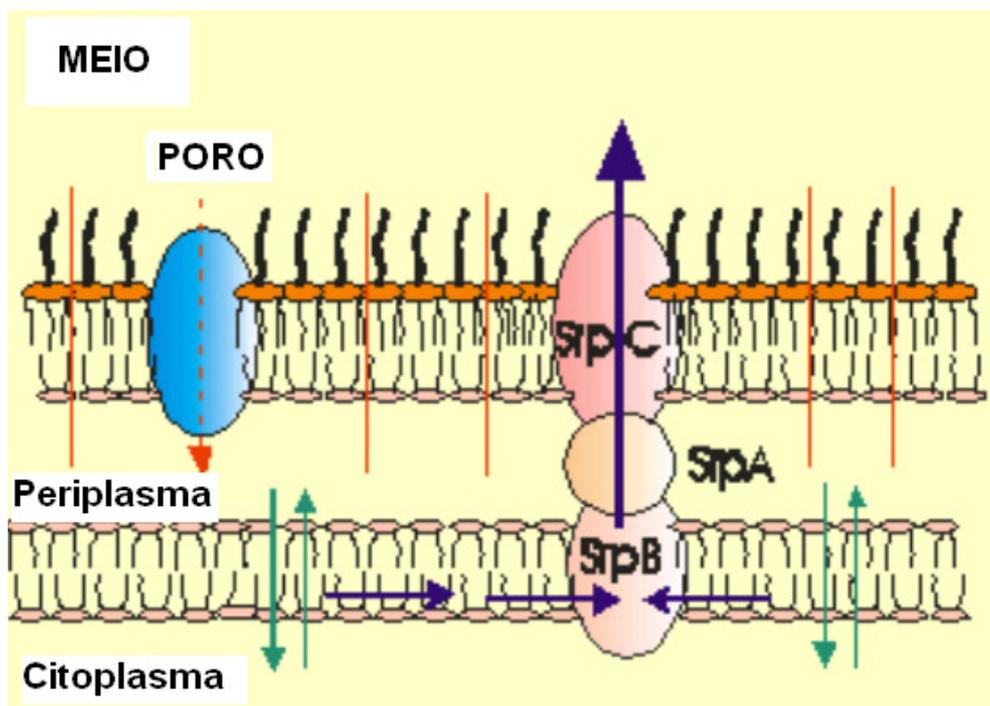
Pseudomonas putida apresenta quimiotaxia positiva (capacidade de se locomover em direção a um componente químico) em relação a vários componentes aromáticos, que incluem poluentes ambientais. Ao detectar a presença desses componentes, a bactéria vai em sua direção. Essa propriedade é o primeiro passo para um microrganismos degradar um poluente ambiental (ECOQUIMICA- Disponível em: [http://ube-167.pop.com.br / repositório / 4488/ meusite/ micro/ motilidade.htm](http://ube-167.pop.com.br/repositório/4488/meusite/micro/motilidade.htm)).

Além disso, tem capacidade para responder aos estresses químicos e físicos do ambiente. Dessa forma, o metabolismo permite à célula converter solventes orgânicos tóxicos em compostos menos tóxicos, sendo capazes de degradar solventes orgânicos como o tolueno (MICROBEWIKI - Disponível em: http://microbewiki.kenyon.edu/index.php/Pseudomonas_putida).

Assim sendo, se há contaminação de água causada por benzeno, tolueno e xileno, a *Pseudomonas putida* pode degradar esses solventes orgânicos por meio de reações oxidativas, pois *Pseudomonas putida* é solvente tolerante. A bactéria entra em contato com o solvente presente no meio e o mesmo é absorvido para o interior do microrganismo. No entanto, a bactéria tem um mecanismo constituído por três proteínas (SrpA, B e C) que realizam o bombeamento do solvente do interior de sua membrana, que remove o composto tóxico e o transporta para o meio novamente (KLUYVER CENTRE - Disponível em: <http://www.kluyvercentre.nl/content/prog4/about.html>). Esse mecanismo é mostrado na Figura 20.

Vários estudos demonstraram que *Pseudomonas putida* teve um bom desempenho no biotratamento de efluentes gasosos contendo BTEX, como mostrado no Quadro 30.

Figura 20 - Mecanismo de biodegradação de solventes



Extraído de: KLUIVER CENTRE - <http://www.kluyvercentre.nl/content/prog4/about.html>).

Quadro 30 – Degradação de BTEX e seus componentes por *Pseudomonas putida* em diferentes meios filtrantes

Poluente	Meio filtrante	Microrganismo
BTEX	<i>Luffa cylindrica</i>	<i>Pseudomonas putida</i> e <i>Rhodococcus rhodochrous</i> (*)
TOLUENO	Difluoreto de polivinila	<i>Pseudomonas putida</i> (**)
p-xileno	Biosol (fertilizante)	<i>Pseudomonas sp NBM21</i> (***)
TOLUENO	Anéis de polipropileno	<i>Pseudomonas putida</i> (****)

Extraído de: (*) ALVES. 2005; (**) PEDERSEN et al., 1997; (***) JEONG et al., 2006 e (****) REGO, 2000

2.5.2. Consórcio de microrganismos do composto

Segundo a USEPAf (1998), a compostagem se utiliza da atividade microbiana para a degradação de materiais orgânicos. Durante esse processo de degradação, há várias mudanças de temperatura, resultando numa grande diversidade microbiológica característica de cada fase.

O composto para condicionamento de solo é desenvolvido a partir da mistura de diversos materiais e possui uma heteropopulação, da qual fazem parte fungos e bactérias. As bactérias e fungos mesofílicos são predominantes no período inicial de aquecimento do processo de compostagem, as bactérias termofílicas como os actinomicetos predominam durante a fase de alta temperatura e, de novo, bactérias e fungos mesofílicos durante a fase de cura (USEPAf, 1998). Para a operação do biofiltro é indicado que seja realizada com uma população de microrganismos com essas características (FISCHER, 1990).

Estudos desenvolvidos demonstraram que os microrganismos existentes no composto, cujo conjunto é chamado de consórcio, podem degradar tanto o BTEX (NAMKOONG et al, 2003), quanto os componentes do BTEX, como o tolueno (DELHOMENIE et al., 2002; RENE, 2005).

Segundo a USEPAf (1998) no composto maturado pode-se encontrar: 417×10^6 bactérias/ g peso seco e 155×10^3 fungos / g peso seco. Em relação a estudos realizados, SOARES (2005) iniciou o experimento com uma população inicial de $2,67 \times 10^6$ UFC/ ml de bactérias e $8,5 \times 10^6$ UFC/ml de fungos. Para SWANSON e LOHER (1997) é indicado 10^6 células/g de meio como recomendação inicial de população.

2.6. Características dos Meios filtrantes

2.6.1. Composto

Segundo a USEPAe (sd), o composto é um material orgânico que pode ser usado para a correção do solo ou para cultivo de plantas. O composto maduro é um material estável, que contem húmus. É marrom escuro ou preto, se parece com solo e tem cheiro de terra.

O composto é uma combinação de resíduos orgânicos (como aparas de jardim, restos de comida, esterco) em proporções adequadas em pilhas, filas ou vasos, onde são adicionados agentes de volume (como lascas de madeira) para acelerar a degradação de materiais orgânicos, resultando num material acabado totalmente estabilizado e amadurecido através de um processo de cura (USEPAf, 1998).

A compostagem natural ou degradação biológica ocorre quando vegetais ou partes dos mesmos caem no solo e se deterioram lentamente, fornecendo minerais e nutrientes necessários para as plantas, animais e microorganismos. O composto maduro, no entanto, requer o uso de altas temperaturas para destruir patógenos e sementes de ervas daninhas que a decomposição natural não destrói (USEPAf, 1998).

A combinação desses materiais com alto teor de componentes orgânicos e com grande variedade de minerais, faz do composto um material adsorvente adequado tanto para componentes químicos orgânicos quanto para inorgânicos (USEPAf, 1998).

Para o experimento foi escolhido um composto vegetal (FLORESTRATO – fabricante CIANEX), que é vendido comercialmente para adição no solo e tratamento de plantas e jardins (Figura 21).

Figura 21 – Composto vegetal em preparação

Extraído de: CIANEX (<http://www.cianex.com.br/index.php?palper=em1>)

Embora não seja descartada a variabilidade do composto em relação aos materiais utilizados e suas quantidades, a manutenção do mesmo fornecedor tem o intuito de redução da variabilidade do mesmo. Segundo o fabricante do composto, não há matéria animal utilizada na fabricação do mesmo, sendo sua composição qualitativa aproximada e algumas características apresentadas no Quadro 31.

Quadro 31 – Composição qualitativa do composto vegetal (*)

Componentes	Outras características
Casca de madeira moída ou pó de serra	Não tem esterco.
Calcário	Não há adição de minerais, nem
Resíduos de cana (bagaço, cinza, etc)	de produtos químicos (pode haver
Terra vermelha (para dar a liga e	NPK da cana)
umidade)	Não tem minhoca.
Madeira moída	
Carvão	

(*) Informação verbal do fabricante

No Quadro 32 está apresentada a composição elementar do composto. Observa-se que o mesmo é constituído de macronutrientes, que serão as fontes de carbono, nitrogênio e outros elementos necessários como nutrientes dos microrganismos.

Quadro 32 – Composição elementar do composto

Macroelemento	(%)
Carbono	35,7 (*)
Hidrogênio	4,4 (*)
Oxigênio	22,8 (*)
Enxofre	1 (*)
Nitrogênio	3 (*) ; 1,4 (**); 1,0 (***)
Fósforo	1,0 (***)
Potássio	0,37 (***)
Nitrogênio orgânico	1,08 (**)
Fósforo orgânico	0,9 (**)
Potássio orgânico	1,5 (**)
Carbono orgânico total (bs)	41 (*)
Matéria orgânica	31 (***)

bs = base seca

Extraído de: (*) NAMKOONG et al., 2003; (**) GRACY et al., 2006 e DELHOMENIE et al. , 2006

2.6.2. Anéis de Pall

Os anéis de Pall podem ter estrutura cilíndrica ou esférica. As aberturas existentes proporcionam uma melhor distribuição do fluxo gasoso e aumentam a superfície de contato (PRESLEY- Disponível em: (http://www.presley.com.br/inc_centro.asp?secao=4&categoria=4&subcategoria=4&id=7)). Na Figura 22 são mostrados os anéis de Pall. Eles também promovem a aderência para crescimento dos microrganismos. Na Figura 23 estão mostradas as colônias de microrganismos formadas tendo com o suporte os anéis de Pall.

Figura 22 - Anéis de Pall



Figura 23 – Colonização dos anéis de Pall por microrganismos



Extraído de: COX e DESHUSSES (1999)

No Quadro 33 são apresentadas algumas características dos anéis de Pall.

Quadro 33 – Características dos anéis de Pall adotados no projeto

Parâmetro	Característica
Altura	2,5 cm (*)
Diâmetro	2,5 cm (*)
Índice de vazios	>85% (**)
Material de fabricação	Polipropileno (*)

Extraído de: (*) SELMEC ([http:// www.selmec.com.br/ index.htm](http://www.selmec.com.br/index.htm)) (**) PRESLEY (http://www.presley.com.br/inc_centro.asp?secao=4&categoria=4&subcategoria=4&id=7)

Em relação ao polipropileno, o mesmo é produzido a partir de um processo catalítico do propeno. Possui propriedades semelhantes ao polietileno, com menor densidade, porém, melhor resistência ao calor, rigidez e dureza (MSPC - <http://www.mspc.eng.br/ciemat/cmat310.html>). Algumas das propriedades do polipropileno são apresentadas no Quadro 34.

2.7. Parâmetros de Performance da Biodegradação

Esses parâmetros de operação são frequentemente usados para avaliar a operação do biofiltro, tendo influência sobre a performance do mesmo. Segundo SWANSON e LOEHR (1997), os parâmetros básicos que indicam a performance do biofiltro são:

- a. Tempo de retenção do leito vazio (EBRT)
- b. Carga superficial (SL)
- c. Carga mássica no leito (CL)
- d. Capacidade de eliminação (EC)
- e. Eficiência de Remoção (ER)

Quadro 34 – Propriedades do polipropileno

Propriedades	REFERÊNCIA	MSPC	PLASTMETAL	PLASTPLEX	BRASKEM	VICK
Resistência química	Ácidos	Boa (concentrados)	+ (H ₂ SO ₄ 98%)	Resistente (fortes - limitado)	-	BOA
	Bases	Excelente	+ (NaOH 5%)	Resistente (bases fortes))	-	
	HC aromáticos	Baixa	(+) (Benzeno)	-	-	Ataque a altas temperaturas
Esterilização	Autoclave	sim	-	-	-	-
Resistência	UV e agentes oxidantes	-	-	-	-	Pouca
Temperatura máxima	(°C)	135	100 (uso contínuo)	120/110 (curto período)	155 (amolecimento)	Até 115 (Resistência limitada)
Ponto de fusão	(°C)	170	-	-	-	-
Flexibilidade	-	sim	-	-	-	-
Permeabilidade	N ₂	4,4	-	-	-	-
	CO ₂	0,92	-	-	-	-
	O ₂	28	-	-	-	-
Toxicidade	-	-	-	-	-	atóxico
Absorção (água)	(%)	<0,02	0,03 (até saturação)	0 (até saturação)	-	Baixa (umidade)
Massa específica	(g /cm ³)	0,905	1,42	0,91	0,905 (23°C)	0,92

Extraído de: MSPC (<http://www.mspc.eng.br/ciemat/cmat310.html>); PLASTMETAL (<http://www.plastmetal.com.br/>); PLASTPEX (<http://www.plastplex.com.br/>); BRASKEM (<http://www.nutecamerica.com/contenido/files/PP>) e VICK (<http://www.vick.com.br/vick/produutos/polipropileno/polipropileno.html>)

2.7.1. Tempo de retenção do leito vazio (EBRT)

É uma medida relativa do tempo de residência do contaminante no leito vazio, muito utilizada para comparar tempos de residência em diferentes biofiltros ou em diferentes condições de carga no mesmo biofiltro. O tempo de residência real do gás no biofiltro pode ser calculado dividindo-se o EBRT pela porosidade do fluxo gasoso, mas essa porosidade é raramente conhecida (SWANSON e LOEHR, 1997).

No entanto, o tempo de residência do contaminante é maior do que o do gás, devido a partição entre a fase gasosa e a líquida e da etapa de adsorção. Dessa forma, o EBRT é uma medida relativamente simplificada do tempo de residência do contaminante químico no biofiltro. O EBRT necessário é aquele suficiente para permitir o transporte e a degradação do poluente, o que faz do EBRT um parâmetro crítico de projeto e operação (SWANSON e LOEHR, 1997).

Segundo SKLADANI et al (1998), o EBRT é usado para calcular volume de meio de suporte necessário. Embora a definição omita o volume de leito realmente ocupado pela matriz sólida, sendo o termo que melhor a define é tempo de contato do vapor no leito vazio.

Para aumentar a performance do biofiltro, o EBRT deve ser maior do que o tempo requerido para a difusão, o que levaria a uma vazão muito baixa. No entanto, longos EBRT, requerem volumes de leito muito grandes (SWANSON e LOEHR, 1997).

O EBRT depende das condições de operação, como a concentração e a biodegradabilidade dos COVs e o volume de leito disponível (DELHOMÉNIÉ e HEITZ, 2005). Segundo CONVERTI e ZILLI (1998), em geral, o tempo de contato de ser de 15 a 60 segundos.

2.7.2. Carga superficial do gás (surface loading) (SL)

È a medida da carga volumétrica do gás passando pelo leito filtrante. Embora seja frequentemente expressa em m/h e referida como “velocidade de face”, é realmente um parâmetro de carga. Para um biofiltro específico, quanto mais alta a carga superficial do gás, mais alta vazão e menor o EBRT, o que diminui a eficiência de remoção. Limites mais altos na carga superficial existem devido a secagem do leio e os requisitos do EBRT (SWANSON e LOEHR, 1997). Segundo CONVERTI e ZILLI (1999), a carga superficial do gás cresce com a vazão e diminui conforme aumenta o tempo de residência.

2.7.3. Carga de massa do leito (CL)

Pode ser definida como a massa de contaminante por unidade de volume do meio na unidade de tempo. Frequentemente, é representada por uma média para o todo o volume de leito. A natureza do fluxo-pistão do biofiltro causa a maior parte da degradação no final da entrada, dessa forma, as partes mais profundas recebem a menor carga de massa. Em função da carga de massa incluir os efeitos da vazão e da concentração, um biofiltro pode ter performances diferentes com as mesmas cargas de massa (SWANSON e LOEHR, 1997).

As concentrações de COVs mais altas criam no biofilme forças motrizes de difusão mais fortes e uma velocidade de degradação mais rápida, enquanto baixas vazões (alto EBRT) permitem maiores tempos para ocorrer difusão. Como a eficiência de remoção eventualmente diminui com aumento de carga de massa, os requisitos para remoção determinam limites a serem aplicados nas cargas de massa (SWANSON e LOEHR, 1997).

Cargas extremamente altas podem resultar no entupimento do meio filtrante pela biomassa, acúmulo e/ou emissões de tóxicos e/ou intermediário ácidos. (SWANSON e LOEHR, 1997).

2.7.4. Capacidade de Eliminação (EC)

Segundo SKLADANI et al (1998), é usado para descrever a taxa de contaminante removida por unidade de volume do meio biofiltrante. Para SWANSON e LOEHR (1997), é uma medida normalizada para a capacidade de remoção de COVs para uma dada carga de massa, sendo definida como a massa de COVs removida por unidade de volume do meio por unidade de tempo. Como a carga de massa do contaminante, este é um parâmetro freqüentemente relatado como um valor médio para o leito, mas não é esperado que seja uniforme no comprimento do biofiltro.

A EC é função da carga de massa, do EBRT, do tipo de meio, do tipo de COV e das condições ambientais. A EC de um biofiltro para qualquer produto químico geralmente diminui (a uma dada carga de massa) quando diminui os valores do EBRT. Para um determinado nível de remoção, as médias da EC determinarão o tamanho do filtro e o custo do processo (SWANSON e LOEHR, 1997).

Embora tenha tendência de aumentar com a carga mássica e com a concentração do poluente no gás e de diminuir junto com o tempo de residência, acima de um determinado limite a EC permanece constante, dependendo da biodegradabilidade do componente químico, do tipo de meio biofiltrante e das condições de operação (CONVERTI e ZILLI, 1999).

2.7.5. Eficiência de remoção (ER)

È o parâmetro de operação mais freqüentemente utilizado para avaliar o rendimento na remoção de um biofiltro, o que também tem interesse regulatório (SWANSON e LOEHR, 1997).

Por exemplo, a altas eficiências de remoção (95-99%) são esperadas para aromáticos, tais como benzeno, tolueno e xileno desde que tenham um EBRT suficiente (SWANSON e LOEHR, 1997).

3. Objetivos

3.1. Objetivo Geral

Avaliar o desempenho de um sistema de tratamento biológico de gases para vapores de BTEX e investigar as melhores condições de operação para os critérios de projeto adotados.

3.2. Objetivos Específicos

Os objetivos específicos, a serem alcançados com esta pesquisa são:

- a) Determinar as condições ótimas de operação.
- b) Investigar a contribuição de parâmetros que influenciam a remoção do BTEX do efluente gasoso, como perda de carga e adsorção.
- c) Investigar alguns microrganismos que participam do processo de biodegradação.
- d) Determinar a eficiência de remoção de BTEX do sistema estudado.

4. Métodos

4.1. Tipo de pesquisa

O enfoque predominante da pesquisa é um estudo quantitativo, conforme classificação da USP.FSP (2006), por meio de uma investigação experimental para avaliar o desempenho de um sistema de tratamento biológico de gases para vapores de BTEX, em biofiltros em diferentes condições operacionais e critérios de projeto.

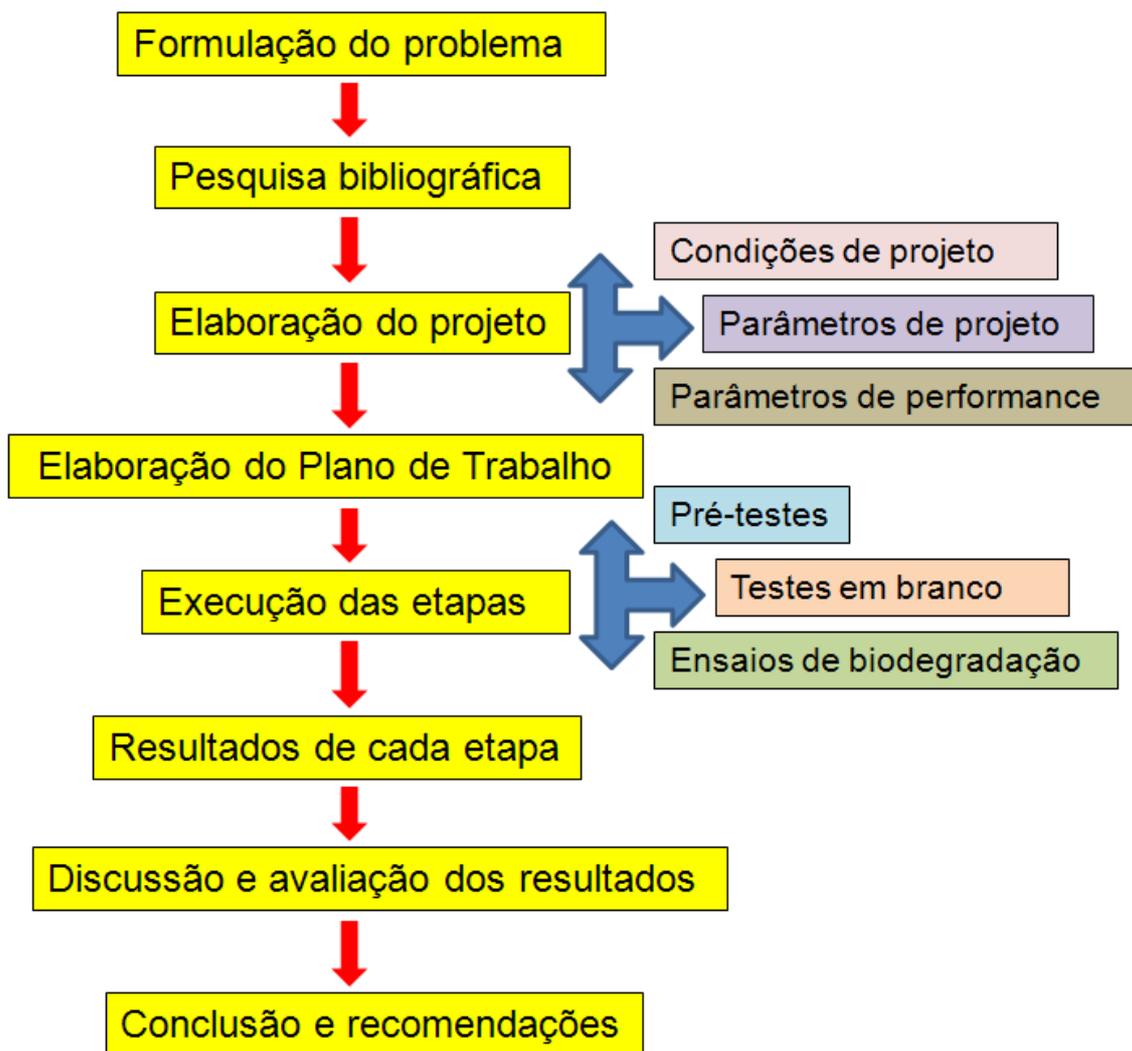
Trata-se de uma pesquisa explicativa para identificar os parâmetros que contribuem para a ocorrência de um fenômeno, no caso a degradação biológica de gases, aprofundando o conhecimento da realidade pela utilização do método experimental. Com isso, também pode ser classificada como uma pesquisa experimental, pois a partir da definição do objeto de estudo (a biofiltração), foram selecionadas variáveis capazes de influenciá-lo (como concentração, temperatura, vazão, etc), definindo suas formas de monitoramento e controle para a observação dos efeitos que essas variáveis exercem no objeto de estudo (GIL, 2002).

Dessa forma, a construção de uma unidade piloto, para observação da biodegradação de poluentes tóxicos por microrganismos sob diferentes condições, serviu de base para a geração de dados de monitoramento de parâmetros como temperatura, perda de carga, vazão, concentração dos gases na entrada e na saída, que interferiam na performance da operação do sistema, e também permitiu que fossem desenvolvidos critérios de modo a se realizarem intervenções a fim de melhorar o seu desempenho e como base para estudos futuros.

4.2. Procedimentos metodológicos

A representação gráfica de metodologia da presente pesquisa está apresentada na Figura 24.

Figura 24– Desenvolvimento metodológico da pesquisa



Para a elaboração da pesquisa e seu posterior desenvolvimento, foram selecionados previamente:

a) Condições de projeto: identificação e seleção das condições químicas, físicas, biológicas e ambientais da unidade piloto, como temperatura, microrganismos, meio filtrante, etc.

b) Parâmetros de projeto: foram adotados, tais como altura do leito e vazão do efluente gasoso, baseados em literatura. Estes parâmetros foram utilizados como referência no dimensionamento físico da unidade piloto.

c) Parâmetros de performance: a partir da coleta de dados das variáveis dos ensaios de biodegradação, foram calculados os parâmetros de performance adotados (tempo de residência do leito vazio, carga superficial do gás, carga de massa no leito, capacidade de eliminação e eficiência de remoção) em cada etapa do processo, sendo que os resultados obtidos foram comparados com dados de literatura, de modo a se avaliar a eficiência da unidade piloto.

Para estudar as formas de monitoramento das variáveis e os efeitos das mesmas sobre a biodegradabilidade dos poluentes, a pesquisa experimental foi executada em 3 etapas:

a) **Pré-ensaios:** etapa de caracterização de materiais do leito filtrante em função da temperatura, porosidade, teor de umidade, entre outros, visando garantir que estão dentro dos parâmetros determinados para que ocorra o experimento.

b) **Teste em branco:** etapa em que os instrumentos que fazem parte do experimento (como manômetro, termômetro, entre outros) são avaliados para garantir que estão medindo as variáveis de projeto (como pressão e temperatura, respectivamente). Tem ainda por objetivo verificar os controles dessas variáveis no experimento proposto, bem como delinear as limitações das mesmas e os métodos de análise a serem utilizados.

c) **Ensaio de biodegradação:** etapa em que ocorreu a coleta de dados no sistema de biofiltração empregado, dentro das condições de projeto consideradas e dos efeitos produzidos na performance da unidade-piloto, os quais foram interpretados, analisados e discutidos posteriormente.

4.3. Condições de projeto

4.3.1. Características do biorreator

4.3.1.1. Seleção do biorreator

Foi escolhido o biofiltro percolador, com base principalmente, nas informações de COX e DESHUSSES (sd), pois nesse tipo de equipamento, a tecnologia é mais simples, quando comparada aos demais tipos de biofiltros e facilmente aplicável à escala de bancada, pois requer pequena área para sua construção. Tem menor custo na implantação e operação, em relação aos outros tipos. Também é mais adequado em relação a operação e manutenção em função das características das substâncias a serem tratadas (vapores de BTEX).

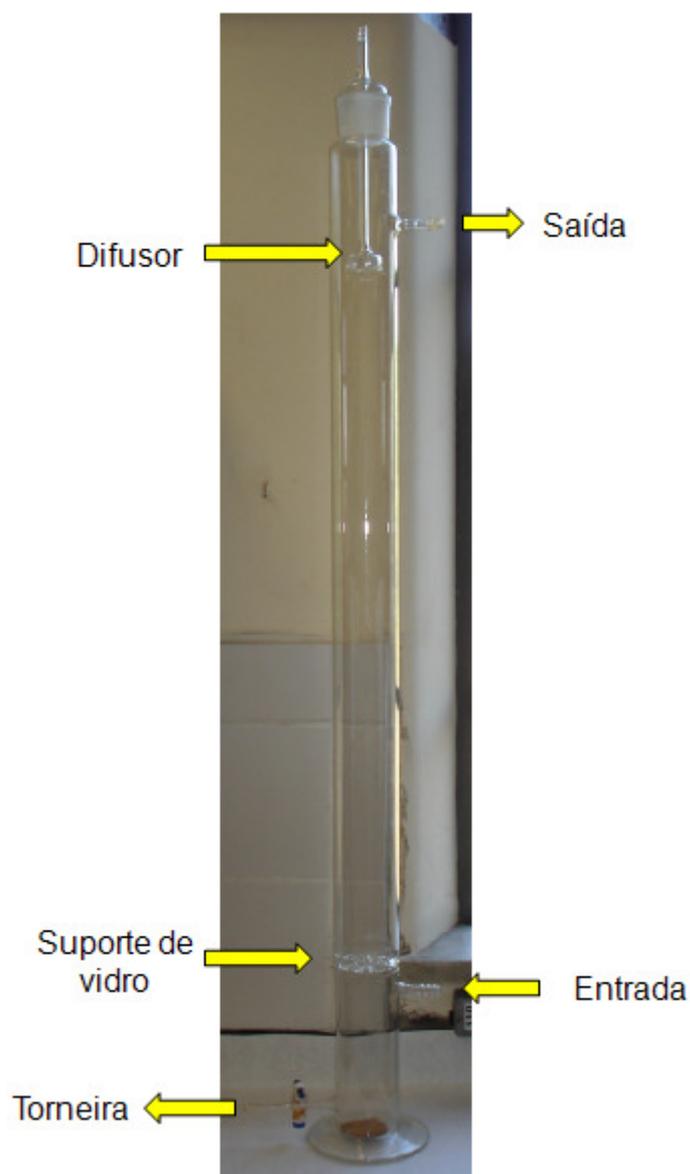
Quanto a remoção de contaminantes, o biofiltro percolador é eficiente para COVs e apresenta baixa perda de carga. O monitoramento não é complexo para parâmetros, como pH, temperatura, vazão, entre outros. A sua operação não gera resíduos e pode tratar eventuais contaminantes ácidos gerados no leito filtrante pelos microrganismos. Daqui por diante, o biofiltro percolador também poderá ser chamado simplesmente de biofiltro.

4.3.1.2. Configuração e dimensões

O biofiltro percolador é constituído de uma torre com recheio. O projeto dessa torre teve como base um estudo realizado por BLUM, STUTZMAN e DODDS (1952) sobre transferência de massa e foi projetada pelo prof. João Vicente de Assunção. O material da torre é vidro transparente e a mesma tem aproximadamente 1,2m de altura total e 0,08 m de diâmetro interno.

A torre possui os seguintes detalhes estruturais: é provida de 2 orifícios laterais, sendo que o inferior é destinado para a entrada e o superior para a saída dos efluentes gasosos. A retirada de percolado é realizada por uma torneira localizada na parte inferior. No topo, há um difusor de vidro para umectação do leito. O recheio da torre (composto e anéis de Pall) é apoiado num prato de vidro perfurado fixo, acima da entrada dos gases, que faz parte da estrutura da torre, conforme mostrado na Figura 25.

Figura 25 – Biofiltro percolador utilizado nos testes



4.3.2. Características relevantes das substâncias do grupo BTEX para o projeto

Muitos trabalhos afirmam que as substâncias orgânicas na forma gasosa podem ser usadas como fonte de carbono para os microrganismos (SHIM H et al., 2005); PRENAFETA-BOLDÚ et al., 2002). Ainda, SWANSON e LOEHR (1997), afirma que o benzeno, o tolueno, o etilbenzeno e o xileno podem ser removidos por biodegradação, pois os mesmos são voláteis e podem servir de substrato primário para os microrganismos. De fato, os componentes da mistura escolhida (BTEX) tem carbono na sua composição, que foi utilizado como nutriente para os microrganismos.

A degradação desses compostos orgânicos voláteis que são os componentes do BTEX está ligada a pouca solubilidade, na verdade, à sua biodisponibilidade, o que é desejável para a execução do projeto.

Em relação a concentração de entrada dos ensaios de biodegradação, foram adotados valores numa faixa entre < 1000 ppm, na qual a biodegradação é possível, segundo (CONVERTI e ZILLI, 1999).

4.3.3. Microrganismos

No presente estudo foram selecionados os microrganismos que são mais indicados para a biodegradação do BTEX em biofiltros: a *Pseudomonas putida* (ALVES. 2005; PEDERSEN et al.,1997; JEONG et al., 2006 e REGO, 2000) e o consórcio de microrganismos do composto (NAMKOONG et al, 2003; DELHOMENIE et al., 2002 e RENE, 2005). Dessa forma, foram realizados ensaios, para determinar se o inóculo de uma cultura pura de *Pseudomonas putida* ou o consórcio de microrganismos do composto se adaptaria à presença de BTEX.

4.3.4. Nutrientes

Os macronutrientes e os micronutrientes foram fornecidos pelo composto. A solução tampão fosfato de potássio simples utilizada para manutenção do pH do meio, também contribuiu com o fósforo, importante para o crescimento dos microrganismos. Além disso, quando necessário, poderá ser adicionado um caldo nutritivo específico para manutenção dos microrganismos no meio.

4.3.5. Condições ambientais

a) Teor de umidade no sistema de biofiltração

A umidade é um dos parâmetros mais importantes para a biodegradação, uma vez que os problemas causados pela secagem do leito ou inundação diminuem a eficiência do mesmo. O sistema de umectação foi realizado da seguinte forma: borbulhamento de ar em água antes da entrada no biorreator, irrigação pelo topo da torre e retorno do percolado ao biofiltro.

b) Temperatura

Os testes ocorreram a temperatura ambiente (23°C). No caso de ocorrerem reações exotérmicas com provável aumento de temperatura devido a atividade dos microrganismos, devido a umectação, não há um aumento excessivo da temperatura de operação do leito.

c). Potencial hidrogeniônico – pH

Os testes serão realizados com o pH do composto, que é o material de suporte dos microrganismos, dentro do biofiltro numa faixa neutra (~7). Qualquer alteração no pH do meio, principalmente pHs mais baixos, será indicativo da presença de grande quantidade de produtos metabólitos dos microrganismos, que podem afetar a eficiência do sistema. Para evitar isso, será adicionada solução tampão fosfato simples, quando necessário.

d)Teores de Oxigênio e Nitrogênio

Tanto o nitrogênio quanto o oxigênio necessários serão fornecidos pelo fluxo gasoso na entrada do sistema. Os testes ocorrerão em condições aeróbias, com máxima disponibilidade de oxigênio do ar e também de nitrogênio. Embora preferencialmente se optou por utilizar microrganismos aeróbios existentes no composto, é possível dentro do biofiltro que sejam encontradas áreas pobres em oxigênio, as quais também podem contribuir para o desenvolvimento de colônias de microrganismos anaeróbios e/ou facultativos, que podem se adaptar ao meio e ainda contribuir para a biodegradação.

4.3.6. Meios filtrantes

Para o desenvolvimento do experimento optou-se pela utilização de uma mistura de materiais filtrantes, onde foram escolhidos: o composto e os anéis de Pall. A escolha do composto foi realizada devido a compatibilidade dos microrganismos desse meio de suporte com os componentes do BTEX, confirmados por pré-ensaios para caracterização do composto. Os anéis de Pall de 1 polegada (2,54 cm), fabricados em polipropileno para evitar problemas de compactação do leito, permitir uma melhor distribuição do fluxo gasoso e diminuição da perda de carga.

4.3.7. Resumo das condições de projeto

As condições de projeto adotadas estão apresentadas no Quadro 35.

4.4. Determinação dos Parâmetros de Projeto

Segundo SKLADANI et al. (1998), o dimensionamento do biofiltro é determinado pelo tipo e volume do material de suporte e pelo tempo de residência necessário para remoção do contaminante. A eficiência do biofiltro é geralmente proporcional ao volume do meio utilizado. Não há algoritmos disponíveis para dimensionamento do biofiltro, mas algumas definições podem ser usadas.

