

**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE TECNOLOGIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA CIVIL E AMBIENTAL
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIA AMBIENTAL E
RECURSOS HÍDRICOS**

**INFLUÊNCIA DAS CARACTERÍSTICAS DA CAMADA FILTRANTE
E DA TAXA DE FILTRAÇÃO NA EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DE
Microcystis aeruginosa E MICROCISTINA NA FILTRAÇÃO LENTA
EM AREIA**

JAZIELLI CARVALHO SÁ

ORIENTADORA: CRISTINA CELIA SILVEIRA BRANDÃO

**TESE DE DOUTORADO EM TECNOLOGIA AMBIENTAL E RECURSOS
HÍDRICOS**

PUBLICAÇÃO: PTARH.TD – 02/2006

BRASÍLIA/DF: ABRIL - 2006

**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE TECNOLOGIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA CIVIL E AMBIENTAL
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIA AMBIENTAL E
RECURSOS HÍDRICOS**

**INFLUÊNCIA DAS CARACTERÍSTICAS DA CAMADA FILTRANTE
E DA TAXA DE FILTRAÇÃO NA EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DE
Microcystis aeruginosa E MICROCISTINA NA FILTRAÇÃO LENTA
EM AREIA**

JAZIELLI CARVALHO SÁ

APROVADA POR:

Profa Dra. Cristina Celia Silveira Brandão (ENC/UnB) (ORIENTADORA)

Profa Dra. Luiza Cintra Campos (EEC/UFG) (EXAMINADORA EXTERNA)

Prof. Dr. Luiz Di Bernardo (EESC/USP) (EXAMINADOR EXTERNO)

Prof. Dr. Edson Pereira Tangerino (FEIS/UNESP) (EXAMINADOR EXTERNO)

Prof. Dr. Marco Antonio Almeida de Souza, (ENC/UnB) (EXAMINADOR INTERNO)

BRASÍLIA/DF: 12 DE ABRIL DE 2006

FICHA CATALOGRÁFICA

SÁ, JAZIELLI CARVALHO

Influência das características da camada filtrante e da taxa de filtração na eficiência de remoção de *Microcystis aeruginosa* e microcistina na filtração lenta em areia. xvii, 173p., 210x297 mm (ENC/FT/UnB, Doutor, Tecnologia Ambiental e Recursos Hídricos, 2006). Tese de Doutorado – Universidade de Brasília. Faculdade de Tecnologia.

Departamento de Engenharia Civil e Ambiental.

1. Tratamento de água

2. Filtração lenta

3. *Microcystis aeruginosa*

4. Microcistina

I. ENC/FT/UnB

II. Título (série)

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

SÁ, J.C. (2006). Influência das características da camada filtrante e da taxa de filtração na eficiência de remoção de *Microcystis aeruginosa* e microcistina na filtração lenta em areia. Tese de Doutorado, Publicação PTARH.TD-02/06, Departamento de Engenharia Civil e Ambiental, Universidade de Brasília, DF, 186p.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Jazielli Carvalho Sá

TÍTULO DA TESE: Influência das características da camada filtrante e da taxa de filtração na eficiência de remoção de *Microcystis aeruginosa* e microcistina na filtração lenta em areia.

GRAU: Doutor

ANO: 2006

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta tese de doutorado e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. A autora reserva outros direitos de publicação e nenhuma parte dessa tese de doutorado pode ser reproduzida sem autorização por escrito da autora.

Jazielli Carvalho Sá

QRSW 01 BLOCO A7 APTO 303

SETOR SUDOESTE BRASÍLIA/DF

70675-107

Endereço eletrônico: jazielli.sa@gmail.com

*À minha amada família:
Frederico, meu esposo
Jaziel, meu pai
Elizabete, minha mãe
E Juliana, minha irmãzinha.*

AGRADECIMENTOS

“E tudo o que fizerdes, seja em palavra, seja em ação, fazei-o em nome do Senhor Jesus, dando por ele graças a Deus Pai”.

(Colossenses 3.17)

Essa etapa da minha vida durou três anos e dez meses, tempo esse de muita dedicação à vida acadêmica, de escolhas difíceis, de algumas dificuldades, mas sobretudo, foi um tempo bom, de realização pessoal na busca pelo amadurecimento científico.

Gostaria de compartilhar esse título com muitas pessoas. Agradecer pelo incentivo e apoio que me foi oferecido, e que com certeza, teve um papel de suma importância para que eu conseguisse atingir esse objetivo.

Quero primeiramente agradecer a Deus, que me deu de presente esse tema. Agradecer pela força, pela consolação, pelo amor, e por colocar em minha vida todas essas pessoas que citarei a seguir.

Meu marido, Frederico, obrigada pelo dia-a-dia de compreensão, de incentivo, de apoio. Obrigada pela sua amizade, companheirismo, e pelo grande amor que sinto por você.

Meus pais, Jaziel e Elizabete, obrigada por terem despertado em mim o gosto pelo estudo, pela ciência, pela academia, pela pesquisa. Obrigada por me ensinarem a ter gratidão, humildade, e, sobretudo, por me mostrarem o valor da vida e a alegria de viver.

Minha irmã, Juliana, obrigada por ser minha melhor amiga, pelos conselhos, pelo carinho, pelo orgulho que sinto de você.

Toda minha família, avós, tios, primos, sogros, cunhadas, obrigada pelo grande carinho e por serem tão queridos e especiais.

Professora Cristina Brandão, que me acompanhou durante todo esse trajeto, desde a dissertação de mestrado, sou imensamente grata pelos conselhos, palavras de apoio, incentivo, motivação. Obrigada por ter sido companheira, amiga, e por ter aberto meus olhos para esse tema fascinante que é o tratamento de água para abastecimento humano.

Os amigos são muitos... alguns estiveram presentes diariamente, outros mensalmente, outros apenas raramente, mas todos, absolutamente todos, contribuíram positivamente para essa conquista.

Minhas amigas e irmãs de coração, Erika, Rô Gasparini, Bete, Arlene, vocês são minha família aqui em Brasília. Obrigada!

Jussanã, Eunice, Gustavo, Rô Pontara, Selma, Luciana, Carolzinha, Simone Batista, Lilica, André, essa tese tem um pouquinho de cada um de vocês, pois vocês me ajudaram imensamente, corrigindo um parágrafo, auxiliando numa análise laboratorial, preenchendo os filtros, repicando as *Microcystis* etc. Muito obrigada por tudo!!

Aos colegas do PTARH, que fazem daqueles corredores um lugar especial: Patrícia, Jailma, Simone, Cristiane, Fuad, Christinne, Ana Elisa, Renata, Fernan, Miguel, Claudinha, Andréa e Pufal.

Vovô Boy, muito obrigada por todo o apoio no laboratório, pelas idas diárias ao lago Paranoá para buscar a água e pelo divertido convívio no laboratório.

Também gostaria de agradecer à equipe da ASSEMAE em Brasília, por muitas vezes ter segurado a “barra” nos momentos em que estive ausente finalizando a tese, e principalmente ao Silvano Silvério, presidente da ASSEMAE, por compreender esses dias de ausência no trabalho.

Agradeço aos professores do PTARH, Nabil, Nestor, Koide, Ricardo, Marco Antônio e Oscar, pelo conhecimento transmitido.

Aos membros da minha banca de qualificação e de defesa de tese, Ricardo Bernardes, Marco Antonio de Almeida, Sandra Azevedo, Luiza Cintra Campos, Luiz Di Bernardo e Edson Tangerino, agradeço pelas contribuições que enriqueceram essa versão final.

Por fim, agradeço ao apoio financeiro do CNPq-Edital Universal 02, CT-HIDRO/PROSAB IV e bolsa de doutorado CNPq/CT-HIDRO

RESUMO

INFLUÊNCIA DAS CARACTERÍSTICAS DA CAMADA FILTRANTE E DA TAXA DE FILTRAÇÃO NA EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DE *Microcystis aeruginosa* E MICROCISTINA NA FILTRAÇÃO LENTA EM AREIA

Autor: Jazielli Carvalho Sá

Orientador: Cristina Celia Silveira Brandão

Programa de Pós-graduação em Tecnologia Ambiental e Recursos Hídricos

Brasília, abril de 2006.

Esta pesquisa teve como objetivo avaliar o desempenho da filtração lenta no que se refere à remoção de células de *M. aeruginosa* e de microcistina extracelular, buscando a melhoria da eficiência por meio do estudo da influência de alguns parâmetros de projeto e operação. Para tanto, foi utilizada uma instalação piloto de filtração composta por três filtros lentos de areia, operados em paralelo, que foram alimentados com água do lago Paranoá (Brasília/DF), à qual foram adicionadas células cultivadas de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular, em momentos distintos do experimento. O trabalho experimental foi dividido em quatro etapas: (1) variação do tamanho efetivo da areia (0,22mm, 0,28mm e 0,35mm); (2) variação da espessura da camada de areia (0,60m, 0,90m e 1,1m); (3) Variação da taxa de filtração (2m/d, 3m/d e 4m/d); e (4) variação das concentrações de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular na água bruta. De acordo com os resultados obtidos, para uma concentração de 10^5 cél/mL de *M. aeruginosa* na água bruta, o tamanho efetivo da areia parece não influenciar na qualidade da água filtrada. No entanto, os elevados valores de perda de carga podem desfavorecer o uso de tamanhos efetivos menores. O filtro com 0,60m de camada de areia apresentou maior ocorrência de traspasse de células de *M. aeruginosa*, enquanto que, para as outras espessuras avaliadas, não houve diferença entre a qualidade dos efluentes. Os resultados também sugerem que a taxa de filtração é um parâmetro de operação que influencia na remoção desses microrganismos. Os parâmetros de clorofila-a e microcistina intracelular indicaram que houve um arraste de parte das células que tinham sido previamente retidas no meio filtrante, fato esse mais evidente quando a concentração de *M. aeruginosa* na água bruta foi da ordem de 10^6 cél/mL. Nas fases experimentais em que a água bruta continha microcistina essencialmente na fração intracelular, foram detectadas concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros, em valores mais elevados do que os contidos na água bruta, confirmando que houve lise de parte das células retidas. Foi observado um impacto negativo da presença de microcistina na água bruta sobre a remoção de coliformes. A intensidade desse impacto parece depender da concentração dessa toxina na água bruta. A filtração lenta se apresenta como uma tecnologia de grande potencial para o tratamento de água contendo *M. aeruginosa* e microcistina. Entretanto, para uma remoção satisfatória desses organismos e de sua toxina, é imprescindível que seja assegurada a maturação dos filtros em relação à toxina, o que parece depender essencialmente de uma exposição prévia à toxina e das características da água afluenta. Dessa forma, até que novos estudos indiquem limites seguros para a utilização da filtração lenta, alerta-se para o fato de que há risco de que as concentrações de microcistina na água filtrada ultrapassem o limite de potabilidade, principalmente quando a água bruta apresentar concentrações superiores a 10^5 cél/mL de *M. aeruginosa* e a $20\mu\text{g/L}$ de microcistina extracelular.

ABSTRACT

INFLUENCE OF THE FILTER BED CHARACTERISTICS AND FILTRATION RATE IN THE REMOVAL EFFICIENCY OF *Microcystis aeruginosa* AND MICROCYSTIN BY SLOW SAND FILTRATION

Author: Jazielli Carvalho Sá

Supervisor: Cristina Celia Silveira Brandão

Environmental Technology and Water Resources Postgraduation Program

Brasília, April of 2006.

The present work aimed to evaluate the performance of the slow filtration in the removal of *M.aeruginosa* cells and extracellular microcystins, searching for the improvement of the efficiency by studying the influence of some project and operational parameters. To accomplish the objective, pilot-scale experiments were performed using 3 slow sand filter columns. These filters were continuously and simultaneously operated, and were fed with raw water of the Paranoá Lake (Brasília/DF), that was periodically spiked during few days with a cultivated toxic strain *M. aeruginosa* or with dissolved microcystin. The experimental work was carried out in four stages to evaluate the influence of: (1) the effective size (0.22mm, 0.28mm and 0.35mm); (2) the filter bed depth (0.60m, 0.90m, 1.1m); (3) the filtration rate (2m/d, 3m/d, 4m/d); and (4) the concentration of *M.aeruginosa* cell as well as of dissolved microcystin. For a raw water concentration of 10^5 cells/mL of *M. aeruginosa*, the effective size of the sand seems not to influence the quality of filtered water, however, high values of head loss may disfavor the use of smaller effective diameters. The shallower filter bed, 0.60m, presented more occurrence of *M. aeruginosa* breakthrough, but there was no significantly difference of filtered water quality for the others filters beds evaluated. The filtration rate seems to influence the removal of these microorganisms. The concentrations of chlorophyll-a and dissolved microcystins in the filtered water indicate that part of the cells previously retained in the filter was washed away in the following days of operation. This behavior was more evident when the concentration of *M. aeruginosa* in the raw water was about 10^6 cells/mL. When the presence of microcystins in the raw water was mostly in the intracellular fraction, concentrations of extracellular microcystins in filtered water was, occasionally, higher than the observed in raw water, confirming that cells lyses was occurring in the filter bed. It was confirmed that the presence of microcystins in the raw water has a negative impact on the removal of coliforms, and it seems to be dependent of the concentration of this cyanotoxin. The slow sand filtration seems to be a technology with high potential for water treatment containing *M. aeruginosa* and microcystin. However, for a satisfactory removal of these organisms and its toxins, it is essential that a high degree of maturation is assured. Thus, until new studies indicate safe limits for the use of slow sand filtration, it is believed that when concentration of *M. aeruginosa* and extracellular microcystin in the raw water exceed, respectively, 10^5 cells/mL and $20\mu\text{g/L}$, there is a high risk that the concentrations of microcystins in filtered water exceeds $1\mu\text{g/L}$.

4.2 - DETALHAMENTO DAS ETAPAS EXPERIMENTAIS DE FILTRAÇÃO.....	38
4.2.1 - Etapa experimental 1 – Avaliação da influência do tamanho efetivo da areia utilizada como meio filtrante para remoção de <i>Microcystis aeruginosa</i>	38
4.2.2 - Etapa experimental 2 – Avaliação da influência da espessura da camada de areia utilizada como meio filtrante para remoção de <i>Microcystis aeruginosa</i>	42
4.2.3 - Etapa experimental 3 - Avaliação da influência da taxa de filtração na remoção de células de <i>Microcystis aeruginosa</i> e microcistina extracelular.....	44
4.2.4 - Etapa experimental 4 - Identificação dos limites de concentração de <i>M. aeruginosa</i> e microcistina admissíveis na água afluyente aos filtros lentos.....	47
4.3 - MÉTODOS DE DETERMINAÇÃO DOS PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA	52
4.4 – CULTIVO	53
4.4.1 - Implantação do cultivo de cianobactérias	53
4.4.2 - Características e desenvolvimento do cultivo de <i>Microcystis aeruginosa</i>	54
4.5 - MÉTODO ESTATÍSTICO UTILIZADO	57
5 - APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS.....	60
5.1 - ETAPA EXPERIMENTAL 1	61
5.1.1 - Características da água do lago Paranoá	61
5.1.2 – Turbidez	62
5.1.3 - Clorofila-a	64
5.1.4 – Microcistina	69
5.1.5 - Perda de carga	71
5.1.6 - Coliformes totais e <i>Escherichia coli</i>	74
5.1.7 – Conclusões	76
5.2 - ETAPA EXPERIMENTAL 2	77
5.2.1 - Características da água do lago Paranoá	78
5.2.2 – Turbidez	79
5.2.3 - Clorofila-a	81
5.2.4 – Microcistina	84
5.2.5 - Perda de carga	90
5.2.6 - Coliformes totais e <i>Escherichia coli</i>	91

5.2.7 – Conclusões	93
5.3 - ETAPA EXPERIMENTAL 3	94
5.3.1 - Características da água do lago Paranoá	95
5.3.2 – Turbidez	96
5.3.3 - Clorofila-a	97
5.3.4 – Microcistina	100
5.3.5 - Perda de carga	104
5.3.6 - Coliformes totais e <i>E. coli</i>	107
5.3.7 – Conclusões	109
5.4 - ETAPA EXPERIMENTAL 4	110
5.4.1 - Características da água do lago Paranoá	112
5.4.2 – Turbidez	113
5.4.3 - Clorofila-a	115
5.4.4 – Microcistina	118
5.4.5 - Perda de carga	129
5.4.6 - Coliformes totais e <i>E. coli</i>	131
5.4.7 – Conclusões	136
6 - CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES	139
7 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	143
APÊNDICE A – GRÁFICOS DAS CURVAS GRANULOMÉTRICAS DAS AREIAS UTILIZADAS NO TRABALHO EXPERIMENTAL.....	150
APÊNDICE B - METODOLOGIA PARA ANÁLISE DA MICROCISTINA TOTAL	151
APÊNDICE C - ETAPAS DA EXTRAÇÃO DE MICROCISTINA INTRACELULAR DE ACORDO COM KRISNAMURTHY <i>et al.</i> (1986)	152
APÊNDICE D - ETAPAS DA EXTRAÇÃO DE MICROCISTINA EXTRACELULAR DE ACORDO COM TSUJI <i>et al.</i> (1994)	153
APÊNDICE E - DESCRIÇÃO DO KIT ELISA	156
APÊNDICE F - Meio ASM-1 para cultivo de cianobactérias	157
APÊNDICE G - tabelas dos valores de turbidez, clorofila-a, microcistina intra e microcistina extracelular durante as quatro etapas experimentais	158

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 3.1 - Caracterização geral das cianotoxinas (Sivonen e Jones, 1999)	08
Tabela 3.2 – Critérios de dimensionamento do filtro lento (Haarhoff e Cleasby ,1991)	18
Tabela 4.1 – Características da areia utilizada	32
Tabela 4.2 – Frequência de amostragem para as análises durante a etapa experimental 1 ..	42
Tabela 4.3 – Frequência amostral das análises realizadas durante a etapa experimental 3...	47
Tabela 4.4 – Frequência de amostragem para as análises durante a etapa experimental 4...	52
Tabela 4.5 - Métodos de análise adotados	45
Tabela 5.1 – Descrição das fases experimentais da etapa 1	61
Tabela 5.2 – Características da água do lago Paranoá (sem células de <i>M. aeruginosa</i>) durante a etapa 1.....	62
Tabela 5.3 – Remoção de turbidez nas fases 2 e 5 da etapa 1	64
Tabela 5.4 - Remoção de clorofila-a nas fases 2 e 5 da etapa 1.....	67
Tabela 5.5 - Somatório das massas de clorofila-a afluyente e efluente dos filtros em dois intervalos de tempo durante a etapa 1.....	67
Tabela 5.6 - Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo da etapa 1, para o parâmetro de clorofila-a.....	68
Tabela 5.7 - Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo da etapa 1, para o parâmetro de clorofila-a.....	68
Tabela 5.8 – Valores de perda de carga nas diferentes camadas dos filtros lentos, por cm, no 17 ^o e 22 ^o dia da etapa 1	73
Tabela 5.9 – Valores de perda de carga nas diferentes camadas dos filtros lentos, por cm, no 40 ^o e 45 ^o dia da etapa 1.....	73
Tabela 5.10 - Descrição das fases experimentais durante a etapa 2	77
Tabela 5.11 – Características da água do lago Paranoá (sem células de <i>M. aeruginosa</i>) durante a etapa 2.....	78
Tabela 5.12 - Remoção de turbidez nas fases 2 e 4 da etapa experimental 2	80
Tabela 5.13 – Eficiência de remoção de clorofila-a nas fases 2 e 4 da etapa experimental 2	82