Quadro 35 – Resumo das condições de projeto

Parâmetro		Condições de projeto
Tipo de biorreator		Filtro percolador
Substância a ser tratada		BTEX
Microrganismo	tipo	Consórcio
	Quantidade	> 5700 UFC/ml
Nutrientes		Se necessário
Solução tampão		Solução fosfato simples
Umidade (%)		>84,4%
Temperatura (°C)		23
pH		~ 7
Teor de O₂ (%)		Ar, 1 lpm
Teor de N₂ (%)		Ar, 1 lpm
Material filtrante		Composto (~500g) e anéis de Pall (60)

Nota:

NA = não se aplica

B = benzeno; T = tolueno, E = etilbenzeno; X = xileno

4.4.1. Área do leito filtrante

De acordo com a configuração escolhida (coluna), a área filtrante pode ser expressa como a área da seção transversal do leito filtrante onde ocorre a biorreação (5):

$$A_l = \pi \times r^2 \quad (5)$$

onde:

A_l = área do leito filtrante (m^2)

r = raio da seção transversal (m)

4.4.2. Volume do leito filtrante

De acordo com a configuração escolhida (coluna), o volume pode ser definido como o volume do cilindro, sendo expresso como o produto entre a área da seção transversal do leito filtrante e a altura do dentro leito filtrante (meio de suporte) (6):

$$V_l = A_l \times L \quad (6)$$

onde:

V_l = volume do leito filtrante (m^3)

A_l = Área da seção transversal (m^2) = $\pi \times r^2$

L = Altura do leito filtrante (m)

4.4.3. Vazão do fluxo gasoso

A vazão do fluxo gasoso, em volume, é expressa pela razão entre o volume do gás pela unidade de tempo (7):

$$Q_g = \frac{V_g}{t} \quad (7)$$

onde:

Q_g = Vazão do fluxo gasoso (m^3/h)

V_g = Volume de gás (m^3)

t = Tempo (h)

4.4.4. Concentração do contaminante no gás

Expressa como massa do contaminante por unidade de m de gás (8):

$$\boxed{C_g = \frac{mg}{V_g}} \quad (8)$$

onde:

C_g = Concentração do contaminante no gás (g/m^3)

mg = Massa do poluente (g)

V_g = Volume de gás (m^3)

4.4.5. Concentração do contaminante em volume

Expressa como volume do contaminante por unidade de volume do gás, conforme (9).

$$\boxed{C_{g_v} = \frac{v_g}{V_g}} \quad (9)$$

onde:

C_{g_v} = Concentração do contaminante no gás em volume (m^3/m^3 ou ppm_v)

v_g = Volume do poluente (m^3 ou ppm_v)

V_g = Volume de gás (m^3 ou ppm_v)

4.4.6. Taxa de massa do contaminante

Pode ser definida como a massa total do contaminante por unidade de tempo (10).

$$\boxed{Tg = \frac{mg}{t}} \quad (10)$$

onde:

Tg = Taxa de massa do contaminante (g/h)

mg = Massa do poluente (g)

t = Tempo (h)

4.4.7. Perda de Carga (ΔP)

A perda de carga é outro fator importante para a operação dos biofiltros. Um aumento de 40 a 250 mm H₂O leva a um aumento do consumo energia de 7 a 27 kW, dentro de 6 meses. A perda de carga registrada na maioria dos sistemas de biofiltração não excede alguns poucos cm H₂O, a qual deverá ser mantida no presente projeto (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005).

4.4.8. Resumo dos parâmetros de projeto

Os parâmetros de projeto adotados estão apresentados no Quadro 36.

4.5. Pré-ensaios

Para que fossem avaliadas algumas características dos microrganismos utilizados e dos materiais filtrantes, foram realizados pré-ensaios. Quando possível cada ensaio foi realizado em duplicata de acordo com os métodos específicos.

Quadro 36– Parâmetros de projeto adotados

Parâmetros	Valores utilizados
Altura do leito (LI) (m)	0,485
Área do Leio (AI) (m ²)	0,0050
Volume do leito (VI) (m ³)	0,0024
Vazão do fluxo gasoso (Qg) (m ³ /h)	0,06 (1 lpm)
Concentração do contaminante (Cgv) (ppm _v)	300-1000
Taxa de massa do contaminante (Tg) (g/h)	NA
Perda de carga do leito (cm H ₂ O)	NA

Nota:

NA = não aplicável

4.5.1. Avaliação de microrganismos para degradação do BTEX

4.5.1.1. Avaliação da adaptação de *Pseudomonas putida* ao BTEX

A cepa de *Pseudomonas putida* foi adquirida do Instituto Adolfo Lutz (São Paulo) (ANEXO 1) e foi congelada a -70 °C até sua utilização.

Para climatização, foi adaptado um dos procedimentos descritos em SOARES (2006). Nesse trabalho foram testados 3 meios diferentes de cultivo para climatização dos microrganismos à vapores de gasolina, bem como modos de cultivo diferentes relativos a cada um. Foi verificado que o meio que produziu melhores resultados foi aquele onde, em termos de concentração, os microrganismos (bactérias) passaram de $2,67 \times 10^4$ UFC/ml na amostra inicial para $3,15 \times 10^{10}$ UFC/ml com climatização pela exposição aos vapores de gasolina na forma passiva.

Dessa forma, optou-se pela utilização do modo passivo e do meio de cultura (Meio 3), cuja composição está no Quadro 37, para a climatização dos microrganismos, onde foram preparados 300 ml, para contagem das placas e 45 ml para climatização.

Quadro 37 – Composição do meio de cultivo escolhido para climatização dos microrganismos com BTEX

Substância	Quantidade	
	45 ml	300 ml
Sulfato de amônio (g/l)	3,82	26,74
Fosfato dipotássico anidro p.a. (g/l)	1,95	13,65
Nitrato de amônio(g/l)	6,06	42,42
Cloreto de magnésio hexahidratado (g/l)	3,0	3,99
Sulfato de Cálcio di hidratado (g/l)	1,5	0,58
Ágar (g)	-	8
Água destilada(ml)	-	315
pH	7	7

Extraído de: SOARES (2005)

Em relação a climatização dos microrganismos, para fazer o isolamento dos microrganismos capazes de realizar a degradação existem duas técnicas: por incorporação e por nebulização dos contaminantes no meio enriquecido com a cultura (SOUZA et al, 2005).

A técnica de nebulização de forma passiva relatada por SOARES (2006) para vapores de gasolina foi adaptada e utilizada para esse trabalho com BTEX.

A incorporação foi realizada pela adição de BTEX (1,5 ml) ao meio antes da adição de Agar, com transferência para as placas e posterior contagem, para confirmação de crescimento em presença de BTEX, cujo método foi adaptado de REGO (2006), que o utilizou para fenol.

Para a climatização com nebulização, num kitasato de 2 litros, colocou-se no interior um béquer contendo 5 ml de solução de BTEX na proporção de 1:1:1:1 em volume, esperando-se alguns minutos até evaporação. Depois, fez-se uma ligação por meio de tubos com um erlenmeyer de 250 ml (Figuras 26 e 27), contendo um inóculo de *Pseudomonas putida* em 45 ml de meio de cultivo (Quadro 30), que ficou sob agitação mecânica por 48 horas.

Figura 26 – Esquema da técnica de nebulização

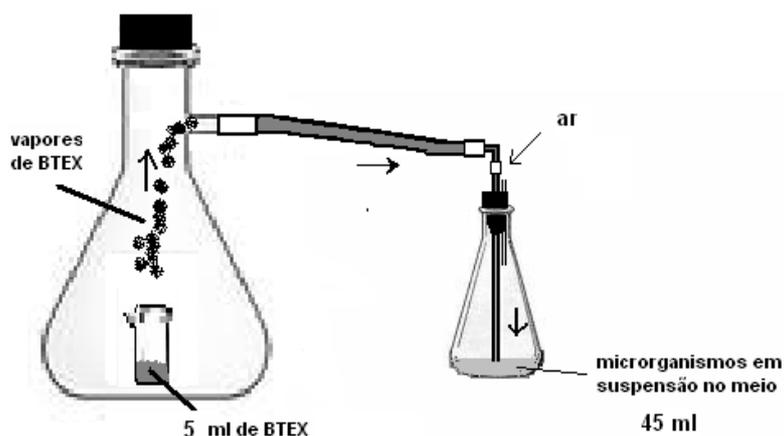


Figura 27 – Aparato experimental para técnica de nebulização



Após as 48 horas, do meio contendo os microrganismos (45 ml) foi retirado um inóculo (alíquotas de 1 ml e de 0,1 ml), que foram transferidas para o meio TSA (DIFCO®) com ágar e contendo 1,5 ml de BTEX, para verificar o crescimento das colônias, adaptado do método relatado por REGO (2005) para confirmação do crescimento da *Pseudomonas putida* na presença de BTEX.

A técnica de contagem utilizada foi por placas, com espalhamento com alça em 8 placas de Petri de vidro (em duplicata: 4 placas com de 1ml e 4 placas com 0,1 ml) e colocados em incubadora a 35°C. Após 48 horas, as placas foram colocadas num contador de colônias (marca Phoenix CP 600).

As colônias formadas foram transferidas para um meio de cultivo para fortalecimento. O meio escolhido foi o BHI (DIFCO®) preparado segundo procedimento adequado. O meio foi transferido para tubos, em incubadora a 35°C para verificar o crescimento (24 horas).

Para verificação do crescimento, foi utilizada a técnica dos tubos inclinados. Com uma alça esterilizada, os grumos foram transferidos para os tubos inclinados contendo meio ágar nutriente (DIFCO®) para verificar o crescimento das cepas e colocados em incubadora a 35°C para crescimento em 24 horas (Figura 28).

Figura 28 – Transferência com alça dos grumos dos tubos



Para confirmação, a suspensão dos tubos, então, foi filtrada em membrana 0,47 μ sobre placas com ágar (com 1,0 ml e 0,1 ml, em duplicata) e BTEX.

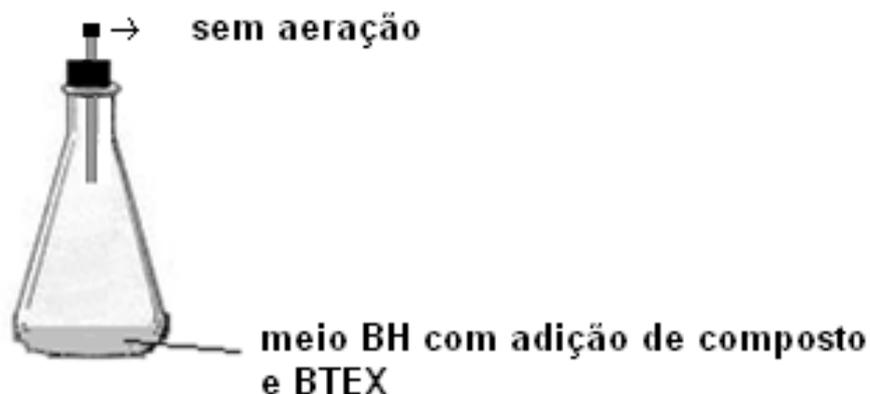
4.5.1.2. Avaliação da adaptação do consórcio de microrganismos ao BTEX

Para os microrganismos do composto, o meio de cultura escolhido foi adaptado de NAKAMURA et al. (sd), com utilização do meio BH (ÁGAR BUSHNELL HAAS) (DIFCO[®]) onde foi adicionado 1,5 ml de BTEX.

Para isolamento dos microrganismos foi preparado 1 litro de meio BH (DIFCO[®]), de onde foi retirada uma alíquota de 50 ml. Ambos foram esterilizados em autoclave a 121 °C, por 15 minutos. Após resfriamento, foi guardado em geladeira.

Segundo o procedimento adaptado de NAKAMURA et al.(sd), em 50 ml do meio BH (DIFCO[®]) foi adicionada 1 g de composto fresco e 0,025 ml de BTEX num erlenmeyer de 500 ml, por 15 dias, em temperatura ambiente com agitação mecânica, sem aeração (Figura 29).

Figura 29 – Esquema da técnica de isolamento



Decorrido o tempo de crescimento, foram retiradas 2 alíquotas da suspensão que foram transferidas para placas de Petri. A primeira alíquota foi colocada em meio Agar Sabouraud (DIFCO[®]), que teve adição de BTEX, preparado com procedimento adequado.

O teste, que é específico para verificação da presença de fungos e leveduras, foi realizado em duplicata com concentrações de 0,1 e 1 ml.

A outra alíquota foi colocada em placas com meio TSA (DIFCO[®]) onde foi adicionado BTEX, preparado com procedimento adequado. O teste, que é específico para verificação da presença de bactérias, foi realizado em duplicata com concentrações de 0,1 e 1 ml.

Para confirmação, a suspensão de microrganismos foi transferida com alça para tubos contendo o meio TSB (DIFCO[®]), preparado de maneira adequada.

4.5.2. Determinação das características do meio filtrante

4.5.2.1. Teor de carbono total do composto

O método utilizado para determinação de carbono total do composto por titulação foi desenvolvido por GAUDETTE e FLIGHT (1974).

4.5.2.2. Granulometria

Os testes realizados para determinar a granulometria do composto seguiram procedimentos de CETESB (1995), com base na Escala de Wentworth, que é uma escala logarítmica de base 2 para classificação granulométrica de material, onde a granulometria é dada pela Equação 11:

$$\Phi = -\log_2 \left[\frac{d}{d_0} \right] \quad (11)$$

onde:

Φ = classe de material

d = diâmetro do grão (mm)

d_0 = diâmetro de uma partícula de 1 mm

Dessa forma, pode-se calcular a classe do material (Φ), para construção da curva de distribuição granulométrica do material.

4.5.2.3. Temperatura

A medida de temperatura do composto teve como objetivo investigar a variação da mesma com as condições ambientais, uma vez que os microrganismos poderiam não tolerar mudanças bruscas de temperatura reduzindo a eficiência do processo de biodegradação. Dessa forma, para medir a temperatura do meio, uma porção do composto foi colocada num béquer e um termômetro de bulbo de mercúrio, em graus Celsius ($^{\circ}$ C) foi inserido no material (Figura 30) para obtenção das medidas de temperatura durante um período de 8 meses.

Figura 30 – Medida de temperatura no composto



4.5.2.4. Potencial hidrogeniônico - pH

Para medir o pH do meio filtrante, uma amostra de 1,0 g do composto foi colocada em 10 ml de água destilada e homogeneizada. As medidas de pH com papel indicador foram realizadas aleatoriamente num período de 1 mês. Também ocorreu medição simultânea com o potenciômetro. Foram realizados ensaios nas seguintes condições:

Condição 1: Para se ter um indicativo da faixa de pH dessa solução, foi imersa na mesma uma fita de Papel Indicador Universal – pH 1-14 (Marca J. Prolab).

Condição 2: O pH dessa solução foi medido pelo Método Potenciométrico, com o uso de equipamento marca WTW, modelo pH 3151i, composto pela sonda de medida marca WTW, modelo pH SENTIX 20 e medidor DIGIMED, modelo DMPH-2, que marca o logaritmo negativo da concentração de íons hidrogênio, com valores na faixa de 0 a 14 (Figura 31).

Figura 31 – Equipamento para medida de pH do composto



4.5.2.5. Teor de umidade do composto

A determinação do teor de umidade do composto foi realizada segundo os procedimentos de CETESB (1995) e foi calculado pela equação 12.

$$t_m = \frac{(m_u - m_s)}{m_s} \quad (12)$$

onde:

t_m = teor de umidade (%)

m_u = massa úmida (g)

m_s = massa seca (g)

4.5.2.6. Massa de água do composto

A determinação da massa de água do composto foi realizada por diferença de massa, utilizando-se os resultados do ensaio de granulometria (ANEXO 2). A massa de água foi calculada pela equação 13.

$$\boxed{Ma = \mu - ms} \quad (13)$$

onde:

Ma = massa de água (g)

μ = massa úmida (g)

ms = massa seca (g)

4.5.2.7. Perda de umidade do composto

A determinação da taxa de secagem do leito filtrante (I) pode ser representada pela razão entre a perda de água diária e a massa do leito e dada por (14)

$$\boxed{T_s (I) = \frac{Pa}{MI}} \quad (14)$$

onde:

Ts (I) = Taxa de secagem do leito filtrante (g água/ dia x kg de leito)

Pa = Perda de água (g/dia)

MI = Massa do leito (kg)

Uma outra forma de expressar a taxa de secagem do leito filtrante pode ser dada por (15):

$$\boxed{T_s (II) = \frac{Pa}{P \times VI}} \quad (15)$$

onde:

Ts (II) = Taxa de secagem do leito filtrante (g água/ m³ x h)

Pa = Perda de água (g/dia)

P = Período (h/dia)

VI = Volume do leito (m³)

Outra forma de medir a taxa de secagem do leito filtrante (III) seria pela determinação da perda de umidade por gravimetria, da seguinte forma: uma

massa inicial de composto, após alguns dias, teve novamente a sua massa determinada por gravimetria. A diferença entre os valores representa o teor de água perdido pelo composto. Fazendo-se uma relação entre a massa de água perdida nesse intervalo de tempo, chegou-se ao resultado da perda de água diária do composto.

4.5.2.8. Compactação do leito

Para medir a compactação do leito, foram realizados 2 ensaios:

Ensaio 1: uma porção do composto foi colocada numa proveta graduada de 1000 ml e altura do material de 33 cm. Num período de 8 meses foi medido a compactação do leito com régua, em mm (Figura 32 - esquerda).

Ensaio 2: uma mistura de composto e de anéis de Pall de polipropileno de $\frac{3}{4}$ ", na proporção de 2:1, foram colocadas numa proveta de 1000 ml e altura do material de 33 cm (Figura 32 - direita). Num período de 6 meses foi medida a compactação do leito com régua, em mm.

Figura 32 – Compactação do leito



COMPOSTO



COMPOSTO E ANÉIS DE PALL

4.5.2.9. Densidade aparente (bulk)

A densidade aparente (bulk) representa a massa de material presente num determinado volume é dada pela equação 16:

$$\boxed{D_b = \frac{M}{V}} \quad (16)$$

onde:

D_b = densidade aparente (Kg/m^3)

M = massa do material (kg)

V = volume conhecido (m^3)

Segundo RAMIREZ-LOPEZ et al. (2003), o método consiste em preencher um frasco de volume conhecido com o material e pesá-lo antes e depois.

Foram realizados 2 ensaios:

Ensaio 1: uma massa de composto (base úmida), que é o material de suporte, foi colocada num béquer de volume conhecido (800 ml) com a massa determinada por gravimetria.

Ensaio 2: uma massa de composto mais anéis de Pall de $\frac{3}{4}$ " (base úmida), que é o material de suporte, foi colocada num béquer de volume conhecido (1000 ml) com a massa determinada por gravimetria.

4.5.2.10. Fração de vazios (porosidade)

A porosidade depende da forma e da granulometria das partículas e geralmente diminui com o aumento do diâmetro das mesmas. A fração de vazios, também chamada de porosidade, é definida pela relação entre o volume do espaço vazio entre as partículas e o volume total do leito úmido, dado pela equação 17:

$$\boxed{P = \frac{v_a}{V}} \quad (17)$$

onde:

P = porosidade (fração de vazio) (%)

Va = volume de água adicionado (ml)

VI = Volume do total de leito úmido (ml)

Segundo RAMIREZ-LOPEZ et al. (2003), o método consiste em colocar o material (base úmida) num frasco de volume conhecido e, em seguida, adicionar água até completar seu volume. O volume de água adicionado por volume de material reflete a fração vazia do leito. Foram realizados 2 ensaios:

Ensaio 1: uma massa de composto (base úmida), que é o material de suporte, foi colocada numa proveta de volume conhecido (500 ml) e preenchida com um volume medido de água.

Ensaio 2: uma massa de composto mais anéis de Pall de ¾" (base úmida), que é o material de suporte, na proporção de 2:1, foi colocada numa proveta de volume conhecido (1000 ml) e preenchida com um volume medido de água.

4.6. Testes em branco

A realização dos testes em branco (sem microrganismos) teve como objetivo delinear os principais parâmetros de operação do experimento final, além de estudar a contribuição do mecanismo de adsorção na biodegradação e a perda de carga do biofiltro.

A esterilização do composto foi feita em autoclave, por 30 minutos em temperatura de 121,4°C e os anéis de Pall por UV antes de colocados no leito para os testes em branco (sem microrganismos).

Foram realizados 16 testes em branco. Os testes de 1 a 9 foram pré-testes e tiveram como objetivo ajustar as condições operacionais do biofiltro, a definição da configuração do sistema para os ensaios de adsorção e a definição dos procedimentos analíticos. Os testes de 10 a 16 foram realizados para determinar a contribuição da adsorção no processo de biodegradação e da perda de carga do biofiltro.

4.6.1. Materiais do sistema para teste em branco

Os materiais e equipamentos utilizados para as coletas dos testes em branco estão apresentados no Quadro 38.

4.6.2. Operação do biorreator nos testes em branco

Os testes em branco se dividiram em duas fases: Fase 1: pré-testes (Testes 1 a 9) para determinação da melhor configuração do sistema, parâmetros operacionais, conhecer a sua dinâmica, além de verificar os procedimentos analíticos mais adequados e ajustar o sistema para a fase 2. Fase 2: Realização dos testes de adsorção (testes de 10 a 16).

4.6.2.1. Pré-testes

O Teste 1 foi realizado para testar as condições operacionais do sistema e a possibilidade de serem usados tubos de adsorção para análise das concentrações dos componentes do BTEX na entrada e na saída do sistema, cuja configuração está apresentada na Figura 33.

Nesse teste, o ar com vazão de 4,7 l/min durante 8,5 minutos passou por um frasco lavador contendo água, para umidificação do efluente atmosférico, determinando-se previamente sua massa por gravimetria, e em seguida por outro contendo solução de 250 ml BTEX (mistura de benzeno, tolueno, xileno e etilbenzeno na proporção 1:1:1:1).

Antes da entrada no biofiltro foi coletada uma amostra dos gases em dois tubos contendo adsorvente TENAX para determinar a concentração de BTEX nos gases da entrada, alimentados pela parte inferior da coluna.

Após o gás atravessar o leito filtrante, sua saída era realizada pela superior da torre e uma outra amostra foi coletada na saída para determinação da concentração de BTEX que deixavam a torre.

Quadro 38– Características dos equipamentos e materiais utilizados para coleta dos gases nos testes

Itens	Quantidade	Fabricante	Especificação
Bomba de vácuo	1	GAST	Faixa de vazão: 1 a 5 lpm Modelo 0522-V3-G1 8DX – n°série 0885
Gasômetro seco	1	TECNOBRÁS	Faixa de trabalho: 0,025 a 4,0 m ³ /h Aplicação: gases GALLUS 2000 – G2,5 –n° 2,5T 0411147
Rotâmetro	1	-	Faixa: 21 °C – 750 mmHg Aplicação: gases
Micromanômetro inclinado	1	DWYER Instruments Inc. - Magnelic	Faixa: 0 a 5 “ H ₂ O Pressão: 0 a 15 psig Temperaturas: máxima = 140 °F e mínima = 20 °F Aplicação: gases
Borbulhadores	2	ANDERSEN	Material: vidro borosilicato Capacidade: 600 ml Aplicação: solução e sílica
Coluna	1	NA	Material: vidro Dimensões: - diâmetro: 80 mm - altura do leito: 500 mm Aplicação: composto
Suporte	1	NA	Material: alumínio Aplicação: coluna
Mangueiras	Várias	Diversos	Material: silicone Dimensões: vários comprimentos/diâmetros Aplicação: gases e solução
Conexões	Várias	Diversos	Material: vidro e polietileno Dimensões: várias Aplicação: gases e solução

Quadro 38 – Características dos equipamentos e materiais utilizados para coleta dos gases nos testes (continuação 1)

Itens	Quantidade	Fabricante	Especificação
Composto	500 g	FLORESTRATO	Composição: mistura de material de origem vegetal Embalagem: 5 kg
Anéis de Pall	60 un.	SELMEC	Dimensões: diâmetro: 1”
Solução de BTEX	50 ml	SIGMA ALDRICH/USA	Benzeno – anidro 99,8%
	50 ml	SIGMA ALDRICH/USA	Tolueno – anidro 98%
	50 ml	SIGMA ALDRICH/USA	Etilbenzeno - anidro 99,8%
	50 ml	SIGMA ALDRICH/USA	p-xileno - anidro 99%; m-o-xileno – anidro 97%
Solução tampão (**)	5 litros	NA	Composição: solução tampão fosfato simples
Sílica-gel	500 g	F. MAIA	Sílica – gel azul – 4 – 8 mm – dessecante PA
Tubos de adsorção (*)	6 um.	PERKIN ELMER	TENAX GR; Aplicação: gases

Quadro 38 – Características dos equipamentos e materiais utilizados para coleta dos gases nos testes (continuação 2)

Itens	Quantidade	Fabricante	Especificação
Tubos de adsorção	6	PERKIN ELMER	Tenax GR ; Aplicação: coleta de gases
Termômetro de bulbo de mercúrio	1	INCOTERM	Faixa: -10 a 50 °C Aplicação: gases em temperatura ambiente (20 a 25 °C)
Higrômetro/ Termômetro digital	1	TESTO	Modelo: 608-H1 Aplicação: ambiente
Barômetro	1	BRUEL KJAER	Modelo: DLRV/BAR-2; Aplicação: ambiente
Cronômetro	1	TECHNOS	Aplicação: medição do tempo dos testes
Reservatório (**) (bomba)	1	NALGENE	Material: polietileno, com torneira Capacidade: 10 litros com torneira; autoclavável
Vidrarias	várias	Diversos	Tipo: balões volumétricos, pipetas, béqueres, etc Dimensões: vários volumes

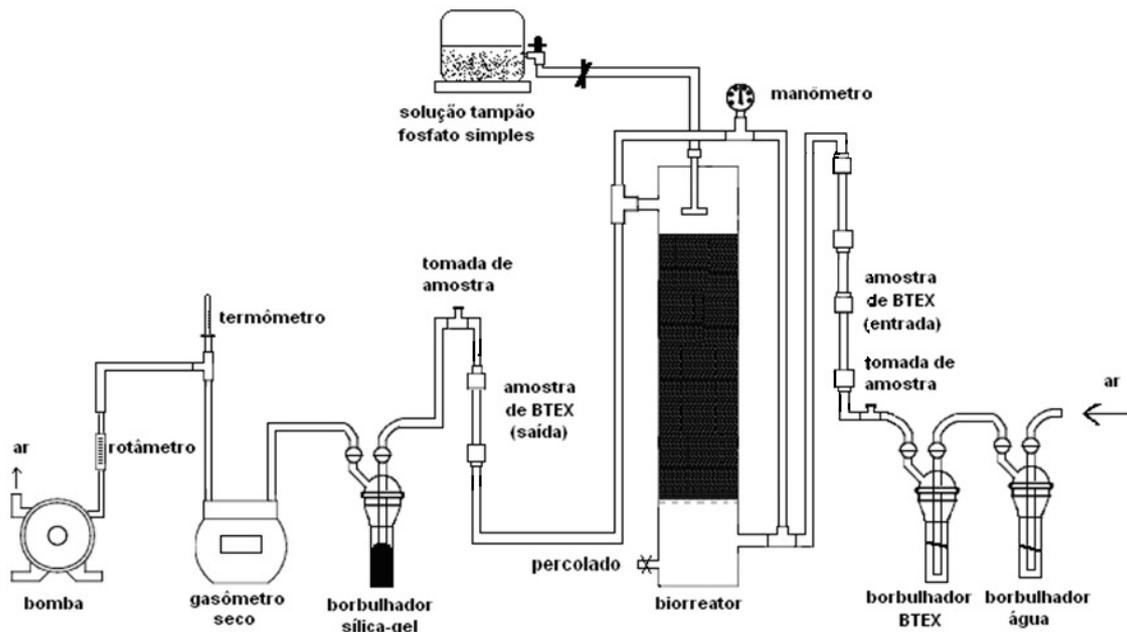
Nota:

NA = Não se aplica

(*) somente para os testes em branco

(**) somente para o ensaio de biodegradação

Figura 33 – Configuração do sistema para o Teste 1



A coluna teve como meio filtrante 500 g de composto misturado a 65 anéis de Pall de 1", previamente esterilizados (altura do material filtrante = 50 cm). Após a saída dos gases, o efluente gasoso passava por um frasco lavador contendo sílica-gel, para determinação da umidade, feita por gravimetria.

O volume de gases era determinado pelo gasômetro seco e a vazão dos gases foi indicada por meio de um rotâmetro. Um termômetro de bulbo de mercúrio foi utilizado para medir a temperatura do efluente gasoso.

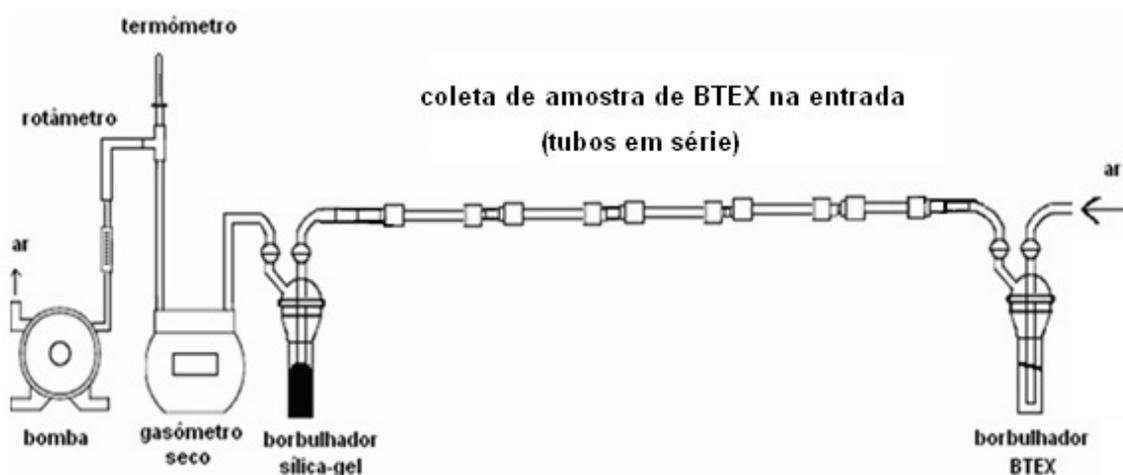
Após o teste, um micromanômetro foi conectado ao sistema para tomada de amostra antes e depois da passagem do efluente gasoso pelo biofiltro para determinação da perda de carga da torre.

A pressão, temperatura e umidade ambiente também foram medidas. O ambiente permaneceu previamente climatizado a 23 °C.

O Teste 2 foi realizado para testar as condições para análise dos gases na entrada do sistema com coleta em 5 tubos de adsorção em série e sem o uso da torre. O sistema tinha a configuração apresentada na Figura 34.

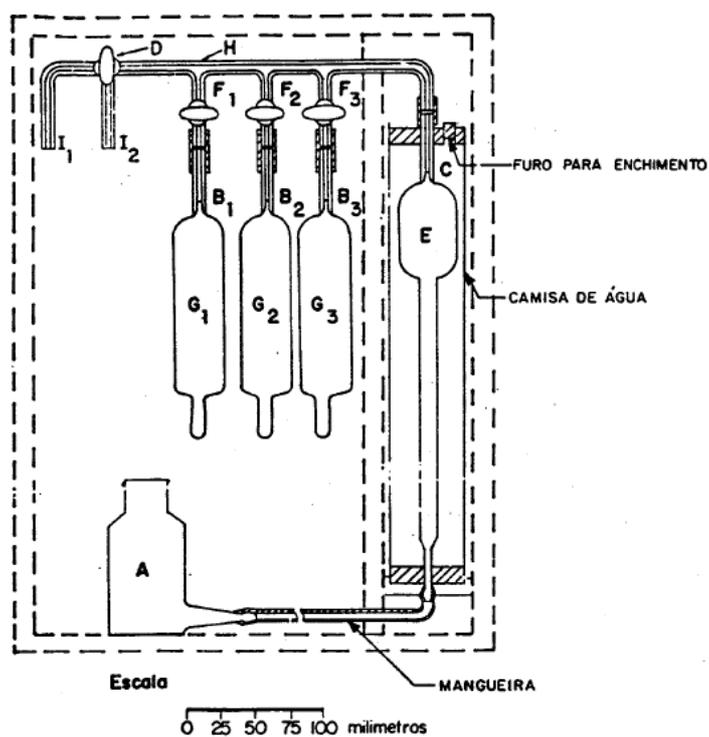
O ar com uma vazão de 1,88 l/min durante 5 minutos passava por um frasco lavador contendo 250 ml de solução de BTEX, sendo coletada uma amostra dos gases em 5 tubos contendo TENAX para determinar a concentração de BTEX nos gases da entrada do sistema.

Figura 34 – Configuração do sistema para o Teste 2



Também foi realizado um teste com Aparelho de ORSAT (Figura 35), segundo os procedimentos de CETESB (1990a; 1990b).

Figura 35– Aparelho de ORSAT



Extraído de: CETESB (1990b)

O aparelho de Orsat é utilizado para a determinação quantitativa (% volumétrica) de CO_2 , CO e O_2 presentes nos gases gerados na combustão, por absorção seletiva de em soluções adequadas, (Quadro 39), como também pode-se calcular % volumétrica do N_2O objetivo de sua utilização, apesar de não haver combustão nos testes em branco, foi a determinação da concentração de CO_2 , na entrada do sistema. Também foi verificada a possibilidade de medição com ORSAT eletrônico.

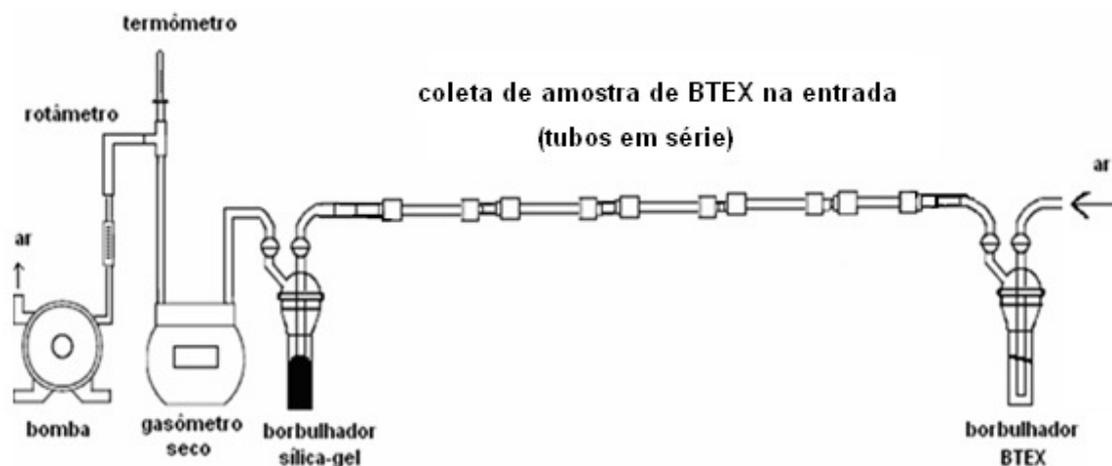
Quadro 39 – Componentes do Aparelho de Orsat

Identificação	Item
A	Líquido confinante solução de ácido sulfúrico 2N com alaranjado de metila
B1, B2, B3 e C	Marcas de referência
D, F1, F2 e F3	Torneiras
E	Bureta
G1	Solução aquosa de hidróxido de potássio (400 g/l) para determinação do teor de CO_2
G2	Solução aquosa de pirogalol (400 g/l) com hidróxido de potássio (360 g/l) para determinação do teor de O_2
G3	Solução alcalina de cloreto cuproso para determinação do teor de CO
H	Coletor com torneira
I1 e I2	Saídas dos gases

Extraído de: CETESB (1990b)

O Teste 3 foi realizado para testar as condições de entrada com 5 tubos de adsorção e sem o uso da torre. O sistema apresentava a configuração apresentada na Figura 36.

Figura 36 – Configuração do sistema para o Teste 3

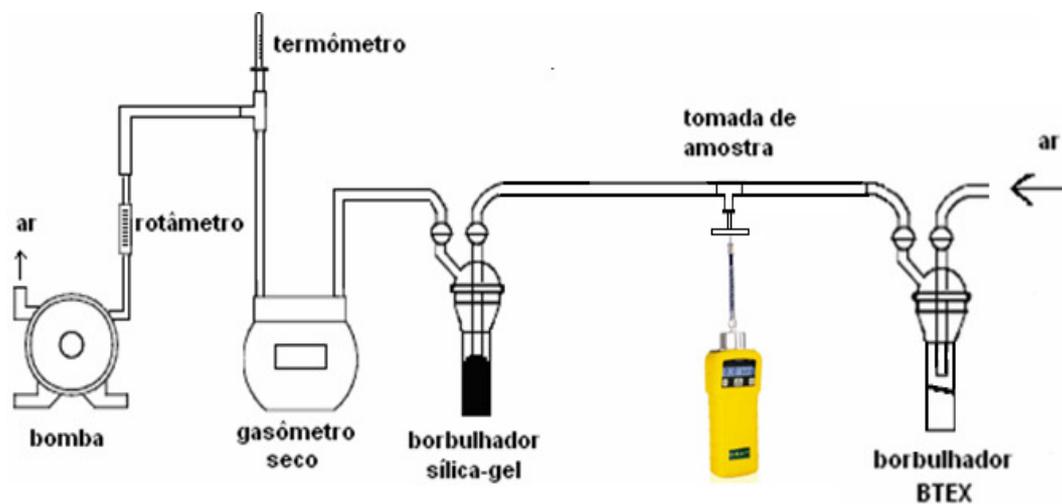


O ar com uma vazão de 1 l/min durante 2 minutos passa por um frasco lavador contendo 245 ml de solução de BTEX, sendo coletada uma amostra dos gases em 5 tubos de adsorção para determinar a concentração dos componentes do BTEX na entrada do sistema.

No Teste 4 foram realizados 2 ensaios, com as seguintes alterações:

Ensaio 1 : substituição dos tubos de Tenax por analisador com PID (mini RAE) e o frasco lavador com solução de 245 ml BTEX e sem a haste ser inserida no líquido, sem borbulhamento, para diminuir a concentração dos vapores com vazão de 1l/min (Figura 37).

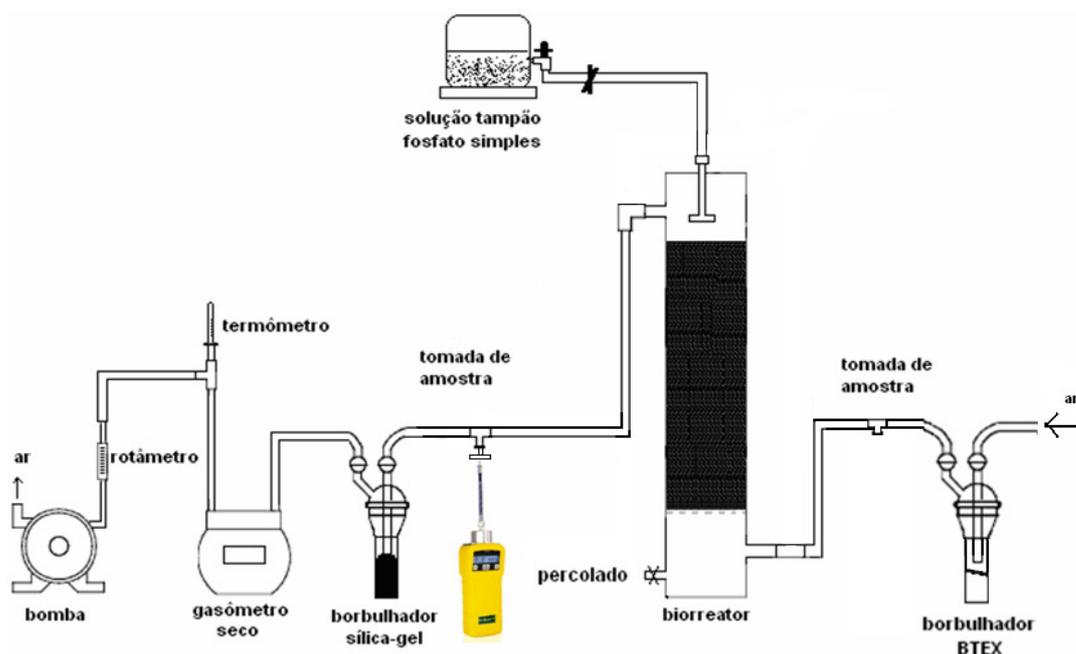
Figura 37 – Configuração do sistema para o Teste 4 - Ensaio 1



Ensaio 2 : O ar de entrada passa pelo frasco lavador com solução de 245 ml BTEX e sem a haste inserida no líquido, sem borbulhamento (Figura 39) na saída da torre, em 3 condições de vazão diferentes e a medição da concentração foi realizada na saída por analisador com PID (mini RAE):

- 6 l/min com o frasco lavador com 245 ml de solução de BTEX
- 2 l/min com o frasco lavador com 245 ml de solução de BTEX
- 1 l/min com o frasco lavador com 10 ml de solução de BTEX

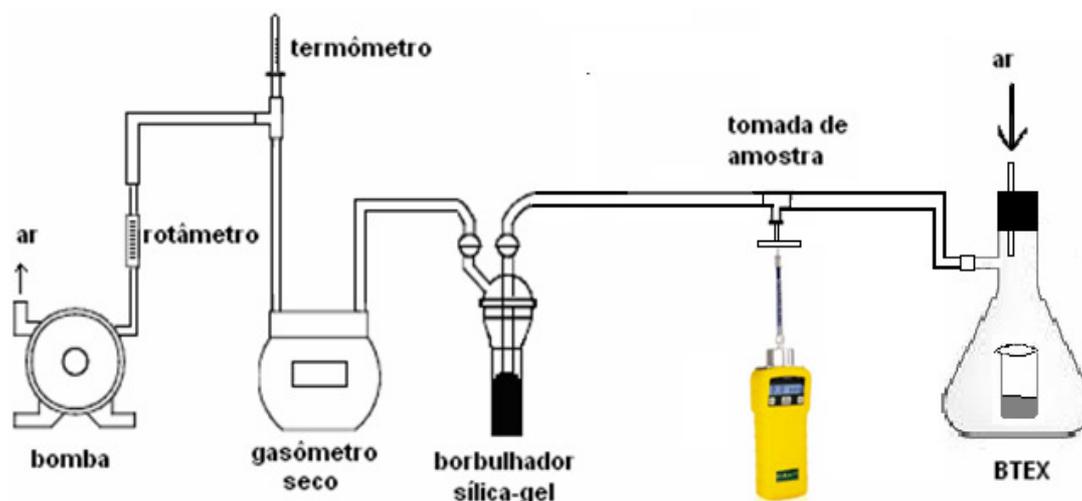
Figura 38 – Configuração do sistema para o Teste 4 - Ensaio 2



No Teste 5 também foram realizados 2 ensaios, com as seguintes alterações:

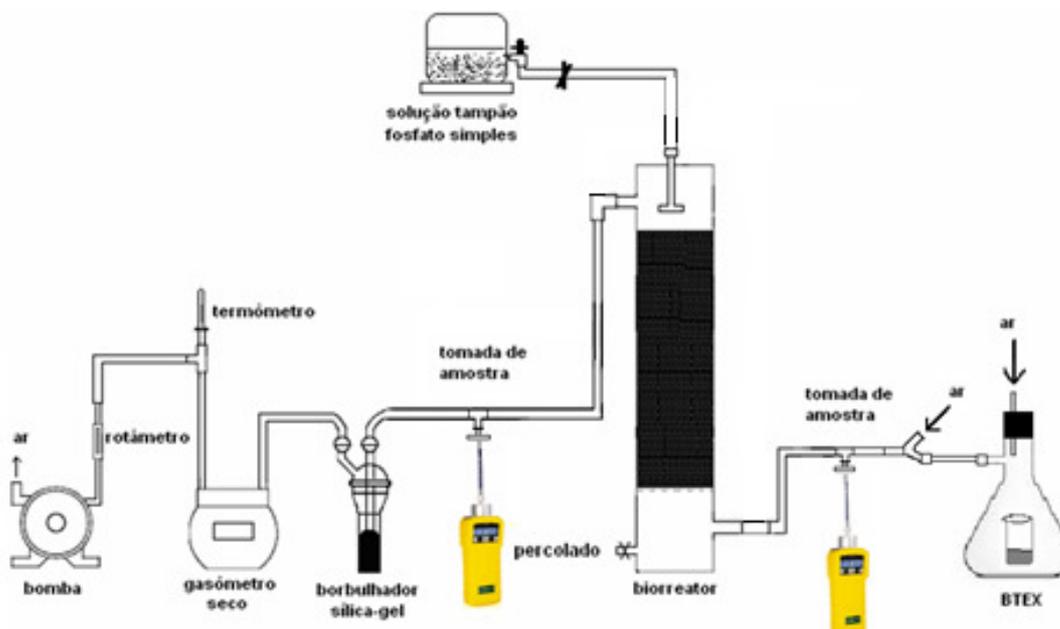
Ensaio 1 : o frasco lavador com solução de 245 ml BTEX e sem a haste ser inserida no líquido, sem borbulhamento, foi substituído por um kitasato de 4 litros com um bquer de 50 ml no seu interior contendo uma alquota de 10 ml da solução de BTEX, para diminuir a concentração dos vapores na entrada do sistema (Figura 39) com vazão de 1,3 l/min, sem a torre. As tomadas de amostra ocorreram de 5 em 5 minutos e durante 30 minutos e a medição foi realizada por analisador com PID (mini RAE).

Figura 39 – Configuração do sistema para o Teste 5 - Ensaio 1



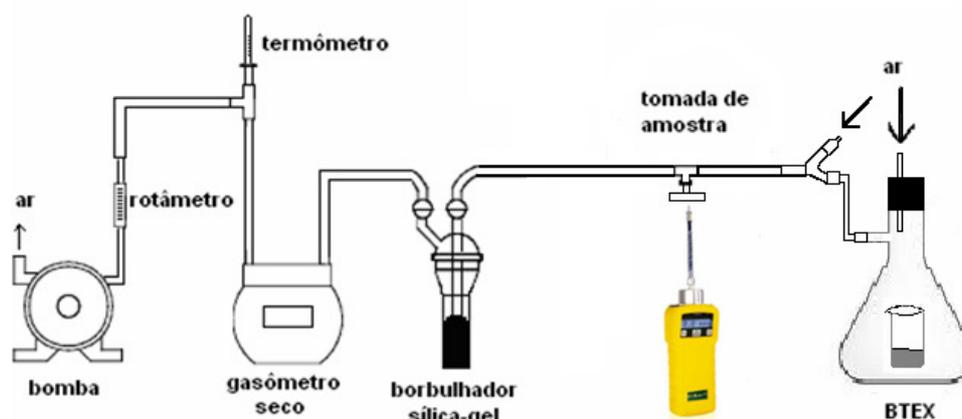
Ensaio 2 : o ar de entrada passa por um kitasato de 4 litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo uma alíquota de 10 ml da solução de BTEX (Figura 40), com coletas de amostra na entrada e na saída da torre, durante 5 minutos para cada uma, num total de 10 minutos. As medições por analisador com PID (mini RAE) não foram simultâneas. Para diminuir um pouco mais a concentração, foi colocada uma entrada de ar falso.

Figura 40 – Configuração do sistema para o Teste 5 - Ensaio 2



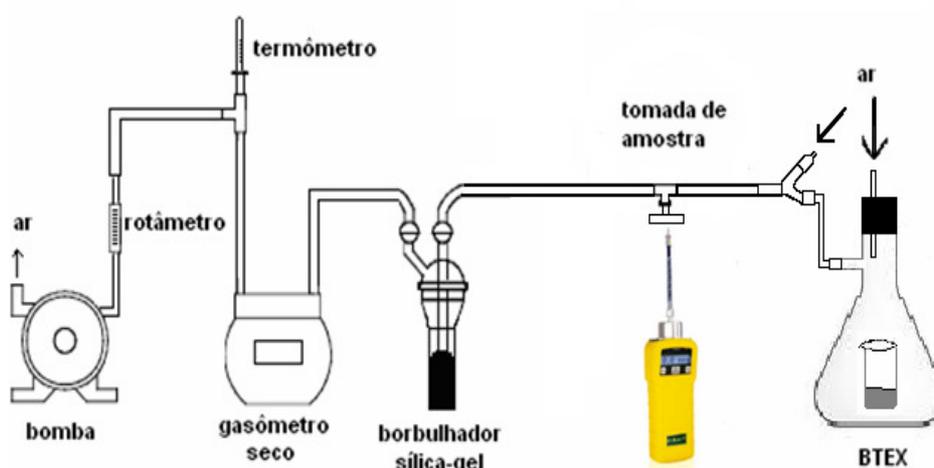
No Teste 6, o ar de entrada passa por um kitasato de 4 litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo uma alíquota de 10 ml da soluço de BTEX, (Figura 41). Foi colocado um redutor no orifício para aumentar um pouco a vazão. A medi o da concentra o foi realizada por analisador com PID (mini RAE) com vazão de 1 litro por minuto, durante 42 minutos de meio em meio minuto, em 2 ensaios similares.

Figura 41 – Configura o do sistema para o Teste 6



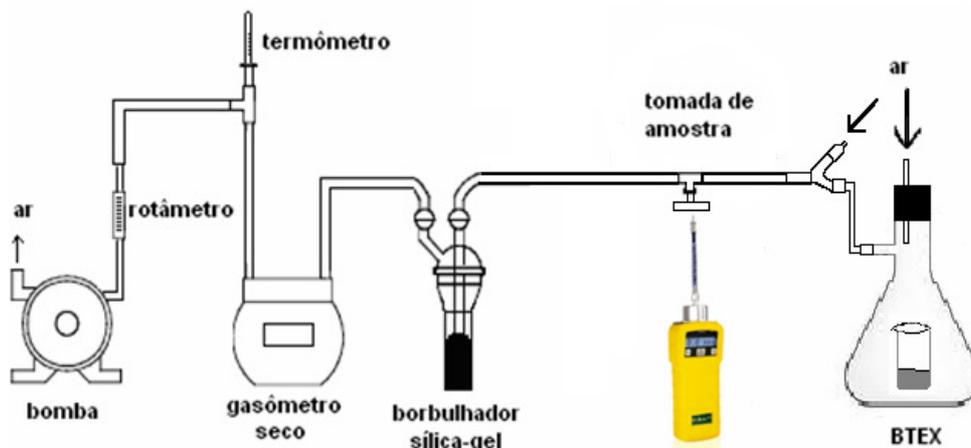
No Teste 7, o ar de entrada passa por um kitasato de 4 litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo uma alíquota de 10 ml da soluço de BTEX (Figura 42). A medi o da concentra o foi realizada por analisador com PID (mini RAE) com vazão de 1,08 litros por minuto, durante 42 minutos de meio em meio minuto, em 2 ensaios similares.

Figura 42 – Configura o do sistema para o Teste 7



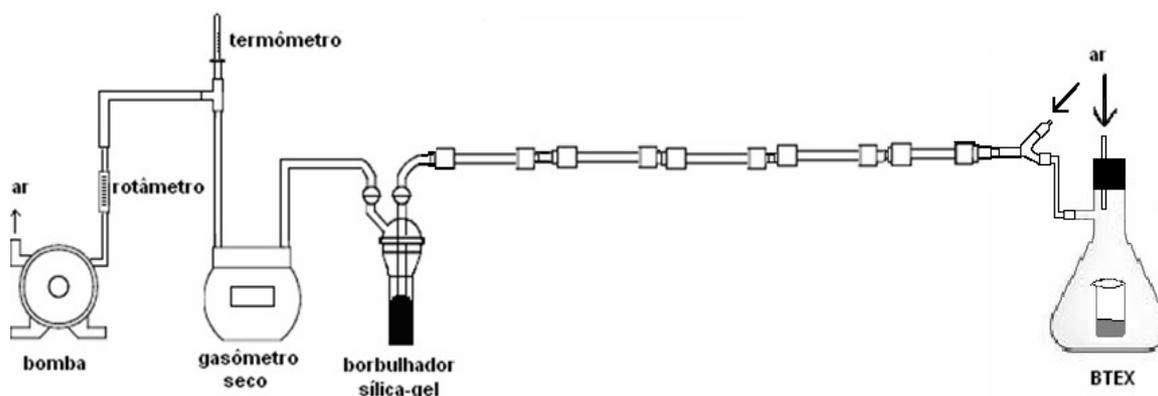
No Teste 8, o ar de entrada passa por um kitasato de 4litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo uma alíquota de 10 ml da soluço de BTEX (Figura 43). A medi o da concentra o foi realizada por analisador com PID (mini RAE) com vazão de 1 litro por minuto, durante 20 minutos de meio em meio minuto.

Figura 43 – Configura o do sistema para o Teste 8



No Teste 9, como as vazões tinham se reduzido bastante, testou-se de novo o uso dos tubos de tenax, para comparar os resultados como Teste 8. O ar de entrada passa por um kitasato de 4litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo uma alíquota de 10 ml da soluço de BTEX (Figura 44). A medi o da concentra o foi realizada por 5 tubos de tenax em substitui o ao analisador com PID (mini RAE) com vazão de 1 litro por minuto, durante 1 minuto.

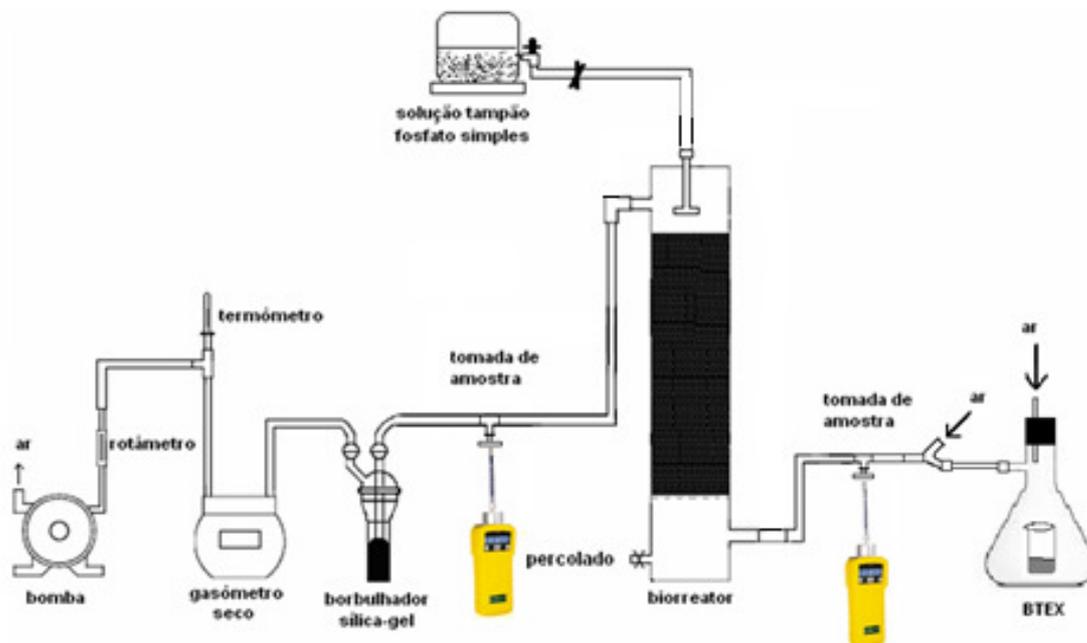
Figura 44– Configura o do sistema para o Teste 9



4.6.2.2. Testes para determinar a contribuição da adsorção

Os pré-testes anteriores serviram de subsídio para a determinação da configuração final do sistema e dos procedimentos a serem adotados para os testes de determinação da contribuição da adsorção na biodegradação. Para os testes de 10 a 16, ficou definida a configuração do sistema mostrada na Figura 45, que permaneceu a mesma durante todos os ensaios de adsorção.

Figura 45 – Configuração do sistema para os Testes 10 a 16



O procedimento para esses testes também permaneceu o mesmo, com o ar de entrada passando por um kitasato de 4 litros, com um béquer de 50 ml no seu interior, contendo uma alíquota de 10 ml da solução de BTEX. A medição da concentração na entrada e na saída do sistema foi realizada por analisador com PID (mini RAE).

Os testes de 10 a 16 foram realizados nas seguintes condições:

Teste 10: vazão de 1 litro por minuto, durante 80 minutos de 5 em 5 minutos.

Teste 11: vazão de 1 litro por minuto, durante 90 minutos de 5 em 5 minutos.

Teste 12: vazão de 1 litro por minuto, durante 60 minutos de 5 em 5 minutos.

Teste 13: vazão de 1,8 litros por minuto, durante 60 minutos de 5 em 5 minutos.

Teste 14: vazão de 1 litro por minuto, durante 50 minutos de 5 em 5 minutos.

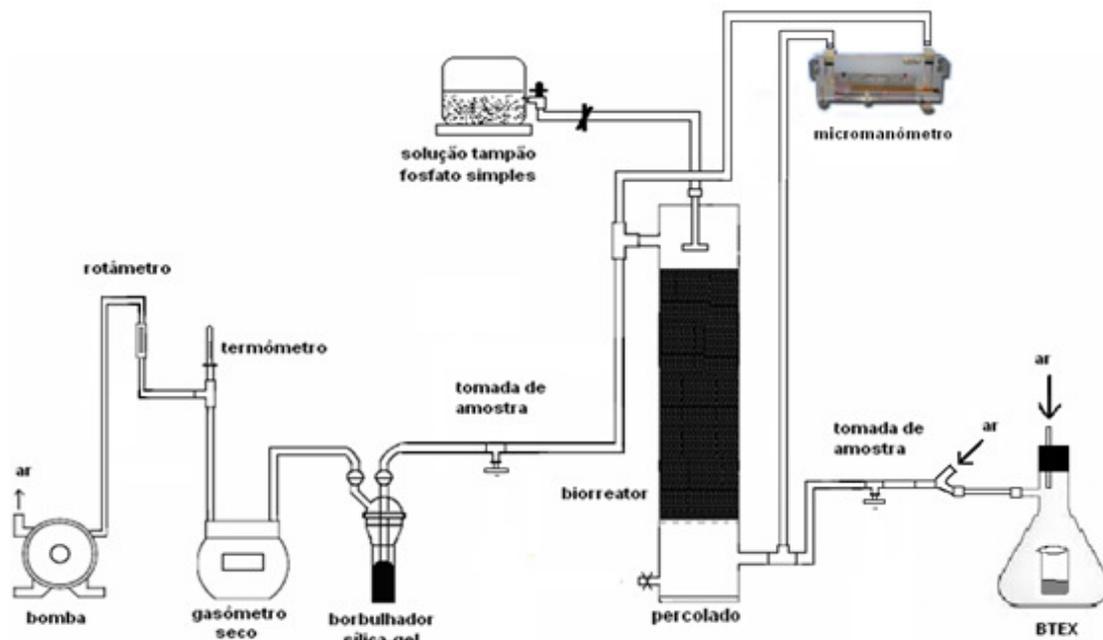
Teste 15: vazão de 1,1 litros por minuto, durante 100 minutos de 5 em 5 minutos.

Teste 16: vazão de 1 litro por minuto, com medição de 5 em 5 minutos durante 20 minutos após 251 minutos do sistema em funcionamento contínuo, perfazendo um total de 271 minutos de teste.

4.6.2.3. Determinação da perda de carga nos testes em branco

A medição da perda de carga do sistema consiste em conectar a entrada e saída dos gases do biofiltro a um micromanômetro (DWYER) para tomada de pressão antes e depois da passagem do efluente gasoso pelo biofiltro, para determinação da perda de carga da torre (Figura 46). Esse procedimento foi realizado para os testes 10 a 16.

Figura 46 – Medição da perda de carga do biofiltro



4.6.2.4. Monitoramento das condições experimentais nos testes em branco

O monitoramento dos parâmetros e condições dos testes de 10 a 16 foi realizado segundo apresentado no Quadro 40.

Quadro 40 - Parâmetros de monitoramento do sistema nos testes em branco

Parâmetros	Ponto de medição	Método/Equipamento
Concentração do BTEX	Entrada e saída dos gases	- Tubos de Tenax e análise por GC/MS - Análise por PID/Mini-RAE
Massa de BTEX	Entrada do sistema	Gravimetria
Volume de BTEX	Entrada do sistema	Pipeta volumétrica
Tempo de coleta	Durante os testes	Cronômetro
Temperatura	Saída dos gases	Termômetro de mercúrio
Vazão dos gases	Saída dos gases	Rotâmetro
Umidade dos gases	Saída dos gases	Coleta em sílica-gel e gravimetria
Volume dos gases	Saída dos gases	Gasômetro seco
Ambientais (pressão, temperatura e umidade)	Condições ambientes	Barômetro, termômetro e higrômetro
Perda de carga do biofiltro	Entrada e saída dos gases	Micromanômetro inclinado

4.6.2.5. Determinação da eficiência do sistema nos testes em branco

A eficiência média do sistema para remoção do BTEX nos Testes 10 a 16 foi determinada com os dados de concentração na entrada e saída, obtidos em diferentes condições e utilizou-se a seguinte equação (18):

$$\eta = \frac{X_i - X_f}{X_i} \times 100 \quad (18)$$

onde:

η = eficiência de controle (%)

X_i = quantidade de BTEX na entrada do biofiltro

X_f = quantidade de BTEX na saída do biofiltro

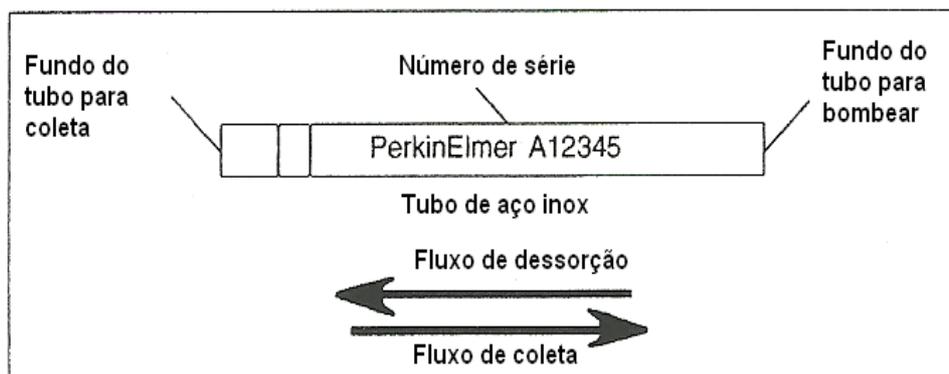
4.6.3. Procedimentos analíticos utilizados nos testes em branco

Foram selecionados dois métodos analíticos para serem testados nos testes em branco: a determinação das concentrações de cada componente do BTEX individualmente com coleta dos gases em tubos de adsorção com análise por GC/MS e a determinação da concentração total de BTEX com o uso de analisador de gases portátil.

4.6.3.1. Determinação da concentração de BTEX por GC/MS

O BTEX é coletado em tubos contendo a resina TENAX no seu interior. Os tubos onde foram coletadas as amostras de BTEX estão representados na Figura 47. Os tubos de TENAX são condicionados previamente para aplicação. No entanto, quando há necessidade de níveis de background, mais baixos, é recomendado que os mesmos sejam recondicionados antes do uso. Após a coleta, os mesmos foram fechados e envoltos em papel alumínio e colocados em recipiente plástico e levados ao laboratório onde ficaram estocados em geladeira até a análise.

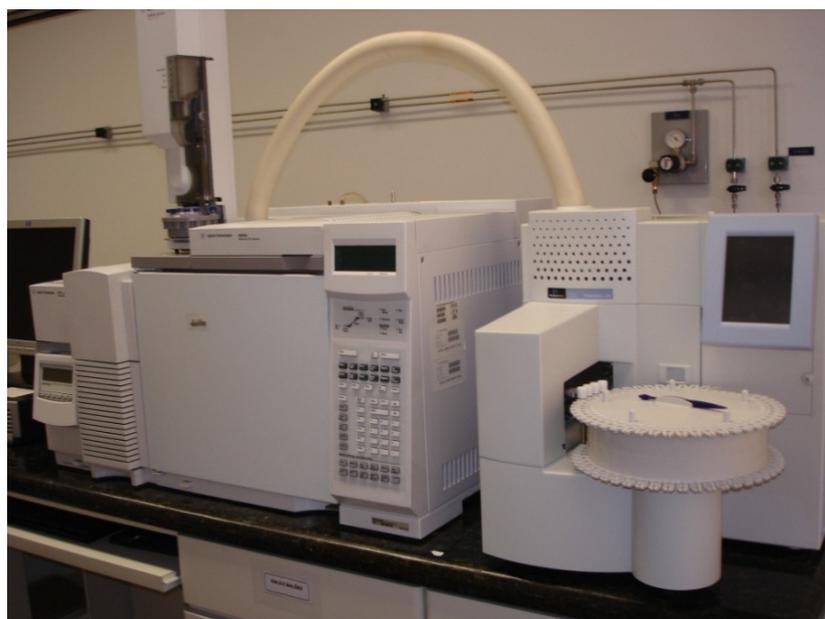
Figura 47 – Tubos de coleta de TENAX GR



Extraído de: SUPELCO-PERKIN ELMER (folha de dados do produto)

Para análise da concentração dos componentes químicos retidos na resina é necessário que ocorra a dessorção, em sentido inverso ao da coleta. Para tanto, os tubos de TENAX, com as amostras de BTEX coletadas na entrada e na saída do biorreator são inseridos no dessorvedor térmico (Perkin Elmer ATD Turbo Matrix 350), a 300 °C, para liberação dos componentes, depois são resfriadas num trap e seguem para a coluna (ELITE 624, 60m, diâmetro interno 0,25 µm) para serem separadas e analisadas pelo Cromatógrafo a Gás (Agilent – Modelo 6890N) acoplado a um Espectrômetro de Massas (Agilent - MSD 5973 Inert) (Figura 48).

Figura 48 – Cromatógrafo à gás/espectrofotômetro de massas (GC/MS) com dessorvedor térmico



Previamente, foram determinadas as curvas de calibração para todos os componentes do BTEX. O gás de arraste do cromatógrafo foi o Hélio (10 ml/min). O gás Nitrogênio foi utilizado para movimentar a parte pneumática do equipamento.

Os materiais e equipamentos usados para essa análise estão apresentados no Quadro 41.

4.6.3.2. Determinação da concentração de BTEX por detector de fotoionização

O equipamento que foi utilizado para coleta e análise instantânea das concentrações de BTEX, realizadas na entrada e na saída de gases do biofiltro, foi o MiniRAE 2000, da RAE Systems, um monitor portátil provido de detector de fotoionização (PID) (Figura 49).

Figura 49 – Monitor de gases MiniRAE 2000



Quadro 41 – Características dos equipamentos e materiais utilizados para análise dos gases nos testes em branco

Itens	Quantidade	Fabricante	Especificação
Analisador GC/MS	1	AGILENT	Cromatógrafo a Gás – Modelo 6890N acoplado a um Espectrômetro de Massas MSD 5973 Inert - Coluna: ELITE 624 - Comprimento: 60m - Diâmetro interno 0,25 µm - Espessura de filme: 1,4 µm
Dessorvedor térmico	1	PERKIN ELMER	- ATD Turbo Matrix 350
Cromatógrafo de campo com PID (*)	1	RAE System	Modelo MiniRAE 2000– calibrado com isobutileno
Padrão de BTEX para uso no GC/MS	4	FLUKA	Benzeno ST 6C – 5 ml Tolueno ST GC – 5 ml Etilbenzeno ST GC – 5 ml o-xileno STGC – 5 ml m-p-xileno STGC – 5 ml
N₂ gasoso	1	AIR PRODUCTS	Cilindro Aplicação: movimentos pneumáticos Especificação: RT Nitrogenio Premier – X505-25.6561-AAPBR
H₂ gasoso	1	AIR PRODUCTS	Cilindro Aplicação: gás carreador Vazão: 10 ml/min Especificação: RT Helio BIP –X505-25.6553-AAPBR
Vidrarias e acessórios	Vários	Diversos	Diversos

O equipamento é calibrado com isobutileno e, conforme recomendação do fabricante, para obtenção das concentrações de BTEX, deve-se multiplicar o resultado obtido pelo fator de correção de 0,5. O equipamento realiza medição de concentrações na faixa de 0 a 10.000 ppm. A precisão para concentração na faixa entre 0 a 2000 ppm, é de ± 2 ppm ou 10% do intervalo de leitura e para concentrações > 2000 ppm é de $\pm 20\%$ do intervalo de leitura (MiniRAE, 2005).

4.7. Ensaio de biodegradação

Os testes em branco realizados anteriormente possibilitaram definir a configuração do sistema de biodegradação, os procedimentos de operação e monitoramento durante a operação do biofiltro, além do sistema de umectação do leito e o método de análise dos gases.

4.7.1. Configuração do sistema de biodegradação

Para os ensaios de biodegradação (Testes 17 a 26), a configuração do sistema para os teste em branco permaneceu a mesma para todos os testes e está representada na Figuras 50 e, também pode ser visualizado na Figura 51.

Figura 50 – Configuração do sistema para ensaios de biodegradação

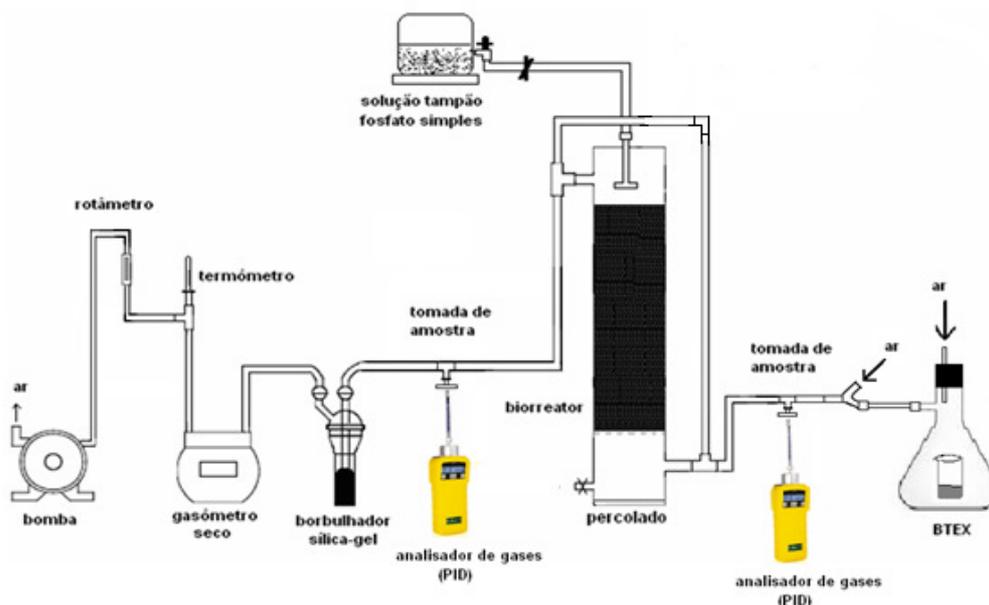
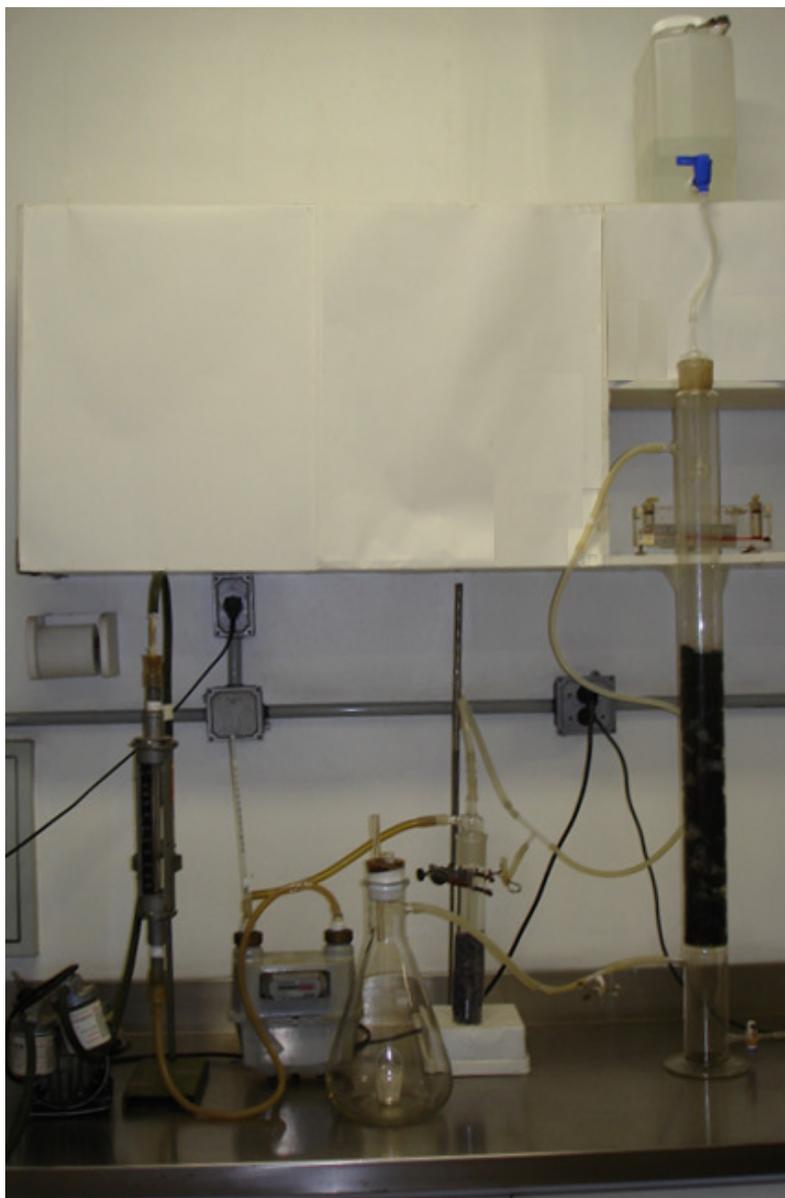


Figura 51 – Sistema de biodegradação no laboratório



Em todos os testes (17 a 26), o ar com vazão de aproximadamente 1 l/min, passava por um kitasato de 4 litros com um béquer de 50 ml no seu interior contendo 10 ml da solução de BTEX. O ar com os vapores de BTEX eram então conduzidos ao biofiltro, entrando pela sua parte inferior.