Tabela 5.14 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de clorofila-a	83
Tabela 5.15 - Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de clorofila-a	83
Tabela 5.16 - Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de microcistina intracelular....	86
Tabela 5.17 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de microcistina intracelular	86
Tabela 5.18 – Remoção de microcistina total durante a etapa experimental 2	88
Tabela 5.19 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 2, para o parâmetro de microcistina total	89
Tabela 5.20 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 2, para o parâmetro de microcistina total	89
Tabela 5.21 - Descrição das fases experimentais da etapa 3.....	95
Tabela 5.22 – Características da água do lago Paranoá (sem células de <i>M. aeruginosa</i>) durante a etapa 3.....	96
Tabela 5.23 – Somatório das massas de clorofila-a durante a etapa experimental 3	98
Tabela 5.24 - Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 3, para as massas de clorofila-a	99
Tabela 5.25 - Análise estatística de comparação de médias de remoção duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 3, para as massas de clorofila-a	99
Tabela 5.26 - Valores de eficiências de remoção, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as massas de microcistina total	102
Tabela 5.27 - Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina total	103
Tabela 5.28 - Valores de eficiências de remoção, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina extracelular	103

Tabela 5.29 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina extracelular	104
Tabela 5.30 - Descrição das fases experimentais durante a etapa 4	111
Tabela 5.31 - Características da água do lago Paranoá (sem células de <i>M. aeruginosa</i>) durante a etapa 4	112
Tabela 5.32 - Comparação entre os valores de turbidez, clorofila-a, microcistina e microcistina intracelular, na água bruta, durante as fases 2 e 13 da etapa experimental 4.....	119
Tabela 5.33 - Remoções da massa de microcistina intracelular nos filtros lentos durante as fases 2, 3, 13 e 14 da etapa experimental 4.....	121
Tabela 5.34 - Resumo dos percentuais e massas removidas de microcistina extracelular durante a etapa 4	128

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 4.1 – Configuração da instalação piloto (cotas em cm; sem escala).....	37
Figura 4.2 – Fotografia da instalação de filtração utilizada na etapa 1.....	39
Figura 4.3 – Fotografia dos filtros lentos com profundidades diferentes da camada de areia, durante a etapa experimental 2	43
Figura 4.4 – Comportamento do crescimento das células cultivadas de <i>Microcystis aeruginosa</i>	55
Figura 4.5 -Diferença de coloração entre os cultivos de células com 15 dias (a) e com 5 dias (b).....	50
Figura 4.6 – Aspecto das células cultivadas (a) e presença de uma nata sobrenadante (b).	56
Figura 4.7 – Ilustração dos intervalos de tempo para a análise estatística	59
Figura 5.1 – Turbidez da água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF:água filtrada; AB:água bruta)	63
Figura 5.2 - Clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF: água filtrada; AB: água bruta)	65
Figura 5.3 – Concentrações de microcistina extracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	70
Figura 5.4 – Perda de carga total (cm) nos filtros lentos (FLA) durante a etapa 1.....	72
Figura 5.5 – Perda de carga superficial (cm) nos filtros lentos (FLA) durante a etapa 1.....	72
Figura 5.6 - Remoção de coliformes totais nos filtros lentos durante a etapa 1.....	75
Figura 5.7 - Remoção de <i>E. coli</i> nos filtros lentos durante a etapa 1	75
Figura 5.8 – Valores de turbidez na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	79
Figura 5.9 – Valores de clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 2 (AF; água filtrada; AB: água bruta).....	81
Figura 5.10 - Concentrações de microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	85

Figura 5.11 – Concentrações de microcistina extracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	87
Figura 5.12 – Valores de perda de carga total (cm) nos filtros lentos de areia (FL) durante a etapa 2.....	90
Figura 5.13 – Valores de perda de carga superficial (cm) nos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2.....	90
Figura 5.14 – Valores de remoção de coliformes totais nos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	92
Figura 5.15 – Valores de remoção de <i>E.coli</i> nos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2. (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	92
Figura 5.16 – Turbidez da água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	96
Figura 5.17 – Clorofila-a na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	98
Figura 5.18 – Microcistina intracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	101
Figura 5.19 – Microcistina extracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	101
Figura 5.20 – Perda de carga nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.....	105
Figura 5.21 – Perda de carga nos primeiros 5 cm dos filtros lentos durante a etapa experimental 3.....	107
Figura 5.22 – Remoção de Coliformes Totais nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.....	107
Figura 5.23 – Remoção de <i>E. coli</i> nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.....	108
Figura 5.24 – Turbidez da água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	113
Figura 5.25 – Clorofila-a na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	115
Figura 5.26 – Clorofila-a na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4, nas fases 1, 2 e 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	116
Figura 5.27 – Clorofila-a na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4, nas fases 12, 13 e 14 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	117

Figura 5.28 – Microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	119
Figura 5.29 – Microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante as fases 1, 2 e 3 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	120
Figura 5.30 – Microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante as fases 12, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta)..	121
Figura 5.31 – Microcistina extracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	122
Figura 5.32 – Microcistina na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante as fases 1, 2, 3, 12, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).....	126
Figura 5.33 – Médias de microcistina na água afluyente e efluente entre os filtros lentos durante as fases 2, 3, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta)	127
Figura 5.34 – Média dos valores de perda de carga total e superficial nos filtros lentos 1 e 3, durante a etapa experimental 4.....	130
Figura 5.35 – Remoção de Coliformes Totais nos filtros lentos durante a etapa experimental 4.....	132
Figura 5.36 – Remoção de Coliformes Totais nos filtros lentos durante a etapa experimental 4.....	132
Figura 5.37 - Coliformes totais nos efluentes dos filtros lentos nas diversas fases da etapa experimental 4.....	134
Figura 5.38 - <i>E. coli</i> nos efluentes dos filtros lentos durante a etapa experimental 4.....	136

1 – INTRODUÇÃO

Muitos mananciais brasileiros apresentam, atualmente, um grau de trofia elevado, resultado do uso freqüente desses corpos d'água como receptores de cargas de nutrientes e matéria orgânica que podem ultrapassar seu limite de auto-depuração.

Dessa forma, para que a população abastecida receba água segura e de qualidade, é de fundamental importância que sejam realizados estudos que visem introduzir adaptações nos tratamentos já conhecidos e desenvolver novas tecnologias para o tratamento da água, para que, desse modo, seja avaliado o grau de remoção de microrganismos que anteriormente não eram encontrados em abundância nos corpos d'água, como os protozoários emergentes e as cianobactérias.

A floração de cianobactérias pode ser uma das conseqüências de um ambiente caracterizado como eutrófico. No Brasil, as florações de cianobactérias vêm aumentando em intensidade e freqüência (Azevedo *et al.*, 1994). A preocupação com o crescente aumento de cianobactérias em reservatórios destinados ao abastecimento humano se dá principalmente devido a sua potencial produção de toxinas. A maioria das cianobactérias produz toxinas no interior de suas células, cianotoxinas, que são liberadas para a água por meio do rompimento (lise) de sua membrana celular. Esse processo pode ocorrer devido ao mecanismo natural de morte, ou ainda de forma induzida, como por exemplo, com uso de produtos químicos.

É importante ressaltar que florações tóxicas já foram registradas em vários ecossistemas aquáticos brasileiros nas regiões Nordeste, Centro Oeste, Sudeste e Sul (Magalhães e Azevedo, 2001; entre outros).

A microcistina é uma das cianotoxinas produzida por espécies de cianobactérias encontradas em ambientes aquáticos brasileiros e é reconhecida pela OMS (WHO, 1999) como causadora de desordens intestinais, de danos ao fígado, podendo levar à morte. O único caso confirmado de óbitos devido às cianotoxinas ocorreu em 1996, na cidade de Caruaru (PE), em que a água utilizada para a realização de sessões de hemodiálise estava contaminada por microcistina, resultando no falecimento de 60 pacientes (Azevedo *et al.*, 2002).

Face a essa realidade, a Portaria MS 518 (Brasil, 2004), que “*estabelece os procedimentos e responsabilidades relativas ao controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade*”, inseriu a microcistina como parâmetro obrigatório de monitoramento em águas tratadas (VMP=1µg/L) e, ao mesmo tempo, recomenda o monitoramento da cilindrospermopsina (hepatotoxina) e saxitoxinas (neurotoxina) nessas águas.

Para a segurança dos consumidores, as tecnologias de tratamento têm que ser avaliadas não apenas quanto à remoção de células intactas de cianobactérias (cianotoxina intracelular), como também quanto à remoção de cianotoxinas dissolvidas (extracelular). Nesse aspecto, a remoção desses microrganismos no processo de tratamento da água continua sendo um desafio para grande parte das estações de tratamento de água, pois a literatura indica que o tratamento “convencional”, mais utilizado no Brasil, pode ser eficiente na remoção de células viáveis de cianobactérias, entretanto na remoção de cianotoxinas extracelulares ele é bastante limitado (Hudrey *et al.*, 1999).

Segundo a literatura especializada, os tratamentos capazes de promover uma remoção adequada de cianotoxinas extracelulares são: a oxidação química realizada com certos compostos químicos como o cloro puro, o hipoclorito de cálcio e o ozônio; a oxidação biológica feita por meio da filtração lenta e de reatores biológicos; e a adsorção em carvão ativado granular ou em pó.

A filtração lenta é uma das mais antigas tecnologias de tratamento de água para o consumo humano, e é caracterizada pela baixa taxa de filtração, o que resulta em elevados tempos de detenção da água e no desenvolvimento de atividade biológica no filtro lento. Uma das vantagens da filtração lenta é sua excelente capacidade de remoção de organismos patogênicos, incluindo cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium*. Como desvantagens, os filtros lentos demandam maior área para implantação que os filtros rápidos, e apresentam maiores limitações quanto às características da água afluyente. Como uma forma de adequar a água afluyente à filtração lenta, foram desenvolvidas tecnologias de pré-tratamento, essa seqüência de pré-tratamentos conjuntamente com o processo de filtração lenta é denominada de Filtração em Múltiplas Etapas (FiME).

De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE, o Brasil tem aproximadamente 80% (4550) de seus municípios com população inferior a 30 mil habitantes (IBGE, 2005). Em sua maioria, os pequenos municípios não apresentam condições econômicas e financeiras que possibilitem a adoção de tecnologias complexas para o tratamento da água para abastecimento público.

Nesse contexto, e por não necessitar da aplicação de produtos químicos e não requerer mão-de-obra especializada, a filtração lenta é apropriada para o tratamento de água para pequenas comunidades, principalmente face à realidade socioeconômica de várias regiões do país. Atualmente, também têm sido relatadas experiências bem-sucedidas do uso da filtração lenta à nível doméstico, em pequenas comunidades, comunidades rurais e comunidades indígenas (Campos *et al.*, 2005).

A filtração lenta tem sido relatada na literatura como uma tecnologia capaz de remover cianobactérias e cianotoxinas (Keijola *et al.*, 1988; Grutzmacher *et al.*, 2002; entre outros). O estudo realizado por Sá (2002) apresenta a filtração lenta como uma potencial alternativa para o tratamento de água contendo *Microcystis aeruginosa* (cianobactéria) e microcistina, porém ressalta que mais estudos avaliando os parâmetros de projeto e operação são imprescindíveis para o uso adequado dessa tecnologia.

2 – OBJETIVOS

Esse trabalho tem como objetivo geral avaliar o desempenho da filtração lenta no que se refere à remoção de células viáveis de *Microcystis aeruginosa* e microcistina extracelular (dissolvida), buscando a melhoria da eficiência por meio do estudo da influência de alguns parâmetros de projeto e operação.

Como objetivos específicos, pode-se citar:

- Avaliar a influência do tamanho efetivo dos grãos de areia e da espessura da camada do meio filtrante na eficiência de remoção de células intactas de *Microcystis aeruginosa*;
- Verificar o impacto da taxa de filtração na eficiência de remoção de células viáveis de *Microcystis aeruginosa* e microcistina extracelular.
- Buscar identificar valores de concentração de *Microcystis aeruginosa* e microcistina presentes na água bruta, que limitem o uso dessa tecnologia de tratamento.

3 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Os temas abordados nesse capítulo objetivam fazer uma explanação sobre os principais assuntos que serviram de base para a elaboração da metodologia e discussão dos resultados. São eles: as cianobactérias; as cianotoxinas; conservação de mananciais e controle de cianobactérias; a filtração lenta; e tratamentos para remoção de cianobactérias e cianotoxinas da água.

3.1 – CIANOBACTÉRIAS

3.1.1 – Definição e características

As cianobactérias, outrora conhecidas como algas azuis ou cianofíceas, são microrganismos aquáticos que têm como principais características (ex.: von Sperling, 1996; Carmichael, 1992):

- serem aeróbios;
- fazerem fotossíntese, sendo autótrofos;
- serem procariontes, ou seja, não possuem carioteca, tendo seu núcleo disseminado no próprio protoplasma;
- não possuírem cloroplastos;
- serem potencialmente tóxicas.

Devido à sua capacidade de realizar fotossíntese para obtenção de energia, as cianobactérias foram por muito tempo incluídas no reino vegetal, entretanto, com a descoberta de suas demais características, principalmente a de ausência de carioteca, esses microrganismos foram incluídos no reino Monera, pois se assemelham bioquimicamente e estruturalmente às bactérias, de onde se originou sua atual denominação.

As cianobactérias possuem, além da clorofila-a (coloração verde), pigmentos protéicos denominados ficobilinas, as ficocianinas (azul) e as ficoeritrinas (vermelho). A coloração verde-azulada desses microrganismos é devido à presença desses pigmentos, que podem variar em proporção por espécie e até mesmo pela idade da cianobactéria, conferindo um aspecto colorimétrico variável. A clorofila-a é o principal pigmento responsável na realização da fotossíntese, entretanto, a ficoeritrina e a ficocianina são capazes de absorver raios luminosos em certos comprimentos de onda, auxiliando a clorofila-a nesse processo,

porém não sendo capaz de substituí-la. Devido a esse fato, a proporção da presença desses pigmentos nas cianobactérias não tem apenas um efeito colorimétrico, mas também pode apresentar uma importante função ecológica, visto que a penetração de luz varia com a profundidade e características do meio aquático, e assim sendo, a predominância de uma espécie de cianobactéria sobre a outra pode se dar pela luminosidade no corpo d'água (Branco, 1978).

As cianobactérias possuem uma grande diversidade morfológica, podendo ser unicelulares, filamentosas multicelulares, ou formadoras de colônias. A capacidade das células ou filamentos de cianobactérias se agregarem para a formação de colônias ocorre por elas serem revestidas de uma substância mucilaginosa. Essa substância pode servir como abrigo para bactérias, protegendo-as da ação do cloro no momento da desinfecção (Branco, 1978).

Pequenas e não-preocupantes concentrações de cianobactérias existem na maioria dos corpos d'água doce, entretanto, em certas situações pode ocorrer um crescimento acelerado, caracterizando uma floração. As condições que favorecem tal fenômeno são: temperatura entre 15–30°C, pH neutro a alcalino (6 a 9) e alta concentração de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo (Carmichael, 1994).

A capacidade das cianobactérias fixarem o nitrogênio do ar, quando esse se encontra escasso na água, permite que elas se desenvolvam em ambientes pobres em nitrogênio, tornando-se, assim, bastante presentes em mananciais de água para abastecimento, ainda que em concentrações não preocupantes (Branco, 1978; Chorus e Bartram, 1999).

3.1.2 - Floração de cianobactérias

O freqüente uso dos ambientes aquáticos como receptores dos efluentes das atividades humanas, sejam elas domésticas ou industriais, tem levado à introdução de nutrientes na água, havendo, então, a transformação de um ambiente oligotrófico (pobre em nutrientes), em eutrófico (rico em nutrientes). Esse processo é chamado de eutrofização.

O aumento dos teores de nitratos e fosfatos no corpo d'água leva ao crescimento do número de organismos de determinadas espécies e, freqüentemente, ao surgimento de

florações. Um ambiente caracterizado como eutrófico tem condições bastante favoráveis para florações de algas, inclusive das cianobactérias, o que não descarta a possibilidade de águas nessas condições não apresentarem florações desses organismos.

Os efeitos resultantes da eutrofização são prejudiciais sobretudo em ambientes lânticos. O crescimento excessivo de algas e de plantas aquáticas pode acarretar problemas como odor, sabor, toxidez, turbidez, cor, diminuição do oxigênio dissolvido, prejuízos ao tratamento de água e assoreamento.

Com o objetivo de monitorar as cianobactérias em mananciais com uso para abastecimento público, a Portaria nº518 do Ministério da Saúde (2004) estabelece em seu capítulo 5, artigo 19, inciso 1 que *“o monitoramento de cianobactérias na água do manancial, no ponto de captação, deve obedecer frequência mensal, quando o número de cianobactérias não exceder 10000 cél./mL, e semanal, quando o número de cianobactérias exceder este valor.”*

Em outra publicação do Ministério da Saúde (Brandão e Azevedo, 2003), foi desenvolvida uma proposta de níveis de alerta para monitoramento e manejo de cianobactérias em reservatórios de abastecimento público. Os autores sugerem um nível de vigilância e três níveis de alerta. Esses níveis são determinados de acordo com a concentração de célula de cianobactérias ou biovolume presente no corpo d'água, e também da presença de cianotoxinas confirmada por análises químicas ou bioensaios de toxicidade. A depender do nível de alerta em que um manancial pode ser enquadrado, são sugeridas medidas de monitoramento, medidas operacionais e/ou medidas de prevenção de risco à saúde.

3.2 – CIANOTOXINAS

As cianobactérias podem produzir uma grande variedade de metabólitos secundários, entre eles, substâncias que podem agir como hormônio e antibióticos, ou toxinas. Esses compostos secundários causam efeitos danosos em outros tecidos, células ou organismos. Essas cianotoxinas podem ser farmacologicamente classificadas como: neurotoxinas, hepatotoxinas, e dermatotoxinas (Carmichael, 1992; Sivonen e Jones, 1999). Na Tabela 3.1

estão classificadas algumas toxinas, suas respectivas cianobactérias produtoras e onde elas atuam em mamíferos.