Antes da entrada no biofiltro, existe um ponto de coleta para determinar a concentração de BTEX nos gases de entrada com o PID. Após o gás atravessar o leito filtrante, constituído de 500 g de composto misturado a 60 anéis de Pall de 1". A altura do material filtrante era de 48,5 cm.

A saída dos gases era realizada pela parte superior da torre, onde um outro ponto de coleta de gases foi colocado para análise para determinação da concentração de BTEX na saída, com o analisador MiniRAE. As medições da concentração de entrada e saída dos gases foram realizadas em intervalos de meia hora.

Após sair do biofiltro o efluente gasoso passava por um frasco lavador contendo sílica-gel, para determinação da umidade por gravimetria. O volume de gases foi determinado por um gasômetro seco e a vazão dos gases foi indicada por um rotâmetro. Um termômetro de bulbo de mercúrio foi utilizado para medição da temperatura do efluente gasoso. Após cada teste, a perda de carga do biofiltro foi determinada com micromanômetro inclinado.

A pressão, temperatura e umidade ambiente também foram registradas. O ambiente permaneceu climatizado na temperatura de 23°C.

4.7.2. Sistema de umectação

A umectação da torre foi realizada com solução tampão de fosfato de potássio simples, em 3 pontos (Figura 52), um no borbulhamento do ar de entrada, o outro no retorno do percolado e finalmente no topo da torre

A umectação pelo ar de entrada, para prevenir perdas de água acentuadas e distribuição mais uniforme do líquido no leito foi realizada pelo borbulhamento do gás de entrada em solução tampão fosfato simples por 10 minutos (Figura 53).

Todo o percolado retornou ao leito para que não houvesse perda de massa de água e nem de microrganismos, a cada 2 a 3 dias ou quando necessário (Figura 54 - direita). A irrigação pelo topo foi realizada com aplicação de 10 a 20 ml de solução (Figura 54 - esquerda).

Figura 52 - Sistema de umectação

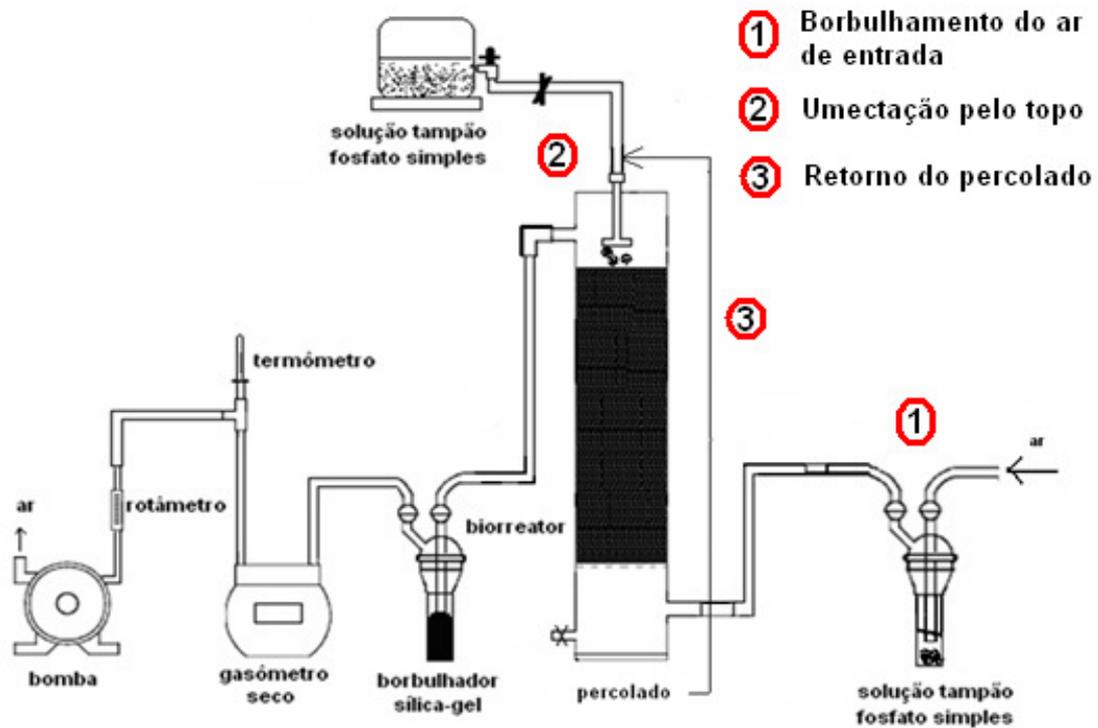


Figura 53 – Sistema de umectação pelo ar de entrada

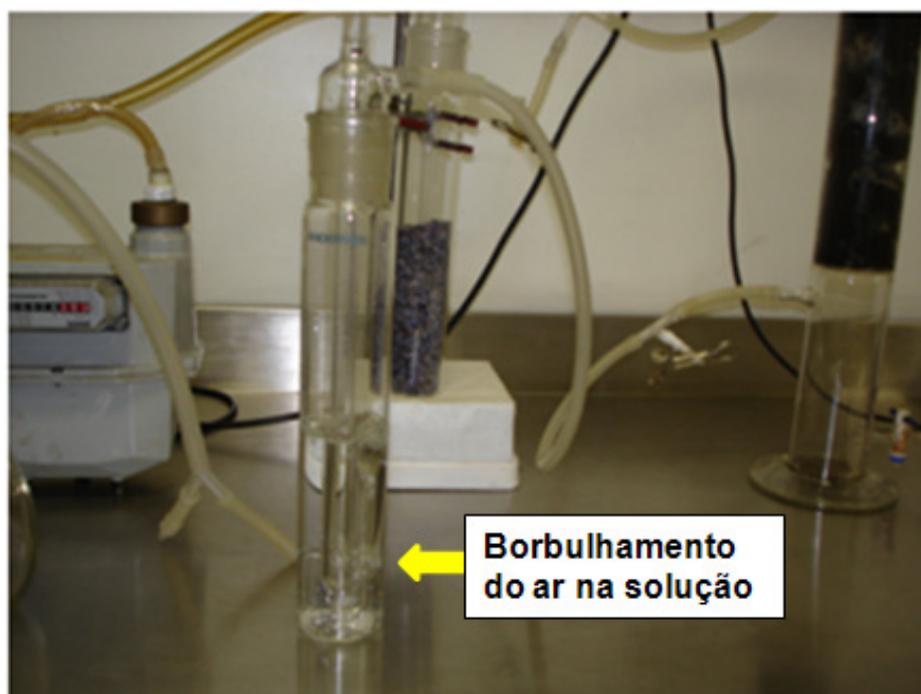
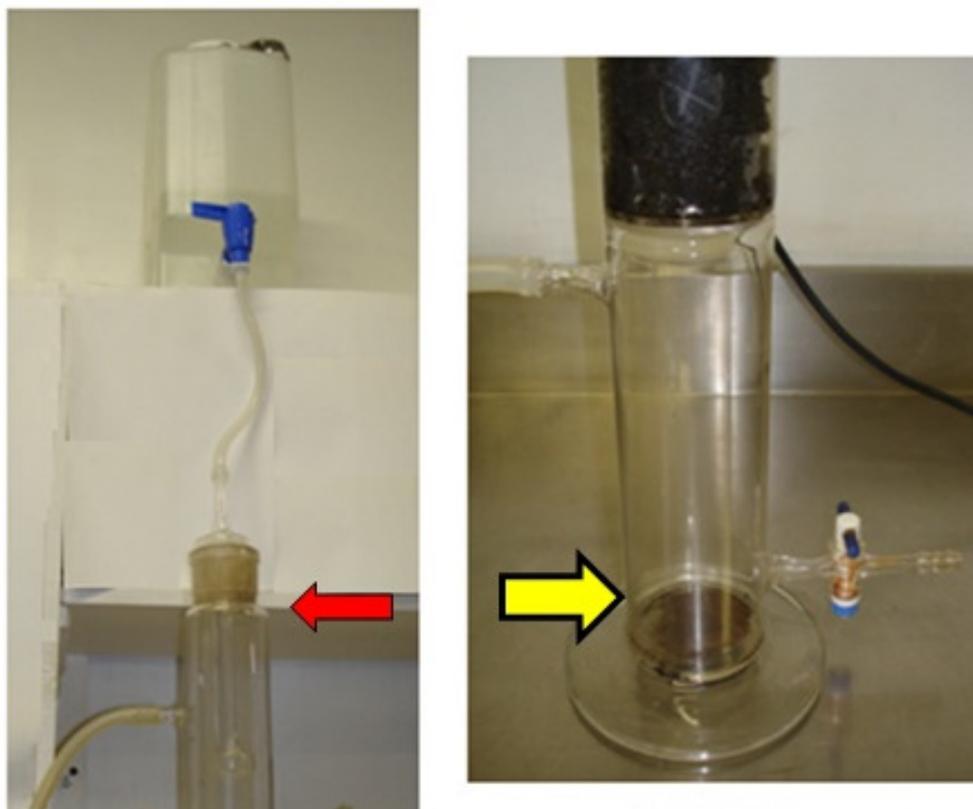


Figura 54 – Sistema de umectação pelo topo e retorno do percolado



4.7.3. Determinação dos Parâmetros de Performance da biodegradação

4.7.3.1. Tempo de retenção do leito vazio (EBRT)

É o volume nominal do leito dividido pela vazão volumétrica do vapor através do leito, dado por (19).

$$\boxed{EBRT = \frac{V_{lv}}{Q_g}} \quad (19)$$

onde:

EBRT = Tempo de contato do vapor no leito vazio(h)

V_{lv} = volume do leito vazio (m^3)

Q_g = Vazão do fluxo gasoso (m^3/h)

4.7.3.2. Carga superficial do gás (surface loading) (SL)

Pode ser calculada por (20):

$$\boxed{SL = \frac{Qg}{Al}} \quad (20)$$

onde:

SL = carga superficial do gás ($m^3/m^2 \times \text{min}$) ou (m/min)

Qg = vazão volumétrica dos gases (m^3/min)

Al = área da seção transversal do leito (m^2)

4.7.3.3. Carga de massa do leito (CL)

A carga mássica no leito é determinada pela massa de contaminante dividida pelo volume do leito na unidade de tempo. Pode ser dada por (21):

$$\boxed{CL = \frac{Qg \times Ce}{VI}} \quad (21)$$

onde:

CL = taxa de carga do contaminante ($g/m^3 \times h$)

Qg = vazão do fluxo gasoso (m^3/h)

Ce = concentração do poluente no gás na entrada (g/m^3)

VI = volume do leito (m^3)

4.7.3.4. Capacidade de Eliminação (EC)

É o produto do fluxo gasoso por volume unitário pela diferença de concentração do efluente gasoso na entrada e na saída do sistema, conforme (22) (CONVERTI e ZILLI, 1999):

$$\boxed{EC = \frac{Q \times (Ce - Cs)}{VI}} \quad (22)$$

onde:

EC = Capacidade de Eliminação (g /m³/h)

C_e = Concentração do poluente no gás na entrada (g/m³)

C_s = Concentração do poluente no gás na saída (g/m³)

Q_g = Vazão volumétrica dos gases (m³ /h)

VI = Volume do leito filtrante (m³)

4.7.3.5. Eficiência de remoção (ER)

A eficiência é dada pela razão entre a massa de poluente removida, isto é, diferença entre a massa do poluente na entrada e na saída e a massa total do poluente na entrada do efluente gasoso, conforme (23) (CONVERTI e ZILLI, 1999):

$$\boxed{ER = \frac{(m_e - m_s)}{(m_e)}} \quad (23)$$

onde:

ER = Eficiência de remoção (%)

m_e = massa de poluente alimentada na entrada

m_s = massa de poluente removida na saída

ou pela Equação 24 (SWANSON e LOEHR, 1997):

$$\boxed{ER = \frac{(C_e - C_s)}{C_e} \times 100} \quad (24)$$

onde:

ER = eficiência de remoção (%)

C_e = concentração do poluente no gás na entrada (g/m³)

C_s = concentração do poluente no gás na saída (g/m³)

4.7.4. Método para determinação da perda de carga nos ensaios de biodegradação

A perda de carga nos ensaios de biodegradação foi determinada conforme os mesmos procedimentos adotados para os testes em branco (item 4.6.2.3.).

4.7.5. Determinação da eficiência dos ensaios de biodegradação

As eficiências médias dos ensaios de biodegradação foram determinadas de acordo com os mesmos procedimentos adotados para os testes em branco (item 4.6.2.5.).

4.7.6. Monitoramento das condições experimentais nos ensaios de biodegradação

O monitoramento dos parâmetros e condições dos testes de 17 a 26 foi realizado segundo apresentado no Quadro 42.

4.7.7. Procedimentos analíticos utilizados nos ensaios de biodegradação

4.7.7.1. Método para análise de gases

O método selecionado para determinação das concentrações de BTEX nos gases na entrada e saída do biofiltro foi o monitor portátil com detector de fotoionização (PID) (item 4.6.3.2.).

4.7.7.2. Procedimentos analíticos realizados com os microrganismos

4.7.7.2.1. Teste de presença

Foi realizado teste de presença de microrganismos nos percolados provenientes do biofiltro, durante o período dos ensaios de biodegradação.

Quadro 42 - Parâmetros de monitoramento do sistema nos ensaios de biodegradação

Parâmetros	Ponto de medição	Método/Equipamento
Concentração do BTEX	Entrada e saída dos gases	Análise por PID/Mini-RAE
Massa de BTEX	Entrada do sistema	Gravimetria
Volume de BTEX	Entrada do sistema	Pipeta volumétrica
Tempo de coleta	Durante os testes	Cronômetro
Temperatura	Saída dos gases	Termômetro de mercúrio
Vazão dos gases	Saída dos gases	Rotâmetro
Umidade dos gases	Saída dos gases	Gravimetria
Volume dos gases	Saída dos gases	Gasômetro seco
Percolado - microrganismos - pH	Base da biofiltro	- Placas de Petri - Papel indicador
Ambientais (pressão, temperatura e umidade)	Condições ambientes	Barômetro, termômetro e higrômetro
Perda de carga do biofiltro	Entrada e saída dos gases	Micromanômetro inclinado

Para essa determinação, uma alíquota de 1 ml foi colocada em meio PCA (DIFCO®), preparado de modo adequado, para verificar o crescimento a 35°C em 48 horas, para contagem de colônias em placa.

4.7.7.2.2. Identificação de microrganismos que participaram da biodegradação

Em relação às duas primeiras semanas, apenas foi investigada a presença dos microrganismos. A partir da terceira semana, onde foram encontradas as maiores eficiências de remoção de BTEX, além da investigação de presença de microrganismos, adicionalmente também foi realizada uma investigação sobre a possível tipologia dos microrganismos presentes no percolado, face às características das colônias formadas.

a) Verificação de presença de bactérias fermentadoras de lactose (coliformes totais)

Para essa análise, foi retirada inicialmente uma alíquota de 1 ml dos percolados das terceiras e quarta semanas, que foram transferidas para o meio Endo (DIFCO®), para crescimento a 35°C em 48 horas para verificação da presença de bactérias fermentadoras de lactose. Quando o resultado é confluyente, o mesmo teste é realizado com alíquota de 100 µl, que é transferida para o meio Endo para crescimento a 35°C em 48 horas, para permitir a contagem.

b) Verificação de presença de *Pseudomonas*

Para essa análise, foi retirada uma alíquota de 1 ml, que foi transferida para o meio PAB (DIFCO®), preparado de modo adequado, para crescimento a 35°C em 48 horas e posterior quantificação de *Pseudomonas*.

c) Verificação de presença de fungos e bolores

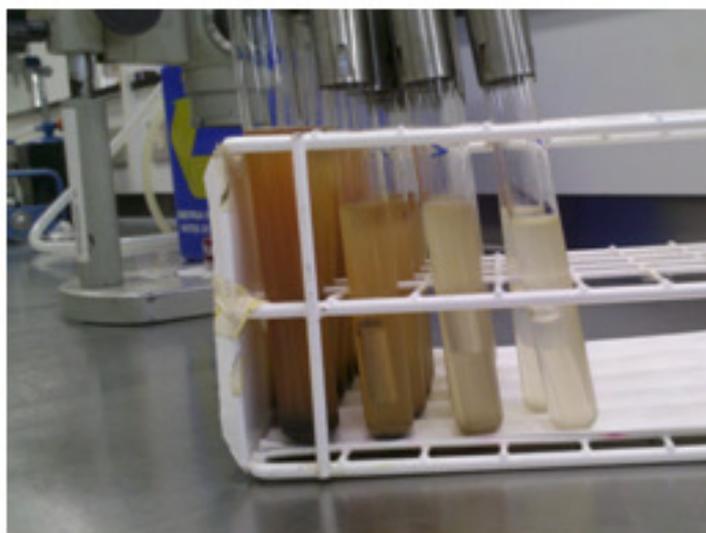
Para essa análise, foi retirada uma alíquota de 1 ml tanto do percolado da terceira quanto da quarta semanas, que foi transferida para o meio PAC (meio PAB (DIFCO®) sem adição de ciclohexamida), para crescimento a 35°C em 48 horas para quantificação de fungos e bolores.

4.7.7.2.3. Identificação de microrganismos no composto

Também foi realizado um teste para quantificação de microrganismos termotolerantes no composto e *Escherichia coli*.

Para essa análise uma amostra de 100g do composto foi transferida para 900 ml de água estéril. A mistura sofreu agitação por 1,5 min. Da suspensão, foi retirada uma alíquota para utilização da técnica dos tubos múltiplos, que foi inoculada em caldo de meio A1 (DIFCO®), nos tubos de coloração amarelo cristalino, antes de serem colocados em incubadora 44°C, durante 24 horas, para verificação posterior de positividade de bactérias termotolerantes, com presença de turbidez e gás nos tubos de URAN e sua quantificação (Figura 55).

Figura 55 – Técnica de tubos múltiplos utilizada para coliformes termotolerantes e *E. coli*



Para análise de identificação e quantificação de *E. coli*, dos tubos com positividade do teste anterior foi retirada uma alíquota de 1 ml, que foram transferidas para 1 tubo com o meio EC-MUG, com coloração (amarelo translúcido), que foi levado para a incubadora a 44°C, por 24 horas, para verificação da presença de *Escherichia coli* pela presença de turbidez e emissão de luz UV (azulada), pois na degradação do substrato desse meio específico libera uma proteína que gera essa emissão.

4.7.7.3. Teste de pH

Foi medido o pH dos percolados gerados durante os ensaios de biodegradação, utilizando papel indicador.

5. Resultados

5.1. Pré-ensaios

5.1.1. Identificação dos microrganismos adequados para a biodegradação

5.1.1.1. Verificação do crescimento de *Pseudomonas putida*

Pela técnica de contagem em placas foi verificado que havia algum crescimento provável em 2 placas no meio com BTEX, as quais foram marcadas (Figura 56). Essas prováveis colônias foram transferidas para tubos, onde houve a formação de grumos, indicativo de crescimento de microrganismos (Figura 57).

Figura 56 – Placa com possível crescimento de colônias

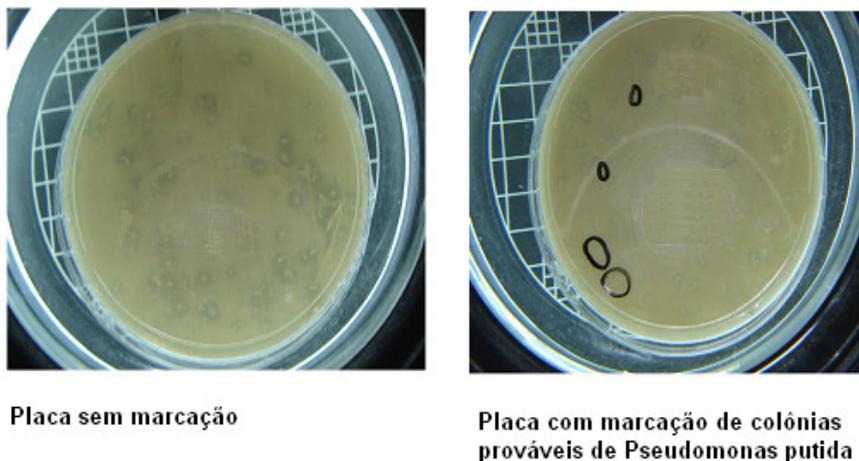


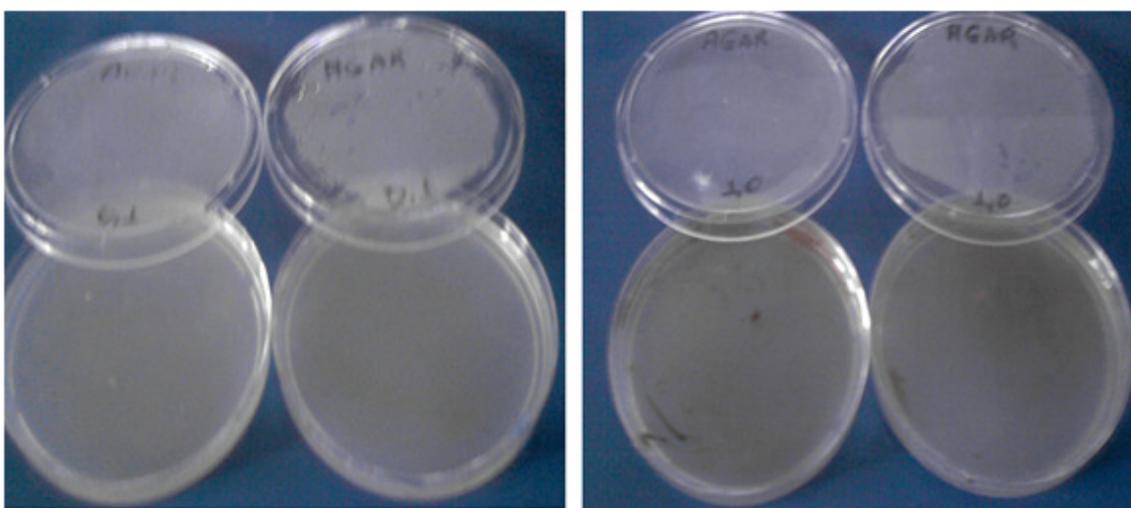
Figura 57 – Tubos com possível crescimento de microrganismos



Depois, houve a transferência dos grumos para os tubos inclinados, onde foi verificado que não houve crescimento.

Outro procedimento realizado para a confirmação de crescimento, foi a filtração em membrana com transferência para as placas. De novo, não foi verificado crescimento (Figura 58 - ensaios com 0,1ml – esquerda e com 1,0 ml – direita).

Figura 58 – Placas sem crescimento de *Pseudomonas putida* (ensaios com 0,1 ml e 1,0 ml, respectivamente)



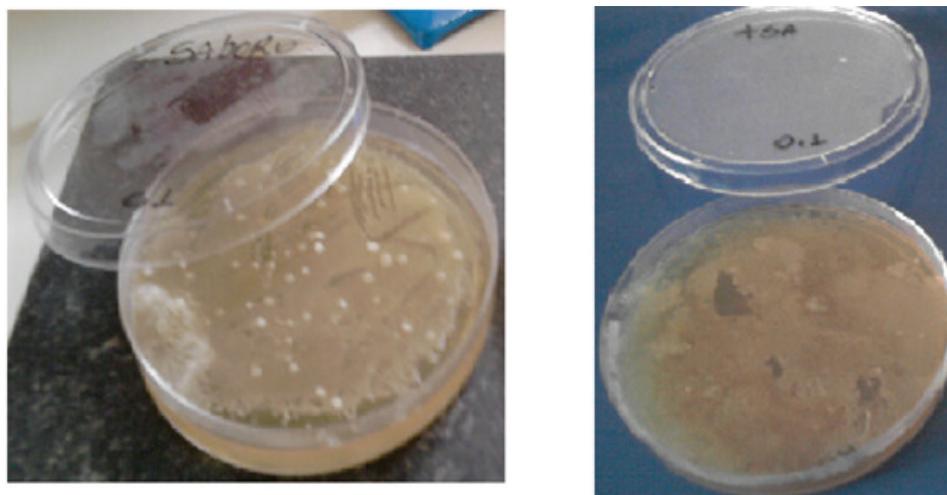
5.1.1.2. Verificação de crescimento do consórcio de microrganismos do composto

Dos testes realizados em vários meios, foi verificado o crescimento de fungos/leveduras nas placas contendo meio ágar Sabouraud com BTEX e também foi verificado crescimento de bactérias nas placas com meio TSA e BTEX (Figura 59). No teste realizado com o meio TSB, também foi verificado o crescimento tanto de bactérias quanto de fungos.

5.1.1.3. Resumo da verificação do crescimento de microrganismos

O resultado do cultivo dos microrganismos nos testes realizados está mostrado no Quadro 43.

Figura 59 - Placas com crescimento de microrganismos do composto (fungos e leveduras – esquerda e bactérias – direita)



Quadro 43 - Resultado do crescimento dos microrganismos nos testes

Microrganismo	Crescimento no meio com BTEX
Pseudomonas putida	Nenhum crescimento
Bactérias do composto	> 5.700 UFC/ml (*)
Fungos e leveduras do composto	incontáveis

Nota: (*) Quando resulta um número incontável de colônias de bactérias, o mesmo pode ser quantificado como >5700 UFC/ml (CETESB, 2006).

5.1.2. Caracterização do meio filtrante

5.1.2.1. Teor de Carbono Orgânico Total do composto

Os resultados dos ensaios de realizados estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1 - Teor de carbono orgânico total do composto

Ensaio	Teor de Carbono Orgânico Total (%)	Média dos ensaios (%)
1	4,47	4,69
2	4,92	

5.1.2.2. Granulometria do composto

Os resultados dos ensaios de realizados estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2 – Granulometria do composto

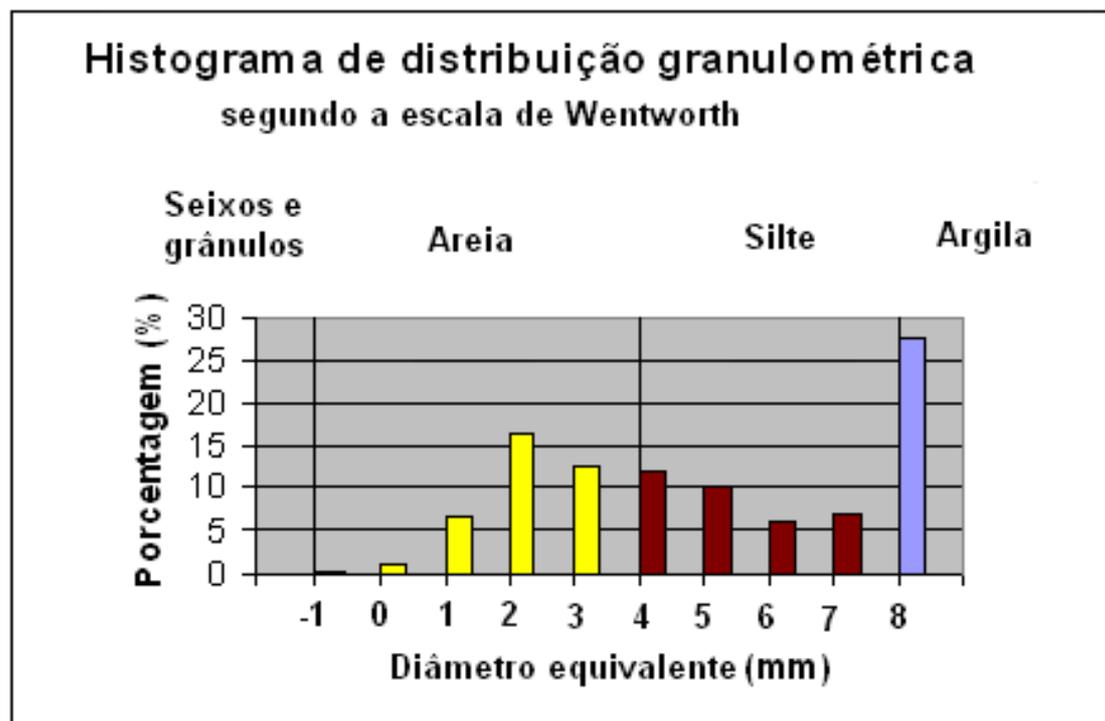
Tamanho do grão d (mm)	% encontrada no composto	Total (%)	Material
> 2	0,03		
2 a 1	0,26		
1 a 0,5	1,11	37,09	Areia
0,5 a 0,25	6,79		
0,25 a 0,125	16,27		
0,125 a 0,063	12,63		
0,063 a 0,032	11,88		
0,032 a 0,016	1,034	35,46	Silte
0,016 a 0,008	6,18		
0,008 a 0,004	7,06		
< 0,004	27,44	27,44	Argila

Fazendo uma relação da granulometria encontrada no ensaio com a Escala de Wentworth, foram obtidos os resultados apresentados na Tabela 3 para construção da Figura 60.

Tabela 3 – Relação da granulometria do composto com a Escala de Wentworth

% encontrada no composto	Diâmetro equivalente	Material
0,03	< -1	
0,26	-1 a 0	
1,11	0 a 1	
6,79	1 a 2	Areia
16,27	2 a 3	
12,63	3 a 4	
11,88	4 a 5	Silte
1,034	5 a 6	
6,18	6 a 7	
7,06	7 a 8	
27,44	8 e >	Argila

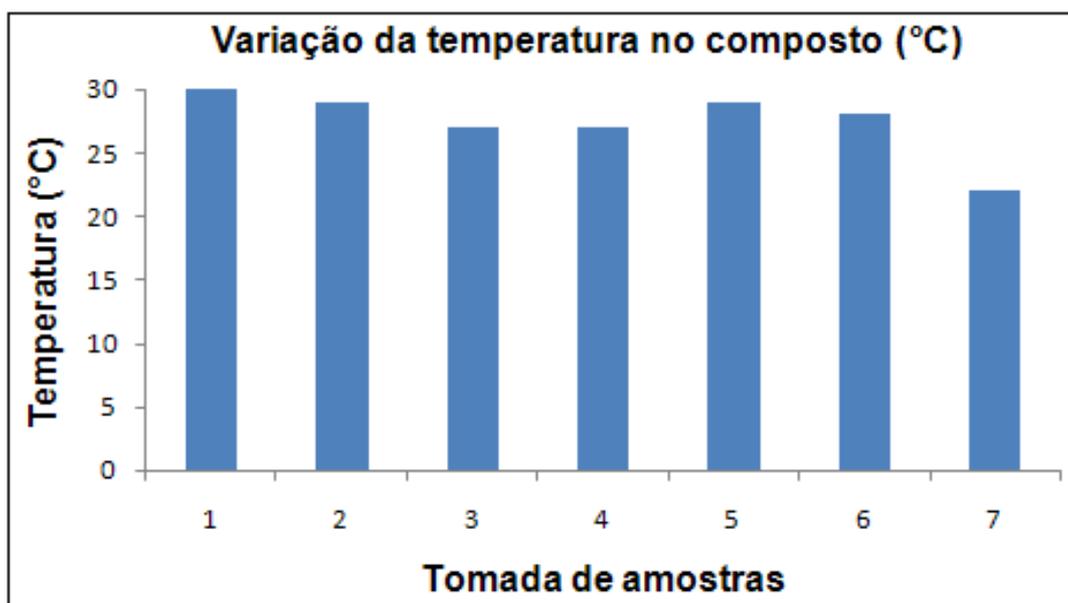
Figura 60 – Distribuição granulométrica do composto



5.1.2.3. Temperatura no composto

Os resultados das medições de temperatura realizadas estão apresentados na Figura 61, com uma média de 27,4 °C.

Figura 61 – Variação de Temperatura do Composto



5.1.2.4. Potencial hidrogeniônico - pH do composto

Os ensaios realizados na condição 1, com papel indicador, tiveram um resultado médio em torno de 6,86 e nos ensaios realizados na condição 2, com método potenciométrico, o resultado obtido foi de 7,08.

5.1.2.5. Teor de umidade do composto

Os resultados obtidos estão apresentados na Tabela 4.

Tabela 4 - Teor de umidade do composto

Massa úmida (g)	Massa seca (g)	Teor de umidade (%)
139,57	21,73	5,42

5.1.2.6. Massa de água do composto

Os resultados obtidos estão apresentados na Tabela 5.

Tabela 5 - Massa de água do composto

Massa úmida (g)	Massa seca (g)	Massa de água (g)	Massa de água (%)
139,57	21,73	117,84	84,4

5.1.2.7. Taxa de secagem do leite filtrante

As taxas de secagem do leite filtrante foram determinadas por métodos diferentes e os resultados estão nas Tabelas 6,7 e 8.

Tabela 6 – Taxa de secagem do leite filtrante (I)

Perda de água (g/dia)	Massa do leite (kg)	Taxa de secagem (g água/ dia x kg de leite)
0,32	0,6	0,53

Tabela 7 – Taxa de secagem do leite filtrante (II)

Perda de água (g/dia)	Período (h/dia)	Volume (m³)	Taxa de secagem (g água/ m³ x h)
0,32	24	10 ⁻³	12,5

Tabela 8 – Taxa de secagem do leite filtrante (III)

Massa úmida (g)	Massa seca (g)	Teor de água (g)	Período (dias)	Perda de água (g/dia)
599,72	595,92	3,8	12	0,32

5.1.2.8. Compactação do leito

Os resultados para os 2 ensaios realizados estão apresentados na Tabela 9.

Tabela 9 – Medida da compactação do leito

Ensaio	Medidas (cm)	Período (dias)	Média (cm/dia)
1	-2,2	255	0,0098
2	-2,0	255	0,0078

*Medidas negativas indicam a diminuição da altura do leito

5.1.2.9. Densidade aparente (bulk)

Os resultados encontrados para os 2 ensaios estão na Tabela 10.

Tabela 10 – Medida da densidade aparente

Ensaio	Massa do material (kg)	Volume do frasco (m ³)	Densidade Aparente (kg / m ³)
1	0,364	0,0008	455
2	0,361	0,0006	601

5.1.2.10. Fração de vazios

Tabela 11 – Medida da fração de vazios

Ensaio	Va (ml)	V(ml)	Porosidade (%)
1	320	500	64,0
2	645	1000	64,5

5.1.2.11. Resumo dos resultados obtidos nos pré-ensaios

O Quadro 44 apresenta um resumo dos resultados dos pré-ensaios realizados.

Quadro 44 – Resumo dos resultados dos pré-ensaios

PARÂMETRO	Meio Filtrante	Valores
Granulometria	Composto	2 – 0,004 mm
	Composto + anéis de Pall	19 – 0,004 mm
Temperatura	Composto	22-30 °C
pH	Composto	6,9
	Composto + anéis de Pall	
Teor de umidade	Composto	5,42%
Massa de água	Composto	84,4%
Taxa de secagem	Composto	0,53 g água/dia x kg leiteo
		12,5 g/ m ³ x h
		0,32 g/dia
Compactação do leiteo	Composto	0,0098 cm/dia
	Composto + anéis de Pall	0,0076 cm/dia
Densidade aparente	Composto	455 kg/m ³
	Composto + anéis de Pall	601 kg/m ³
Porosidade (fração de vazios)	Composto	64,0%
	Composto + anéis de Pall	64,5%

Nota:

NA = não se aplica

5.2. Resultados dos testes em branco

5.2.1. Pré-testes

Os testes em branco realizados definiram as condições de coleta e análise a serem adotadas nos testes de adsorção e nos ensaios de biodegradação.

Para o Teste 1, os resultados não se mostraram confiáveis e foram descartados, pois as concentrações dos componentes do BTEX nos tubos TENAX apresentaram grande variação.

Para o Teste 2, os resultados também foram descartados pois houve grande variação das concentrações dos componentes do BTEX nos tubos TENAX. Também os resultados obtidos na coleta de CO₂ na entrada dos gases, com o parêmetro de Orsat, foram descartados, pois se mostraram insatisfatórios.

Para o Teste 3, os resultados também foram descartados, pois os resultados as concentrações dos componentes do BTEX nos tubos TENAX se apresentaram semelhantes aos Testes 1 e 2.

Para o Teste 4, os resultados da determinação das concentrações de BTEX por PID na entrada e na saída dos gases estão apresentados na Tabela 12.

Para o Teste 5, os resultados das concentrações de BTEX por PID na entrada dos gases estão apresentados, para o primeiro ensaio, na Figura 62. Os resultados do segundo ensaio para determinação da eficiência de adsorção do BTEX estão apresentados na Tabela 13, sendo a eficiência estimada do sistema de 46,9%.

Para o Teste 6, os resultados dos dois ensaios para determinação da concentração de BTEX na entrada dos gases, que foram similares estão apresentados na Figura 63.

Tabela 12 – Concentração de BTEX com analisador de gases na entrada e na saída dos gases (Teste 4)

Ponto de coleta	Concentração BTEX (ppm)			
	Vazão (l/min)			
	1	6	2	1
Entrada (245 ml BTEX)	150-175	-	-	-
Saída 1	-	> 5.000	2.800	> 5.000
Saída 2	-	-	> 5.000	-
Saída 3	-	-	> 5.000	-
Entrada (10 ml BTEX)	> 5.000	-	-	-

Figura 62 – Concentração de BTEX na entrada dos gases (Teste 5 – Ensaio 1)

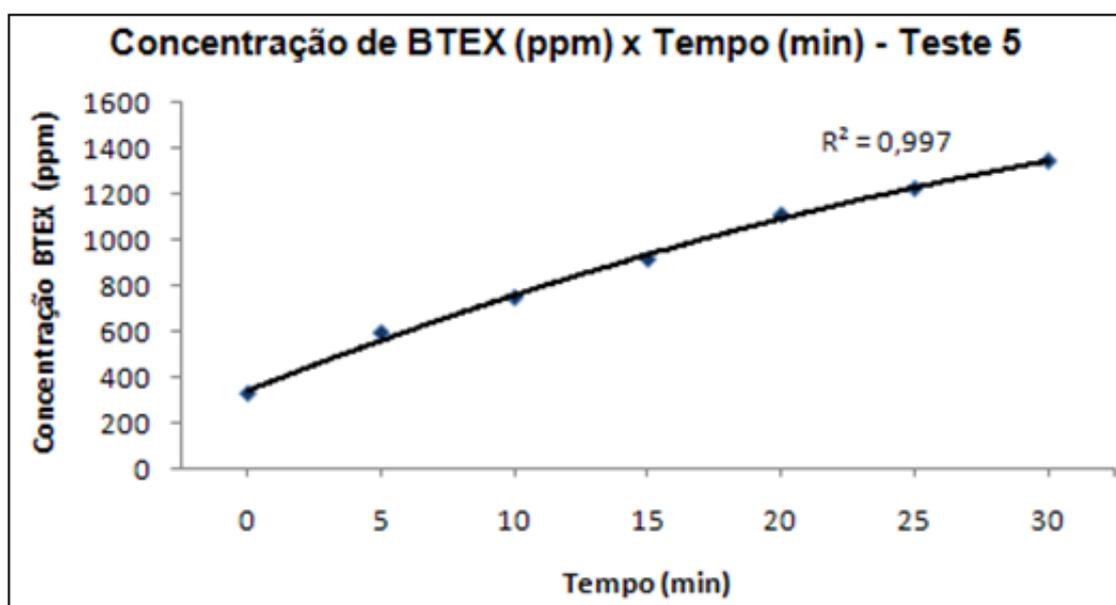
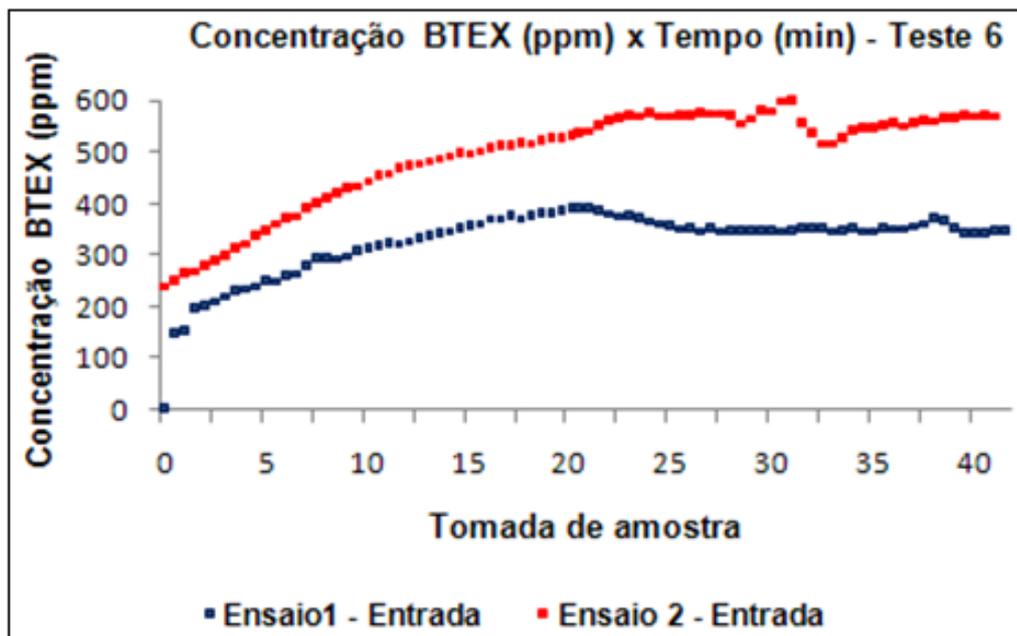


Tabela 13 - Eficiência do sistema para adsorção de BTEX (Teste 5 – Ensaio 2)

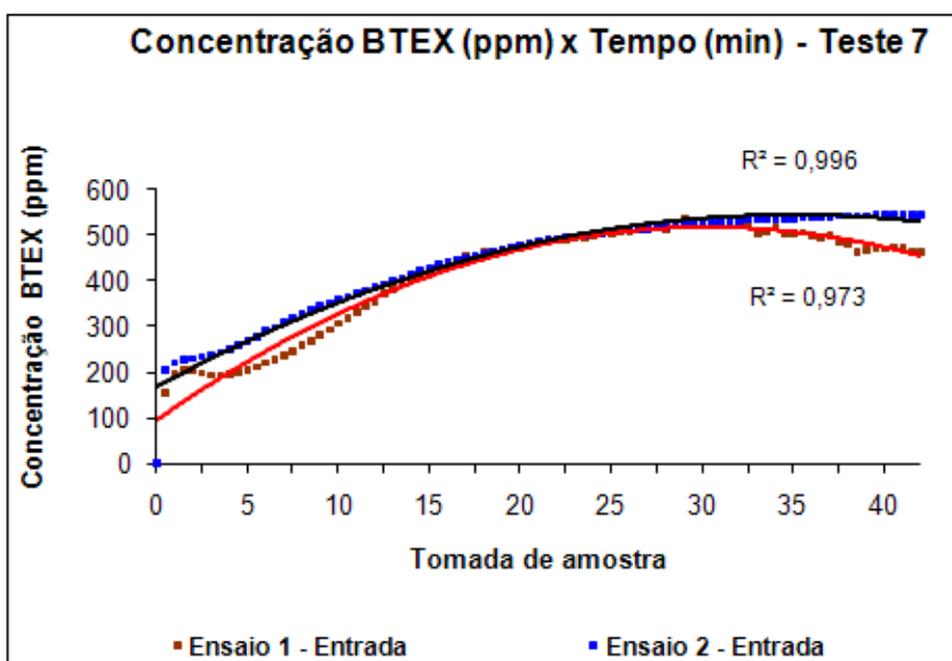
Ponto de coleta	Concentração BTEX(ppm)	Eficiência (%)
Entrada	115	46,9
Saída	61	

Figura 63– Concentração de BTEX na entrada dos gases (Teste 6 – Ensaios 1 e 2)



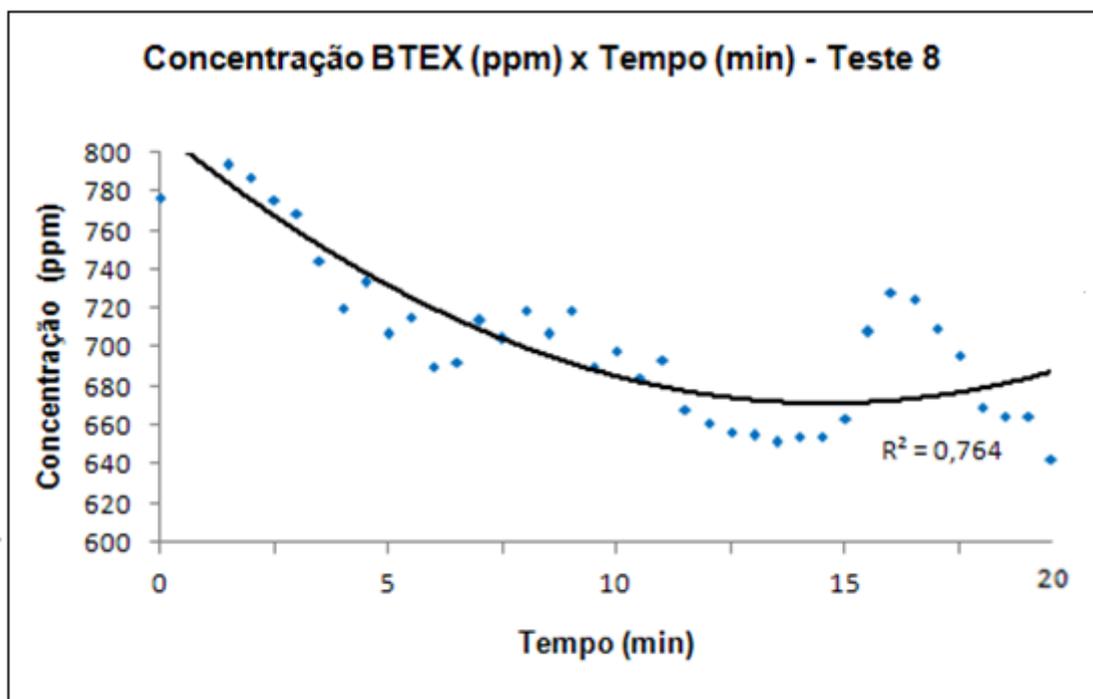
No Teste 7, os resultados dos 2 ensaios similares, que foram realizados para determinação da concentração de BTEX na entrada dos gases estão apresentados na Figura 64.

Figura 64–Concentração de BTEX na entrada dos gases (Teste 7 – Ensaios 1 e 2)



Para o Teste 8, os resultados da determinação da concentração de BTEX na entrada dos gases estão apresentados na Figura 65.

Figura 65 - Concentração de BTEX na entrada dos gases (Teste 8)



Os resultados do Teste 9 foram descartados devido a grande variação das concentrações de BTEX nos tubos TENAX similarmente ao que ocorreu nos testes 1, 2 e 3 anteriores.

5.2.2. Eficiência dos testes de adsorção

Os **Testes 10 a 16**, realizados com o objetivo de determinar a eficiência da adsorção de BTEX no composto esterilizado e para verificara contribuição da adsorção no processo de biodegradação, apresentaram os resultados mostrados nas Figuras 66 a 72.

Figura 66 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 10

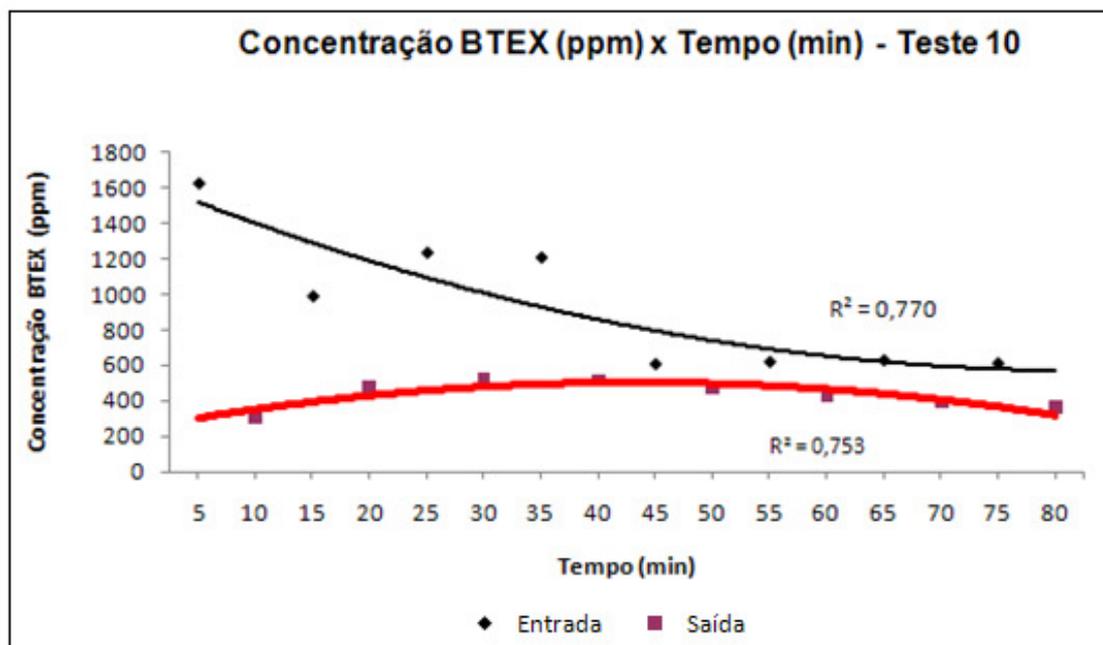


Figura 67 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 11

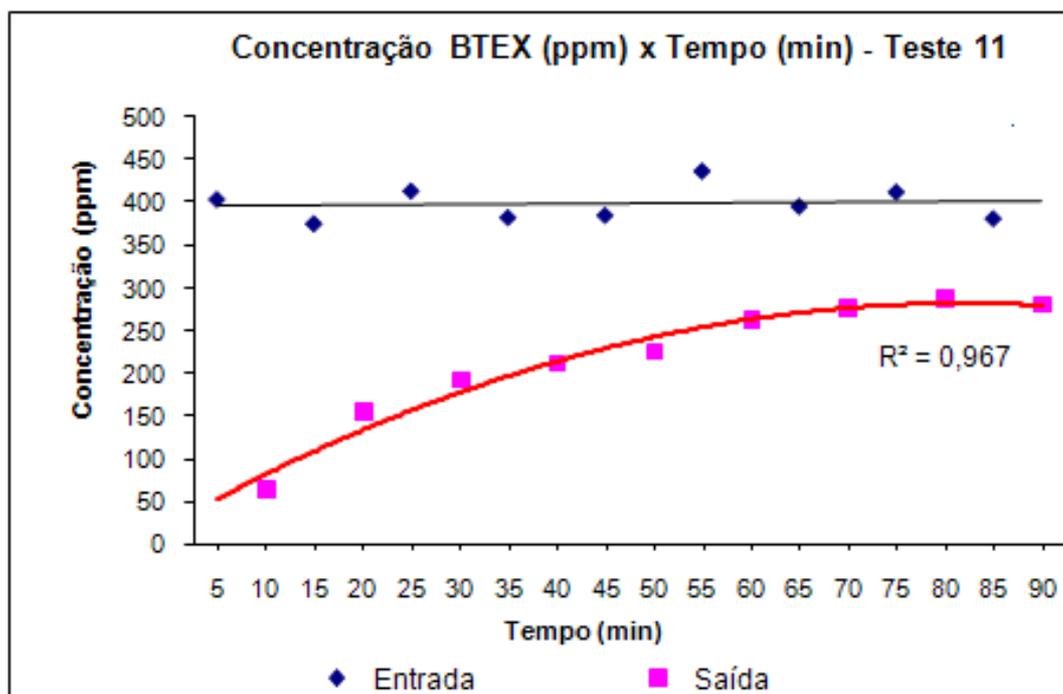


Figura 68 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 12

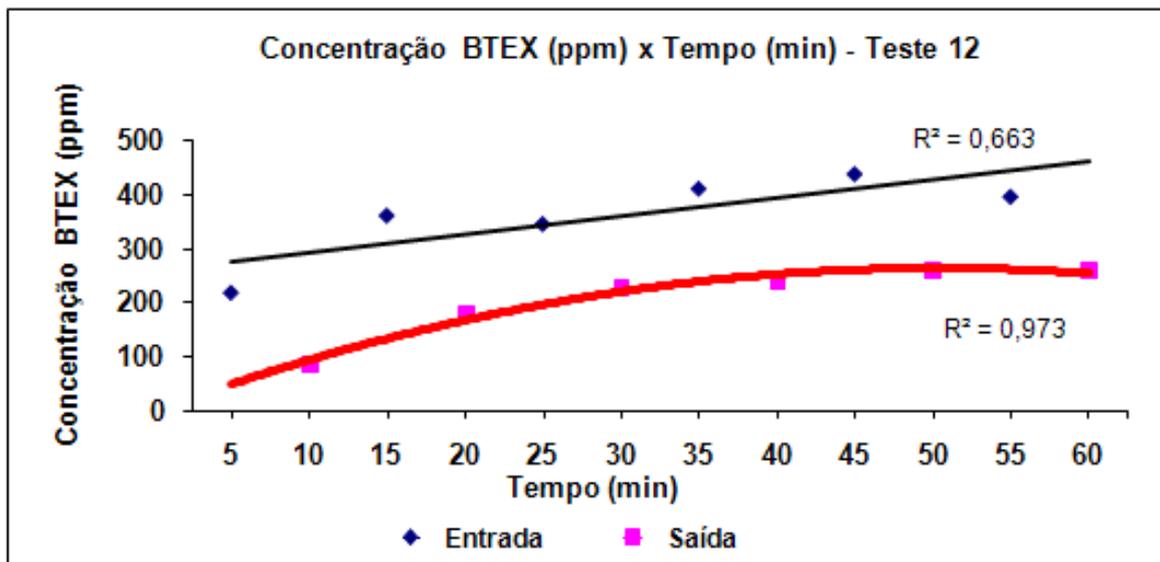


Figura 69 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 13

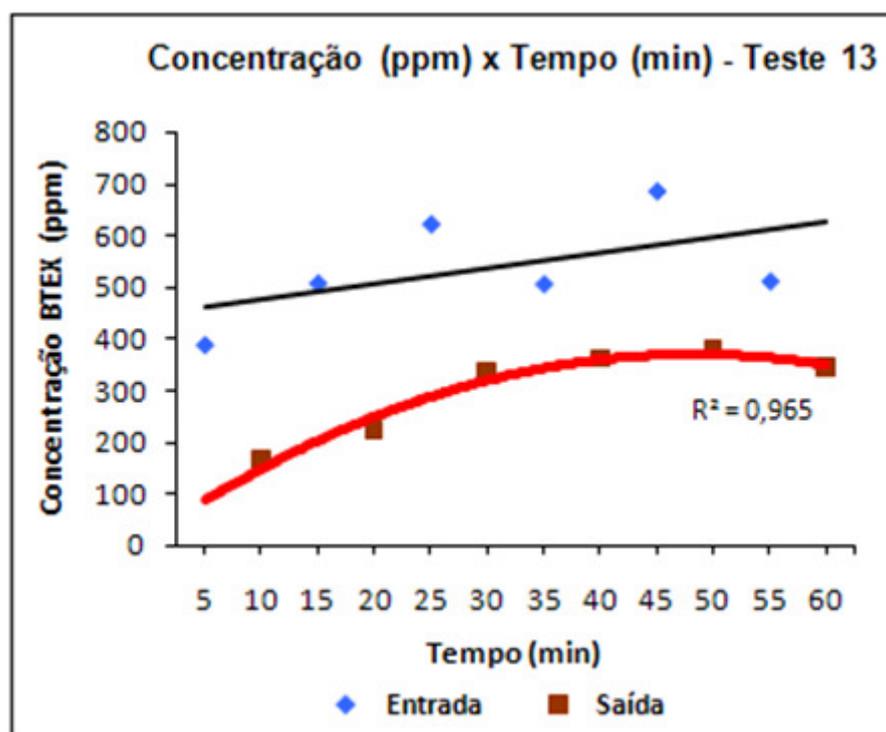


Figura 70 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 14

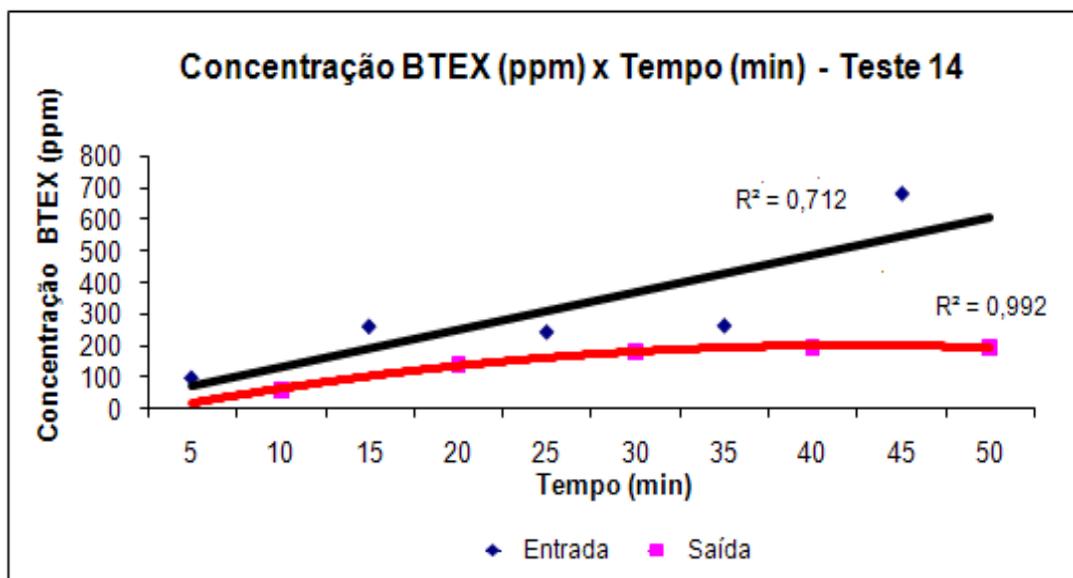


Figura 71 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 15

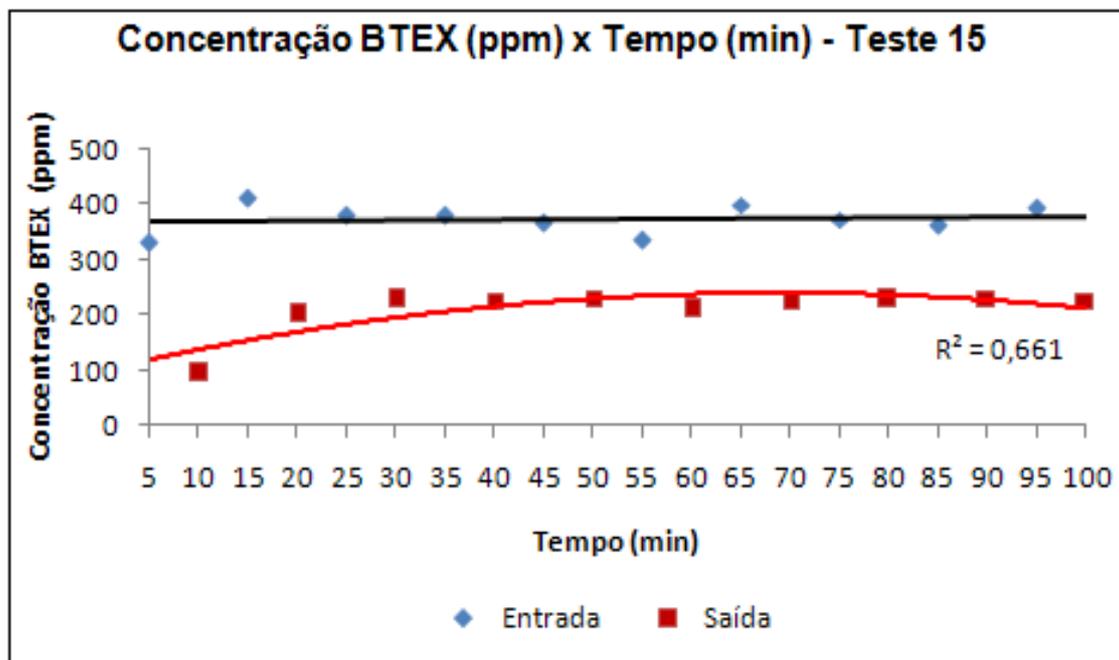
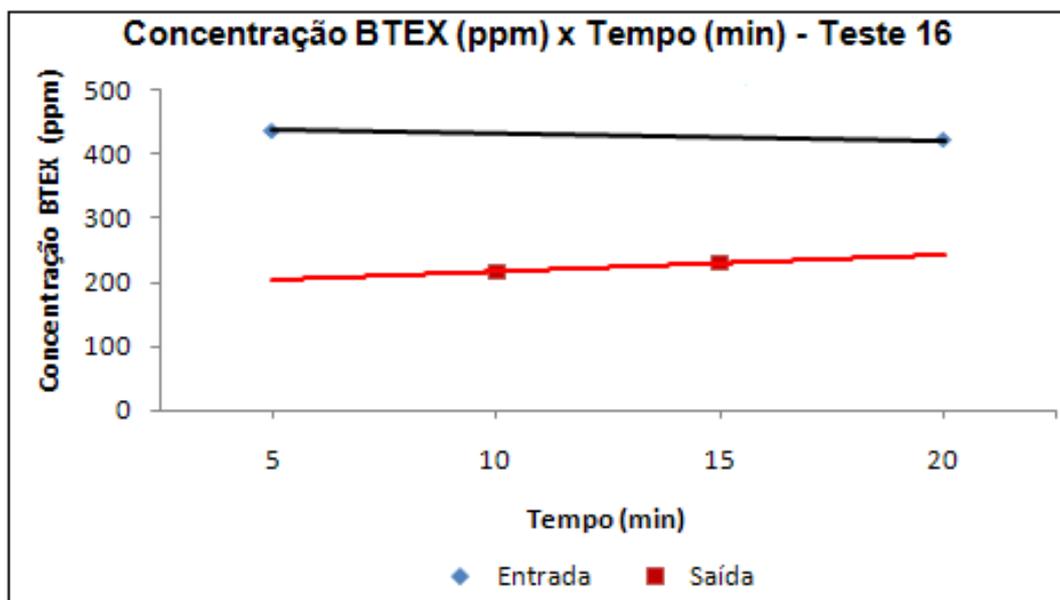


Figura 72 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 16



Os resultados obtidos das eficiências de adsorção de BTEX calculadas para cada teste estão apresentados na Tabela 14.

Tabela 14 – Eficiências de adsorção de BTEX para os Testes 10 a 16

Teste	Tempo (min)	Entrada (ppm)	Saída (ppm)	Eficiência (%)	Média (%)
10	20	1218	443	64	51,2
	30	1102	490	5	
	40	997	509	49	
	50	902	500	45	
	60	816	462	43	
11	20	398	144	64	39,1
	30	402	187	54	
	40	404	222	45	
	50	405	249	38	
	60	403	268	33	
	70	400	260	30	

Tabela 14 – Eficiências de adsorção de BTEX para os Testes 10 a 16 (continuação)

Teste	Tempo (min)	Entrada (ppm)	Saída (ppm)	Eficiência (%)	Média (%)
12	20	363	180	50	40,
	30	405	229	43	
	40	420	257	39	
	50	409	265	35	
	60	371	252	32	
13	20	566	268	53	39,6
	30	609	333	45	
	40	607	367	39	
	50	559	370	34	
	60	466	343	27	
14	20	285	146	49	57,7
	30	369	187	49	
	40	443	202	54	
	50	511	191	63	
	60	574	154	73	
15	365	174	52	52	41,3
	369	199	46	46	
	372	216	41	41	
	374	232	38	38	
	376	239	37	37	
	378	240	37	37	
	380	235	38	38	
	381	224	41	41	
16	5	417	489	55	47,3
	10	411	213	48	
	15	407	228	44	
	20	405	233	42	

Na Tabela 15 está apresentado o resultado da eficiência média de adsorção de BTEX calculada para o sistema, que foi de 45,2%.

Tabela 15 – Eficiência média de adsorção de BTEX do sistema

Teste	Eficiência (%)
10	51,2
11	39,1
12	40
13	39,6
14	57,7
15	41,3
16	47,3
Média	45,2

5.2.3. Condições experimentais dos testes em branco

As condições experimentais dos Testes de 1 a 16 estão no Quadro 45.

Quadro 45 – Resumo das condições experimentais nos Testes de 1 a 16

Condições experimentais		TESTE								
		1 ^{1,3}	2 ^{2,3}	3 ^{2,3}	4 ^{2,4}				5 ^{1,4}	
Parâmetro	Ponto de coleta				E 1	E 2/1	E 2/2	E 2/3	E 1	E 2
Perda de carga (mmH ₂ O)	Após coleta	1,3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Temperatura dos gases (°C)	Saída	23	23	23,5	23,5	23,5	23,5	23,5	24,5	24,5
Temperatura (°C)	Ambiente	23,5	24	23,5	23,5	23,5	23,5	23,5	23,5	23,5
Pressão (mmHg)	Ambiente	700	697	700	702	702	702	702	700	700
Umidade (%)	Ambiente	56	71	54	66	66	66	66	70	70
Volume dos gases (l)	Saída	40	9,4	2	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Tempo de coleta (min)	Total	8,5	5	2	NA	NA	NA	NA	30	10
Vazão dos gases (l /min)	Saída	4,7	1,88	1	1	6	2	1	1,3	1,3
Umectação (g)	Entrada	0,2	0,1	0	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Umidade (g)	Saída	0,1	0,1	0,1	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Massa de BTEX (g)	Entrada	0,5	0,2	0,1	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Volume de BTEX (ml)	Entrada	250	250	245	245	245	245	10	10	10

Nota:

E = ensaio

NA = não se aplica

¹ Biofiltro com recheio (500g de composto esterilizado + 5 anéis de Pall)² sem o biofiltro³ Tubos de TENAX GR⁴ Medição com MiniRAE 2000 calibrado para isobutileno - fator de correção para BTEX = 0,5⁵ Taxa de evaporação = massa BTEX consumida/tempo de coleta

Quadro 45 – Resumo das condições experimentais dos Testes de 1 a 16
(continuação 1)

Condições experimentais		TESTE					
		6 ^{1,2}		7 ^{1,2}		8 ^{1,2}	9 ^{1,4}
Parâmetro	Ponto de coleta	E 1	E 2	E 1	E 2		
Perda de carga (mmH ₂ O)	Após coleta	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Temperatura dos gases (°C)	Saída	24,5	25,3	24	24	24	23,5
Temperatura (°C)	Ambiente	23	23	23	23	23	23
Pressão (mmHg) ³	Ambiente	700	700	700	700	702	702
Umidade (%)	Ambiente	68	68	67,2	67,2	62,8	63,2
Volume dos gases (litros)	Saída	42	42	42	42	20	0,7
Tempo de coleta (min)	Total	42	42	42	42	20	1
Vazão dos gases (l/min)	Saída	1,0	1,0	1,08	1,08	1,0	0,7
Umidade (sílica) (g)	Gases	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Massa de BTEX(g)	Entrada	0,1	0,3	0,1	0,1	0,1	NA
Volume de BTEX (ml)	Entrada	10	10	10	10	10	10
Taxa de evaporação (mg/min) ³	Após coleta	2,38	7,14	2,38	2,38	2,22	NA

Nota:

E = Ensaio

NA = não se aplica

¹ sem o biofiltro

² Medição com Mini RAE 2000 calibrado para isobutileno - fator de correção para BTEX = 0,5

³ Taxa de evaporação = massa BTEX consumida/tempo de coleta

⁴ Tubos de TENAX GR

Quadro 45 – Resumo das condições experimentais nos Testes de 1 a 16
(continuação 2)

Condições experimentais		TESTE						
		10 ^{1,3}	11 ^{1,3}	12 ^{1,3}	13 ^{1,3}	14 ^{1,3}	15 ^{2,3}	16 ^{2,3}
Parâmetros	Ponto de coleta							
Perda de carga (mmH ₂ O)	Após coleta	1,4	1,4	1,4	1,8	1,4	1,4	1,4
Temperatura dos gases(°C)	Saída	24,5	22	22	20	20	20,6	20
Temperatura (°C)	Ambiente	23	23	23	23	23	23	23
Pressão (mmHg)	Ambiente	705	705	705	703	703	705	705
Umidade (%)	Ambiente	67	65,8	70	58,8	70,2	68	68,3
Volume dos gases (litros)	Saída	80,4	89,6	57,6	110,6	52,2	107,2	380
Tempo de coleta (min)	Total	80	90	60	60	50	100	271
Vazão dos gases (l/min)	Saída	1,0	1,0	1,0	1,8	1,0	1,1	1,4
Umidade (g)	Gases	NA						
Massa de BTEX(g)	Entrada	0,2	0	0,2	0,2	0,4	0,4	0,3
Volume de BTEX (ml)	Entrada	10	10	10	10	10	10	10
Taxa de evaporação (mg/min) ⁴	Após coleta	2,5	1,11	3,33	4,0	4,0	4,0	4,0

Nota:

NA = não se aplica

¹ Biofiltro com recheio (500 g composto esterilizado + 60 anéis de pall) - Altura= 50 cm

² Biofiltro com recheio (500 g composto esterilizado + 60 anéis de pall) - Altura= 50 cm

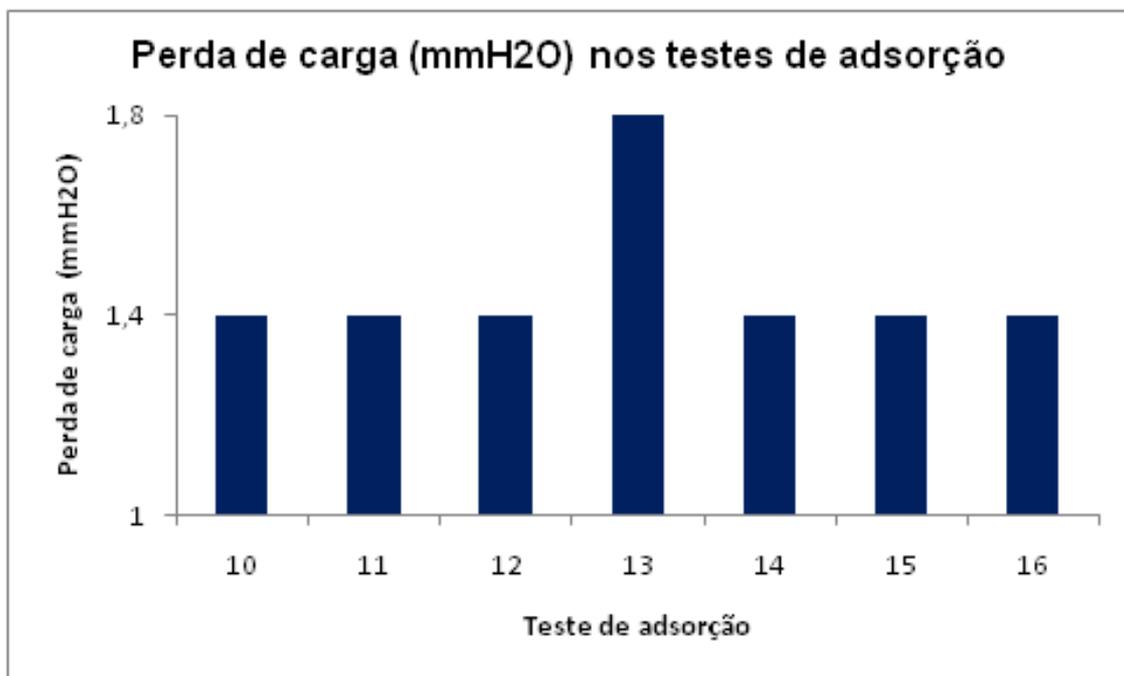
³ Medição com Mini RAE 2000 calibrado para isobutileno - fator de correção para BTEX = 0,5

⁴ Taxa de evaporação = massa BTEX consumida/tempo de coleta

5.2.4. Perda de carga do biofiltro nos testes de adsorção

Os resultados da perda de carga nos Testes de 10 a 16 estão representadas na Figura 73.