Tabela 3.1 - Caracterização geral das cianotoxinas (Sivonen e Jones, 1999)

Grupo tóxico	Parte do corpo atingido em mamíferos	Cianobactéria
Anatoxina-a	Sistema nervoso	<i>Anabaena, Oscillatoria, Aphanizomenon</i>
Anatoxina-a(s)	Sistema nervoso	<i>Anabaena</i>
Microcistina	Fígado	<i>Microcystis, Anabaena, Oscillatoria, Nostoc, Hapalosiphon, Anabaenopsis</i>
Nodularina	Fígado	<i>Nodularia</i>
Cilindrospermopsina	Fígado	<i>Cylindrospermopsis, Aphanizomenon, Umezakia</i>
Saxitoxina (PSP)	Nervo axon	<i>Anabaena, Aphanizomenon, Lyngbya, Cylindrospermopsis.</i>
Lipopolissacarídeos (LPS)	Irritação cutânea e na mucosa	Todas as espécies

3.2.1 - Neurotoxinas

Em 1972, Huber e Edwards determinaram pela primeira vez a estrutura química de uma cianotoxina. Foi derivada da cianobactéria *Anabaena flos-aquae*, e foi denominada de anatoxina-a (Carmichael, 1992).

Como o próprio nome já informa, as neurotoxinas são cianotoxinas que atingem o sistema nervoso. De acordo com Carmichael (1992), a dose letal que causa a morte de 50% da população de camundongos (DL₅₀) exposta à anatoxina-a, via intraperitonal (i.p.), é de 200 µg/kg de peso corpóreo, com um tempo de sobrevivência de minutos. Os sinais clínicos de envenenamento de animais por ingestão dessa toxina são: diminuição dos movimentos, colapso neuromuscular, dor abdominal, convulsões e morte. A morte ocorre devido à parada respiratória e leva de alguns minutos a horas, a depender da dosagem, da espécie e do consumo prévio de alimento. Ainda segundo Carmichael (1992), a dose oral para a letalidade é bem mais alta, ainda assim, com a ingestão de alguns mililitros a poucos litros de água contaminada, animais podem vir a morrer.

A degradação da anatoxina-a é acelerada em condições alcalinas, com pH entre 8 e 10. Em águas com concentração de 10 µg/L de anatoxina-a, a meia-vida para sua degradação é em torno de 14 dias (Sivonen e Jones, 1999).

No Brasil, essa toxina ainda não foi encontrada, porém com o crescente número de reservatórios eutrofizados, cianobactérias responsáveis pela sua produção podem desenvolver-se, servindo de alerta para os estudiosos dessa área (Brandão e Azevedo, 2003).

Em 1978, Carmichael e Gorham perceberam diferentes sinais de neurointoxicação por toxinas produzidas pela cianobactéria *Anabaena*, principalmente a salivação. Diante dessa observação, para que pudessem diferenciar a toxina que causava esse novo sintoma, ela foi chamada de anatoxina-a(s) (s=salivação). Assim, a anatoxina-a(s) apresenta além dos sintomas da anatoxina-a, uma intensa salivação. Sua toxicidade é 10 vezes superior a da anatoxina-a, ou seja, DL₅₀ (i.p.) de 20 µg/kg e com um tempo de sobrevivência de 10-30 minutos (Carmichael, 1992).

Um outro grupo de neurotoxinas, as “toxinas paralisantes de moluscos” (*PSP = Paralytic Shellfish Poisons*) são produzidas por algumas cianobactérias (ver Tabela 3.1) e também pelos dinoflagelados marinhos, que são os responsáveis pela ocorrência das “marés vermelhas” (Carmichael, 1994).

O grupo das PSPs consiste em duas cianotoxinas extremamente tóxicas, as saxitoxinas e as neosaxitoxina. Essas neurotoxinas agem inibindo a condução nervosa, e seus sinais clínicos de intoxicação incluem tontura, adormecimento da boca e extremidades, fraqueza muscular, náusea, vômito, sede e taquicardia (Carmichael, 1994). Sua DL₅₀ (i.p.) é de 10µg/kg de peso corpóreo em camundongos (Lahti, 1997).

No Brasil, tem-se identificado um aumento da ocorrência de *Cylindrospermopsis* (produtora das PSPs) desde a região nordeste até o sul (Brandão e Azevedo, 2003). A Portaria nº518 do Ministério da Saúde (Brasil, 2004) recomenda em seu capítulo 4, artigo 14, inciso 1, que “as análises para cianotoxinas incluam a determinação de cilindrospermopsina e saxitoxinas, observando os valores limites de, respectivamente, 15µg/L e 3µg/L de equivalentes em saxitoxinas.”

3.2.2 - Hepatotoxinas

As hepatotoxinas são responsáveis pela maioria das intoxicações causadas por cianobactérias. As toxinas já caracterizadas desse grupo são as nodularinas, as microcistinas, e a mais recentemente descoberta, a cilindrospermopsina. Apresentam uma ação mais lenta que as neurotoxinas, mas podem causar a morte entre poucas horas e poucos dias. Essas cianotoxinas causam danos aos hepatócitos (células do fígado), promovendo a diminuição de seus tamanhos. O fígado perde então seu arranjo ideal de células e passa a desenvolver sérios problemas, como hemorragia (Carmichael, 1994).

De acordo com Carmichael (1994), os sinais clínicos de intoxicação por hepatotoxinas em animais de laboratório e silvestres foram principalmente, fraqueza, anorexia, vômito, extremidades do corpo frias, palidez e diarreia.

As microcistinas e as nodularinas são reconhecidas como potentes promotores de tumores hepáticos (Carmichael, 1994). Estudos de Falconer (1991) demonstraram a aparição de tumores em camundongos após doses orais de microcistina. De acordo com Falconer (1994), a concentração dessas hepatotoxinas, incluindo um fator de segurança contra a promoção de tumores é de 1 µg de microcistina ou nodularinas por litro, que equivale a ordem de 10^4 células de *Microcystis*/mL.

Em 1998, a Organização Mundial de Saúde recomenda um valor guia de 1 µg/L de microcistina-LR para água de consumo humano (WHO, 1998). Esse mesmo valor limite de concentração de microcistina é adotado pela Portaria nº518 do Ministério da Saúde (Brasil, 2004) que, em seu capítulo 4, artigo 14, Tabela 3, em que estabelece o padrão de potabilidade para substâncias químicas que representam risco à saúde.

3.2.2.1 - Microcistina

Atualmente são conhecidas mais de 50 variações estruturais de microcistina, como por exemplo, a microcistina-LA (leucina-alanina) e a microcistina-LR (leucina-arginina) que também se subdividem estruturalmente.

A DL₅₀ (i.p.) da microcistina-LR em camundongos varia entre 25 e 150 µg/kg de peso corpóreo e entre 5000 e 10900 µg/kg de peso corpóreo se for ingerido por via oral (Sivonen e Jones, 1999).

As microcistinas são estruturas muito estáveis em condições naturais e no escuro, mas podem ser lentamente degradadas em ambientes com alta temperatura e pH extremos (muito altos ou baixos). De acordo com Harada *et al.* (1996), em 10 semanas com pH igual a 1, houve degradação de aproximadamente 90% das microcistinas, o que também ocorreu em 12 semanas com um pH igual a 9. Também é válido relatar que a fervura de uma água contendo microcistinas não inativa sua toxicidade.

3.2.2.2 - Nodularina

As nodularinas têm sua estrutura bastante semelhante à das microcistinas e sua DL₅₀ (i.p.) em camundongos varia entre 50 e 200 µg/kg de peso corpóreo (Rinehart *et al.*, 1994).

3.2.2.3 - Cilindrospermopsina

Dentre as hepatotoxinas conhecidas, a cilindrospermopsina é a cianotoxina que necessita de maior dosagem para ocasionar danos à saúde, ou seja, sua DL₅₀ (i.p.) é a mais alta, sendo de aproximadamente 0,2 mg/kg (Fitzgerald *et al.*, 1999).

3.2.3 – Dermatotoxinas

A cianobactéria marinha *Lyngbya majuscula* libera cianotoxinas que causam irritações cutâneas agudas no período de 12 horas de exposição a essa cianobactéria (Fitzgerald *et al.*, 1999). Também existe um grupo de cianotoxinas chamado lipopolisacarídeos, que estão presentes em todas as cianobactérias, e que causam irritações cutâneas.

3.2.4 - Impactos na saúde humana

Sem o tratamento adequado de águas contaminadas por cianobactérias, a água efluente do tratamento pode ser a causa de doenças agudas e crônicas, dependendo da dose e da frequência que foi ingerida. Várias toxinas não são removidas pelo tratamento convencional, sendo também resistentes à fervura.

O sulfato de cobre é usualmente utilizado para controle das florações, porém esse processo provoca a lise das células da cianobactéria, resultando na liberação de suas toxinas intracelulares. A toxina que estava no interior da célula torna-se dissolvida na massa d'água, sendo denominada de toxina extracelular (dissolvida). Esse tipo de tratamento com o sulfato de cobre pode causar, então, um aumento acentuado da concentração de toxinas e, conseqüentemente, agudas intoxicações (Hart *et al.*, 1998).

A Portaria nº518 do Ministério da Saúde (Brasil, 2004) estabelece em seu capítulo 5, artigo 19, inciso 2, que *“é vedado o uso de algicidas para o controle do crescimento de cianobactérias ou qualquer intervenção no manancial que provoque a lise das células, quando a densidade das cianobactérias exceder 20000 células/mL.”*

Um caso na Austrália relata os efeitos danosos dessa utilização indevida, 139 crianças e 10 adultos sofreram desordens intestinais ao serem abastecidos com águas inicialmente tratadas com sulfato de cobre (Falconer, 1994).

Apesar dos efeitos praticamente imediatos e intensos de uma intoxicação por hepatotoxinas em altas concentrações, deve-se atentar para casos de ingestão de pequenas quantidades dessas cianotoxinas por longos períodos. A exposição prolongada traz também severos riscos à saúde, uma vez que as microcistinas são potentes promotoras de tumores, levando a população exposta a uma maior incidência de câncer hepático.

De acordo com Carmichael (1994), casos de florações de *Microcystis* na China causaram morte de animais e também suspeita-se que o alto índice de câncer de fígado nos chineses sejam devido à ingestão de água contaminada pelas cianobactérias.

Há relatos de um caso ocorrido na Austrália de intoxicação via intranasal numa pessoa que praticava esqui aquático em águas com floração de cianobactérias (Falconer, 1991). Também na Inglaterra, dois soldados tiveram pneumonia ao passarem horas fazendo canoagem num reservatório contaminado por hepatotoxinas (Lahti, 1997). Diante desses casos, é importante que se tenham normas de qualidade da água de recreação que limitem a concentração de cianobactérias. De acordo com Falconer (1994), a ingestão intranasal é experimentalmente equivalente à ingestão intraperitoneal.

No Brasil, Teixeira *et al.* (1993) descreveram uma epidemia de gastroenterite na área da barragem de Itaparica, na Bahia. A epidemia ocorreu logo após o alagamento do reservatório de Itaparica e teve duração de aproximadamente dois meses. Os números desse episódio são alarmantes, mais de mil pessoas apresentaram sintomas típicos de hepatotoxicoses, resultando no falecimento de 88 delas. Entre a população infectada, 71% pertencia ao grupo etário de 0-4 anos. A análise da água revelou presença de cianobactérias dos gêneros *Anabaena* e *Microcystis*, porém não foram realizadas análises nos órgãos das pessoas intoxicadas para confirmar a origem da epidemia.

O primeiro caso confirmado de mortes humanas causadas por intoxicação por cianotoxinas ocorreu em Caruaru (PE), em 1996. Pacientes renais crônicos que se submetiam a sessões de hemodiálise passaram a apresentar sintomas de uma grave hepatotoxicose. Foram 130 casos, desses, 60 resultaram em morte, vindo a falecer até 10 meses após o início dos sintomas. Os únicos processos pelos quais a água que abastecia a clínica passava eram a cloração e a filtração em carvão ativado. As células das cianobactérias rompiam-se com o tratamento químico, liberando suas toxinas que não eram adsorvidas nos grãos do carvão ativado, pois esses já se encontravam saturados, necessitando de regeneração. Análises confirmaram a presença de microcistina no carvão ativado, bem como no sangue e no fígado dos pacientes intoxicados (Azevedo, 1996).

3.2.5 - Métodos de detecção de microcistina

Os métodos de detecção de cianotoxinas incluem bioensaios, análises químicas ou ainda técnicas de imuno-ensaios.

Os bioensaios para detecção de cianotoxinas são análises de toxicidade que informam a dose letal para que 50% da população de camundongos venha a falecer (DL_{50}). Esse método pode detectar em algumas horas, as características quantitativas e qualitativas da toxina presente na amostra. De acordo com os sintomas da ingestão, é possível distinguir entre hepatotoxinas e neurotoxinas, e até mesmo entre os diferentes tipos de neurotoxinas. As desvantagens desse método estão na sua ineficiência para detecção de baixas concentrações de toxinas, para distinção entre as diferentes variantes de hepatotoxinas e também no desejo de se minimizar a utilização de animais para testes laboratoriais, principalmente os mamíferos (Carmichael, 1992; Yoo *et al.*, 1995).

Os dois métodos mais utilizados para detecção de microcistina são o HPLC (High Performance Liquid Chromatography), cromatografia líquida de alta eficiência, e o ELISA (Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay).

O HPLC é um método de detecção analítico-instrumental, e é a técnica mais usada para a análise química da amostra. Há vários tipos de HPLC, sendo o de detecção com raios ultravioleta o mais comumente utilizado para análise de microcistina e nodularina. Esse método diferencia as variantes estruturais das microcistinas (-LR ou -LL, por exemplo) e nodularinas. Sua limitação de detecção é de aproximadamente $1\mu\text{g/L}$ (Yoo *et al.*, 1995; Harada *et al.*, 1999).

O ELISA faz um imuno-ensaio da amostra. É um método em que o anticorpo se liga à substância da qual ele foi derivado originalmente (neste caso, a microcistina), produzindo coloração na presença de um indicador. No mercado existem vários tipos de *kits* ELISA, como por exemplo os qualitativos, onde a leitura pode ser feita visualmente, e os quantitativos, que são feitos em placas, necessitando de um espectrofotômetro específico para leitura no ELISA. É mais sensível que o HPLC, detecta até $0,2\mu\text{g/L}$. Mas por outro lado esse método não faz distinção entre as variações estruturais das microcistina (Yoo *et al.*, 1995).

Nos dois casos, é necessário que a amostra esteja o mais pura possível, para que não haja interferência de impurezas, principalmente quando o método utilizado for o HPLC. Para isso, a amostra é submetida a um processo de extração, na qual as microcistinas presentes

são extraídas da amostra por um processo de adsorção em cartuchos C18, são eluídas com metanol, são evaporadas, e re-suspendidas em água totalmente pura (Milli-Q).

3.3 – CONSERVAÇÃO DE MANANCIAIS E CONTROLE DE CIANOBACTÉRIAS

Muitas são as tecnologias para remoção de cianobactérias e cianotoxinas no tratamento para abastecimento de água para consumo humano, entretanto, ainda que existam processos eficazes para a remoção desses microrganismos, suas presenças na água a ser tratada são indesejáveis.

Nesse contexto, esse item aborda de forma sucinta dois pontos importantes para minimizar a presença de cianobactérias na água de entrada da seqüência de tratamento: primeiramente a conservação da água de captação, que é uma medida preventiva; e em seguida, técnicas de controle de cianobactérias no reservatório, como uma medida remediadora.

3.3.1 – Conservação de mananciais

De acordo com o Vocabulário Básico de Meio Ambiente (FEEMA, 1990), a definição de *conservação* é a “utilização racional de um recurso qualquer, de modo a se obter um rendimento considerado bom, garantindo-se, entretanto, sua renovação ou sua auto-sustentação (o que exclui os recursos não-renováveis).

Nesse contexto, a conservação de um manancial de captação para fins de tratamento e abastecimento público deve obedecer à utilização racional da água e do solo, garantindo que a qualidade da água permaneça com os parâmetros estabelecidos pela classificação das águas conforme a Portaria CONAMA 357 (CONAMA, 2005).

De acordo com a Portaria MS 518 (Brasil, 2004), em seu Capítulo III, dos deveres e das responsabilidades, consta no artigo 9º que é incumbência do(s) responsável(eis) pela operação do sistema de abastecimento de água: “*promover, em conjunto com os órgãos ambientais e gestores de recursos hídricos, as ações cabíveis para a proteção do manancial de abastecimento e de sua bacia contribuinte, assim como efetuar controle das*

características de suas águas [...] notificando imediatamente a autoridade de saúde pública sempre que houver indícios de risco à saúde ou sempre que amostras coletadas apresentarem resultados em desacordo com os limites ou condições da respectiva classe de enquadramento, conforme definido na legislação específica vigente.” Dessa forma, os serviços de saneamento, sejam municipais, estaduais ou privados, também são responsáveis pela conservação do manancial de captação para abastecimento público.

Para a conservação de um manancial de água para abastecimento, e para garantir que a qualidade de sua água esteja dentro dos parâmetros de sua classificação, é importante avaliar dois fatores: os usos aos quais o manancial se destina e o uso e ocupação de sua bacia contribuinte.

De acordo com a Resolução CONAMA 357 (CONAMA, 2005), apenas às águas enquadradas como Classe I, II e III podem ser destinadas ao tratamento para abastecimento humano. Entretanto, as águas enquadradas como Classe I e II também podem ser destinadas à recreação, entre outros usos, podendo degradar a qualidade de suas águas, ou seja, de uma forma geral, uma determinada atividade pode interferir em outro uso, resultando no chamado “conflito de usos”. Dessa forma, é necessário que haja uma utilização ordenada dos recursos hídricos, o que pode ser conseguido por meio de um planejamento integrado dos recursos hídricos de uma bacia (Mota, 1995). A adoção da bacia hidrográfica como unidade de planejamento é destacada na Lei nº 9433/97 (Brasil, 1997), que também coloca os diversos usos da água em igualdade de condições em termos de acesso (Rebouças, 2002).

O uso e ocupação da bacia hidrográfica são fatores de grande influência na qualidade da água de um recurso hídrico, e nesse sentido, o zoneamento é uma importante ferramenta de medida de conservação, pois define os usos adequados, ou não, para as diversas áreas de uma bacia hidrográfica (Mota, 1995).

A função de deliberar sobre o gerenciamento dos recursos hídricos de uma bacia hidrográfica pertence aos Comitês de Bacias, que são órgãos colegiados, tripartites, formados por representantes da sociedade civil, municípios e órgãos estaduais ou distritais.

3.3.2 – Controle de cianobactérias

A Organização Mundial da Saúde recomenda que sejam adotadas medidas preventivas de controle de cianobactérias (Chorus e Bartram, 1999). Nesse sentido, os principais métodos de prevenção de florações incluem técnicas de: manejo da bacia hidrográfica, para minimizar o aporte de nutrientes como o fósforo e nitrogênio para o corpo d'água; circulação artificial da água e aeração do hipolímnio; métodos químicos, tal como o uso de algicidas; e o controle biológico, utilizando a biomanipulação (Yoo *et al.*, 1995).

Dentre as técnicas de tratamento químico, a mais utilizada no Brasil e no mundo é o uso de algicidas (Brandão e Azevedo, 2003). Entretanto, a depender da concentração de células de cianobactérias tóxicas no reservatório, esse procedimento é proibido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004).

Havendo presença de concentrações preocupantes de cianobactérias num manancial para fim de abastecimento público, existem importantes ferramentas para a minimização da entrada desses microrganismos no sistema de tratamento, como por exemplo, técnicas de manejo e captação da água bruta, e uso de barreiras físicas de contenção (Gomes *et al.*, 2005).

Devido à capacidade de flutuação vertical das cianobactérias no corpo d'água, a distribuição vertical desses microrganismos podem variar significativamente durante o dia (Vitola *et al.*, 2003). Assim, a escolha pela profundidade da tomada de água deve considerar, além do conhecimento da ecologia local, o perfil vertical de densidade de cianobactérias, que depende fundamentalmente de sua espécie (Brandão e Azevedo, 2003).

Métodos utilizados em derramamento de óleo, como as barreiras de contenção e as cortinas de ar vêm sendo relatadas como técnicas promissoras para a contenção temporária das florações e redução da concentração de células de algas ou cianobactérias na água afluente ao tratamento (Gomes *et al.*, 2005).

3.4 – FILTRAÇÃO LENTA

Esse item contempla alguns dos principais elementos de relevância para a compreensão do processo de filtração lenta. Não se trata, portanto, de uma extensa revisão bibliográfica no tema, mas apenas de um resumo para melhor entendimento de seus mecanismos de remoção.

3.4.1 – Descrição do filtro lento

O filtro lento pode ser sucintamente descrito como um tanque composto por um meio filtrante de areia de granulometria fina (0,2 a 0,3 mm de tamanho efetivo), colocada sobre uma camada suporte de pedregulho. Seus critérios de dimensionamento podem ser observados na Tabela 3.2.

Tabela 3.2 – Critérios de dimensionamento do filtro lento
(Haarhoff e Cleasby, 1991)

Taxa de filtração	2,4 – 4,8 m ³ /m ² .dia
Área do meio filtrante	< 200 m ² por unidade e no mínimo 2 unidades
Profundidade do meio filtrante:	
Inicial	0,8 – 0,9 m
Após a raspagem	0,5 – 0,6 m
Tamanho efetivo do grão	0,15 – 0,30 mm
Coefficiente de uniformidade	< 5, preferencialmente 3
Profundidade da água sobrenadante	1 m

O uso do processo de filtração lenta convencional é limitado a águas que tenham valores de turbidez, cor verdadeira e teor de sólidos suspensos relativamente baixos. Visando uma maior abrangência do emprego da filtração lenta para água de qualidade inferior, tecnologias de pré-tratamento foram desenvolvidas, como por exemplo, a Pré-Filtração Dinâmica (PFD) e a Pré-Filtração em Pedregulhos (PFP). Essa seqüência de pré-tratamentos conjuntamente com o processo de filtração lenta é denominada de Filtração em Múltiplas Etapas (FiME).

O objetivo da FiME é condicionar o efluente de cada etapa para que esteja com qualidade adequada para ser submetido à unidade posterior. Ou seja, águas brutas fora dos limites

estabelecidos podem ser tratadas com a filtração lenta, uma vez que submetidas a um pré-tratamento adequado. Ainda assim, a qualidade da água bruta parece ser importante para o desempenho de uma FiME, parecendo haver uma relação direta entre as características da água bruta e a qualidade do efluente de uma FiME (Tangerino e Di Bernardo, 2005).

Apesar da filtração lenta ter uma excelente remoção microbiológica, é necessária a desinfecção do efluente do filtro, garantindo que haverá um residual de cloro na rede distribuidora (Visscher *et al.*, 1996). De acordo com o estabelecido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004), no artigo 13, “*após a desinfecção, a água deve conter um teor mínimo de cloro residual livre de 0,5mg/L, sendo obrigatória a manutenção de, no mínimo, 0,2mg/L em qualquer ponto da rede de distribuição [...]*”.

3.4.2 – Mecanismos de remoção

A percolação da água nos interstícios do meio filtrante de um filtro lento resulta no contato das impurezas presentes com a superfície dos grãos, sendo possivelmente retidas. Ocorrem então processos de degradação química e biológica que reduzem a matéria orgânica a formas mais simples, sendo levadas em solução ou permanecendo como material inerte até a sua remoção na limpeza (Vargas, 1992).

O filtro lento opera com uma baixa taxa (ou velocidade) de filtração, resultando em altos tempos de detenção na água acima do meio e no próprio meio. Em consequência desse tempo de detenção elevado, há o desenvolvimento de intensa atividade biológica nas camadas mais superficiais do meio filtrante. Segundo Haarhoff e Cleasby (1991), pode-se fazer uma relação de semelhança entre um filtro lento e um lago. Nos dois casos existem três zonas distintas: acima do meio, onde se desenvolve a comunidade planctônica; interface água/areia; e atividade biológica nos interstícios da areia, mais genericamente chamada de comunidade bentônica.

Na interface água/areia forma-se um filme biológico chamado *schmutzdecke*, constituído de várias espécies microbianas, como por exemplo, as bactérias, as algas e os protozoários, que estão sujeitas a complexas interações biológicas, como simbiose, competição por

espaço ou por recursos alimentares comuns. Esse filme pode também conter material inerte como argila, e minerais precipitados como o manganês e o ferro (Varesche, 1989).

O filme biológico é formado durante um intervalo de tempo chamado “tempo de maturação” (ou amadurecimento). Apenas após esse amadurecimento, o filtro se encontra em condições adequadas de produzir água tratada de boa qualidade. A atividade biológica presente no filtro depende essencialmente da quantidade de nutrientes presentes na água bruta e da temperatura.

Há várias diferenças entre os processos de filtração lenta e de filtração rápida, porém essencialmente duas são determinantes: a taxa de filtração que é cerca de mais de cem vezes maior na filtração rápida e a ausência de coagulante na filtração lenta. Em decorrência dessas diferenças, os processos tornam-se bastante distintos, permitindo que a atividade biológica tenha papel significativo no processo de purificação da água pela filtração lenta.

De um modo geral, os mecanismos responsáveis pela remoção das partículas no filtro lento podem ser divididos em três grupos, o que conduz a partícula em direção ao grão de areia (transporte), aqueles que operam para manter as partículas em contato com a superfície dos grãos de areia (aderência) e os processos microbiológicos. Em função das características da filtração lenta e da filtração rápida, tais mecanismos têm relevância diferenciada.

Os mecanismos de transporte são fortemente influenciados pelas características físicas do afluente, do meio filtrante e por parâmetros de operação, como a taxa de filtração, técnica e frequência da raspagem do filme biológico. Dentre esses mecanismos, destacam-se: ação física de coar, impacto inercial, interceptação, sedimentação, difusão e ação hidrodinâmica.

A ação física de coar é considerada o mecanismo dominante no filtro lento, e ocorre na passagem da água através da superfície de coesão formada no filme biológico na interface água/areia (Di Bernardo, 1993). A sedimentação também é bastante atuante no filtro lento, pois a água nos interstícios granulares resulta em milhões de minutas bacias de sedimentação, que possibilitam a sedimentação das pequenas partículas antes da água continuar seu caminho. Esse depósito aumenta à medida que se multiplicam bactérias e outros microrganismos presentes.

Devido a essa sedimentação, desenvolve-se também ao redor dos grãos um material viscoso, constituído de bactérias ativas, de seus resíduos, de células mortas e de material orgânico parcialmente assimilado. Assim, um material semelhante ao do *schmutzdecke* reveste os grãos de areia permitindo a ocorrência de atividade biológica no interior do meio filtrante. Essa atividade diminui com o aumento da profundidade (Hespanhol, 1987).

Os mecanismos de transporte permitem que as partículas suspensas sejam carreadas até a superfície dos grãos de areia, porém, se não houver uma certa “afinidade” físico-química entre a superfície do grão e da partícula, não há aderência. Os principais mecanismos de aderência são a atração eletrostática, as forças de Van de Waals, hidratação e mecanismos de soltura (Hespanhol, 1987).

A atração eletrostática é bastante importante na filtração lenta, e pode ser um dos motivos pelos quais algumas impurezas são removidas nesse processo. O grão de areia, devido à sua natureza cristalina, tem carga inicialmente negativa, e atrai materiais de carga positiva como os flocos de hidróxido de ferro ou alumínio, entre outros. Como as bactérias possuem carga elétrica negativa, elas não se aderem aos grãos, sendo uma das razões pela qual tais impurezas não são removidas quando o filtro contém areia limpa. Com o tempo, o grão de areia torna-se saturado de partículas com carga positiva aderidas em sua superfície, e, assim, provoca uma reversão de carga, tornando o grão, anteriormente negativo, positivo, e possibilitando a aderência de, por exemplo, material coloidal de origem animal ou vegetal, nitratos e fosfatos, que apresentam carga negativa. Essa reversão de carga pode ocorrer continuamente e de forma desigual na camada de areia filtrante (Huisman, 1982; Haarhoff e Cleasby, 1991).

O processo de limpeza dos filtros lentos é realizado pela retirada de uma camada superficial da areia. Após a limpeza, a qualidade do efluente decai, e os filtros necessitam de um novo período para atingir o amadurecimento. De acordo com o trabalho de Hendricks *et al.* (1991), sugere-se que o principal fator que contribui para a provável diminuição na qualidade dos efluentes após a limpeza não é a retirada da camada superficial, e sim o fato do leito ficar seco por algumas horas, o que desestabiliza a comunidade biológica, sendo necessário um novo tempo de novo amadurecimento após o início da operação.

3.4.3 – Atividade biológica

Os organismos presentes no filtro lento são em sua maioria: algas, protozoários, bactérias e invertebrados (Haarhoff e Cleasby, 1991).

As algas têm um papel de fundamental importância na atividade biológica do filtro lento, pois elas se reproduzem absorvendo gás carbônico, nitratos e fosfatos, e liberando oxigênio. O oxigênio liberado na fotossíntese permite a oxidação das impurezas orgânicas formando sais inorgânicos simples. Em paralelo a esse processo, os compostos nitrogenados são oxidados formando nitratos que são facilmente assimilados pelas algas (Hespanhol, 1987). Por outro lado, segundo Di Bernardo *et al.* (1993), elevadas concentrações de algas na água afluyente aos filtros podem causar uma rápida obstrução do meio filtrante, resultando no crescimento acelerado da perda de carga. Os autores também reportam que a eficiência de remoção de algas depende fundamentalmente do tamanho, espécie e mobilidade das algas, bem como de sua concentração na água bruta.

No *schmutzdecke*, há intensa concentração de algas, e à medida que a profundidade aumenta, essa concentração decai (Haarhoff e Cleasby, 1991). Uma alta concentração de algas na água bruta pode acarretar problemas operacionais no filtro lento como a rápida obstrução dos vazios intergranulares das camadas superiores, e conseqüente diminuição da carreira de filtração pela formação de um *schmutzdecke* mais impermeável (Di Bernardo *et al.*, 1999).

O grau de desenvolvimento microbiológico no filtro lento pode depender de alguns fatores, como as características da água bruta, temperatura ambiente e luminosidade. De acordo com o trabalho de Campos *et al.* (2002), em que foram estudados dois filtros lentos, um recebendo incidência de luz, e outro coberto, os filtros lentos apresentaram graus de atividade biológica diferentes, ainda que alimentados pela mesma água bruta.

A principal atividade bioquímica da flora bacteriana é a desassimilação e a síntese (assimilação) da matéria orgânica. A desassimilação pode ser definida como reações de produção de energia em que a matéria orgânica é degradada em condições aeróbias. Os

principais produtos resultantes da desassimilação dos compostos orgânicos são: amônia, dióxido de carbono, água, sulfatos e fosfatos. Já o processo de assimilação consiste em reações que formam o material celular com o auxílio da energia liberada na desassimilação. Assim, parte da matéria orgânica degradada ocorre pelo processo de desassimilação, e parte é convertida em material celular.

Para uma adequada oxidação da matéria orgânica, a concentração de oxigênio dissolvido deve ser superior a 3,0 mg/L, ou as condições serão anóxicas, formando produtos como metano, hidrogênio, sulfeto de hidrogênio, amônia e outras substâncias que podem causar gosto e odor à água. O manganês e o ferro que são normalmente oxidados em unidades anteriores ao filtro e posteriormente precipitados na superfície do filtro lento, serão reduzidos e redissolvidos sob condições anóxicas, e como consequência, pode haver precipitação desses compostos na rede distribuidora de água (Hespanhol, 1987; Di Bernardo, 1993).

3.5 – REMOÇÃO DE CIANOBACTÉRIAS E CIANOTOXINAS

A preocupação com a ocorrência de uma alta concentração de cianobactérias em água destinada ao tratamento para consumo humano é principalmente devido à sua característica de potencial produção intracelular de toxina. Além das cianotoxinas serem prejudiciais à saúde, e potenciais formadoras de THM, elas também podem causar prejuízo ao sistema de abastecimento de água, uma vez que esses materiais orgânicos na água tratada podem servir de substrato para bactérias que ataca alguns materiais constituintes de redes de distribuição e reservatórios de água tratada (Janssens e Buekens, 1993).

Durante alguma etapa do processo de tratamento da água, as células de cianobactérias podem se romper, fazendo com que a toxina intracelular seja liberada para a massa d'água, tornando-se extracelular. Assim, os processos e seqüências de tratamento de água para abastecimento público devem ser analisados em função da sua capacidade de remover as células viáveis (biomassa), de não promover a lise dessas células, assim como pela capacidade de remover a fração dissolvida das cianotoxinas.

A remoção de biomassa celular de uma forma mais genérica, não necessariamente de

cianobactérias, tem sido objeto de estudo de muitos pesquisadores, e são várias as linhas de abordagem do problema. Por outro lado, não são muitos os trabalhos que abordam a remoção da fração extracelular das cianotoxinas, principalmente no que se refere aos processos de clarificação mais adotados em estações de tratamento de água.

3.5.1 – Coagulação / floculação / sedimentação

No que tange às células viáveis de cianobactérias, o que se observa é que, de um modo geral, as seqüências de tratamento que envolvem a coagulação química podem apresentar elevadas eficiências de remoção. A eficiência obtida em cada seqüência de tratamento é altamente influenciada pelas condições de coagulação e floculação, sendo de grande importância que essa fase seja otimizada na fase de projeto (condições de mistura rápida e lenta, pH, tipo e dosagem de coagulante) e acompanhada de forma sistemática durante a operação da estação de tratamento. A coagulação é, por sua vez, influenciada pelas características dos gêneros e espécies de microalgas e cianobactérias presentes na água bruta, além de outros parâmetros de qualidade da água (Benhardt e Clansen, 1991 e 1994).

Em relação aos processos de separação sólido-líquido que sucedem o processo de coagulação-floculação, a literatura (Edzwald e Wingler, 1990; Mouchet e Bonnélye, 1998; Vlaski *et al.*, 1996; entre outros) sugere que a aplicabilidade dos processos de flotação por ar dissolvido e de sedimentação varia caso a caso, e que a seleção do processo mais apropriado é também influenciada pelas espécies presentes e demais características de qualidade da água, particularmente a turbidez. Em qualquer das duas opções, a garantia das condições ótimas de coagulação e floculação podem levar a eficiências de remoção superiores a 90%.

Estudando o efeito do sulfato de alumínio como coagulante na remoção de cianotoxinas, Hart *et al.* (1998) obtiveram uma completa redução da concentração de microcistina-LR, porém supõe-se que essa alta eficiência ocorreu devido à remoção das cianobactérias, e não pela remoção da toxina extracelular. Segundo esses autores, não houve evidências de que a coagulação pudesse causar a lise das células. Resultados similares usando o sulfato férrico como coagulante foram obtidos por Lam *et al.* (1995).

Se por um lado, a remoção de cianotoxinas intracelular, ou seja, de células, pode ser elevada durante a seqüência de floculação-sedimentação, quando essas se encontram dissolvidas na água, o resultado é bastante diferente.

Falconer *et al.* (1989), relatam uma redução de apenas 20% da toxicidade de neurotoxinas oriundas da cianobactéria *Anabaena circinalis*, quando utilizado o sulfato de alumínio como coagulante com concentração inicial de 120 mg/L. Remoções da mesma ordem de grandeza foram obtidos com o uso de diversos tipos de polieletrólitos.

No que diz respeito às cianotoxinas propriamente ditas, o que se observa é que os processos que envolvem a coagulação química não são capazes de efetivamente removerem esses compostos (Keijola *et al.*, 1988; Falconer *et al.*, 1989; Himberg *et al.*, 1989; Hart *et al.*, 1998). Isso porque os coagulantes não são eficazes na desestabilização e precipitação das cianotoxinas, não sendo possível a separação das mesmas nos processos de separação sólido-líquido que se seguem.

Na literatura, há uma divergência de opiniões sobre a ocorrência ou não da lise celular das cianobactérias ao serem submetidas à coagulação e floculação. Velzeboer *et al.* (1995, *apud* Hudrey *et al.*, 1999) e Chow *et al.* (1999), entre outros, defendem a posição de que as dosagens usualmente adotadas no tratamento convencional da água não danificam as células de *Microcystis* durante o processo de coagulação e floculação.

De acordo com experimentos pilotos relatados por Drikas *et al.* (2001), numa unidade de decantação, observou-se, após dois dias, a lise celular das cianobactérias *Microcystis aeruginosa* presentes no lodo, ocorrendo assim a liberação da toxina que estava outrora na forma intracelular. Cinco dias depois houve uma redução de 80% dessas cianotoxinas, atingindo a redução total após 13 dias. A degradação bacteriológica da microcistina-LR pode ter sido responsável por essa redução. Esse processo de degradação foi relatado no trabalho de Jones e Orr (1994), que observaram que nove dias após o tratamento químico num reservatório que apresente floração de *Microcystis aeruginosa*, ocorre a degradação bacteriológica da microcistina-LR.