Figura 73 – Perda de carga nos testes de adsorção de 10 a 16



5.3. Resultados dos testes de biodegradação

5.3.1. Eficiência dos ensaios de biodegradação

Os Testes 17 a 26 foram realizados com o objetivo de determinar a eficiência do sistema no processo de biodegradação de BTEX no composto com o seu consórcio de microrganismos. Os resultados obtidos estão nas Figuras 74 a 84.

Figura 74 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 17

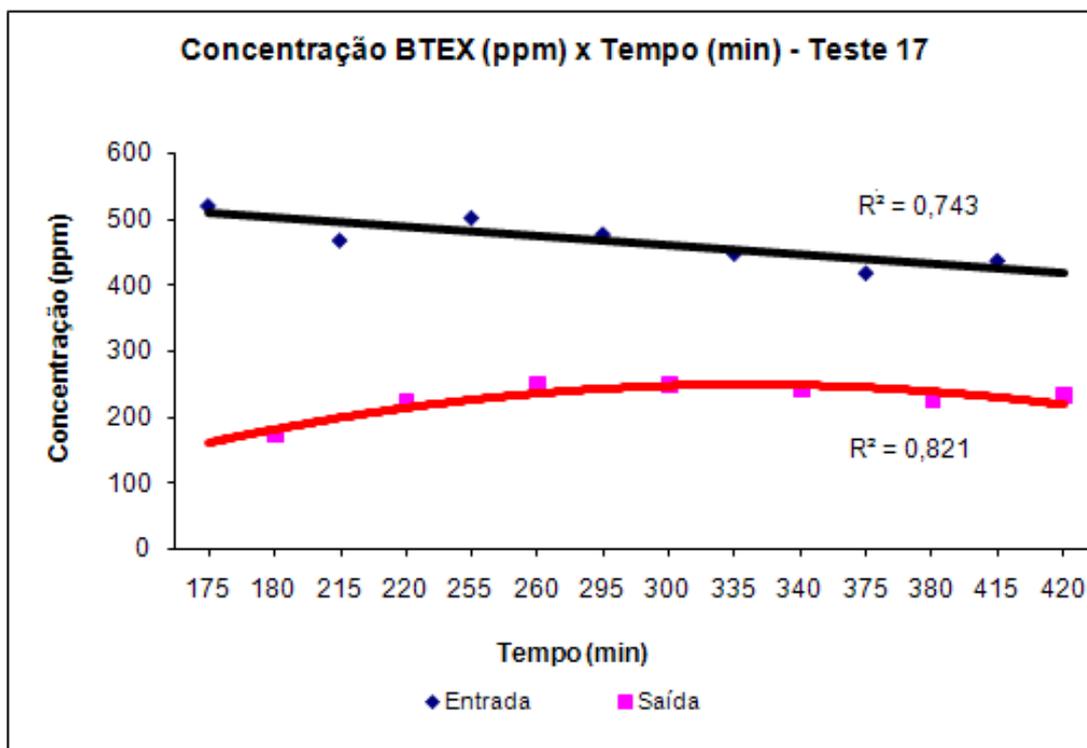


Figura 75 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 18

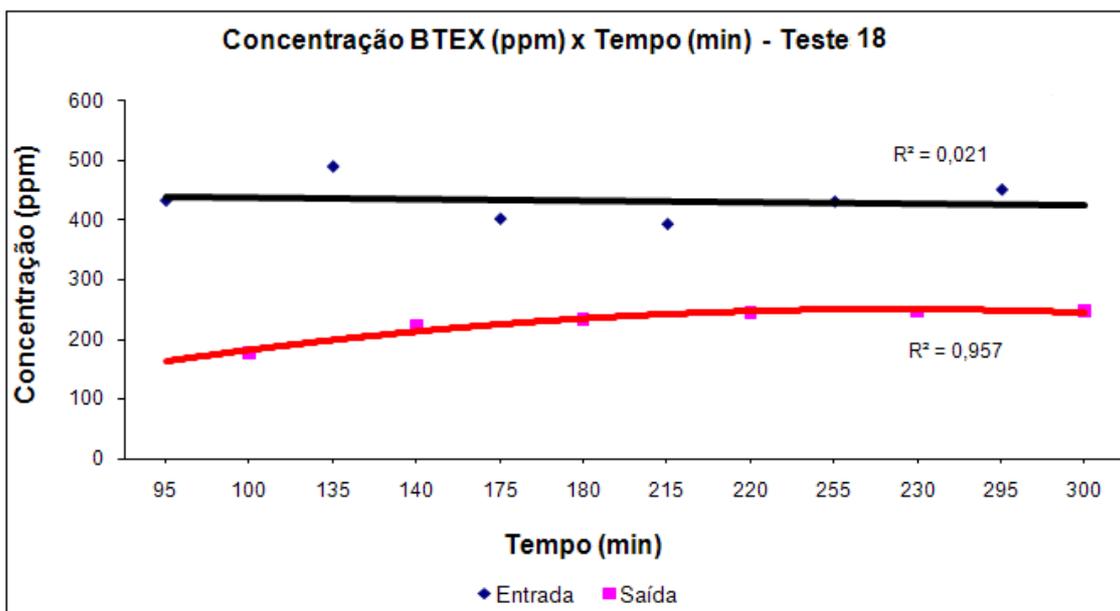


Figura 76 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 19

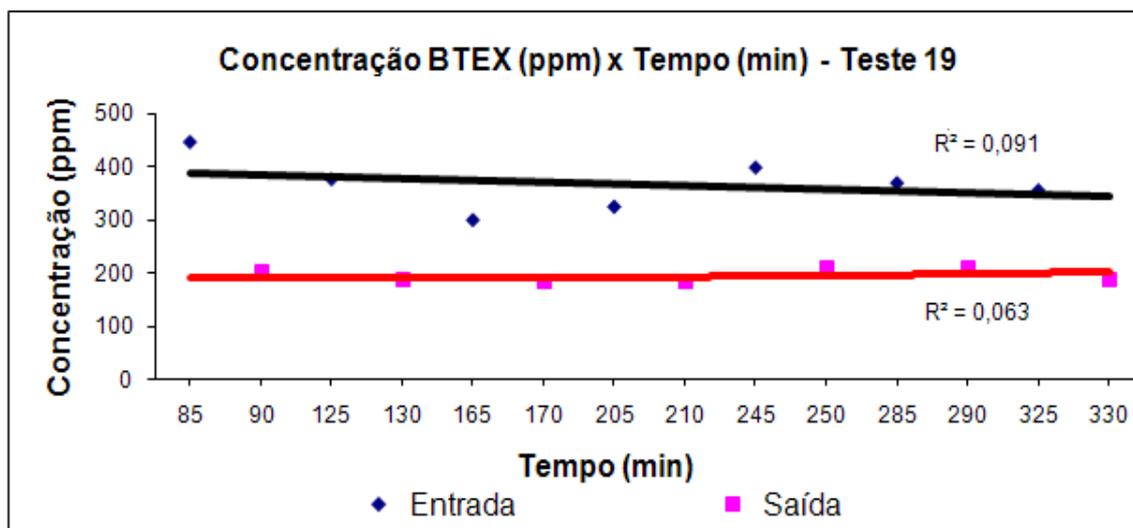


Figura 77 – Concentração de BTEX na entrada e na saída dos gases no ensaio de adsorção – Teste 20

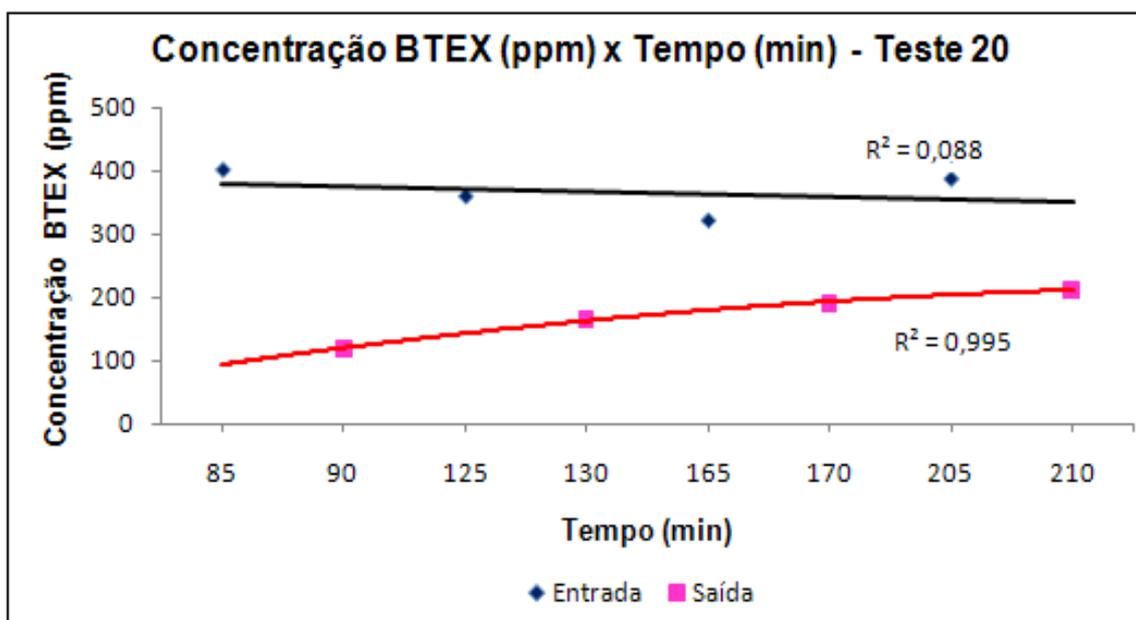


Figura 78 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 21

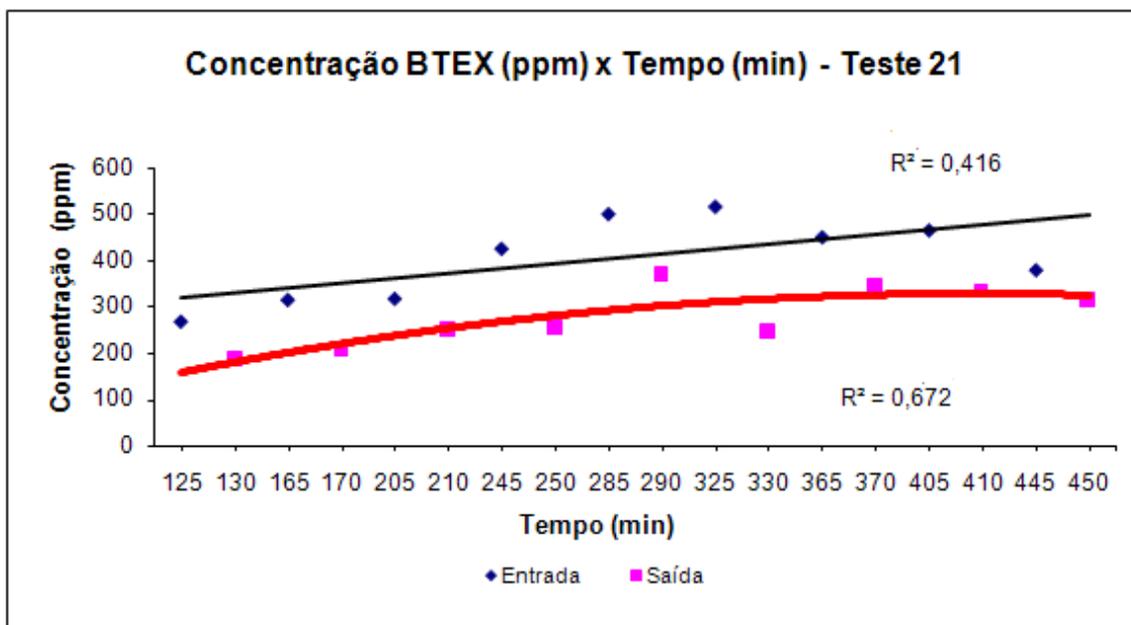


Figura 79 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 22

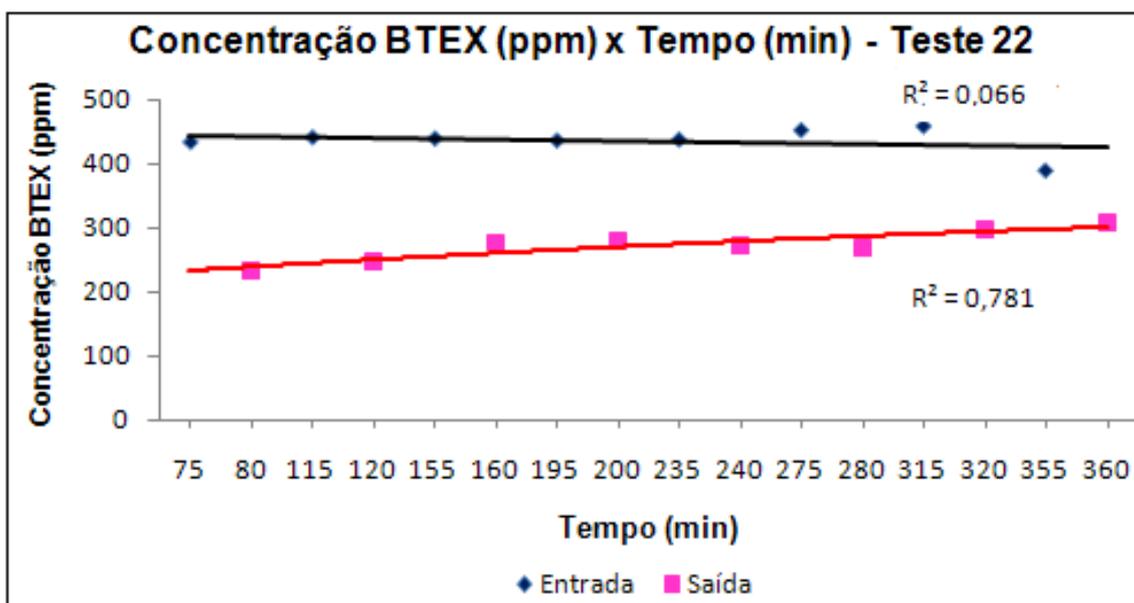


Figura 80 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 23

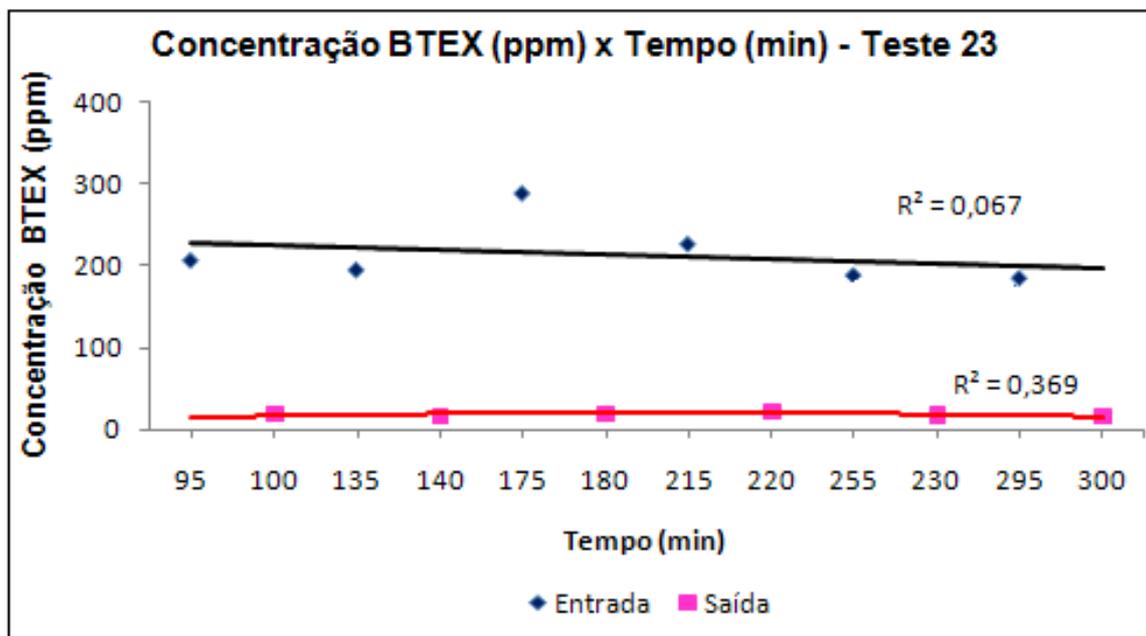


Figura 81 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 24

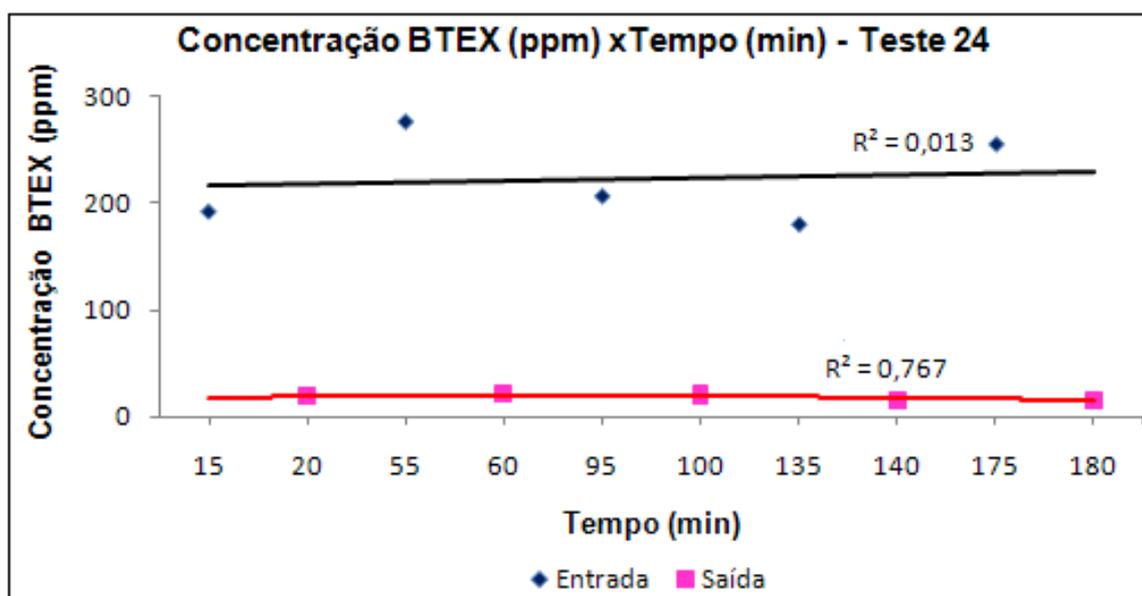


Figura 82 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 25

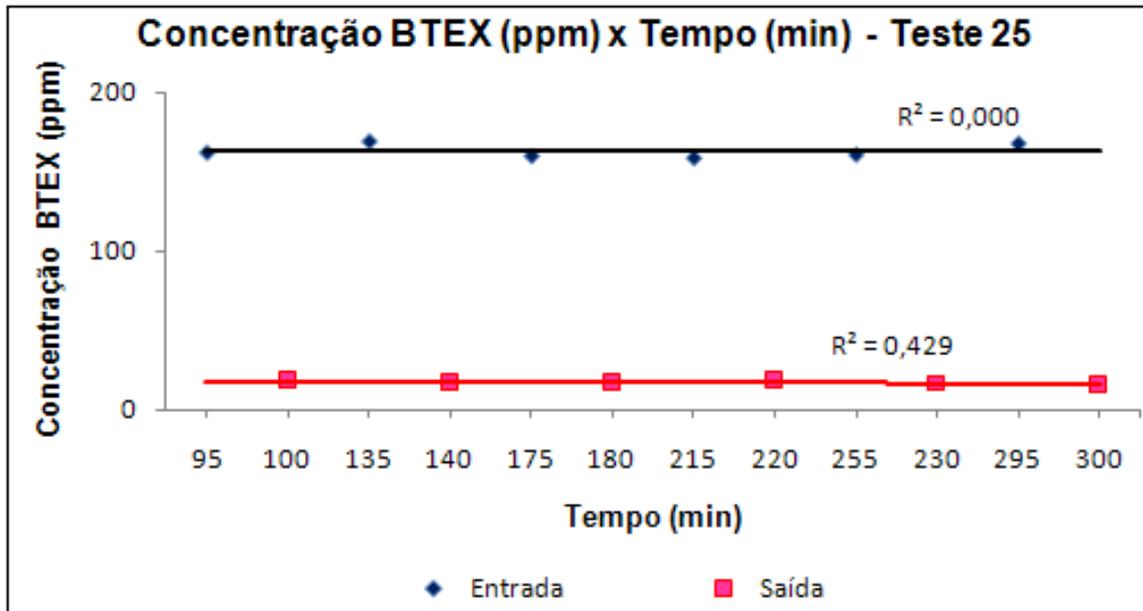
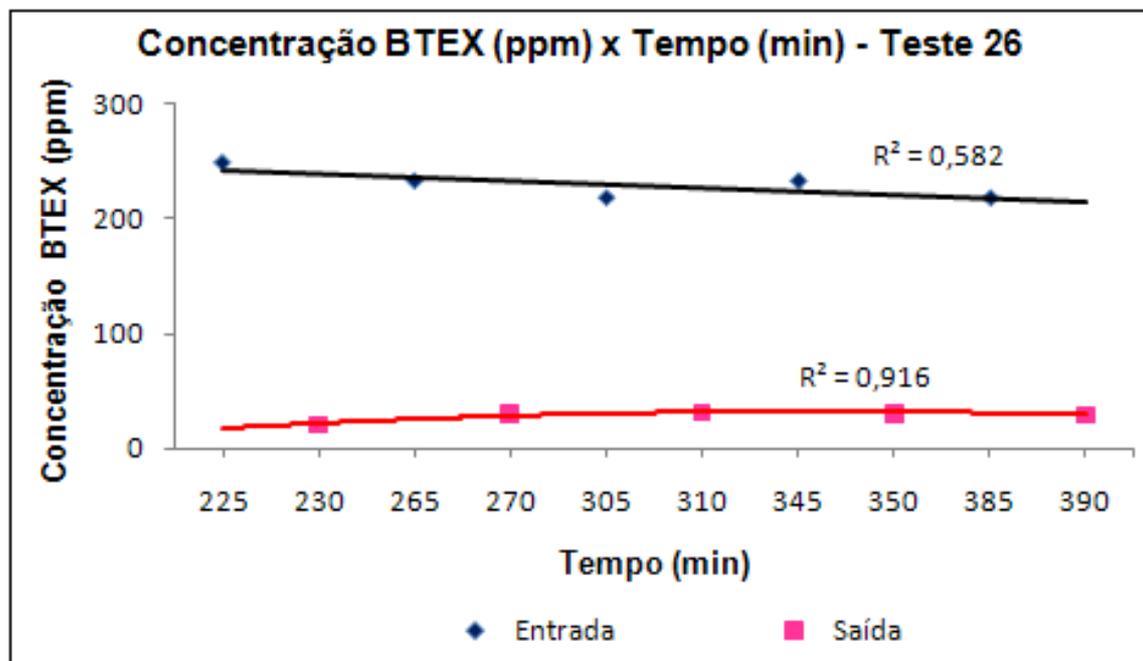


Figura 83 – Resultados dos Testes experimentais de biodegradação nos Testes 26



Os resultados obtidos das eficiências de adsorção de BTEX calculadas para cada teste estão apresentados na Tabela 16.

Tabela 16 – Eficiências de biodegradação de BTEX para os Testes 17a 26

Teste	Tempo (min)	Entrada (ppm)	Saída (ppm)	Eficiência (%)	Média (%)
17	20	485	220	55	47,6
	30	471	240	49	
	40	458	250	45	
	50	444	249	44	
	60	430	237	45	
	70	416	215	48	
18	20	423	219	48	44,3
	30	418	239	43	
	40	423	250	41	
	50	439	252	43	
	60	465	245	47	
19	20	360	190	47	49,5
	30	342	188	45	
	40	338	184	45	
	50	349	181	48	
	60	373	176	43	
	70	411	171	58	
20	20	332	169	49	56
	30	361	197	45	
	40	443	214	52	
	50	577	220	62	
	60	765	215	72	

Tabela 16 – Eficiências de adsorção de BTEX para os Testes 17 a 26
(continuação 1)

Teste	Tempo (min)	Entrada (ppm)	Saída (ppm)	Eficiência (%)	Média (%)
21	20	369	226	39	35,6
	30	423	258	39	
	40	458	284	38	
	50	476	304	36	
	60	475	317	33	
	70	455	325	29	
22	20	445	251	44	37,2
	30	449	262	42	
	40	448	272	39	
	50	442	281	36	
	60	432	289	33	
	70	418	297	29	
23	20	237	20	92	88,5
	30	238	20	92	
	40	221	20	91	
	50	188	19	90	
	60	138	17	87	
	70	72	15	79	
24	20	231	20	91	93,4
	30	226	19	92	
	40	216	17	92	
	50	200	14	93	
	60	179	9	95	
	70	152	4	98	

Tabela 16 – Eficiências de adsorção de BTEX para os Testes 17 a 26 (continuação 2)

Teste	Tempo (min)	Entrada (ppm)	Saída (ppm)	Eficiência (%)	Média (%)
25	20	161	19	88	89,1
	30	161	18	89	
	40	162	18	89	
	50	165	17	89	
	60	169	17	90	
26	20	228	29	87	86,6
	30	223	32	86	
	40	221	31	86	
	50	224	28	88	

5.3.2. Condições experimentais dos ensaios de biodegradação

As condições experimentais para os testes de 17 a 26 estão apresentadas no Quadro 46.

Quadro 46 – Condições experimentais nos Testes de 17 a 26

Condições experimentais ^{1,2}		TESTE					
		17	18	19	20	21	22
Parâmetros	Ponto de coleta						
Perda de carga (mmH ₂ O)	Após coleta	1,6	1,5	1,4	1,4	1,6	1,5
Temperatura dos gases (°C)	Saída	23	23	19	15	18	20
Temperatura (°C)	Ambiente	23	23	23	23	23	23
Pressão (mmHg)	Ambiente	703	706	706	706	706	706
Umidade (%)	Ambiente	67,4	76,1	45,7	76,1	79,3	70
Volume dos gases (l)	Saída	440	330	292	130	445	320
Tempo de coleta (min)	Total	420	300	270	210	470	360
Vazão dos gases (l/min)	Saída	1,1	1,1	1,1	1,0	1,0	1,0
Vazão de nutrientes	Topo da torre (ml)	20	NA	20	NA	NA	45
	Borbulhador (g)	NA	NA	NA	NA	NA	0,2
Umidade (g)	Gases	2,0	1,0	1,9	1,1	3,1	5,0
Massa de BTEX (g)	Total	0,2	0,1	0,2	0,2	0,2	0,6
Volume de BTEX (ml)	Entrada	10	10	10	10	20	20
Taxa de evaporação ³ (mg/min)	Após coleta	0,48	0,33	0,74	0,95	0,43	2,50
Percolado (ml)	Após coleta	40	NA	10	NA	10	10
	pH	6	NA	6	NA	6	6

Nota:

NA = Não se aplica

¹ Biofiltro com recheio (500 g composto + 60 anéis de Pall) - Altura= 48,5cm² Medição com MiniRAE 2000 calibrado para isobutileno - fator de correção para BTEX = 0,5³ Taxa de evaporação = massa BTEX consumida/tempo de coleta

Quadro 46 – Condições experimentais nos Testes 23 a 26 (continuação)

Condições experimentais ^{1,2}		TESTE			
Parâmetros	Ponto de coleta	23	24	25	26
Perda de carga (mmH ₂ O)	Após coleta	1,8	1,5	1,5	1,5
Temperatura dos gases (°C)	Saída	22	23	23	25
Temperatura (°C)	Ambiente	23	23	23	23
Pressão (mmHg)	Ambiente	705	705	706	703
Umidade (%)	Ambiente	76,3	53	61	55
Volume dos gases (l)	Saída	320	185	297	392
Tempo de coleta (min)	Total	300	195	300	390
Vazão dos gases (l/min)	Saída	1,1	1,0	1,0	1,1
Vazão de nutrientes	Topo da torre (ml)	NA	NA	NA	NA
	Borbulhado (g)r	NA	NA	NA	NA
Umidade (g)	Gases	2,4	1,6	1,5	2,4
Massa de BTEX (g)	Total	0,7	0,5	0,6	0,9
Volume de BTEX (ml)	Entrada	20	20	20	20
Taxa de evaporação ³ (mg/min)	Após coleta	2,33	2,56	2,00	2,31
Percolado (ml)	Após coleta	NA	NA	NA	5
	pH	NA	NA	NA	6

Nota:

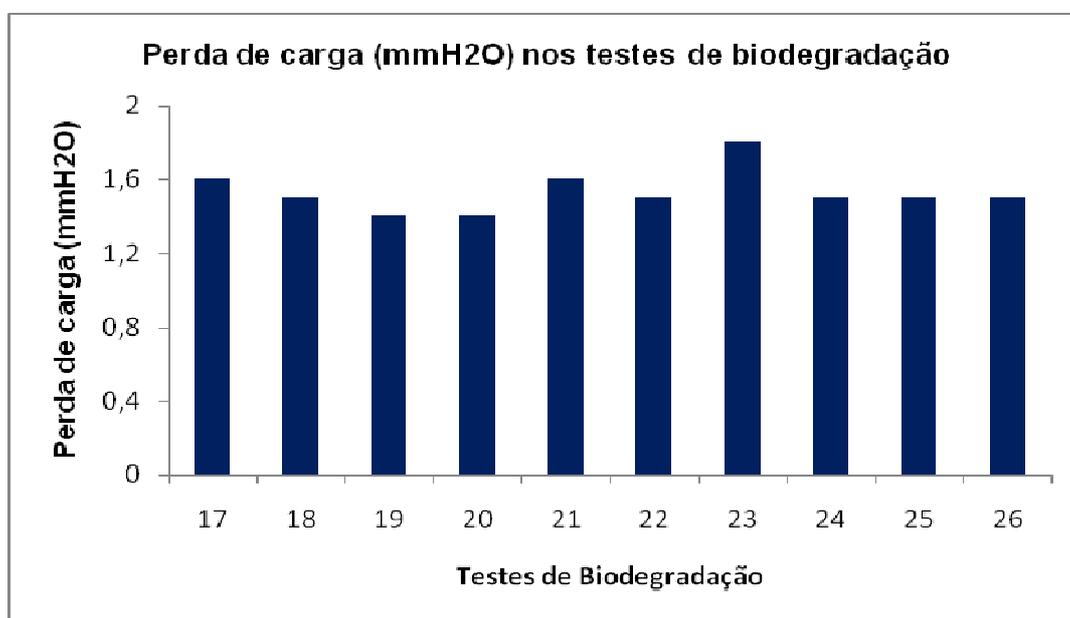
NA= não se aplica

¹ Biofiltro com recheio (500 g composto + 60 anéis de Pall) - Altura= 48,5cm² Medição Mini RAE 2000 calibrado para isobutileno - fator de correção para BTEX = 0,5³ Taxa de evaporação = massa BTEX consumida/tempo de coleta

5.3.3. Perda de carga do biofiltro nos ensaios de biodegradação

O resultado das medidas de perda de carga do sistema nos testes 17 a 26 estão apresentadas na Figura 84. Verifica-se que a mesma permaneceu quase estável durante os testes, com leve crescimento ao longo do tempo.

Figura 84 – Perda de carga do biofiltro nos ensaios de biodegradação



5.3.4. Parâmetros de performance

A Tabela 17 apresenta os resultados obtidos para os parâmetros de performance para os Testes de 17 a 26.

Tabela 17 – Parâmetros de performance dos ensaios de biodegradação

Testes	EBRT (min)	SL (m³/m² x h)	CL (g /m³ x h)	EC (g /m³ x h)	ER (%)
17	2,2	13,1	12	6	47,6
18	2,2	13,1	8	5	44,3
19	2,2	13,1	19	9	49,5
20	2,4	11,9	26	11	56,0
21	2,4	11,9	12	8	35,6
22	2,4	11,9	46	29	37,2
23	2,2	13,1	59	7	88,5
24	2,4	11,9	67	4	93,4
25	2,2	13,1	55	6	89,1
26	2,2	13,1	62	8	86,6

Foi também elaborado o gráfico representativo do comportamento da capacidade de eliminação, carga mássica no leito e eficiência de remoção para os ensaios de biodegradação realizados (Figura 85).

Também foi elaborado um gráfico relacionando a eficiência de remoção de BTEX durante o período dos testes de degradação (Figura 86).

Figura 85 – Capacidade de eliminação, carga superficial do leito e eficiência de remoção para os ensaios de biodegradação de BTEX

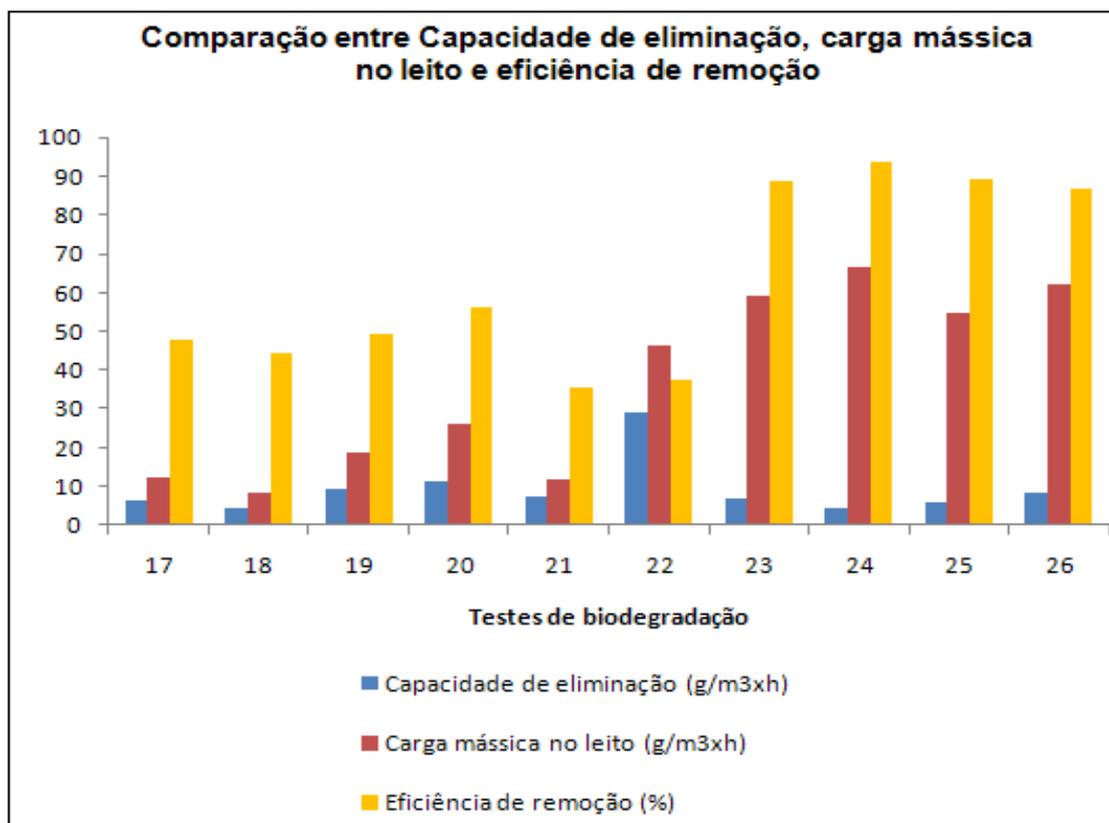
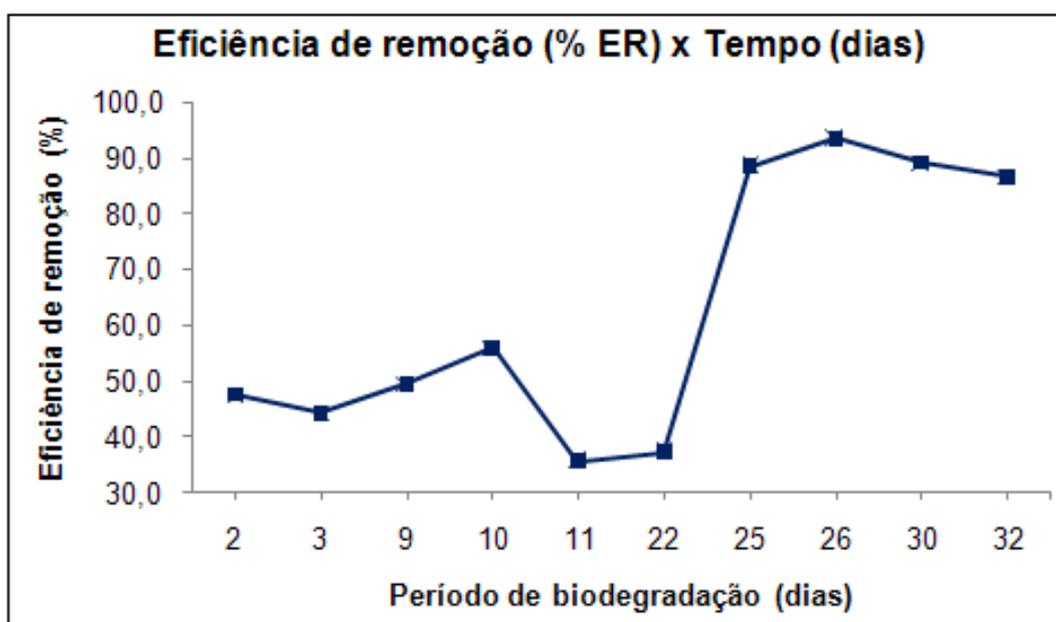


Figura 86 – Eficiência de remoção durante os ensaios de biodegradação



5.3.5. Identificação de microrganismos

5.3.5.1. Testes de presença

Os resultados mostraram um número INCONTÁVEL de colônias/ml (equivalente a > 5700 UFC/ ml, CETESB, 2006) de bactérias, fungos e leveduras, reconhecidos pela formação de colônias típicas que estavam presentes nos percolados dos ensaios de biodegradação da primeira à quinta semanas (Figura 87, 88 e 89).

Figura 87 – Colônias no percolado nas 1^a e 2^a semanas de testes

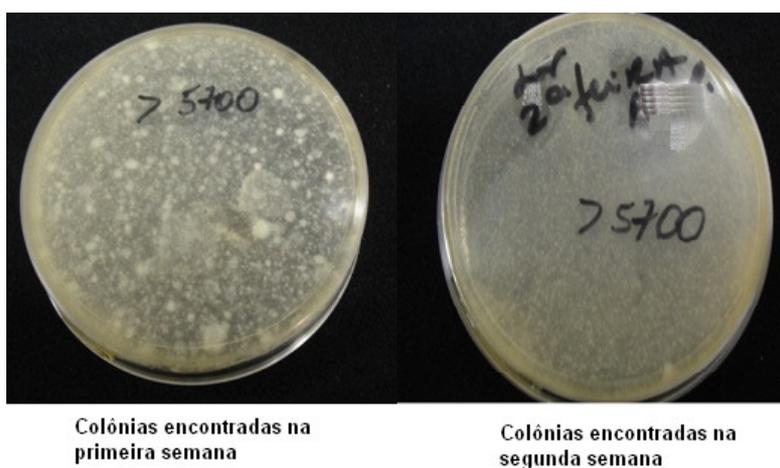


Figura 88 – Colônias no percolado nas 3^a e 4^a semanas de testes

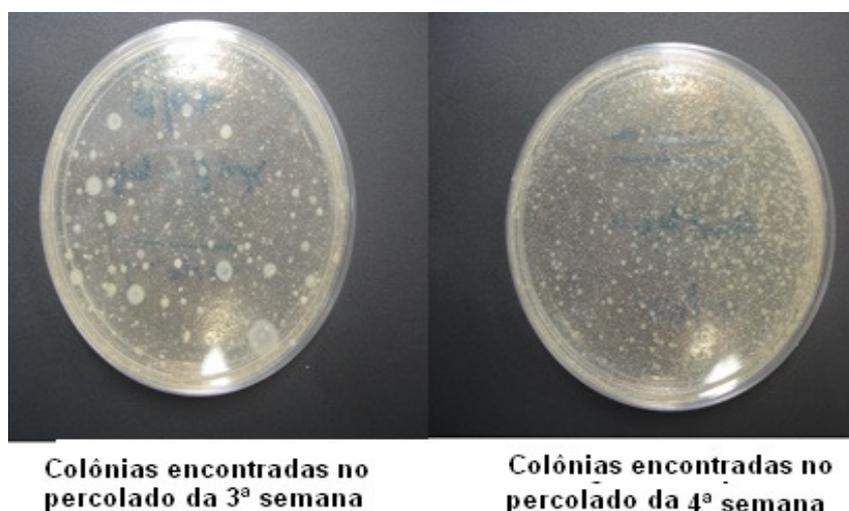
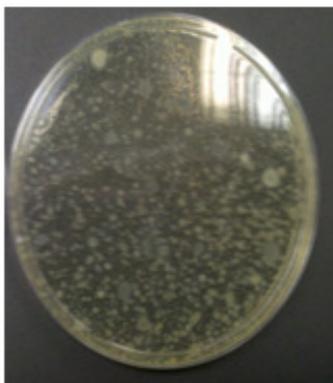


Figura 89 – Colônias no percolado na 5ª semana de testes



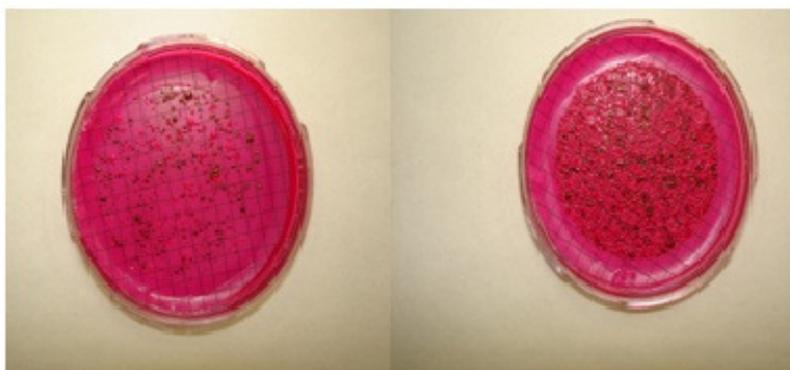
Colônias encontradas no percolado da 5ª semana

5.3.5.2. Testes de identificação de microrganismos

a) Bactérias fermentadoras de lactose

Foi constatado que os microrganismos estavam presentes num número INCONTÁVEIS UFC/100 µl de colônias, equivalente a > 5700 UFC/ml (CETESB, 2006) tanto na terceira, quarta e na quinta semanas. Também foi identificada a presença de colônias com cor vermelho forte e brilho verde metálico no meio Endo, característicos da presença de coliformes (Figura 90 e 91).

Figura 90 – Colônias de coliformes no percolado nas 3ª e 4ª semanas



Colônias encontradas na terceira semana

Colônias encontradas na quarta semana

Figura 91 – Colônias de coliformes no percolado na 5ª semana

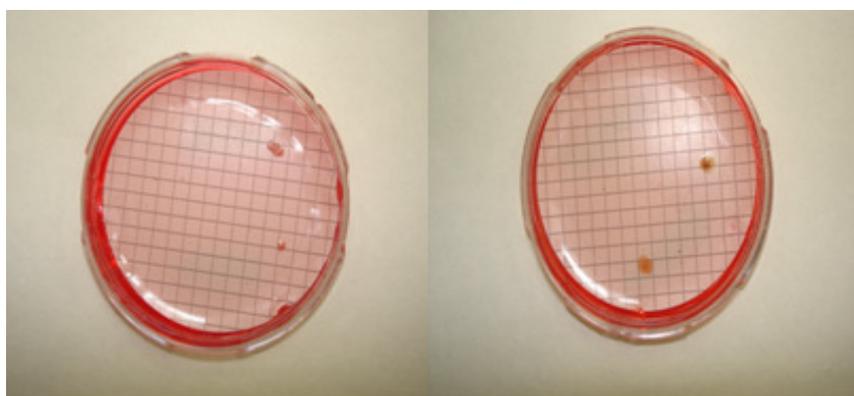


**Colônias encontradas
na quinta semana**

b) *Pseudomonas*

O resultado < 1 UFC/ ml indicou que os microrganismos estavam presentes em poucas de colônias no período entre a terceira e quinta semanas, e que eram bactérias. Porém nenhuma das colônias formadas tinha características típicas de *Pseudomonas*, pois não eram espalhadas e castanhas escuras. Com esse resultado, não havia *Pseudomonas* presentes no consórcio de microrganismos do composto utilizado nesse estudo (Figuras 92 e 93). As bactérias presentes não foram identificadas.

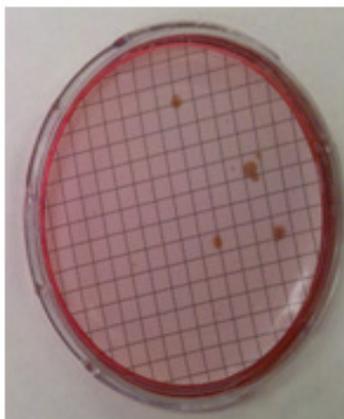
Figura 92 – Colônias de bactérias no percolado nas 3ª e 4ª semanas



**Colônias encontradas na
terceira semana**

**Colônias encontradas na
quarta semana**

Figura 93 – Colônias de bactérias no percolado na 5ª semana

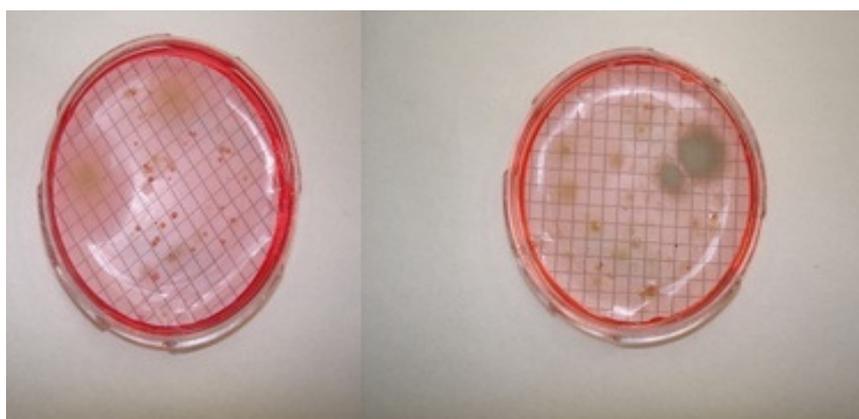


**Colônias encontradas
na quinta semana**

c) Fungos e bolores

O resultado de INCONTÁVEIS UFC/100 ml mostrou que esses microrganismos estavam presentes na terceira, na quarta e na quinta semanas, sendo na quinta semana não foi possível o registro fotográfico (Figura 94).

Figura 94 – Colônias de fungos e bolores no percolado nas 3ª e 4ª semanas



**Colônias encontradas
na terceira semana**

**Colônias encontradas na
quarta semana**

d) Bactérias Termotolerantes e *Escherichia coli*

No composto, o resultado foi de 92.000 NPM de coliformes termotolerantes / 100g de substrato (NPM = número mais provável) e para *Escherichia coli* foi de 540 NPM de *E.coli* / 100g de substrato de coliformes.

5.3.6. pH do percolado

O teste de pH dos percolados da primeira a quinta semana apresentaram como uma faixa entre 6 a 7, indicando a faixa neutra.

6. Discussão dos resultados

6.1. Em relação aos pré-ensaios

6.1.1. Identificação dos microrganismos adequados para a biodegradação

Os resultados dos testes de verificação de crescimento de *Pseudomonas putida* em meio com BTEX mostraram que não houve crescimento desses microrganismos no meio após o período de climatização, não confirmando o encontrado nos estudos realizados por ALVES (2005); PEDERSEN et al. (1997), JEONG et al. (2006) e REGO (2000), onde foram obtidos resultados satisfatórios para a degradação de BTEX e seus componentes com a participação desse microrganismo. Após uma análise dos resultados, verificou-se que os procedimentos utilizados para climatização poderiam ter uma possível contribuição, mesmo assim as causas que levaram a esse resultado merecem ser melhor exploradas.

Em relação aos testes de verificação de crescimento para o consórcio de microrganismos presentes no composto em meio com BTEX, identificou-se o crescimento satisfatório de bactérias, fungos e bolores nos vários meios testados, confirmando o encontrado nos estudos de NAMKOONG et al. (2003), DELHOMENIE et al. (2002) e RENE (2005), tanto para a degradação de BTEX quanto de seus componentes. Com esse resultado, o consórcio de microrganismos presentes no composto foi adotado para a realização dos testes de biodegradação.

6.1.2. Caracterização dos materiais filtrantes

Nos resultados obtidos de 4,47% e 4,92% de carbono orgânico total, nos ensaios realizados, foi observado que os mesmos estavam muito abaixo do encontrado no estudo de NAMKOONG et al. (2003), que era de cerca de

35,7%, apesar do composto ser constituído de matéria orgânica que contem carbono (como casca de madeira, madeira moída, entre outros). No entanto, esse resultado não deve ter interferido no crescimento dos microrganismos, pois o BTEX serve como fonte de carbono.

Em relação à determinação da granulometria do composto, não há um método específico para esse ensaio, sendo então utilizado o de sedimento e obteve-se como resultado: 37,09 % de areia, 35,46% de silte e 27,44% de argila. Observa-se que as frações dos componentes estavam bastante próximas e que são maiores do que o indicado pelo histograma de distribuição granulométrica, segundo a escala de Wentworth, que é de: areia (cerca de 4 a 20%), silte (de 7 a 20%) e argila (em torno de 4%) (CETESB, 1995).

Esse resultado mostrou também que o composto tinha uma granulometria bastante fina, sendo apontado por DELHOMÉNIE e HEITZ (2005) como um material de leito filtrante que tem alta perda de carga, pois as partículas mais finas oferecem uma grande resistência à passagem do efluente gasoso, o que poderia gerar problemas como o entupimento e a compactação do leito.

Dessa forma, havia um indicativo da necessidade de serem adicionados agentes de massa para evitar os problemas citados. Também, o estudo de SOARES (2005), foi realizado com o peneiramento para remoção das frações mais finas restando apenas a fração mais grosseira do composto. Como as frações mais finas facilitam o crescimento da biomassa nos poros do leito (DELHOMÉNIE e HEITZ, 2005), optou-se pela utilização do composto sem peneiramento, com a permanência do material grosseiro e pela adição de anéis de Pall para evitar os problemas trazidos pela alta perda de carga e para preservar os microrganismos existentes no mesmo.

Em relação à variação de temperatura do composto, os resultados indicaram que a mesma ficou na faixa de 26 a 30°C, com média de 27,4°C, sem variações bruscas. Essa faixa de temperatura é adequada ao crescimento dos

microrganismos mesofílicos (FISCHER et al., 1990), os quais estão presentes no composto (USEPAf, 1998).

Os resultados da determinação do pH do composto indicaram que o mesmo permaneceu numa faixa neutra, mostrando que os microrganismos existentes não possuíam atividade metabólica que mudasse o pH do meio devido ao lançamento de seus produtos, confirmando estudo de FISCHER et al. (1990). Também está de acordo com DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), que afirmam que o composto tem uma boa capacidade de tamponamento. Mesmo assim, preventivamente, durante os ensaios de biodegradação optou-se pela adição de solução tampão para manutenção da faixa de pH neutra necessária ao desenvolvimento dos microrganismos nesse meio filtrante.

Para a taxa de secagem (I) foi observado que o resultado de 0,53 g água/dia x kg de leite era muito inferior ao encontrado por DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), de <70 g água/ dia x kg leite, indicando que a evaporação da umidade do leite não era intensa.

Para a taxa de secagem (II), o resultado de 12, 5 g água/ m³ x h também foi inferior ao encontrado por DELHOMÉNIE e HEITZ (2005), de <50 g / m³ x h. Porém, nesse caso, era indicativo de que o meio filtrante deveria ser provido de irrigação para manter a umidade necessária ao desenvolvimento das bactérias. Com isso, foi adotado um sistema de umectação mais intensivo: por borbulhamento do ar de entrada, retorno do percolado e adição de líquido pelo topo do biofiltro.

Em relação á massa de água, o valor encontrado de 84,4% estava acima da referência de 56,4% (SOARES, 2005), indicando que deveria ser cuidadosa a adição de água, de modo a não ocorrer inundação do leite. Dessa forma, a umectação do leite durante os ensaios de biodegradação ocorreram em média a cada 2 ou 3 dias ou quando necessário.

Observou-se que a compactação do leite com composto foi aproximadamente 20% maior do que a compactação do leite com a mistura de composto e anéis

de Pall, o que indicou que a mistura de anéis de Pall ao composto, de fato, diminuiria a compactação prevista, o que foi adotado.

Foi observado que a densidade aparente da mistura de composto com os anéis de Pall (601 kg/m^3) era maior do que a do composto (455 kg/m^3). Comparando esses valores de pré-ensaios com o valor encontrado por SOARES (2005), de 705 kg/m^3 , concluiu-se que a diferença entre os resultados pode ser atribuída a variação na composição dos compostos utilizados, pois segundo SWANSON e LOEHR (1997) o termo composto se refere a diferentes misturas de materiais orgânicos e assim, as propriedades podem variar bastante.

De fato, o composto utilizado no presente estudo, segundo informação do fabricante foi produzido a partir de elementos vegetais (casca de árvore, solos, entre outros) não contendo matéria animal como esterco ou minhocas. Já o composto utilizado por SOARES (2006) foi produzido a partir de lixo orgânico, lodo de estação de tratamento de esgotos e podas de árvore e foi peneirado para separação de partículas mais grosseiras, pedaços de madeira e minhocas, escolhendo partículas entre 2,8 - 4,2 mm. Além disso, o mesmo ainda foi misturado a cerâmica expandida (4 mm), na proporção de 2:1, o que contribui para explicar os diferentes valores encontrados para a densidade aparente.

Em relação à porosidade, os resultados mostraram pouca variação entre o composto (64 %) e a mistura do composto com anéis de Pall (64,5%). O valor encontrado por SOARES (2005) com a mistura de composto com cerâmica expandida foi mais alto (91%). Dessa forma, para se obter uma maior porosidade do leito, a proporção de anéis de Pall deveria ter sido maior do que a adotada. De fato, o recomendado está numa faixa de 40 a 60% (SWANSON e LOHER, 1997) e o utilizado no pré-ensaio foi de 33%. Como o aumento da porosidade pode ocorrer tanto pelo aumento da quantidade de anéis de Pall, quanto pelo diâmetro dos mesmos, foi adotado o aumento do número de unidades e do diâmetro dos anéis, de $\frac{3}{4}$ " para 1", nos testes em branco e nos ensaios de biodegradação.

6.2. Em relação aos testes em branco

6.2.1. Pré-testes

No Teste 1, os resultados foram descartados devido ao problema ocorrido com a quantificação das altas concentrações de BTEX encontradas nos tubos de adsorção utilizados (2 tubos de adsorção na entrada e 1 tubo de adsorção na saída do biofiltro), o que causou uma quebra nos picos dos cromatogramas, impossibilitando sua quantificação. Provavelmente, isso ocorreu devido a alta geração de vapores pelo borbulhamento em solução de 250 ml de BTEX; com vazão dos gases de 4,7 l/min, durante 5 minutos.

No Teste 2, os resultados também foram descartados devido ao problema ocorrido com a quantificação das altas concentrações de BTEX encontradas nos tubos de adsorção utilizados (5 tubos de adsorção), o que também causou uma quebra nos picos dos cromatogramas, impossibilitando sua quantificação, mesmo com as alterações realizadas.

Os resultados do uso do aparelho de ORSAT tradicional para a determinação da concentração de CO₂ indicaram que as concentrações presentes estavam fora da faixa de sensibilidade do aparelho. Foi descartado também o uso de aparelho de Orsat eletrônico, pois a determinação é feita por cálculo indireto e não por medição.

No Teste 3 os resultados das concentrações de BTEX nos tubos de adsorção também foram descartados, pois persistiam os mesmos problemas para determinação das concentrações de entrada dos testes anteriores, mesmo o Teste 3 tendo sido conduzido com diminuição da solução de BTEX de 250 ml para 245 ml no borbulhador; redução da vazão de 4,7 para 1l/min e redução do tempo de coleta de 5 para 2 minutos.

No Teste 4, os resultados mostraram que mesmo com a alteração do método de coleta e análise, com os tubos de adsorção tendo sido substituídos pelo detector de fotoionização (PID) portátil, as concentrações persistiam altas e muito variáveis.

No teste 5 também foram realizados 2 ensaios. No primeiro ensaio, sem o biofiltro, com coleta só na entrada dos gases, foi observado que havia formação de vapores (head-space), os quais faziam com que a concentração aumentasse mesmo após a bomba entrar em funcionamento, além de permanecerem altas, acima do recomendado que era < 1000 ppm (CONVERTI e ZILLI, 1999).

No segundo ensaio foi realizada a determinação das concentrações de BTEX, na entrada e na saída do biofiltro, a vazão de gases permaneceu a mesma, porém diminuiu a duração do teste de 30 para 10 minutos, permanecendo a solução 10 ml de BTEX dentro do kitasato e foi introduzida uma entrada de ar falso para redução das concentrações de BTEX. Foi observado que, com o uso da entrada de ar falso, a concentração se tornou muito baixa na entrada do sistema (~115 ppm).

No Teste 6 foram realizados 2 ensaios similares para a determinação das concentrações de BTEX, sem o biofiltro, a vazão diminuiu de 1,3 para 1 l/min; a duração dos testes aumentou de 10 para 42 minutos, a solução de 10 ml de BTEX no kitasato permaneceu, porém foi colocado um redutor na entrada de ar falso. Verificou-se que ainda havia variação na concentração de BTEX, porém os valores ficaram mais próximos das condições de projeto (300 a 1000 ppm). Após alguns minutos de início do teste, observou-se que a concentração do fluxo gasoso ficou mais estável, provavelmente devido ao esgotamento do head-space inicial, após o funcionamento da bomba por mais tempo.

No Teste 7 também foram realizados 2 ensaios similares para a determinação das concentrações de BTEX, sem o biofiltro, com a vazão aumentada de 1 para 1,08 l/min.

Verificou-se que ainda havia variação na concentração de BTEX e que os valores continuavam próximos das condições de projeto (300 a 1000 ppm).

No Teste 8, a determinação das concentrações de BTEX foi realizada sem o biofiltro, com diminuição da vazão de 1,08 l/min para 1 l/min e da duração do teste de 42 para 20 minutos, com solução 10 ml de BTEX no béquer no interior do kitasato. Verificou-se que ainda havia variação na concentração de BTEX, porém a mesma estava mais estável após alguns minutos de funcionamento do sistema (10 a 15 min.).

O Teste 9 teve como objetivo fazer uma nova tentativa de utilização dos tubos de adsorção (5 tubos), sem o biofiltro para determinação das concentrações dos componentes do BTEX, utilizando-se vazão de 1 l/min, duração de 1 minuto de coleta, com a solução de 10 ml de BTEX num béquer no interior do kitasato. Foi observada ainda uma grande variação dos resultados, e pela impossibilidade da quantificação das concentrações de BTEX, pela quebra dos picos dos cromatogramas.

Dessa forma, concluiu-se com os Testes de 1 a 9, que a melhor configuração para o sistema foi a apresentada no Teste 8, utilizando-se uma vazão de aproximadamente 1 l/min, sendo a mesma mantida nos testes de 10 a 16 para determinação da eficiência adsorção e nos testes de 17 a 26 para os ensaios de biodegradação. O método analítico selecionado foi o analisador de gases com PID para a determinação da concentração de BTEX nos gases na entrada e na saída do sistema.

6.2.2. Testes de adsorção

6.2.2.1. Em relação à eficiência de adsorção

As eficiências determinadas para os Testes 10 a 16, com composto estéril, foram bastante próximas, com um valor médio de 45,2 %, o que indica que adsorção tem uma contribuição bastante significativa na biodegradação.

Ressalta-se que na composição do composto utilizado nesse estudo, foi adicionado carvão, conforme informação do fabricante, o que contribui para uma alta adsorção encontrada para esse tipo de material.

No estudo realizado por KLAPKOVÁ et al. (2006), para remoção de uma mistura de tolueno e xileno, em biofiltro percolador, também com composto estéril e perlita foi observado que a adsorção ocorreu somente no início do teste e a eficiência de retenção dos componentes no meio filtrante foi muito baixa, em torno de zero, contrariamente ao que ocorreu no presente estudo, onde a adsorção teve papel relevante.

Uma adsorção reduzida, como a do estudo realizado por KLAPKOVÁ et al. (2006), pode ser resultado também da saturação do material filtrante devido às condições operacionais, como vazão alta com alta concentração de contaminantes e retenção de umidade do material.

6.2.2.2. Em relação à perda de carga dos testes de adsorção

Os resultados mostraram pouca variação, indicando que a perda de carga no leito permaneceu aproximadamente exceto no Teste 13, cujo valor mais alto (3,63 Pa/m) pode ser explicado pela maior vazão de gases (1,8 l/min). Os dados obtidos muito abaixo do valor máximo da faixa encontrada por TORKIAN et al. (2003), que é de <1000 Pa/m, para a degradação de tolueno e xileno, que são componentes do BTEX, num leito contendo composto misturado com cavacos e madeira, sem crescimento da biomassa.

Provavelmente o que contribuiu para esse resultado, pode ter sido a mistura de anéis de Pall ao composto, pois com o aumento da porosidade do leito diminuiu a resistência da passagem do ar, tornando os valores encontrados bastante baixos.

6.3. Ensaio de biodegradação

6.3.1. Em relação aos parâmetros de performance

O tempo de retenção do leito vazio (EBRT) encontrado no presente estudo foi de 2,2 a 2,4 minutos, valores acima dos encontrados nos estudos de CONVERTI e ZILLI (1999) e de SWANSON e LOHER (1997), que foram de 0,25 a 1 min, porém dentro da faixa utilizada por DELHOMENIE et al., (2005), que foi de 0,25 de a vários minutos. Um EBRT mais alto significa maior tempo de contato entre o BTEX e o leito filtrante, o que teoricamente contribui para aumentar a eficiência de remoção por favorecer a difusão no leito. No entanto, comparando com os resultados de SKLADANI et al. (1998), onde o EBRT foi mais baixo (0,7 min), também para abatimento de BTEX, verifica-se que a eficiência de remoção foi de 90% e no presente estudo foi a eficiência máxima foi de 93,6%, ou seja, eficiências de remoção (ER) bem próximas, embora os tempos de retenção (EBRT) fossem bastante diferentes. Assim, outras condições operacionais podem estar interferindo nos resultados.

A carga superficial (SL) encontrada no presente estudo está na faixa de 11,9 a 13,1 $\text{m}^3/\text{m}^2 \times \text{h}$ e tem valores abaixo do encontrado por CONVERTI e ZILLI (1999), de 50 a 120 $\text{m}^3/\text{m}^2 \times \text{h}$. Segundo SWANSON e LOHER (1997), quanto mais baixa a carga superficial deve-se ter tempo de residência mais alto, para aumentar a eficiência de remoção. De fato, isto está de acordo com os resultados obtidos com as condições operacionais do presente estudo, pois a baixa carga superficial estava associada a tempo de retenção alto (2,2 a 2,4 minutos), favorecendo o atingimento da eficiência de remoção máxima de 93,6%.

Segundo SWANSON e LOHER (1997), uma baixa carga superficial (SL) também influencia na umidade do leito, pois possibilita menor perda de umidade. Como havia umectação periódica do leito durante os ensaios de biodegradação, não houve como comprovar a influência da baixa carga superficial na umidade do mesmo.

A carga mássica no leito (CL) encontrada no presente estudo está na faixa de 8 a 67 g/m³x h e apresenta valores praticamente dentro da faixa encontrada por CONVERTI e ZILLI (1999), de 10 a 160 g / m³x h. As cargas de massa são função da vazão e da concentração; altas cargas de massa favorecem o entupimento do meio filtrante (SWANSON e LOHER, 1997). Assim, a não ocorrência de entupimento do leito no presente estudo, pode ser atribuída também à baixa carga mássica no leito.

Em relação a capacidade de eliminação (EC), a faixa de valores encontrada no presente estudo, de 4 a 29 g/m³xh está próxima ao limite inferior do estudo de CONVERTI e ZILLI (1999), de 10 a 160 g/m³xh. O resultado encontrado está de acordo com as condições em que o presente estudo foi realizado: baixa carga superficial, baixas concentrações de BTEX e alto tempo de retenção, pois a capacidade de eliminação é função das condições de biodegradabilidade do meio e aumenta com a carga de massa e a concentração do poluente no gás e diminui com o tempo de retenção (CONVERTI e ZILLI, 1999).

Também, quando se compara o EC máximo do presente estudo, que foi de 29g/m³xh, para a biodegradação de BTEX em leito filtrante com composto misturado com anéis de Pall, com a faixa de 20 a 30 g/m³xh para biodegradação de BTEX em leito com composto de HUNTER E OYAMAa (2000), observa-se portanto que o valor obtido está muito próximo ao máximo esperado.

A capacidade de eliminação máxima do presente estudo foi de 29 g/m³xh, para um tempo de retenção de 2,4 minutos, considerado alto. Isso pode ser atribuído a competição entre os diversos microrganismos, principalmente pelos diferentes substratos que são componentes do BTEX, de acordo com estudo realizado por JORIO et al. (2009), para um biofiltro de composto com um consórcio de culturas de fungos e bactérias para eliminação de xilenos, onde foi encontrado 38 g/m³xh e que atribuíram esse resultado à competição que poderia ocorrer entre as duas culturas (bactérias e fungos) por nutrientes, substrato e meio de crescimento, uma vez que as mesmas tem necessidades diferentes.

O valor encontrado da capacidade de eliminação máxima ($29 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$) de BTEX do presente estudo também foi bem próximo ao encontrado por GRACY et al. (2006), de $30 \text{ g/m}^3\text{h}$, para um biofiltro com composto para a biodegradação de tolueno, porém as cargas mássicas no leito eram diferentes do presente estudo.

As taxas de remoção variaram diretamente com as cargas mássicas no leito, conforme mostrada na Figura 85, exceto para o Teste 22, que com o aumento da carga mássica de 55 para $62 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$ houve uma redução da taxa de remoção de 89,1 para 86,6 %. Dessa forma, não está de acordo com SWANSON e LOHER (1997) que afirmam que o aumento da carga mássica diminuiria a eficiência de remoção (ER), pois no presente estudo, isso ocorreu uma única vez.

A partir do Teste 21, o volume de solução utilizada aumentou de 10 ml para 20 ml, aumentando assim a concentração de BTEX nos gases de entrada. De fato, do Teste 21 para o Teste 22, conforme Figura 85 pode ser observado um aumento significativo da carga mássica no leito, de 12 para $46 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$. No entanto, também pode ser observado na Figura 85, que a capacidade de eliminação (EC) aumentou do Teste 21 para o 22, de 8 para $29 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$, atingindo seu valor máximo, devido a maior disponibilidade de substrato, com conseqüente aumento do crescimento dos microrganismos e também da sua capacidade de biodegradação.

A taxa de remoção (ER) dos testes 21 e 22 teve um leve aumento de 35,6% para 37,2%, o que comprova que ela não está relacionada diretamente com a capacidade de eliminação do biofiltro, pois, enquanto que a taxa de remoção apenas define a eficiência em função dos resultados encontrados nas concentrações de entrada e de saída do biofiltro, a capacidade de eliminação está relacionada com o processo de biodegradação, pois leva em consideração a biodegradabilidade do componente químico no meio filtrante e as condições operacionais (CONVERTI e ZILLI, 1999).

Pode-se também observar na Figura 85 que no Teste 22, mesmo chegando a uma carga mássica de $46 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$, chamada de carga mássica crítica que corresponde a máxima capacidade de eliminação (EC_{max}) de $29 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$, no Teste 23, a carga mássica aumentou para $59 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$, porém a capacidade de eliminação sofreu um decréscimo para $7 \text{ g/m}^3 \times \text{h}$, mesmo com aumento da carga mássica. Esse resultado indica que os microrganismos passaram da fase de crescimento e entraram numa fase onde estariam assimilando o aumento de carga e mantendo suas atividades. No entanto, a eficiência de remoção (ER) aumentou de 37,2% para 88,5%, pois devido ao aumento do número de microrganismos ocorrido, um aumento da eficiência da biodegradação do BTEX.

Com relação aos valores de eficiência de remoção (ER), apresentados na Figura 85, verifica-se que no presente estudo foi encontrada uma remoção máxima de 93,4% de BTEX com uso de composto e anéis de Pall no leito filtrante, com resultados próximos de ABUMAIZAR et al. (1998) que encontraram uma taxa de remoção $\geq 90\%$ para remoção de BTEX num leito filtrante contendo composto com carvão ativado. Uma das causas das eficiências serem próximas, apesar dos leitos filtrantes serem de materiais diferentes, é que o carvão tem um alto poder de adsorção e está presente no composto utilizado no presente estudo.

As maiores eficiências de remoção de BTEX encontradas nesse estudo estão próximas às de CONVERTI e ZILLI (1999) para compostos aromáticos (como benzeno e tolueno), presentes nas emissões de tanques de gasolina, cujas eficiências de remoção por biofiltros se encontram na faixa de 95 a 99%. Para as emissões de BTEX de refino de petróleo, a eficiência de remoção está numa faixa de 75 a 90% e podem chegar a $> 95\%$.

A Figura 86 mostra a variação da eficiência de remoção em relação ao período de biodegradação nos testes realizados no presente estudo. Observa-se que a curva de biodegradação é similar a curva desenvolvida por MONOD para representação das fases de crescimento dos microrganismos, apontando que a

eficiência de remoção do sistema aumenta após um período de adaptação dos microrganismos às condições do sistema, com o crescimento dos mesmos, que leva ao aumento da degradação biológica.

O comportamento do crescimento dos microrganismos identificado no presente estudo também está de acordo com o estudo realizado por KLAPKOVÁ et al. (2006), com um biofiltro percolador para remoção de uma mistura de tolueno e xileno, que são componentes do BTEX, com recheio de composto e com a biodegradação realizada pelo consórcio de microrganismos existente no mesmo, indicando que o crescimento dos microrganismos no meio é relevante para que ocorra a degradação biológica com eficiências mais elevadas.

6.3.2. Em relação à perda de carga

No presente estudo, foi verificada perda de carga na faixa de 1,4 a 1,8 mm H₂O (2,84 a 3,63 Pa/m) indicando condição de estabilidade durante os ensaios de biodegradação. Os valores encontrados estão próximos aos valores inferiores da faixa encontrada no estudo desenvolvido por DELHOMENIE et al. (2002), que encontrou <0,98 a 16,7 Pa/m para degradação de tolueno, um dos componentes do BTEX, num leito com composto peletizado. Dessa forma, os valores encontrados no presente estudo foram considerados muito baixos.

Também foi observado que houve maior variação dos valores nos testes de biodegradação do que nos testes de adsorção, provavelmente em função do desenvolvimento da biomassa presente no composto, no primeiro caso.

6.3.3. Em relação à identificação de microrganismos que participaram da biodegradação

Os Testes 17 a 21 apresentaram como resultado uma baixa eficiência de remoção (Figura 87). Esse resultado indica que os microrganismos estariam na fase de adaptação ao meio com BTEX, que poderia ser chamada de fase de climatização.

Portanto, a fase de climatização do presente estudo levou aproximadamente duas semanas, cujo resultado é semelhante ao encontrado nos estudos realizados por TORKIAN et al. (2003), que também utilizaram os microrganismos do composto para biodegradação de tolueno e xileno, que são componentes do BTEX, e o período de climatização também levou 2 semanas.

Nos testes de presença realizados foi constatado que havia mais colônias no percolado da segunda semana do que no da primeira semana, indicando que a adaptação dos microrganismos ao meio era satisfatória, pois havia aumentado o número de colônias de uma semana para a outra e que os microrganismos não estavam na forma esporulada.