Ainda de acordo com Drikas *et al.* (2001), a lise celular depende do tempo que o lodo fica retido no decantador, sugerindo a necessidade de cuidados na determinação do tempo de

retenção do lodo no decantador e nos sistemas de tratamento desse lodo, principalmente se a água clarificada do adensador do lodo retornar ao início de tratamento.

No trabalho realizado por Oliveira (2005), que avaliou a eficiência do processo de sedimentação para o tratamento de águas com elevadas concentrações da cianobactéria *Cylindrospermopsis raciborskii*, é relatada a remoção de cerca de 80% de clorofila-a, mas, por outro lado, foi verificada a lise celular no lodo decantado. De acordo com o autor, a morte das células de *Cylindrospermopsis raciborskii*, em condições de quiescência e baixa luminosidade semelhante à encontrada no lodo decantado, parece não depender da adição de sulfato de alumínio na água bruta.

3.5.2 – Adsorção

O carvão ativado é um material adsorvente que dispõe de uma superfície na qual íons e moléculas na fase líquida ou gasosa podem se concentrar. No tratamento de águas para abastecimento, o carvão ativado é utilizado na remoção de compostos orgânicos naturais, compostos que causam odor e sabor e produtos orgânicos sintéticos, como pesticidas (Brady *et al.*, 1998; Tangerino e Di Bernardo, 2003). O carvão ativado é também empregado na descloração de águas tratadas.

No caso do carvão ativado adotado ser o carvão ativado em pó (CAP), faz-se necessário identificar, por meio de testes piloto ou de laboratório, o tipo de carvão mais efetivo para adsorção da cianotoxina presente na água, e a dosagem apropriada. Essa dosagem pode ser significativamente superior às usualmente adotadas para remoção de sabor e odor, e deve ser determinada levando-se também em conta a demanda por outros compostos orgânicos na água (Donati *et al.*, 1994; Bruchet *et al.*, 1998). No caso do carvão ativado granular (CAG), além do tipo de carvão e da competição com outros compostos orgânicos, deve-se observar atentamente o nível de saturação do carvão quando da ocorrência da floração (Hart *et al.*, 1998).

Trabalhos realizados por Falconer *et al.* (1989) e por Himberg *et al.* (1989) sugerem que o carvão ativado em pó (CAP) e o carvão ativado granular (CAG) são eficientes na remoção de cianotoxinas dissolvida, isoladamente, ou de forma complementar ao tratamento convencional.

O carvão ativado em pó pode ser eficiente na remoção de microcistina-LR, porém o grau de remoção depende substancialmente da qualidade do CAP e da dosagem aplicada. Dos CAPs testados no trabalho de Fawell *et al.* (1993, *apud* Hart *et al.*, 1998), o mais eficiente obteve remoção de 85% dessas toxinas, com uma dosagem de 20 mg/L que é superior ao necessário para a remoção de compostos formadores de odor e gosto, que é em torno de 5 a 20 mg/L. Experimentos realizados por Keijola *et al.* (1988) evidenciam a boa remoção de cianotoxinas por filtração em CAG e relata que o CAP não atinge eficiência satisfatória. Essa conclusão pode ter sido obtida em função da baixa dosagem do CAP utilizado, que foi de 5 mg/L.

No trabalho descrito por Donati *et al.* (1994), diversos tipos de CAPs foram testados, e a remoção média foi em torno de 50 %. Esse estudo concluiu que a adsorção de microcistina-LR depende mais do volume de mesoporos do carvão ativado, do que do volume de microporos. Outras características dos grãos do carvão ativado, como o número de iodo, número de fenol e área superficial são indicadores genéricos da capacidade de adsorção de um carvão ativado, e não devem ser adotados como parâmetros para a determinação da sua capacidade adsorptiva de cianotoxinas.

Testes com diversos tipos de carvões ativados granulares foram realizados por Falconer *et al.* (1989) para avaliar a capacidade de remoção de neurotoxinas e hepatotoxinas, liberadas, respectivamente, pelas cianobactérias *Anabaena* e *Microcystis aeruginosa*. Os filtros utilizados continham 70 gramas de carvão e operavam com uma taxa de filtração de aproximadamente 150 m³/dia e tempo de detenção de 40 segundos. A maior eficiência observada foi de 95% para neurotoxinas, e superior a 95% para as hepatotoxinas. Também nesse estudo é evidenciada a diferença entre os carvões testados, por exemplo, enquanto um carvão A necessita de 70 L de solução com hepatotoxina para atingir a saturação, o carvão B necessita apenas de 15 L, para 70 gramas de carvão ativado granular. O método de detecção de cianotoxinas utilizado foi o bioensaio em camundongos, ou seja, medindo a toxicidade (DL₅₀) da água.

De acordo com Fawell *et al.* (1993), o filtro de carvão ativado granular não é apenas um processo de adsorção, ele também é um tratamento biológico. Essa afirmação indica que as cianotoxinas poderiam estar sendo degradadas pela atividade biológica presente no filtro

de CAG. Para tentar comprovar essa teoria, Hart *et al.* (1998) fizeram experimentos com dois filtros de CAG, um novo e um que foi previamente usado para a remoção de carbono orgânico total (COT), apresentando assim uma certa atividade biológica. Cada filtro foi testado com dois tempos de contatos. Os resultados não mostraram diferenças nas remoções de microcistina-LR entre os dois filtros. Porém quando comparados a um modelo de simulação matemática que assume que a cianotoxina é apenas removida por adsorção, o experimento dos dois filtros tiveram uma remoção superior. Os autores relatam que essa diferença pode sugerir que as cianotoxinas estariam sendo biodegradadas no filtro à medida que estivessem sendo adsorvidas nos grãos do CAG.

3.5.3 – Oxidação química

A oxidação química é apresentada como uma das técnicas mais eficazes para a remoção das cianotoxinas. Entretanto, a pré-oxidação de águas com floração de cianobactérias é um assunto polêmico. Pois, se por um lado reconhece-se os efeitos benéficos da pré-oxidação sobre a efetividade da filtração direta e também da flotação por ar dissolvido, por outro, verifica-se o risco de liberação das cianotoxinas, e, no caso do uso da pré-cloração, formação de sub-produtos potencialmente cancerígenos.

Para garantir que a cianotoxina liberada das células danificadas pela ação do agente oxidante, seja ele cloro livre, permanganato ou ozônio, seja posteriormente oxidada, faz-se necessário um controle rigoroso da dosagem de oxidante e do tempo de contato, levando em consideração, inclusive, a competição pelo oxidante existente entre as cianotoxinas e outras substâncias orgânicas presentes nas águas eutrofizadas (Hart *et al.*, 1998).

O cloro usado como pré-oxidante pode reagir com substâncias húmicas e levar à formação de trihalometanos (THM) que são potencialmente cancerígenos. Alguns estudos têm reportado que as algas também são precursoras dos THM (Graham *et al.*, 1998). De acordo com Hoehn *et al.* (1980) tanto o material celular quanto a matéria orgânica extracelular (MOE) das algas são precursoras de THM, sendo que a MOE tem maior contribuição. Diante dessas diversas questões que envolvem a remoção de cianotoxinas com o tratamento químico, como por exemplo, a necessidade de um monitoramento preciso e a possível formação de THM, é importante que os estudiosos dessa área invistam em

tecnologias e processos de tratamento que as removam sem o uso de tais produtos. Assim, a utilização da pré-oxidação deve ser precedida de uma reflexão aprofundada sobre os prós e contras.

Quando a oxidação precede a remoção da matéria orgânica e das cianobactérias presentes na água, o agente oxidante é consumido na reação com suas células, causando a lise celular e conseqüente liberação das toxinas. De acordo com experimentos realizados por Hart *et al.* (1998), após uma dosagem entre 0,8 e 1,3 mg/L de ozônio em água bruta contendo *Microcystis*, ocorreu a lise celular, e somente com um aumento dessa dosagem para 2 mg/L as cianotoxinas foram oxidadas. É importante ressaltar que a dosagem necessária para que não haja uma quantidade remanescente prejudicial de toxinas depende essencialmente da qualidade da água, ou seja, da demanda de oxidante para as outras fontes de carbono oxidáveis presentes na água.

A pós-ozonização pode apresentar eficiências de remoção de toxinas muito elevadas, chegando à completa destruição desses compostos (Keijola *et al.*, 1988; Himberg *et al.*, 1989; Hart *et al.*, 1998). A dosagem necessária dependerá da concentração e tipo de cianotoxina e da presença de outros compostos orgânicos. Quanto à pós-cloração, os resultados apresentados na literatura sugerem que esse processo é altamente dependente do pH, da concentração de cloro livre e do tempo de contato (Nicholson *et al.*, 1994). Importante lembrar que a oxidação com cloraminas, com peróxido de hidrogênio e com radiação ultravioleta não se mostrou efetiva na remoção de cianotoxinas (Nicholson *et al.*, 1994; Hart *et al.*, 1998).

Segundo experimentos realizados por Hart *et al.* (1998) em escala laboratorial, a eficácia da cloração depende da fonte de cloro (hipoclorito de sódio, hipoclorito de cálcio ou cloro puro) e do pH da água. Em experimentos feitos por esses autores, uma boa remoção de microcistina-LR foi obtida usando hipoclorito de sódio e de cálcio com valores de pH inferiores a 8. Os autores também reportam que para uma concentração de cloro livre de 0,7 mg/L, a remoção foi da ordem de 95% para valores de pH abaixo de 9 e tempo de contato de 30 minutos. Esse estudo foi feito aplicando a cloração na água já tratada, como a desinfecção numa seqüência de tratamento para abastecimento. O permanganato de potássio e o ozônio mostraram-se muito eficientes para a remoção da microcistina-LR e anatoxina-a.

Nicholson *et al.* (1994) reportam que as microcistinas e nodularinas são rapidamente oxidadas pelo cloro, pelo hipoclorito de cálcio e pelo hipoclorito de sódio. Com o uso do cloro e do hipoclorito de cálcio, esses autores obtiveram remoção de 95% dessas hepatotoxinas com doses de 1 mg/L e com um tempo de contato de 30 minutos. Porém com o uso do hipoclorito de sódio a eficiência caiu para 40%, e apenas com doses de 5 mg/L essa eficiência foi da ordem de 70 a 80 %, em condições similares de pH e tempo de contato. Os autores também atentam para a sensibilidade da oxidação em função do pH. Para se atingir eficiências anteriormente relatadas, o valor do pH deve estar abaixo de 8 quando utilizado os hipocloritos de sódio e cálcio, e abaixo de 9 quando o cloro livre é usado.

Alguns trabalhos, como o de Keijola *et al.* (1988) e Himberg *et al.* (1989), reportam a baixa eficiência da oxidação com cloro na remoção de toxinas. Porém, de acordo com Brandão e Azevedo (2001), esses resultados podem ter ocorrido devido à baixa dosagem de cloro utilizada nesses estudos, que era de 0,5 mg/L.

O uso de cloramina é ineficaz para a oxidação das cianotoxinas (Nicholson *et al.*, 1994), e de acordo com Hart *et al.*(1998), as cloraminas causam a lise celular das cianobactérias, liberando a toxina intracelular. Pode-se então concluir que o uso de cloraminas como oxidante na água bruta com florações de cianobactérias deve ser evitado, mesmo em altas concentrações, pois pode haver um aumento acentuado da toxicidade da água.

É válido ressaltar que a oxidação com o ozônio, com o cloro ou com o permanganato de potássio podem ser muito eficientes, porém necessitam de um monitoramento constante da água afluyente para que a demanda por esses produtos possa ser suficiente para a oxidação completa da matéria orgânica de todas as origens.

3.5.4 – Oxidação biológica

Novas tecnologias para o tratamento da água contendo cianotoxinas têm sido desenvolvidas para a remoção desses compostos, são diversos tipos de reatores biológicos que têm como fundamento a oxidação microbiológica.

O trabalho de Inamori *et al.* (1997) testou reatores biológicos de meio fluidificado (com CAG ou cerâmica porosa), de meio fixo (com nylon, cerâmica ou PVC) e híbridos, utilizando uma taxa de filtração de 10,8 m/dia, para verificar suas eficiências quanto à remoção de clorofila *a*, sólidos suspensos, carbono orgânico total (COT) e carbono orgânico dissolvido (COD). A água afluyente utilizada foi oriunda do Lago Kasumigaura (Japão), caracterizado como eutrófico, e com presença de várias espécies de *Microcystis* e cianobactérias filamentosas.

A remoção obtida, em termos de clorofila-a, atingiu 50% nos reatores de meio fixo, feitos com nylon, sendo a maior observada entre os diversos reatores. O carbono orgânico dissolvido (COD) presente na água é principalmente devido às cianotoxinas, e sua eficiência máxima em remoção de COD foi em torno de 60% e obtida com o uso do reator de meio fluidizado feito com CAG. Vários gêneros de protozoários e metazoários foram encontrados na análise dos meios. A relação entre o número desses microrganismos e a eficiência em relação à clorofila *a* e sólidos suspensos foi observada, mostrando-se diretamente proporcional. Esse trabalho não fornece informações a respeito de parâmetros qualitativos e quantitativos de cianobactérias e cianotoxinas presentes na água bruta, bem como das concentrações desses compostos na água bruta.

Um outro estudo mais detalhado de Inamori *et al.* (1998) analisa a capacidade de degradação de células de *Microcystis viridis* por micro-animais (*A. hemprichi* e *P. erythrophthalma*) e bactérias. Foram avaliados dois tipos de reatores, um reator de batelada e um reator de fluxo contínuo com material de contato em seu interior (tipo colméia).

No reator em batelada foram testadas 3 condições: estático, aerado, e misturado. Os resultados obtidos indicaram uma melhor degradação no reator aerado, que apresentou remoção de 60% de microcistina-RR (produzida pela *Microcystis viridis*) em 14 dias, quando havia presença dos micro-animais testados. Numa outra etapa desse experimento, as bactérias foram adicionadas no reator em batelada (em conjunto com os micro-animais), e a degradação foi completa nos mesmos 14 dias.

No experimento com reator de fluxo contínuo, foram testados 4 tempos de detenção, 1,5h, 3h, 6h e 12h. A diferença na degradação de microcistina-RR entre os tempos de detenção

de 6h, 3h e 1,5h não foi significativa, e seu valor de remoção foi de aproximadamente 75%. Entretanto esse valor se elevou quando o tempo de detenção foi de 12 horas, atingindo valor de 95%. De acordo com esse estudo, o micro-animal *A. hemprichi* atua nos reatores desfazendo as colônias de *Microcystis viridis* e dispersando as suas células, em seguida, o micro-animal *P. erythrophthalma* age predando essas células, em paralelo, se ocorrer a lise celular, liberando a microcistina para a água, as bactérias presentes as oxidam.

Ainda dois processos são apontados na literatura como também sendo eficientes na remoção de toxinas pela sua atividade biológica: o filtro de carvão ativado granular biologicamente ativo e a filtração lenta.

Os experimentos relatados no trabalho de Keijola *et al.*(1988) constaram de duas colunas de filtração com 14 cm de diâmetro, 24 cm de camada de areia e operando com uma taxa de filtração de 2 m/dia. A água bruta continha toxinas dissolvidas produzidas pela espécie *Microcystis aeruginosa*. A remoção obtida foi de aproximadamente 85%, os autores sugerem que essa remoção ocorreu devido à atividade biológica presente no filtro lento.

No Brasil, o primeiro trabalho que avalia a filtração lenta como alternativa tecnológica para a remoção de cianobactérias e cianotoxinas foi o realizado por Sá (2002), que estudou a capacidade desse processo na remoção de células viáveis de *Microcystis aeruginosa*, como também de microcistina extracelular. Os filtros lentos utilizados nesse trabalho tinham 8,5cm de diâmetro e 90 cm de meio filtrante composto com areia com tamanho efetivo de 0,34mm.

De acordo com Sá (2002), quando a concentração de células de *M. aeruginosa* na água bruta foi de cerca de 10^5 cel/mL, equivalente a aproximadamente 60µg/L de microcistina intracelular, verificou-se uma remoção superior a 99%, utilizando-se taxa de filtração igual ou inferior a 3 m/dia, entretanto. Com o aumento dessa concentração para 10^6 cél./mL, equivalente a 265µg/L de microcistina intracelular, a eficiência dos filtros lentos caiu para cerca de 90%. A presença de células de *M. aeruginosa* na água filtrada ocorreu até 4 dias após o término do período em que os filtros foram alimentados com água contendo essa cianobactéria. O autor também concluiu que ocorreu lise celular no interior dos filtros e que a oxidação da microcistina extracelular proveniente das células lisadas de *M.*

aeruginosa parece depender do grau da atividade biológica, que por sua vez é inversamente proporcional à profundidade no meio filtrante, assim, é importante que se maximize a porcentagem de células retidas nos primeiros centímetros superficiais da areia, onde a atividade biológica é mais intensa (Sá, 2002).

Ainda nesse estudo, foi avaliado o comportamento dos filtros quando submetidos à filtração de água bruta contendo microcistina na fração extracelular. Quando a concentração de microcistina extracelular foi de aproximadamente 400µg/L, por 48 horas, os efluentes dos filtros apresentaram 50% de remoção no primeiro dia, e 99% no segundo dia. Contudo, o autor ressalta que nos dias em que foi filtrada água contendo microcistina extracelular, houve uma redução significativa na eficiência de remoção de coliformes nos filtros lentos, o que é fator de preocupação.

Grützmacher *et al.* (2002), por sua vez, confirmaram a efetividade da filtração lenta no tratamento de águas contendo células da cianobactéria *Planktothrix agardhii*, também produtoras de microcistina. Esse trabalho foi realizado em escala em tamanho real, e foi dividido em duas etapas. Na primeira etapa, os filtros foram alimentados com água contendo, em média, 8µg/L de microcistina extracelular oriunda da cianobactéria *Planktothrix agardhii*, a uma taxa de filtração de 0,8m/d. Os filtros lentos removeram de 96 a 99% da microcistina extracelular. Entretanto é importante ressaltar que os filtros lentos foram alimentados com água contendo microcistina um ano antes dessa etapa (exposição prévia), o que é um dos fatores relatados pelos autores como responsáveis pelo alto grau de remoção. Na segunda etapa, os filtros foram alimentados a uma taxa de filtração de 0,2m/d, com água contendo células de *Planktothrix agardhii*, resultando em uma concentração inicial de 50µg/L de microcistina intracelular, de 0,2µg/L ao final do período. Houve lise celular no reservatório de água bruta, e a concentração de microcistina extracelular variou de 0,5µg/L no início do experimento, subindo para 1,5µg/L no 21º dia e retornando a 0,5µg/L ao seu término. A remoção de microcistina total foi inicialmente de 99%, e foi diminuindo até 86% no 11º dia, em seguida, entre os dias 16 a 18, a remoção foi a mais baixa do experimento, 67%.

Ao se comparar os resultados de Sá (2002) e os de Grützmacher *et al.* (2002), observa-se que as taxas de filtração utilizadas são muito diferentes, assim como as concentrações de microcistina na água bruta. A partir desses dois estudos, dois fatores parecem importantes

para a remoção de microcistina: a prévia exposição dos filtros à microcistina (aclimatação), que ocorreu nos experimentos de Grutzmacher *et al.* (2002); e o grau de maturidade dos filtros. É provável que o grau de atividade biológica, ou de maturidade, tenha sido maior nos experimentos realizados por Sá (2002), visto que a temperatura era mais elevada que no clima temperado da Alemanha, onde foi desenvolvido o experimento de Grutzmacher *et al.* (2002), sendo esse um fator de preponderante influência para o desenvolvimento da comunidade microbiológica na areia do filtro lento.

No trabalho realizado por Ho *et al.* (2006), em escala de bancada, as colunas de filtração com 15 cm de espessura da camada filtrante e 2,5cm de diâmetro, foram capazes de remover 100% das microcistinas presentes na água bruta em concentração de 20,0µg/L. Os autores reportam que a atividade biológica foi responsável pela remoção das microcistinas, e que a taxa de filtração aplicada, que variou entre 7,2 e 28,8m/d, indica que a remoção pode ser efetiva mesmo em taxas mais elevadas do que as comumente utilizadas na filtração lenta.

Uma outra opção tecnológica para remoção de compostos orgânicos dissolvidos, é uma combinação do processo de filtração em carvão ativado com o processo de filtração lenta, descrito por Brady (1998), ou seja, trata-se de um filtro lento com uma camada intermediária de carvão ativado granular (filtro sanduíche). A utilização do carvão ativado granular (CAG) na filtração lenta tem sido estudada por diversos autores, e os resultados têm mostrado a eficiência dessa tecnologia para remoção de compostos orgânicos (Veras, 1999). A operação desse filtro é similar a de um filtro lento convencional, porém quando a camada de carvão ativado estiver saturada, terá de ser removida, e o carvão regenerado, só então poderá retornar ao “Filtro Sanduíche”.

Um filtro sanduíche foi testado por Sá (2002), e apresentava 8,5 cm de diâmetro e sendo preenchido com 90 cm de meio filtrante, em que os 30 cm intermediários foi de carvão ativado granular produzido a parti da casca de coco. O filtro operou com uma taxa de filtração de 3 m/d, com concentração máxima de *M. aeruginosa* na água bruta foi de aproximadamente 10^6 cél./mL, equivalente a cerca de 300µg/L de microcistina intracelular e com concentração máxima de microcistina extracelular na água bruta de 126 µg/L. Os resultados obtidos foram variáveis para a remoção de células viáveis de *M aeruginosa* (17

a 70%), entretanto houve uma completa remoção de microcistina, que pode ter sido oxidada biologicamente ou adsorvida pelos grãos da camada intermediária de carvão ativado.

Dentre as diversas tecnologias de tratamento de água contendo cianobactérias e cianotoxinas mencionadas anteriormente, a filtração lenta é bastante atraente, pois não necessita aplicação de produtos químicos e não requer mão-de-obra especializada para sua operação, sendo mais apropriada para a realidade socioeconômica de vários municípios do país. Além disso, essa tecnologia apresenta excelente capacidade de remoção de organismos patogênicos incluindo cisto de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium*.

4 – METODOLOGIA

Nesse item é contemplada a metodologia para desenvolvimento das etapas experimentais de filtração, os métodos analíticos para realização dos diversos exames de qualidade da água, os procedimentos para o cultivo da espécie de cianobactéria *Microcystis aeruginosa*, e uma discussão sobre o método estatístico a ser utilizado na análise dos resultados apresentada no Capítulo 5.

Os experimentos realizados nesse trabalho foram divididos em quatro etapas experimentais. Cada uma delas tem o objetivo de avaliar um parâmetro de projeto ou de operação, ou os limites de aplicabilidade da filtração lenta.

4.1 - DESCRIÇÃO DO SISTEMA DE FILTRAÇÃO

Para desenvolvimento do trabalho proposto foi montado um sistema de filtração lenta em escala piloto no Laboratório de Análise de Água (LAA) do Departamento de Engenharia Civil e Ambiental da Universidade de Brasília (UnB).

A instalação piloto constou de um tanque para armazenamento da água bruta; uma bomba; um tanque intermediário de água bruta de nível constante, com vertedor do tipo tulipa; uma bomba peristáltica de cabeçote múltiplo; três colunas de filtração em acrílico (filtros lentos); e reservatórios de coleta de água tratada (Figura 4.1).

Como pode ser observado na Figura 4.1, durante a operação do sistema de filtração, os três filtros lentos de areia (doravante denominados de FLA-1, FLA-2 e FLA-3) foram alimentados em paralelo por uma bomba peristáltica de cabeçote múltiplo. Para o melhor controle da vazão afluente aos filtros (minimização da variação de vazão), um reservatório de nível constante serviu de tanque de alimentação intermediário para a bomba. Esse reservatório, por sua vez, recebia água de um outro reservatório de maior capacidade (120 litros).

Os filtros lentos foram montados em colunas de acrílico de 8,5 cm de diâmetro e 2,3 m de altura, foram preenchidos com meio filtrante de areia. As características granulométricas e

a espessura da camada de areia em cada filtro dependeram da etapa experimental em estudo.

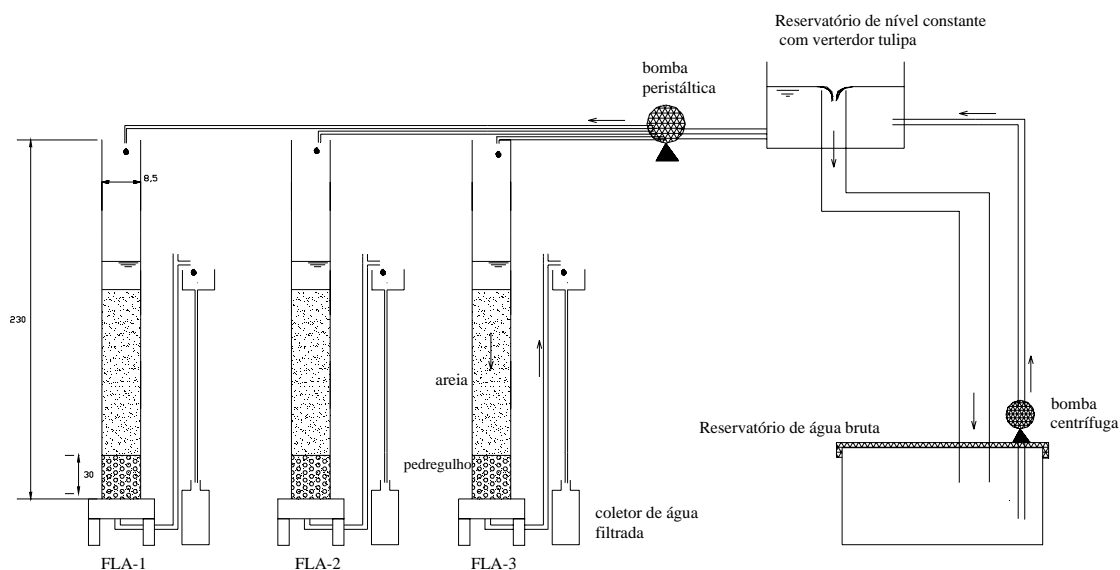


Figura 4.1 – Configuração da instalação piloto (cotas em cm; sem escala).

A areia utilizada apresentava características granulométricas enquadradas dentro dos limites recomendados por Di Bernardo (1993). O coeficiente de desuniformidade, cujo valor influencia na penetração das impurezas no meio filtrante, variou entre 2,0 e 2,4, dependendo do filtro. A Tabela 4.1 apresenta algumas das características da areia utilizada. As curvas granulométricas das areias utilizadas nesse trabalho estão apresentadas no Apêndice A.

Tabela 4.1 – Características da areia utilizada

Tamanho dos grãos (mm)	0,149-1,0
Tamanho efetivo dos grãos (mm)	Dependente da etapa experimental
Coefficiente de desuniformidade	2,0-2,4

A água utilizada nas etapas experimentais foi proveniente do lago Paranoá -Brasília-DF (água base), que, a depender da fase experimental, foi inoculada com células viáveis de *Microcystis aeruginosa*, cultivadas em laboratório, ou com microcistinas dissolvidas extraídas desse cultivo. Essa metodologia foi testada por Sá (2002) e mostrou-se eficiente.

4.2 - DETALHAMENTO DAS ETAPAS EXPERIMENTAIS DE FILTRAÇÃO

Em todas as etapas experimentais, a eficiência do processo de filtração baseou-se no monitoramento da água afluyente e efluente aos filtros. Os parâmetros de qualidade monitorados foram os mesmos para todas as etapas experimentais, e são eles: alcalinidade, pH, turbidez, clorofila-a, coliformes totais, *Escherichia coli*, microcistina total e microcistina extracelular.

A frequência de amostragem e de monitoramento variou em função do parâmetro avaliado e também em função da fase experimental. Os métodos utilizados para determinação de cada um desses parâmetros estão detalhados no item 4.3 do presente capítulo.

Durante as etapas experimentais também foi monitorado o desenvolvimento da perda de carga no meio filtrante por meio de tomadas de piezômetros instaladas à diversas profundidades da camada de areia dos três filtros lentos.

Os valores de perda de carga determinaram a necessidade ou não de limpeza dos filtros lentos. A limpeza foi realizada retirando-se uma camada superficial de aproximadamente 1 cm da areia, e foi realizada fazendo-se o sifonamento da areia, permanecendo sempre uma lâmina de água acima do meio filtrante.

Todo o volume de água filtrada descartada foi previamente submetido à cloração, para a completa oxidação de células de *M. aeruginosa* e de microcistinas dissolvidas que poderiam estar presentes nessa água.

O detalhamento das fases de cada etapa experimental está desenvolvido a seguir.

4.2.1. Etapa experimental 1 – Avaliação da influência do tamanho efetivo da areia utilizada como meio filtrante para remoção de *Microcystis aeruginosa*.

Essa etapa buscou verificar a influência do tamanho efetivo da areia que compõe o filtro lento na remoção de células viáveis de *M. aeruginosa*. Para tanto, as três colunas de filtração foram preenchidas com areia de diferentes diâmetros efetivos.

Nessa etapa os três filtros operaram em paralelo e ininterruptamente, com taxa de filtração de 3m/d. As colunas de acrílico (filtros lentos) foram preenchidas com 90 centímetros de meio filtrante composto unicamente por areia e com 30 centímetros de pedregulho utilizado como camada suporte.

A areia de cada um dos filtros apresentava diâmetros efetivos diferenciados, de respectivamente, para o Filtro 1, Filtro 2 e Filtro 3, 0,35mm, 0,28mm e 0,22mm. Esses dois últimos valores de tamanho efetivo estão dentro da faixa de valores geralmente recomendada na literatura especializada (Logsdon, 1991; Di Bernardo, 1993; entre outros), entretanto o valor de 0,35mm supera o limite estabelecido por esses autores. A opção por se testar esse maior valor de tamanho efetivo foi motivada pelo fato de ser possível fazer análises comparativas dos resultados obtidos por Sá (2002) que também adotou esse diâmetro de areia em seus experimentos. A Figura 4.2 apresenta uma fotografia da instalação de filtração utilizada na etapa 1.

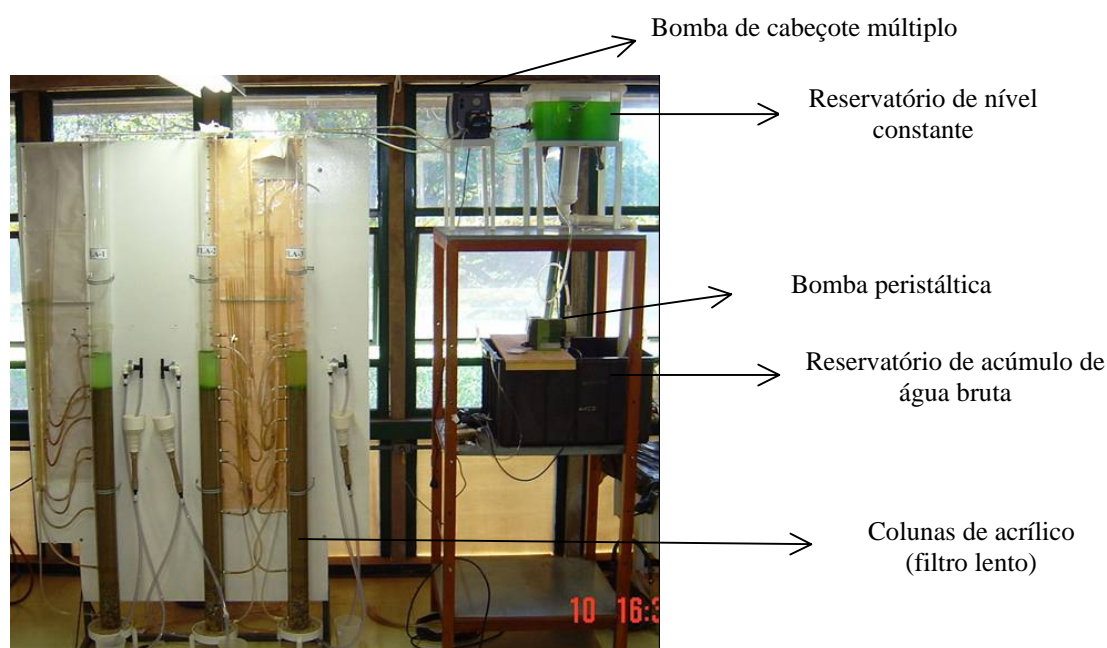


Figura 4.2 – Fotografia da instalação de filtração utilizada na etapa 1.

O volume de água filtrada foi de 15,08L, para cada filtro, resultando em 45,2L para os três filtros. No entanto, o reservatório de acúmulo de água bruta tinha um volume “morto” de 20L, e dessa forma o volume necessário, com margem de segurança, para abastecer

diariamente os filtros era de 80L. Essa água era renovada diariamente durante toda a etapa experimental.

Essa etapa experimental, por sua vez, se subdividiu em seis fases detalhadas a seguir, e que foram desenvolvidas em aproximadamente 50 dias.

Fase 1 - Amadurecimento

Inicialmente os três filtros lentos foram alimentados unicamente com a água do lago Paranoá (água base). A duração desse período foi a necessária para que permitisse o desenvolvimento da comunidade biológica no interior dos filtros e propiciasse um grau de maturidade dos filtros suficiente para que pudessem atingir uma alta remoção de turbidez, clorofila-a, e principalmente, de coliformes totais e *Escherichia coli*. Esse período é denominado de “amadurecimento”. Dessa forma, para as fases posteriores, os filtros foram avaliados em sua eficiência em situação operacional regular.

*Fase 2 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 10^5 cél./mL de *M. aeruginosa**

A água do lago Paranoá foi inoculada com células de *Microcystis aeruginosa*, resultando numa concentração final na água bruta de aproximadamente 10^5 cél./mL. Os filtros foram então alimentados com essa água por um período de 84h (3,5 dias), em que as análises de clorofila-a forneceram informações sobre a eficiência de remoção de células, e as análises de microcistina extracelular sobre a ocorrência de lise celular no interior dos filtros.

A escolha por se trabalhar com uma concentração aproximada de 10^5 cél./mL na água bruta se deu devido a esse valor de concentração já ser caracterizada como preocupante na Portaria 518 do Ministério da Saúde (Brasil, 2004), que diz em seu Capítulo 5, artigo 18, inciso 5º que “Sempre que o número de cianobactérias na água do manancial, no ponto de captação, exceder 20000 cél./mL, [...], será exigida a análise semanal de cianotoxinas na água na saída do tratamento e nas entradas das clínicas de hemodiálise e indústrias de injetáveis [...]”. Outrossim, de acordo com Brandão e Azevedo (2003), um manancial com presença de uma floração tóxica

apresentando um número de células maior que 100.000/mL deve ser considerado como nível de alerta máximo.

Fase 3 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do lago Paranoá por alguns dias. O monitoramento do parâmetro de clorofila-a e de turbidez permitiu avaliar a ocorrência do traspasse de células de *Microcystis aeruginosa* previamente retidas, ou seja, a não retenção de células no filtro, fazendo com que fosse detectada na água filtrada.

De forma similar, o monitoramento de microcistina extracelular na água filtrada pode indicar a ocorrência de lise das células retidas de *M. aeruginosa* no interior dos filtros lentos.

A duração mínima dessa fase foi determinada pela não detecção de microcistina intra e extracelular na água efluentes dos filtros.

Fase 4 – Limpeza e novo amadurecimento

A limpeza nos três filtros lentos foi realizada por meio da raspagem do primeiro centímetro de areia. Apenas em um dos filtros a perda de carga atingiu seu valor máximo de projeto, no entanto essa raspagem foi realizada nos três filtros, para que nas fases seguintes, a diferença no grau de atividade biológica entre eles fosse minimizada. Após a raspagem, um novo período de amadurecimento foi iniciado, com alimentação dos filtros com água do lago Paranoá. O término dessa fase foi determinado quando a água filtrada apresentou características de qualidade semelhantes ao fim da fase 1 (amadurecimento).

Fases 5 e 6 – Repetição

Como forma de confirmar o comportamento dos filtros, todo o procedimento das fases 2 e 3 foi repetido.

A frequência de amostragem para realização de análises de qualidade da água durante a etapa experimental 1 é apresentada na Tabela 4.2. Os horários em que foram feitas as

coletas de água filtrada levaram em conta o tempo de detenção da água no interior dos filtros lentos, que era de aproximadamente 8 horas.

É válido ratificar que as leituras dos piezômetros para medidas de perda de carga ao longo da camada filtrante foram realizadas diariamente durante toda a etapa experimental 1. Conhecendo a distribuição da perda de carga na areia, é possível inferir sobre a distribuição da retenção de impurezas no interior dos filtros lentos.

Tabela 4.2 – Frequência de amostragem dos parâmetros de qualidade da água durante a etapa experimental 1

		Fases		
		1 e 3	2 e 5	4 e 6
Parâmetros	pH	Diariamente (AB e AF) ¹		
	Alcalinidade	Diariamente (AB e AF) ¹		
	Turbidez	Diariamente (AB e AF)		
	Clorofila-a	A cada 3 dias (AB e AF)	Diariamente (AB) Três vezes ao dia ² (AF)	
	Coliformes totais e <i>E. coli</i>	Diariamente (AB e AF)		
	MCYST intracelular	-	Diariamente (AB e AF) ³	Diariamente (AF) ³
	MCYST extracelular	-	Diariamente (AB e AF) ³	Diariamente (AF) ³

1. AB (água bruta); AF (água filtrada).

2. Duas amostras simples e uma amostra composta coletada por um período de 24 horas.

3. Amostra composta coletada por um período de 24 horas

4.2.2. Etapa experimental 2 – Avaliação da influência da espessura da camada de areia utilizada como meio filtrante para remoção de *Microcystis aeruginosa*.