O fato de não haver esporos é importante, indicando que os microrganismos ainda não estavam na fase estacionária, onde o crescimento pára devido à mudanças nas condições do meio, como esgotamento do substrato, acúmulo de produtos metabólitos tóxicos, entre outros.

No percolado da terceira semana foi observado que havia uma menor quantidade de colônias do que no da segunda semana, pois houve um período de restrição na umectação, na aeração e no fornecimento de substrato (BTEX) ao sistema, o que provocou a diminuição do número de colônias, com sobrevivência dos microrganismos que estavam mais adaptados a esse período de “stress”. Também não havia esporos.

Os testes 22 a 24 foram realizados na quarta semana. No teste 22 foram retomadas as condições de umectação, aeração e fornecimento de substrato ao sistema. No entanto, a eficiência de remoção desse teste não foi muito mais alta do que na semana anterior. A eficiência aumentou muito nos testes 23 e 24, observando-se no percolado gerado nesse período que a quantidade de colônias formadas era maior do que na terceira semana, pois houve a restauração da umectação e do fornecimento de substrato, embora o percolado estivesse em menor quantidade. Foi observado que não havia esporos.

Os testes de 25 e 26 foram realizados na quinta semana e a análise dos respectivos percolados mostrou que havia uma quantidade muito grande de colônias, maior do que das semanas anteriores devido a retomada das condições de manutenção regular do sistema.

A faixa de pH medida nos percolados das 5 semanas ficou em torno de 6 a 7, indicando uma faixa similar ao encontrado para o composto e que, portanto, ainda não havia produtos metabólicos dos microrganismos que pudessem variar o pH do meio (FISCHER et al., 1990). Ressalta-se que a adição de solução tampão para umectação do meio pode ter contribuído para esse resultado.

Na análise para identificação de microrganismos presentes no composto vegetal 'in natura', antes do seu uso como meio filtrante, foi constatado que havia a presença de coliformes termotolerantes e de *Escherichia coli*. Esses microrganismos são típicos do intestino de animais de sangue quente, contrariando as informações do fabricante, de que no composto não havia matéria orgânica de origem animal.

Também nos percolados da terceira, quarta e quinta semanas foi constatada a presença de coliformes totais, que indicou também a presença de matéria orgânica animal no composto, em desacordo, mais uma vez com a informação do fabricante.

A presença de coliformes totais nos percolados, que podem ser aeróbios ou anaeróbios, indica que houve regiões do biofiltro cuja aeração não foi adequada mesmo com o uso dos anéis de Pall.

Não foram encontradas colônias de *Pseudomonas*, porém foram encontradas outras bactérias, além de fungos e bolores, indicando que esses microrganismos participaram do processo de biodegradação sem, contudo poderem ter as suas espécies identificadas pelo método de análise utilizado.

A presença de fungos contribuiu na biodegradação de compostos aromáticos, conforme estudo de OH et al. (1998), que utilizou fungos para biodegradação de BTX, que são componentes do BTEX, inoculados em pérolas de vidro e chegou a uma eficiência de 40 a 90% e GARCIA-PENA et al. (2008), que inoculou fungos em vermiculita para tratamento de BTEX chegando a uma eficiência que variou de 30 a 100%.

7. Conclusões e recomendações

Com os resultados desta pesquisa conclui-se que é possível o tratamento biológico para remoção do BTEX de efluentes gasosos, nas condições operacionais do presente estudo, tendo um leito filtrante constituído de composto misturado a anéis de Pall num biofiltro percolador, com valores de eficiência de remoção acima de 90%.

A máxima eficiência de remoção foi obtida para as condições de tempo de retenção de 2,4 min., carga superficial do gás de $11,9 \text{ m}^3/\text{m}^2\text{xh}$, carga mássica no leito de $67 \text{ g}/\text{m}^3\text{xh}$ e capacidade de eliminação de $4 \text{ g}/\text{m}^3\text{xh}$.

Em relação à perda de carga, o uso de anéis de Pall misturados ao composto evitou que a mesma tivesse valores muito elevados, pois impediu a compactação do leito. Assim, recomenda-se o seu uso para melhoria da estabilidade do leito, contato entre o gás e o meio filtrante e diminuição da perda de carga.

Foi observada participação relevante da adsorção, em torno de 45%, provavelmente pela presença de carvão na composição do composto utilizado.

A realização de pré-ensaios mostrou-se importante para caracterização dos materiais filtrantes, tanto em relação às características físico-químicas, como também as biológicas, pois foi relevante o exame das propriedades do composto a ser utilizado como meio filtrante, para confirmar se as características são adequadas às condições operacionais para realização dos testes de biodegradação.

Em relação à umectação, conclui-se que a utilização de um sistema que promova a distribuição adequada da umidade pelo leito é um dos fatores que contribuem positivamente para os resultados obtidos na biodegradação. Dessa forma, recomenda-se sua adequação de modo a evitar zonas secas ou muito úmidas no biofiltro que possam comprometer o desempenho da biomassa.

Em relação à climatização dos microrganismos conclui-se que o tempo de adaptação à presença do BTEX e das condições operacionais, que no presente estudo foi de aproximadamente 2 semanas, possibilitou que a biodegradação ocorresse com maior eficiência, recomendando-se que o mesmo seja sempre previsto no desenvolvimento de sistemas para tratamento biológico de gases.

A determinação do número de colônias no percolado realizada periodicamente também é relevante para o monitoramento do processo e identificação de uma possível necessidade ou dificuldade dos microrganismos, em relação ao seu crescimento ou manutenção de suas atividades.

Com o presente estudo também ficou comprovado que o uso do composto é viável como alternativa de meio filtrante para a biodegradação do BTEX, fortalecendo seu uso com essa prática ambiental.

Para avaliação contínua do desempenho do sistema e também para a otimização das condições de processo é fundamental o monitoramento das condições operacionais e também análise dos dados a fim de possibilitar alterações para melhoria da eficiência do sistema e determinar as condições operacionais ótimas, em particular para a biodegradação.

Colônias de microrganismos presentes no composto, como bactérias e fungos, que participaram do processo de biodegradação de BTEX, nas condições deste estudo, que não foram identificadas, recomendando-se que seja realizada uma investigação para a identificação dessas cepas, que podem ser utilizadas futuramente para a biodegradação de BTEX.

Recomenda-se que sejam desenvolvidos mais estudos para aprofundar esse tema, para diminuir as lacunas no conhecimento e que contribuam para o entendimento desta prática, uma vez que o é relevante o controle das emissões de BTEX e seus componentes para diminuir a sua presença no ar ambiente e para reduzir e prevenir agravos à saúde humana.

8. Referências

1. ABUMAIZAR R.J. et al. Biofiltration of BTEX contaminated air streams using compost-activated carbon filter media. **Journal of Hazardous Materials**, v. 60, p. 11-126,1998.
2. ÁLVAREZ-HORNOS F.J. et al. Biofiltration of ethylbenzene vapours: Influence of the packing material. **Bioresources Technology**, v. 99, p. 269-276, 2008.
3. ALVES, M.M. **Concepção e estudo de um biofiltro para tratamento de compostos orgânicos voláteis – COVs**.2005. 128p. Tese. [Doutorado em Engenharia química] -Faculdade de Engenharia Química, Universidade Federal do Rio Grande do Norte,Natal.
4. ASSUNÇÃO, J.V. de. **Tecnologia de controle da poluição do ar para material particulado, gases, vapores e odores e verificação de sistemas**.São Paulo, 2011, 182 p. Apostila do Curso de Tecnologia de controle da poluição do ar para material particulado, gases, vapores e odores e verificação de sistemas – CETESB - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo.
5. ASSUNÇÃO J.V. de. Controle Ambiental do Ar. In: Phillipi Jr A, Bruna GC e Romero MA (eds). **Curso de gestão ambiental**. Barueri: Manhole, 2004, p. 128-135.
6. ATSDR (Agency for Toxic Substances and Disease Registry). **Benzene**. 2007a. Disponível em URL: <<http://www.atsdr.cdc.gov/tfacts3.html>>. Acesso em: 27 maio 2008.
7. ATSDR _____. **Ethylbenzene**. 2007b. Disponível em URL: <<http://www.atsdr.cdc.gov/tfacts110.html>>. Acesso em: 27 maio 2008.
8. ATSDR _____. **Interaction Profiles for toxic Substances. Interaction Profile for Benzene, Toluene, Ethylbenzene and Xylenes (BTEX)**. 2004. Disponível em URL:< http://www.atsdr.cdc.gov/interaction_profiles/ip05.html>. Acesso em: 27 maio 2008.
9. ATSDR _____. **Toluene**. 2001. Disponível em URL< <http://www.atsdr.cdc.gov/tfacts56.html>>. Acesso em: 27 maio 2008.

10. ATSDR _____. **Xilene**. 2007c. Disponível em URL: <[http:// www.atsdr. cdc.gov/ tfacts71.html](http://www.atsdr.cdc.gov/tfacts71.html)>. Acesso em: 27 maio 2008.
11. BELLI FILHO, P.e LISBOA, H.M. Análise olfatométrica para avaliação da qualidade do ar. **Saneamento Ambiental**, nº 52, p. 48-49, jul./ago. 1998.
12. BLUM HA et al. Gas absorption - absorption of carbon dioxide from air by sodium and potassium hydroxides. **Industrial and Engineering Chemistry**, v. 44, nº12, p. 2969-2974, 1952.
13. CETESB – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Microbiologia de lodos ativados**. Série Manuais, maio 1992.
14. CETESB – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Norma Técnica E17010**. Aparelho de ORSAT para análise de gases de combustão: especificação. 1990b.
15. CETESB – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Norma Técnica CETESB L.5.201**. Contagem de bactérias heterotróficas: método de ensaio. 2006.
16. CETESB – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Norma Técnica CETESB L.6160**. Sedimentos: determinação da distribuição granulométrica. Método de ensaio. 1995.
17. CETESB – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Norma Técnica L.9210**. Análise dos gases de combustão através de do aparelho de ORSAT: método de ensaio. 1990a.
18. CETESBa – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Benzeno. Disponível em URL: <http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=BENZENO>. Acesso em: 04 julho 2010.
19. CETESBb – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Etilbenzeno. Disponível em URL: <[http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta= ETILBENZENO](http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=ETILBENZENO)>. Acesso em: 04 julho 2010.
20. CETESBc – Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Tolueno. Disponível em URL: <[http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta= TOLUENO](http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=TOLUENO)>. Acesso em: 04 julho 2010.

21. CETESBd - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Xileno (meta). Disponível em: <[http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO\(META\)](http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO(META))>. Acesso em: 04 julho 2010.
22. CETESBe - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Xileno (orto). Disponível em URL: <[http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO\(ORTO\)](http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO(ORTO))>. Acesso em: 04 julho 2010.
23. CETESBf - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. **Manual de Produtos Químicos**. Xileno (para). Disponível em URL: <[http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO\(PARA\)](http://sistemasinter.cetesb.sp.gov.br/produtos/ficha_completa1.asp?consulta=XILENO(PARA))>. Acesso em: 04 julho 2010.
24. CHANG S. et al. Treatment of waste gas from the breather vent of a vertical fixed roof p-xylene storage tank by trickle-bed air biofilter. **Bioresource Technology**, 102, p.1028-1034, 2011.
25. CONVERTI A., ZILLI M. **A biofiltração; uma tecnologia já afirmada no tratamento de emissões gasosas**. Disponível em URL: <http://www.dichep.unige.it/old_site/Italiano/ricerca/pub_biotec_av/1999/1999_18.pdf>. Acesso em: 27 maio 2008.
26. CORBITT, R.A. Odor Control. In: **Standard Handbook of Environmental Engineering**. Ed. McGraw-Hill. 1990.
27. COX H.H.J., DESHUSSES M.A. **Biotrickling filters**. Disponível em URL: <http://www.engr.ucr.edu/~mdeshuss/pdf%20Files/bc4.pdf>. Acesso em: 21 julho 2010.
28. COX H.H.J., DESHUSSES M.A. Chemical removal of biomass from waste air biotrickling filters: screening of chemicals of potencial interest. **Water Research**, v. 33, n°10, p. 2382-2391, 1999.
29. DELHOMÈNIE M.C., HEITZ M. Biofiltration of Air: a Review. **Critical Reviews in Biotechnonology**, v. 25, p. 53-72, 2005.
30. DELHOMÈNIE M.C. et al. Biofiltration of air contaminated with toluene on a compost based-bed. **Advances in Environmental Research**, v.6, p. 239-254, 2002.

31. DEN W. et al. Technology review for vapor phase biofiltration. Part II: Biofilter Design and Operation. **Journal of Chinese institute of Environmental Engineering**, vol. 8, n°3, p. 159-179, 1998.
32. DESHUSSES M. Biological waste air treatment in biofilters. **Environmental Biotechnology**, v. 8, p. 335-339, 1997.
33. DESHUSSES M.A., COX H.H.J. **Biofilters for Air Pollution Control**. 2001. Disponível em URL: <http://www.engr.ucr.edu/~mdeshuss/pdf%20Files/bc3.pdf>. Acesso em: 16 julho 2010.
34. DEVINNY J.S. et al. **Biofiltration for air pollution control**. Boca Raton: Lewis Publishers, 1999.
35. ENGESSER K-H. et al. Microorganisms as demons for work: general remarks and some applications in biological waste gas cleaning. In: PRINS, W.L.; VAN HAM, J. (eds). Biological waste gas cleaning. **Proceedings of an International Symposium**. Maastricht, The Netherlands: VDI Verlag GmbH, 1997, p. 5-18.
36. FISCHER K. et al. **Biologische Abluftreinigung**. Expert Verlag. 1990.
37. Folienserie des FONDS DER CHEMISCHEN INDUSTRIE. **UMWELT BEREICH LUFT**. Textheft 22, 1995, p. 94-96.
38. FRITZ W.; KERN H. **Reinigung von Abgasen**. 3. ed. Würzburg: Vogel Verlag, 1992, p. 214-218.
39. GARCIA-PEÑA I. et al. Biofiltration of BTEX by the fungus *Paecilomyces variotii*. **International Biodegradation and Biodegradation**, 62, p. 442-447, 2008.
40. GAUDETTE H.E., FLIGHT W.R.. An inexpensive titration method for the determination of organic carbon in recent sediments. **Journal of Sedimentary Petrology**, v. 44 (01), p. 249-253, 1974.
41. GIL A.C. **Métodos e Técnicas de Pesquisa Social**. 4. ed, São Paulo: Atlas, 1999.
42. GRACY S et al. Volatile organic compounds (VOCs) biofiltration with two packing materials. **Environmental Technology**, v.37, p. 1053-1061, 2006.
43. HASSAN A.A., SORIAL G. Biological treatment of benzene in a controlled trickle bed air biofilter. **Chemosphere**, v. 75, p. 1315-1321, 2009.

44. HATCHERY INTERNATIONAL. Biofilter media review. v. 38, p. 38-39, jul./aug. 2008.
45. HUNTER P; OYAMA S.T. **Biodegradation**. In: Control of Volatile Organic Compound Emissions. Conventional and Emerging Technologies, New York: John Wiley, p. 147-163, 2000a.
46. HUNTER P.; OYAMA. S.T. **Methods of VOC Control**. In: Control of Volatile Organic Compound Emissions. Conventional and Emerging Technologies, New York: John Wiley, p. 23, 25-26, 2000b.
47. JANNI K. A et al. **Biofilter Demonstration Projec**. Biosystems and Agricultural Engineering Department. University of Minnesota, St. Paul, MN, 1999.
48. JEONG E. et al. Removal of p-xylene with Pseudomonas SP. NBM21 in Biofilter. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, v. 102, n°4, 281-287, 2006.
49. JORIO H. et al. Effects of gas flow rate and inlet concentration on xylene vapors biofiltration performance. **Chemical Engineering Journal**, 76, p. 209-221, 2000.
50. JORIO H et al. Treatment of air polluted with high concentrations of toluene and xylene in a pilot-scale biofilter. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, 73, p. 183-196, 1998.
51. KLAPKOVÁ E. et al. Impact of biocatalyst and moisture content on toluene/xylene moisture biofiltration. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 49, n°6, p. 1001-1006, november 2006.
52. KRIEG N.R., HOLT Y.G. **Bergey's Manual of Systematic Bacteriology**. v.1, p.140-168, 1984.
53. LAI - Länderausschuss für Immissionschutz. **Feststellung und Beurteilung von Geruchemissionen (Geruchimmissionsrichtlinie)**. Editora Erich Schmidt, 1994.
54. LI L., LIU J.X. Removal of xylene from off-gas using a bioreactor containing bacteria and fungi. **International Biodegradation and Biodegradation**, 58, p. 60-64, 2006.
55. LIM K.H. The treatment of waste-air containing mixed solvent using biofilter 2. Treatment of water-air containing ethanol and toluene in a biofilter. **Korean Journal of Chemistry Engineering**, v. 22 (2), p. 228-233, 2005.

56. LU C. et al. Effects of pH, moisture and flow pattern on trickle-bed air biofilter performance for BTEX removal. Ed. Elsevier. **Advances in Environmental Research**, 6, p. 99-106, 2002.
57. LU C et al. Temperature Effects of Trickle-bed biofilter for treating BTEX vapors. **Journal of Environmental Engineering**, v. 125, n°8, p. 775-779, august 1999.
58. MADIGAN M.T. et al. Nutrición, cultivo y metabolismo microbiano. In: _____ **BROCK Biología de los Microorganismos**. 10 ed. PEARSON – Prentice Hall, 2004a, p. 103-106.
59. MADIGAN M.T. et al. Crecimiento microbiano. In: _____. **BROCK Biología de los Microorganismos**. 10 ed. PEARSON – Prentice Hall, 2004b, p.159-163.
60. MATHUR A.K. et al. Combined removal of BTEX in air stream by using mixture of sugar cane bagasse, compost and GAC as biofilter media. **Journal of Hazardous Materials**, v. 148, p. 64-74, 2007.
61. MELLO, J. M. M. **Biodegradação dos compostos de BTEX em um reator com biofilme**. 2007. 152 p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Faculdade de Engenharia Química e Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.
62. MORGAN-SAGASTRUME F. et al. Effects of Biomass Growth on Gas Pressure drop in biofilters. **Journal of Environmental Engineering**, v. 127, n° 5, may 2001.
63. NAGATA Y. Measurement of Odor Threshold by Triangle Odor Bag Method. Japan Environmental Sanitation Center. Disponível em URL: < [http:// www. env. go.jp/en/air/odor/measure/02_3_2.pdf](http://www.env.go.jp/en/air/odor/measure/02_3_2.pdf). > p.118-127. Acesso em 12 outubro 2011.
64. NAKAMURA F.M. et al. Isolamento de *Pseudomonas* e *Burkholderia* degradadoras de compostos aromáticos em solos de terra preta de índio da Amazônia. Escola Superior Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo (ESALQ-USP) [online].
65. NAMKOONG W. et al. Biofiltration of gasoline vapour by compost media. **Environmental Pollution**, v. 121, p. 181-187, 2003.

66. NIOSH – National Institute for Occupational Safety and Health. **POCKET GUIDE TO CHEMICAL HAZARDS**. DHHS (NIOSH), Publication n°2005-149, september 2007.
67. NJDHSSa. New Jersey Department of Health and Senior Services. Right to Know Substances Fact Sheets. **Benzeno**. Disponível em URL: <<http://nj.gov/health/eoh/rtkweb/documents/fs/0197.pdf>>. Acesso em 12 outubro 2011.
68. NJDHSSb. _____. **Etilbenzeno**. Disponível em URL: <<http://nj.gov/health/eoh/rtkweb/documents/fs/0851.pdf>>. Acesso em 12 outubro 2011.
69. NJDHSSc _____. **Tolueno**. Disponível em URL: <<http://nj.gov/health/eoh/rtkweb/documents/fs/1866.pdf>>. Acesso em 12 outubro 2011.
70. NJDHSSf _____. **Xileno**. Disponível em URL: <<http://nj.gov/health/eoh/rtkweb/documents/fs/2014.pdf>>. Acesso em 12 outubro 2011.
71. OH Y-S. et al. Degradation of gaseous BTX by biofiltration with *Phanerochaete chrysosporium*. **The Journal of Microbiology**, p. 34-38, march 1998.
72. OH Y-S., CHOI S-C. Selection of suitable packing material for biofiltration of toluene, m- and p-xylene vapors. **The Journal of Microbiology**, v. 38, n°1, p.31-35, march 2000.
73. OTENIO M.H. et al. Benzene, toluene and xylene biodegradation by *Pseudomonas Putida* CCMI 852. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 36, p. 258-261, 2007.
74. PÂQUES, J.H.J. Biological Waste Gas treatment: A competitive Alternative. In: PRINS, W.L; VAN HAM, J. (eds.). Biological waste gas cleaning. **Proceedings of an International Symposium**. Maastricht, The Netherlands: VDI Verlag GmbH, 1997. p. 1-4.
75. PEDERSEN A.R. et al. Activity of toluene-degrading *Pseudomonas putida* in the early growth phase of a biofilm for waste gas treatment. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 54, n°2, 20 april 1997.
76. PELCZAR M.J. et al. **Microbiologia – Conceitos e Aplicações**, v.1, 2. ed. São Paulo: Pearson Makron Books, 2005, p. 146-149;166-174.

77. PHILLIPI JR. A., SILVEIRA V.F. Saneamento ambiental e ecologia aplicada. In: Phillipi Jr A, Bruna GC e Romero MA (eds). **Curso de gestão ambiental**. Barueri, SP: Manhole, 2004, p. 27-31.
78. PRACHUABMOM A., PANICH N. Isolation and identification of xylene degrading microorganisms from biofilter. **Journal of Applied Sciences**, v.10 (7), p.585-589, 2010.
79. PRENAFETA-BOLDU F.X. et al. Substrate Interactions during Biodegradation of BTEX Hydrocarbons by the *Fungus Cladophialophora* sp. Strain T1. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 68, n°6, p. 2660-2665, june 2002.
80. PRÜNER. Extrato da apresentação sobre biofiltros. 2005.
81. QI B., MOE W.M. Performance of low pH treating a paint solvent mixture: continuous and intermittent loading. Ed. Elsevier. **Journal of Hazardous Materials**, B135, p. 303-310, 2006.
82. RAE SYSTEMS. MiniRAE 2000. Portable VOC Monitor. PGM-7600. Manual de Operação e Manutenção (Document N° 011-4001-00). Revision E, May 2005. Disponível em URL: < <http://www.raesystems.com.br/products/minirae-2000>>. Acesso em 05 abril 2011.
83. RAMIREZ-LÓPEZ E. et al. Characterization of Five agricultural by-products as potencial biofilter carriers. **Resource Techonology**, 88, p. 259-263, 2003.
84. RAMOS U. et al. Estudo da biodegradação de gasolina por bactérias presentes no solo da área de armazenamento e de distribuição de combustíveis no município de Ribeirão Preto [online].
85. REGO N.M.B.P. **Purificação de ar contaminado com tolueno usando uma cultura de *Pseudomonas putida* (DSM 48)**. 2000, 233p. Dissertação Mestrado em Engenharia do Ambiente) – Faculdade de Engenharia, Universidade do Porto, Porto.
86. RENE E.R. et al. Performance evaluation of a compost biofilter treating toluene vapours. **Process Biochemistry**, v. 40, p. 2771-2779, 2005.
87. RENE E.R. et al. Removal of xylene in gas-phase using compost – ceramic ball biofilter. **International Journal of Physicl Sciences**, v. 4(11), p. 638-644, november 2009.

88. RYU H.W. et al. Comparative studies on toluene removal and pressure drop in biofilters using different packing materials. **Journal of Environmental Biology**, v. 31, p.315-318, may 2010.
89. SALDIVA P. Aspectos da poluição atmosférica e efeitos na saúde [online].
90. SANDER R. **Compilation of Henry's Law Constants for Inorganic and Organic Species of Potential Importance in Environmental Chemistry**. 1999. Disponível em: URL: < [http://www.ceset.unicamp.br/~mariaacm/ST405/Lei%20de % 20 Henry. pdf](http://www.ceset.unicamp.br/~mariaacm/ST405/Lei%20de%20Henry.pdf)>. Acesso em: 09 agosto 2010.
91. SKLADANI G.J. et al. Biological Systems: Biofilters. In: RAFSON, JH. **Odor and VOC Control Handbook**. New York: Mc Graw-Hill Handbooks, 1998. p. 8.150- 8. 191.
92. SERAGELDIN M. **Air Bio-Reactor Systems: different designs and operational aspects**. Disponível em URL: < [http:// www. epa. gov/ttn/atw/bio/serageldin42952.pdf](http://www.epa.gov/ttn/atw/bio/serageldin42952.pdf)>. Acesso em 27 may 2008..
93. SOARES M. **Aplicação da biofiltração no tratamento de vapores de gasolina**. 2006. 232 p. Tese (Doutorado em Processos Biotecnológicos) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
94. SORIAL G.A. et al. Evaluation of trickle bed air biofilter performance for BTEX removal. **Journal of Environmental Engineering**, p. 530-537, 1997.
95. SOUZA C.S. et al. Isolamento e seleção de microrganismos degradadores de derivados de petróleo. In: **Anais 3° Congresso Brasileiro de P&D em Petróleo e Gás**. Salvador, 2005.
96. SOUZA D.B. de et al. Estudo de microrganismos presentes em uma área contaminada por gasolina comercial. **REA – Revista de estudos ambientais**[online], v.12, n. 2, p. 38-46, jul./dez. 2010.
97. PHELPS A.H. Odors. In: STERN A.C., ed. **Fundamentals of Air Pollution**, 3.ed. San Francisco: Academic Press Inc., v. III (8), 1976, p. 307-337.
98. SWANSON W.J., LOHER R.C. Biofiltration: Fundamentals, design and operations principles, and applications. **Journal of Environmental Engineering**,. p. 538-546, june1997.
99. TENÓRIO J.A.S., ESPINOSA D.C.R. Controle ambiental de resíduos. In: Phillipi Jr A, Bruna GC e Romero MA (eds). **Curso de gestão ambiental**. Barueri: Manhole, 2004, p. 184-188.

100. TORKIAN A et al. Biodegradation of aromatic hydrocarbons in a compost biofilter. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, v. 78, p. 795-801, 2003.
101. TRÊS M (3M). **Guia de seleção de respiradores**. Disponível em URL: http://solutions.3m.com.br/3MContentRetrievalAPI/BlobServlet?locale=pt_BR&Imd=1314681051000&assetId=1114286782911&assetType=MMM_Image&blobAttribute=ImageFile . Acesso em: 20 setembro 2011.
102. UBE. Disponível em URL: < <http://ube164.pop.com.br/repositorio/4488/meusite/micro/crescimento.htm>>Acessado em [2010 jul 26].
103. UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina. **Fluidização**. Disponível em URL: <<http://www.enq.ufsc.br/disci/eqa5313/Fluidizacao.htm>>. Acesso em 02 agosto 2010.
104. USEPAa - US Environmental Protection Agency. **The original list of hazardous air pollutants**. Disponível em URL <<http://www.epa.gov/ttn/atw/188polls.html>>. Acesso em: 25 maio 2008.
105. USEPAb _____ . **About Air Toxics**. Disponível em URL <<http://www.epa.gov/ttn/atw/allabout.html#what>>. Acesso em: 25 maio 2008.
106. USEPAc _____ . **What progress has EPA made in reducing toxic emissions? A Resource for Bioremediation of Air Emissions. Bioreactor/ Bioremediation Research-in-Progress**. Disponível em URL <<http://www.epa.gov/ttn/atw/allabout.html#what>>. Acesso em: 25 maio 2008.
107. USEPA d _____ . **Bio-Reactor/ Bio-Filtration Research**. Disponível em URL < http://www.epa.gov/ttn/atw/bio/bio_rsch.html >. Acesso em: 25 maio 2008.
108. USEPAe. _____ . **Wastes - Resource Conservation - Reduce, Reuse, Recycle – Composting**. Disponível em URL < <http://www.epa.gov/wastes/conservation/rrr/composting/index.htm> >. Acesso em: 20 julho 2010.
109. USEPAf. _____ . **An Analysis of Composting as an Environmental Remediation Technology**. EPA 530-R-98-008, Solid Waste and Emergency Response (5306W), abril 1998.
110. USEPAg. _____ . **SO₂ and Acid Gas Controls**. EPA/452/B-02-001, dezembro 1995.

111. USEPAh. . _____. Air Toxics Website. Benzene. Disponível em URL: <http://www.epa.gov/ttn/atw/hlthef/benzene.html> . Acesso em 12 outubro 2011
112. USEPAi. _____. Air Toxics Website. Toluene. Disponível em URL: <http://www.epa.gov/ttn/atw/hlthef/toluene.html> .> . Acesso em 12 outubro 2011
113. USEPAj. _____. Air Toxics Website. Xylenes. Disponível em URL: < <http://www.epa.gov/ttn/atw/hlthef/xylenes.html> >. Acesso em 12 outubro 2011.
114. USP. FSP. Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública. **Guia de Apresentação de Teses**.2. ed. São Paulo: A Biblioteca, 2006.
115. VAN LITH, C.P.M. Fundamentals of Biotechniques: Process Engineering Aspects. Biological Waste Gas Cleaning. In: PRINS, W.L; VAN HAM, J. (eds.). Biological waste gas cleaning. **Proceedings of an international symposium**. Maastricht, The Netherlands: VDI Verlag GmbH, 1997. p.19-26.
116. VERGARA-FERNADEZ A. et al. Effect of gas flow rate, inlet concentration and temperature on the biofiltration on toluene vapors. **Journal of Environmental Management**, 84, p. 115-122, 2007.
117. YAMASHITA S., KITAGAWA M. Removal of Toluene and Benzene from Flue Gas by a Urethane Foam Filter Biotricking Filtration Systems. EBARA RESEARCH CO, 1998.
118. ZHU X. et al. Effect of substrate Henry's Constant on Biofilter Performance. **Air and Waste Management Association**. v. 54, p. 409-418. 2004.
119. ZILLI M. et al. Toluene vapour removal in a laboratory-scale biofilter. **Applied Microbiology Biotechnology**, 54, p. 248-254, 2000.
120. ZYTNER R.G. Sorption of benzene, toluene, ethylbenzene and xylenes to various media. **Journal of hazardous materials**, v. 38, p. 113-116, 1994.

ANEXOS

ANEXO 1 – CERTIFICADO DE AQUISIÇÃO DE CEPA

SECRETARIA DE ESTADO DA SAÚDE
COORDENADORIA DE CONTROLE DE DOENÇAS
INSTITUTO ADOLFO LUTZ
CENTRO DE PROCEDIMENTOS INTERDISCIPLINARES
 Núcleo de Coleção de Microrganismos
 Email: coleccional@ial.sp.gov.br
 Filial da World Federation Culture Collections (WFCC) - nº282
 Coleção Fiel Depositária - nº: 017/09-SECEX/CGEN

Para/To : USP-FSP-DEP.SAÚDE AMBIENTAL
 A/C Prof. Dr. João Vicente
 Av. Dr. Arnaldo, 715- CEP: 01246-904
 São Paulo, SP
 Fone: 3061-7712 Fax : 3061-7732

Data 27/09/2010

Informe das linhagens

As linhagens abaixo foram fornecidas na forma liofilizada

Qtde	IAL	MICROORGANISMO	OUTRAS COLEÇÕES	CLASSE DE RISCO	LOTE *	MEIO	T°C
01	1926	Pseudomonas putida		1	01/03/10	Agar comum	37°C

Todas as linhagens do acervo passam por controle de qualidade: viabilidade, pureza e avaliação fenotípica. A validade das ampolas liofilizadas é indeterminada desde que estocadas a temperatura de 4 a 8°C (temperatura de geladeira).^{1,2,3,4}

Observações:

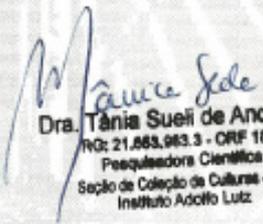
- O número do lote corresponde o mês e ano da liofilização
- Passagem: será considerada 1ª passagem o 1º repique do crescimento da hidratação do liofilizado.¹

Caso ocorra algum problema com a cultura reativada, contatar a Coleção de Culturas e nos enviar o tubo onde a linhagem foi reativada. Somente nos responsabilizaremos no prazo de 15 dias a partir da data de entrega.

Referências:

- 1- American Type Culture Collection (ATCC) – Technical Bulletin n.º 06, disponível em www.atcc.org
- 2- Claus, D. A Standardized Gram staining procedure. - Technical information sheet n.º 9, disponível em <http://www.wfcc.info/>
- 3- Morgan, C. A. , et al, Preservation of micro-organisms by drying; A review. *J. Microbiol. Meth.* 66 (2006) 183-193, disponível em www.sciencedirect.com.
- 4- OECD (2001) Biological Resource Centres. Underpinning the future of life sciences and biotechnology. Disponível em www.oilis.oecd.org

Lia Teixeira Bastos
 Curadora


Dra. Tânia Sueli de Andrade
 RG: 21.883.983.3 - CPF 18.237
 Pesquisadora Científica
 Seção de Coleção de Culturas - BM
 Instituto Adolfo Lutz
 Tânia Sueli de Andrade
 Diretora do Núcleo de
 Coleção de Microrganismos

Instituto Adolfo Lutz - Núcleo de Coleção de Microrganismos- Av. Dr. Arnaldo, 355, 10º andar, CEP:01246-000,
 Cerqueira Cesar São Paulo - Fone: (11) 3068-2884

ANEXO 2 – ENSAIO DE GRANULOMETRIA

CETESB

RELATÓRIO DE ANÁLISE GRANULOMÉTRICA.

1 - DADOS GERAIS

Nº da amostra:	Entrada no lab.:	19/02/2010
Coleta:	Término da análise	24/02/2010
Início da análise:	19/02/2010	

2 - COR

Cor da amostra bruta (Munsell):	
Cor da amostra tratada (Munsell)	

3- DADOS PARA DETERMINAÇÃO DA UMIDADE ABSORVIDA

Amostra em duplicata	Massa do sedimento (g)	Teor de água	Teor de água médio
1- Massa úmida (M.U.)	139,57	5,42	5,42
1- Massa seca (M.S.)	21,73		
2- Massa úmida (M.U.)			
2- Massa seca (M.S.)			

4- TRATAMENTO DO SEDIMENTO

Reagente usado	Amostra	Massa de sedimento (g)
<input checked="" type="checkbox"/> H ₂ O ₂	M.U. inicial (g)	100,00
	M.S. final (g)	34,90
<input type="checkbox"/> HCl	Massa p/ ensaio (g)	34,90

5- PENEIRAMENTO

Granulometria (mm)	Massa da amostra (g)	Fator de correção (Fc)	Massa corrigida (g)	Porcentagem (%)
massa inicial	13,53	*	*	*
maior que 2.0	0,01	1,0052006	0,01	0,03
2,0 a 1,0	0,09	1,0052006	0,09	0,26
1,0 a 0,500	0,38	1,0052006	0,38	1,11
0,500 a 0,250	2,33	1,0052006	2,34	6,79
0,250 a 0,125	5,58	1,0052006	5,61	16,27
0,125 a 0,063	4,33	1,0052006	4,35	12,63
Não retido	0,74	1,0052006	*	*
TOTAL	13,46	1,0052006	12,79	37,09

Observações:

6- SEDIMENTAÇÃO

Granulometria (mm)	Becker N°	Becker s/ sedimento (g)	Becker c/ sedimento (g)	Diferença *50 (g)	Suspensão (g)	Porcentagem (%)	Temperatura °C
0,063 a 0,031		23,2400	23,6937	22,6850	4,0950	11,88	
0,031 a 0,016		23,2300	23,6018	18,5900	3,5650	10,34	
0,016 a 0,008		23,5535	23,6540	15,0250	2,1300	6,18	20,0
0,008 a 0,004		23,6536	23,9115	12,8950	2,4350	7,06	
menor que 0,004		23,5871	23,7963	10,4600	9,4600	27,44	
Total					21,6850	62,91	

7- CÁLCULO DA PORCENTAGEM DE CADA FRAÇÃO

Fração	Areia	Silte	argila	Massa total final
Massa (g)	12,7862	12,2250	9,4600	34,4712
Porcentagem (%)	37,09	35,46	27,44	100,00

7- DESVIO DA ANÁLISE

Massa inicial (g)	34,9
Desvio (%)	1,23