O objetivo dessa etapa foi verificar se a remoção de células de *M. aeruginosa* no processo de filtração lenta é influenciada pela espessura da camada filtrante de areia nos filtros.

O sistema de filtração utilizado era idêntico ao da etapa experimental 1, porém os meios filtrantes foram compostos por areia com o tamanho efetivo selecionado a partir dos resultados obtidos na etapa experimental anterior.

Os três filtros trabalharam em paralelo e ininterruptamente, com taxa de filtração de 3m/d. Nessa carreira experimental, a profundidade (espessura) da camada de areia em cada filtro foi, respectivamente, para o Filtro 1, Filtro 2 e Filtro 3, de 0,60m, 0,90m e 1,10m (ver Figura 4.3).

Normalmente a literatura recomenda espessuras iniciais de camada de areia entre na faixa de 0,80m a 0,90m (Haarhoff e Cleasby ,1991; Di Bernardo, 1993; entre outros). No entanto, com a profundidade da camada correspondente ao Filtro 1, ou seja, 0,60 m, objetivou-se avaliar o comportamento do filtro lento quando este já tenha sido submetido a sucessivas raspagens (limpeza) do meio filtrante, atingindo uma espessura crítica da camada de areia. Já o valor superior de 1,10m, no Filtro Lento 3, permitiu investigar a importância desse parâmetro no traspasse de células.



Figura 4.3 – Fotografia dos filtros lentos com profundidades diferentes da camada de areia, durante a etapa experimental 2.

Essa etapa experimental constou de cinco fases que foram desenvolvidas em 49 dias. As fases experimentais foram semelhantes às da etapa 1, ou seja, os filtros pilotos passaram por uma fase de amadurecimento e posteriormente foram submetidos a ciclos de água inoculada com *Microcystis aeruginosa* seguidos de fases de monitoramento. No entanto, a única diferença de desenvolvimento entre a etapa 1 e 2, é que na etapa experimental 2 não foi necessário o procedimento de raspagem da camada superficial de 1cm, pois nenhum dos filtros atingiu a perda de carga máxima de projeto.

A frequência de amostragem para realização das análises dos parâmetros avaliados durante esse etapa experimental foi semelhante à da etapa experimental 1, anteriormente apresentada na Tabela 4.2.

No entanto, após a realização da etapa anterior (etapa 1), algumas dificuldades foram observadas, e duas considerações foram importantes para a realização de alguns ajustes experimentais que foram incluídos nas etapas experimentais seguintes. São elas:

- 1) Para a análise de clorofila-a, as amostras compostas coletadas tiveram valores maiores de concentração do que as amostras simples, dessa forma, para as etapas 2, 3 e 4, optou-se por coletar amostras compostas, favorecendo a representatividade e segurança.
- 2) Devido a problemas nas análises de microcistina intracelular na etapa 1, nas etapas seguintes a microcistina intracelular foi quantificada pela diferença entre a microcistina total e a microcistina extracelular (ver Apêndice B).

4.2.3. Etapa experimental 3 - Avaliação da influência da taxa de filtração na remoção de células de *Microcystis aeruginosa* e microcistina extracelular.

O objetivo dessa etapa experimental foi verificar o impacto da taxa de filtração na eficiência de remoção de células viáveis de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular, no processo de filtração lenta. Nessa etapa experimental as características granulométricas da areia e a espessura da camada filtrante foram determinadas pelos resultados obtidos a partir das etapas anteriores 1 e 2.

O arranjo experimental de filtração utilizado nessa etapa foi semelhante ao da etapa 1.

Os três filtros trabalharam em paralelo, entretanto, nessa carreira experimental, a taxa de filtração aplicada diferiu entre os três filtros, sendo para o Filtro 1, de 2m/d, para o Filtro 2, de 4 m/d, e para o Filtro 3, de 3 m/d. Por outro lado, nas fases de amadurecimento e novo amadurecimento, os filtros foram submetidos a uma mesma taxa de filtração (3 m/d), para que assim os filtros apresentassem grau de maturidade semelhantes, sendo, portanto, mais evidente a influência da taxa no processo de remoção. Os valores utilizados de taxa de filtração estão de acordo com os limites indicados na literatura (Di Bernardo *et al.*, 1999; Logsdon, 1991; entre outros).

Como a taxa de filtração foi diferente para cada filtro, o volume de água filtrada também variou entre os filtros. Para o FLA-1, o volume filtrado diário foi de 10,05L, para o FLA-2 foi de 20,1L, e para o FLA-3 foi de 15,1L.

Essa etapa experimental constou de dez fases experimentais detalhadas a seguir, que foram desenvolvidas em aproximadamente 70 dias. O volume diário de água coletada no lago Paranoá foi de cerca de 80L para os três filtros.

Fase 1 – Amadurecimento

Os três filtros lentos foram alimentados unicamente com a água do lago Paranoá. A duração desse período foi definida pela eficiência do filtro quanto à remoção de turbidez, de coliformes totais e *Escherichia coli*. Durante essa fase, a taxa de filtração foi comum aos três filtros, e igual a 3m/d.

Fase 2 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 10^5 cél./mL de *M. aeruginosa*

A água do lago Paranoá foi inoculada com células de *M. aeruginosa* na concentração aproximada de 10^5 cél./mL. Os filtros foram então alimentados com essa água por um período de 72h. Nessa fase a taxa de filtração aplicada variou entre os filtros.

Fase 3 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do lago Paranoá. Nessa fase, o monitoramento dos parâmetros de clorofila-a e microcistina total permitiu avaliar a ocorrência do traspasse de células de *Microcystis aeruginosa*. O monitoramento de microcistina extracelular na água filtrada foi utilizado como indicativo de ocorrência de lise das células de *M. aeruginosa* no interior dos filtros lentos. A duração mínima dessa fase foi determinada pela não detecção de microcistina intra e extracelular na água efluentes dos filtros.

Fase 4 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo microcistina extracelular

Os filtros foram alimentados por 48 horas com água bruta composta pela água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular extraída da mesma cepa utilizada nas fases de simulação de floração. O volume de microcistina adicionado foi definido de forma que a concentração de microcistina extracelular na água de alimentação dos filtros fosse aproximadamente equivalente à quantidade de microcistina liberada pelo rompimento de uma concentração de células de *M. aeruginosa* da ordem de 10^5 cél./mL.

Fase 5 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do lago Paranoá.

Fase 6 – Limpeza e novo amadurecimento

A limpeza nos três filtros lentos foi realizada por meio da raspagem do primeiro centímetro de areia. Esse procedimento foi realizado porque a perda de carga em um dos filtros estava mais elevada que nos outros dois, e com a raspagem, a perda de carga retornou a valores baixos e iguais nos três filtros.

Imediatamente após a raspagem, um novo período de amadurecimento foi iniciado, com alimentação com água do lago Paranoá. Durante essa fase, a taxa de filtração voltou a ser comum aos três filtros, e igual a 3m/d.

Fases 7 a 10 – Repetição

Nessas fases todo o procedimento metodológico das fases 2 a 5 foi repetido, visando confirmação do comportamento dos filtros.

A frequência de amostragem para realização de análises de qualidade da água durante a etapa experimental 3 é apresentada na Tabela 4.3.

Tabela 4.3 – Frequência de amostragem das análises realizadas durante a etapa experimental 3

Fases					
	1/6	2/7	3/8	4/9	5/10
pH	A cada 3 dias (AB) ¹				
Alcalinidade	A cada 7 dias (AB)				
Turbidez	No mínimo 1 vez por dia (AB e AF) ¹				
Clorofila <i>a</i>	A cada 3 dias (AB e AF)	Diariamente ² (AB e AF)			
Coliformes totais e <i>E. coli</i>	Diariamente (AB e AF)				
MCYST total	-	Diariamente (AB e AF)	Diariamente (AF) ⁻		-
MCYST extracelular	-	Diariamente (AB e AF)	Diariamente (AF)	Diariamente (AB e AF)	Diariamente (AF)

1. AB (água bruta); AF (água filtrada).

2. Amostra composta coletada por um período de aproximadamente 03 horas

As conclusões extraídas a partir dos dados obtidos nessa etapa experimental podem ser importantes para as estações de tratamento de água, uma vez que a alteração da taxa de filtração é um procedimento rápido e simples, e pode ser utilizado como estratégia operacional a ser adotada quando for detectada uma concentração significativa de células de *M. aeruginosa* ou microcistina extracelular na água bruta.

4.2.4 - Etapa experimental 4 - Identificação dos limites de concentração de *M. aeruginosa* e microcistina admissíveis na água afluenta aos filtros lentos.

Essa etapa tem como objetivo reunir os parâmetros de projeto e operacionais que foram definidos como os mais eficientes nas etapas anteriores e promoveram a produção de água mais segura do ponto de vista do consumo humano, e verificar o desempenho desse filtro

“otimizado” no que diz respeito a valores diferenciados de concentrações de células viáveis de *M. aeruginosa* e de microcistina extracelular na água afluyente aos filtros.

Quanto à microcistina extracelular, buscou-se identificar não apenas a concentração máxima na água bruta que possibilitasse uma remoção satisfatória (concentração na água filtrada menor que 1µg/L), mas também a concentração máxima que não influenciasse na remoção de coliformes totais e *E. coli*, pois nos experimentos realizados por Sá (2002) houve indícios de influência negativa da presença de microcistina extracelular sobre a eficiência de remoção de coliformes totais pelos filtros lentos.

É importante ressaltar que os três filtros lentos avaliados nessa etapa 4 são idênticos no que diz respeito ao tamanho efetivo e da espessura da camada de areia, bem como na taxa de filtração aplicada, dessa forma, as análises dos diversos parâmetros analisados para os efluentes dos três filtros podem ser considerados réplicas um do outro. No entanto, é sabido que não há garantia e que a atividade biológica seja exatamente igual nos três filtros, ainda que sejam igualmente projetados e operados, e que a água de alimentação tenha características iguais.

A instalação piloto utilizada foi a mesma apresentada na Figura 4.1.

Essa etapa constou de dezesseis fases experimentais detalhadas a seguir:

Fase 1 – Amadurecimento

Os três filtros lentos foram alimentados unicamente com a água do lago Paranoá. A duração desse período foi o necessário para que permitisse o desenvolvimento da comunidade biológica no interior dos filtros e propiciasse um grau de maturidade dos filtros suficiente para que pudessem atingir uma alta remoção de turbidez, clorofila-a, e principalmente, de coliformes totais e *Escherichia coli*.

Fase 2 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 3×10^6 cél./mL

A água do Lago Paranoá foi inoculada com células de *M. aeruginosa*, resultando numa concentração aproximada de $3 \cdot 10^6$ cél./mL. Os filtros foram então alimentados com essa água por um período de 24 horas.

Fase 3 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do Lago Paranoá. Nessa fase foi realizado o monitoramento da água filtrada para verificação de traspasse de *M. aeruginosa*, de lise celular e da ocorrência de alteração de remoção de coliformes totais e *E. coli*.

Fase 4 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 138 µg/L de microcistina extracelular

Os filtros foram alimentados com água bruta composta pela água do lago Paranoá com presença microcistina extracelular na concentração de cerca de 138 µg/L por um período de 48 horas. Esse valor de concentração de microcistina foi escolhido por ser aproximadamente equivalente à quantidade de microcistina liberada pelo rompimento de uma concentração de células de *M. aeruginosa* (da cepa utilizada nesse trabalho) da ordem de 3×10^6 cél./mL.

Fase 5 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do Lago Paranoá. Nesse período, além da avaliação da ocorrência do traspasse de microcistina, também foram investigadas alterações na remoção de coliforme totais e *E. coli*.

Fase 6 – Limpeza e novo amadurecimento

A limpeza nos três filtros lentos foi realizada por meio da raspagem do primeiro centímetro de areia. Esse procedimento foi realizado porque a perda de carga em um dos filtros estava mais elevada que nos outros dois, e com a raspagem, a perda de carga retornou a valores baixos e similares nos três filtros. Imediatamente após, um novo período de amadurecimento foi iniciado com alimentação com água do lago Paranoá.

Fase 7 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 25 µg/L de microcistina extracelular

Essa fase se assemelha à fase 4, porém com uma concentração de microcistina extracelular muito inferior. Essa concentração foi testada para permitir a avaliação sistemática do impacto da concentração de microcistina sobre a remoção de coliformes e *E. coli*. Essa fase durou 24 horas.

Fase 8 – Monitoramento

Essa fase foi idêntica à fase 5, sendo que teve duração maior devido à espera pelo crescimento das células cultivadas de *M. aeruginosa* que foram utilizadas em fase posterior.

Fase 9 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 45 µg/L de microcistina extracelular

De forma semelhante às fases 4 e 7, essa fase teve como objetivo avaliar o comportamento dos filtros quando alimentados com água contendo microcistina extracelular em diferentes concentrações. O valor de concentrações utilizado nessa fase foi escolhido com base nos resultados obtidos nas fases anteriores 7 e 8. Essa fase durou 24 horas.

Fase 10 – Monitoramento

Essa fase foi idêntica à fase 5.

Fase 11 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 130 µg/L de microcistina extracelular

O objetivo dessa etapa foi, além de avaliar o impacto da microcistina sobre a remoção de coliformes totais, verificar se o comportamento dos filtros quando sujeitos à aclimação e a um maior grau de atividade, no que diz respeito à remoção de microcistina. A concentração testada nessa fase é próxima à da fase 4, no entanto os filtros lentos possuíam históricos diferentes. Essa fase durou 24 horas.

Fase 12 – Monitoramento

Essa fase foi idêntica à fase 2, e teve duração de cinco dias.

Fase 13 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 2×10^6 cél./mL

O objetivo dessa etapa foi verificar se os filtros se comportariam diferente com um maior grau de atividade biológica no que diz respeito à remoção de microcistina. A água do Lago Paranoá foi inoculada com células de *M. aeruginosa*, resultando numa concentração aproximada de 2×10^6 cél./mL, da mesma ordem de grandeza da utilizada na fase 2. Os filtros foram então alimentados com essa água por um período de 24 horas.

Fase 14 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do Lago Paranoá. Nessa fase foi feito o monitoramento da água filtrada para verificação de traspasse de *M. aeruginosa*, de lise celular e da ocorrência de alteração de remoção de coliformes totais e *E. coli*.

Fase 15 – Alimentação dos filtros com água bruta contendo 17 µg/L de microcistina extracelular

De forma semelhante às fases 4 e 7, essa fase teve como objetivo avaliar o comportamento dos filtros quando alimentados com água contendo microcistina extracelular. O valor de concentrações utilizado nessa fase foi escolhido face aos resultados obtidos nas fases 7 e 8. Essa fase durou 24 horas.

Fase 16 – Monitoramento

Os filtros lentos voltaram a ser alimentados unicamente com água do Lago Paranoá. Nessa fase foi feito o monitoramento da água filtrada para verificação de traspasse de microcistina e de coliformes totais e *E. coli*.

A frequência de amostragem a ser seguida na etapa 4 está descrita na Tabela 4.4.

Tabela 4.4 – Frequência de amostragem para as análises durante a etapa experimental 4

fases					
	1/6	2/13	3/14	4/7/9/11/15	5/8/10/16
pH	A cada 3 dias (AB)				
Alcalinidade	A cada 3 dias (AB)				
Turbidez	Diariamente (AB e AF) ¹				
Clorofila a	A cada 3 dias (AB e AF) ²	Diariamente (AB e AF)			
Coliformes totais e <i>E. coli</i>	Diariamente (AB e AF)				
MCYST total	-	Diariamente (AB e AF) ²	Diariamente (AF) ²	-	-
MCYST extracelular	-	Diariamente (AB e AF) ²	Diariamente (AF) ²	Diariamente (AB e AF) ²	Diariamente (AF) ²

1. AB (água bruta); AF (água filtrada).

2. Amostra composta coletada por um período de 03 horas.

É importante mencionar que os filtros eram preenchidos com areia previamente lavada e esterilizada, assim, no início de cada etapa experimental, não havia presença de atividade microbiológica significativa.

4.3 - MÉTODOS DE DETERMINAÇÃO DOS PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA

Para determinação do pH, alcalinidade e da turbidez foram adotados os protocolos de análise descritos no Standard Methods (APHA, AWWA e WEF, 1998). Para quantificação de coliformes totais e *Escherichia coli*, foi utilizado o método do substrato cromogênico ONPG-MUG, utilizando o sistema patenteado *Colilert*. Para determinação de clorofila-a, foi adotado o procedimento descrito no trabalho de Lloyd e Tucker (1988). Os princípios desses métodos e os equipamentos necessários estão resumidos na Tabela 4.5.

Tabela 4.5 - Métodos de análise adotados

Parâmetro	Método para análise	Equipamento
Turbidez	Nefelométrico	Turbidímetro (HACH/2100AN)
pH	Potenciométrico	
Alcalinidade	Titulométrico com EDTA	
Clorofila-a	Extração em clorofórmio-metanol com medida de absorvância em $\lambda=665$ e $\lambda=750$	Espectrofotômetro (HACH/DR-4000)
Coliformes totais e <i>E. coli</i>	Substrato cromogênico ONPG-MUG	Seladora para cartelas do colilert [®] e estufa Fanem
Microcistina	Imunoensaio	ELISA - Envirologix [®] Espectrofotômetro BIO-RAD 550

Para a quantificação das frações intra e extracelular de microcistina em uma amostra, é preciso inicialmente que o volume seja filtrado em filtro de microfibras para que a fração intracelular fique retida no filtro, e que a fração extracelular permaneça na água filtrada. O

filtro de microfibras contendo a fração intracelular passa por um procedimento para extração da microcistina descrito por Krishnamurthy *et al.* (1986), descrito no Apêndice C e pelo processo de purificação da amostra descrito por Tsuji *et al.* (2004), descrito no Apêndice D.

Uma outra metodologia para quantificação de microcistina intracelular e calcular a diferença entre a microcistina total e a extracelular, descrita no Apêndice B.

Para a quantificação de microcistina extracelular no volume filtrado, a amostra é lida diretamente pelo método ELISA (Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay). Esse método foi selecionado por ser reconhecido como um método confiável de detecção de microcistina, de boa reprodutibilidade e de baixo limite de detecção (0,16 µg/L), além de ser de relativamente fácil execução (Harada *et al.*, 1999). No mercado existem vários tipos de *kits* ELISA, como por exemplo, os qualitativos, onde a leitura pode ser feita visualmente, e os quantitativos, que são feitos em placas, necessitando de um espectrofotômetro específico para leitura da placa. Nesse trabalho estão sendo utilizados *kits* ELISA quantitativos, produzidos pela *Envirologix*[®], que é comercializado no Brasil e consiste de uma placa com 96 poços e os reagentes necessários para a execução da análise. O intervalo de detecção desse *kit* está entre 0,16ppb e 2,5ppb, então, para a análise de amostras que contenham mais microcistina que o limite superior fez-se necessário realizar diluições (ver Apêndice E). Para que seja realizada a leitura da densidade óptica, a placa é introduzida numa leitora óptica de ELISA, que fornece uma leitura medida em 450 nm.

4.4 – CULTIVO

4.4.1 – Implantação do cultivo de cianobactérias

Como já mencionado no item 3.1, as cianobactérias se desenvolvem melhor sob certas condições de temperatura, luminosidade, pH e nutrientes, dessa forma, para a obtenção de um cultivo desses microrganismos, condições ótimas foram buscadas. As condições ótimas para um crescimento saudável das células de cianobactérias dependem de sua espécie ou até mesmo de sua cepa.

Tendo em vista que não havia pessoal com experiência nesse tipo de cultivo na Universidade de Brasília, buscou-se o apoio do Laboratório de Ecofisiologia e Toxicologia de Cianobactérias (LETC) do Instituto de Biofísica Carlos Chagas Filho da UFRJ, onde há um banco de cultivo desenvolvido e os protocolos de cultivo já foram testados.

De acordo com as orientações do LETC, uma sala de cultivo de cianobactérias foi instalada no Laboratório de Análises de Água (LAA), no prédio SG-12, na Universidade de Brasília.

Para dar início ao cultivo de cianobactérias, cepas específicas foram fornecidas pelo LETC. Foram enviadas três diferentes cepas:

- *Microcystis aeruginosa*, cepa NPLJ-4 (tóxica).
- *Cylindrospermopsis raciborskii*, cepa T3 (tóxica).
- *Cylindrospermopsis raciborskii*, cepa NPLP-1 (não tóxica).

É válido salientar que o cultivo é monoespecífico, ou seja, o cultivo de cada uma das cepas é feito separadamente.

O cultivo de interesse para o presente trabalho é de células de *Microcystis aeruginosa*. As células da espécie *Cylindrospermopsis raciborskii* não foram utilizadas nesse trabalho, porém foram cultivadas para uso em outros trabalhos de pesquisa.

4.4.2 – Características e desenvolvimento do cultivo de *Microcystis aeruginosa*

Segundo Oliveira (2003), a cepa NPLJ-4 da espécie *M. aeruginosa*, isolada da Lagoa de Jacarepaguá, na cidade do Rio de Janeiro, produz quatro tipos de microcistinas, das quais 80% da concentração total correspondem a microcistina-LR. No LAA essa cepa está sendo cultivada em meio ASM-1 (Gorham *et al.*, 1964 *apud* Gibson e Smith, 1982) sob intensidade luminosa de aproximadamente $55 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, temperatura de $24\pm 1^\circ\text{C}$, pH entre 7 e 8 e foto-período de 12 horas.

As células da cepa NPLJ-4 ao atingirem a fase exponencial de crescimento (15-18 dias de cultivo) precisam receber um meio de cultura novo, ou seja, mais nutrientes. Nesse

momento ocorre a repicagem do cultivo, o que leva à produção de volumes maiores de cultivo. Isso porque para manter as células saudias e reproduzindo, utiliza-se a proporção de 1:9, sendo uma parte de células que atingiram o crescimento exponencial, e nove partes de meio de cultura novo. O meio ASM-1 é composto apenas por substâncias inorgânicas e está descrito no Apêndice F. Uma curva de crescimento dessa cepa é apresentada na Figura 4.4, e pode-se verificar que se trata de um crescimento característico ao das bactérias. Já a Figura 4.5 apresenta a diferença de coloração entre o cultivo com 15 dias e outro com 5 dias.

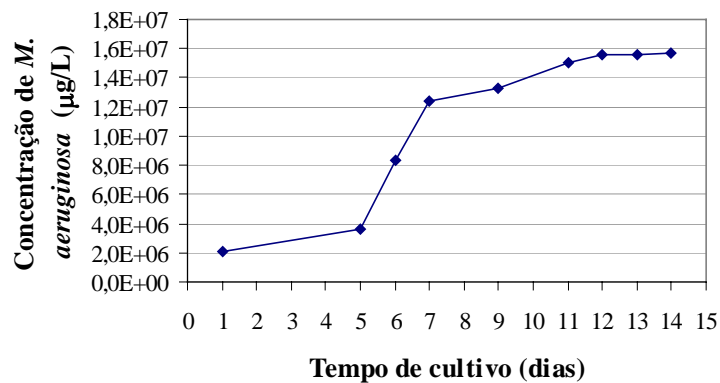


Figura 4.4 – Comportamento do crescimento das células cultivadas de *Microcystis aeruginosa*.

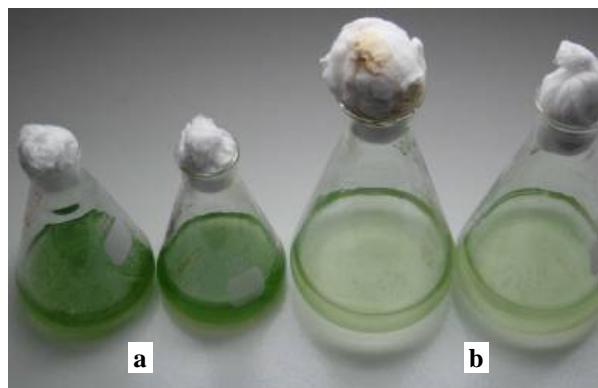


Figura 4.5 – Diferença de coloração entre os cultivos de células com 15 dias (a) e com 5 dias (b).

Periodicamente foi retirada uma amostra do cultivo para observação no microscópio. Esse procedimento é importante para a verificação do aspecto das células e também para acompanhamento de sua concentração. Para a contagem de cianobactérias foi utilizada a

câmara de Neubauer, pois é reticulada, o que facilita a contagem, e tem a vantagem de necessitar de uma quantidade muito pequena de amostra (100µL).

A Figura 4.6 apresenta o aspecto das células cultivadas. Como pode ser observado, a espécie de cianobactéria *Microcystis aeruginosa* possui cor verde intenso e apresenta uma nata na superfície do líquido, característica de florações dessa espécie.

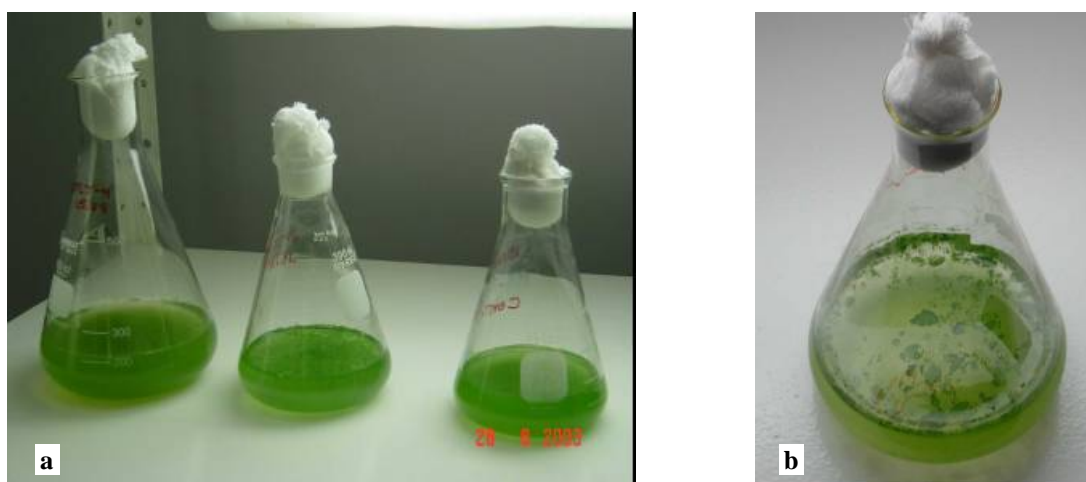


Figura 4.6 – Aspecto das células cultivadas (a) e presença de uma nata sobrenadante (b).

Como apresentado no item 4.2, os experimentos de filtração contemplam fases em que o filtro foi alimentado com água bruta contendo células viáveis de *Microcystis aeruginosa* e fases em que o filtro foi alimentado com água bruta contendo microcistina extracelular. No primeiro caso utilizou-se diretamente o cultivo em fase exponencial de crescimento celular com a diluição necessária para atingir-se a concentração de células desejada na água bruta. As células que estão em fase exponencial permanecem com suas características inalteradas se forem mantidas refrigeradas por poucos dias. Em períodos longos de armazenamento, as células começam a morrer e a liberar a microcistina para o meio líquido.

No segundo caso, para a obtenção de microcistina extracelular a partir das células cultivadas de *M. aeruginosa*, se faz um procedimento de gelo/degelo do cultivo por três vezes consecutivas. Esse procedimento promove o rompimento da membrana celular e a microcistina, juntamente com os demais compostos intracelulares, é liberada para o meio líquido. Em seguida, todo esse material composto por membranas celulares rompidas,

compostos intracelulares dissolvidos e meio ASM1 é centrifugado por 10 minutos a 3000rpm para que todo o material particulado sedimente. O líquido sobrenadante é filtrado em filtro de abertura 1,0 µm como mais uma etapa de purificação, dessa forma será obtida uma solução concentrada de microcistina e dos demais compostos intracelulares.

4.5 – MÉTODO ESTATÍSTICO UTILIZADO

Para cada uma das etapas experimentais, os resultados são apresentados e discutidos com relação aos parâmetros monitorados ao longo do tempo de operação dos filtros. Além dessa apresentação clássica do comportamento dos filtros, também foi realizado um esforço pela busca de um método estatístico que pudesse ser aplicado aos dados obtidos.

A estatística envolve técnicas para coletar, organizar, descrever, analisar e interpretar dados, ou provenientes de experimentos, ou vindos de estudos observacionais (Barbetta, 2004). A análise estatística de dados experimentais é uma importante ferramenta para que possam ser obtidas conclusões mais concretas a respeito do experimento, mas por outro lado, a escolha do método estatístico deve ser cuidadosamente realizada, para que não resultem em conclusões irreais.

O objetivo da análise estatística nesse trabalho foi verificar a similaridade, ou não, entre os filtros, nas etapas 1, 2 e 3, em que os filtros apresentavam características de projeto ou operação diferentes entre eles. Essa comparação foi feita apenas para os parâmetros de clorofila-a, microcistina total e microcistina extracelular, por serem as análises de maior precisão na indicação do traspasse de células de *M. aeruginosa* e de microcistina extracelular.

No entanto, surgiram algumas dificuldades na escolha do método estatístico mais adequado para esse fim. A limitação surgiu em função do número muito reduzido de dados, que no geral não representavam uma distribuição normal, e apresentavam um alto desvio-padrão. Esse pequeno número de observações foi decorrente da impossibilidade de realizar repetições do experimento, em função do tempo necessário para tal, e também do custo elevado das análises de microcistina.

Diante dessa limitação, optou-se por trabalhar com uma comparação de amostras duas a duas entre amostras pequenas, utilizando a estatística t (ou razão t). Quando os dados observados têm um afastamento da normalidade, eles podem ser compensados estatisticamente mediante o uso da estatística t (Levin, 1987).

As comparações duas a duas foram realizadas com as médias de eficiência dos filtros para as cargas clorofila-a, microcistina extracelular e microcistina intracelular, em dois intervalos de tempo de uma etapa experimental. O fato de se trabalhar com as eficiências dos filtros, e não com os valores obtidos das análises em si, minimiza o efeito do alto desvio-padrão que pode comprometer as conclusões estatísticas.

O primeiro passo para iniciar essa análise estatística foi definir os dois intervalos de tempo em que se deseja trabalhar, ou seja, quais serão os dados a serem trabalhados. O dia que determina o início desses intervalos (t_i) é o primeiro dia em que a água bruta foi inoculada com células de *M. aeruginosa* ou microcistina. O dia que determina o término desses intervalos (t_f) é o dia em que os efluentes dos três filtros retornam aos valores próximos aos observados antes de t_i . Optou-se por trabalhar estatisticamente apenas os dados nesse intervalo de tempo para que se pudesse avaliar o comportamento geral dos filtros, englobando todos os dias em que houve uma alteração dos efluentes no que diz respeito aos parâmetros de clorofila-a e microcistinas.

Com o objetivo de ilustrar a identificação desses intervalos de tempo, foi elaborado um gráfico que está apresentado na Figura 4.7. Nessa Figura está destacado na cor azul os t_i e t_f . Como pode ser observado, para cada etapa, e para cada análise (de clorofila, microcistina extracelular ou microcistina intracelular), foram determinados dois intervalos de tempo, t_1 e t_2 , destacados em vermelho na Figura.

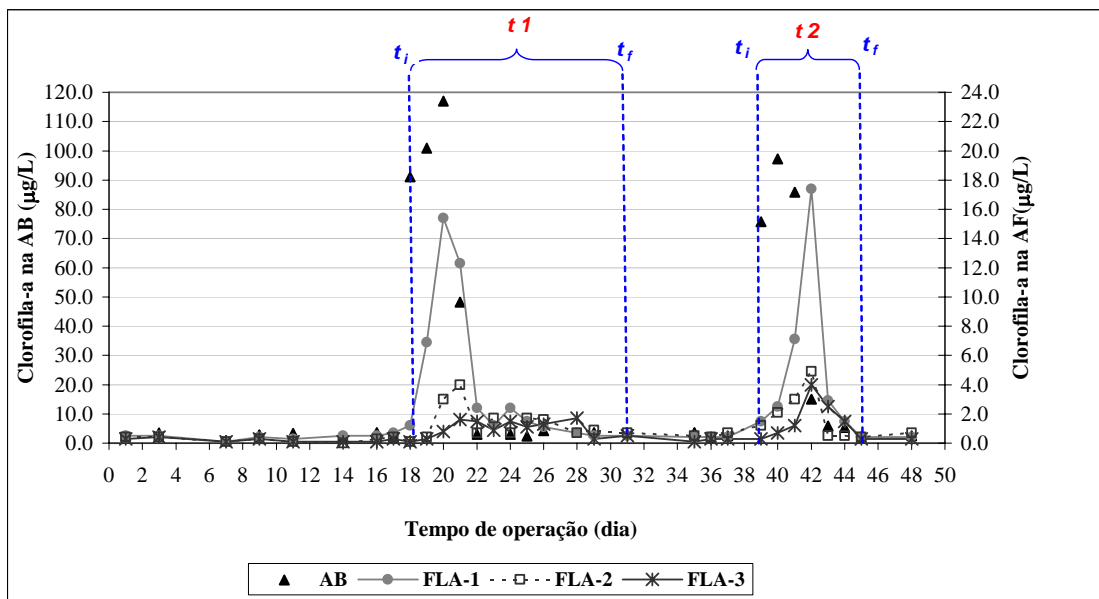


Figura 4.7 – Ilustração dos intervalos de tempo para a análise estatística

Para cada intervalo de tempo, t_1 e t_2 , foram calculadas as eficiências de remoção de cada filtro lento, resultante da observação da carga que está alimentando o filtro e da carga que está deixando o mesmo. Resultando em remoção de massa de clorofila-a, de microcistina extracelular e de microcistina total. Para cada filtro se teve então dois valores de eficiência, um relativo ao intervalo t_1 , e outro relativo ao intervalo t_2 . Em seguida foi determinada a média desses dois valores e procedeu-se a uma comparação entre médias, duas a duas, utilizando a estatística t , com um nível de confiança de 95%.

5 – APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

O presente capítulo foi dividido em quatro itens, cada um contemplando a apresentação e discussão dos resultados de uma etapa experimental, bem como suas conclusões.

Os resultados de cada parâmetro de cada etapa são apresentados na seguinte ordem:

- **turbidez:** fornece informações sobre a quantidade de material particulado na amostra, e dessa forma pode auxiliar na interpretação sobre a concentração de células de *M. aeruginosa*;
- **clorofila-a:** é um pigmento fotossintético presente nas algas e cianobactérias, sendo uma medida indireta da concentração de células de *M. aeruginosa*;
- **microcistina:** a microcistina intracelular é uma medida indireta da concentração de células intactas de *M. aeruginosa*, enquanto que a microcistina extracelular é material dissolvido e a depender de sua concentração na água bruta, pode fornecer informações sobre o traspasse, ou sobre a ocorrência de lise celular;
- **perda de carga:** informa sobre a obstrução do meio filtrante;
- **coliformes totais e *E. coli*:** esses parâmetros bacteriológicos são de grande importância para verificação do bom funcionamento dos filtros lentos.

Os parâmetros de pH, alcalinidade, temperatura e condutividade na água filtrada também foram monitorados de forma a complementar os resultados, no entanto eles não são apresentados, pois seus resultados não revelaram variações consideráveis, e portanto não contribuíram para a avaliação do filtro de melhor desempenho e nem para verificação dos valores de máximos de concentrações de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular na água afluyente à filtração lenta.

Para as três primeiras etapas experimentais, as discussões dos resultados e conclusões objetivam indicar o filtro lento que produziu água de melhor qualidade, e que também não apresentou desvantagens operacionais. Na última etapa, as conclusões objetivam indicar limites de aplicabilidade dessa tecnologia, no que diz respeito à concentração de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular na água bruta.

No Apêndice G estão apresentados os dados de turbidez, clorofila-a, microcistina intracelular e microcistina extracelular das quatro etapas experimentais.

5.1 – ETAPA EXPERIMENTAL 1

Como já citado no item 4.2.1, o objetivo dessa etapa experimental foi avaliar a influência do tamanho efetivo da areia na remoção de *M. aeruginosa*. No FLA-1 o tamanho efetivo utilizado foi de 0,35mm, no FLA-2 de 0,28mm, e no FLA-3 de 0,22mm.

Essa etapa envolveu atividades de montagem do aparato de filtração, preparação da areia, preenchimento dos filtros, preparação da vidraria e insumos para realização das análises, e foi desenvolvida em aproximadamente três meses, sendo que a carreira de filtração ocorreu nos meses de outubro e novembro de 2003 e tendo duração de 50 dias. Na Tabela 5.1 estão apresentadas as diferentes fases dessa etapa experimental. O detalhamento dessas fases está descrito no Capítulo de Metodologia.

Tabela 5.1 – Descrição das fases experimentais da etapa 1

	Descrição	Duração (dias)
Fase 1	Amadurecimento	17
Fase 2	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10^5 cél./mL	3,5
Fase 3	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	5
Fase 4	Limpeza e novo amadurecimento dos filtros	13
Fase 5	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10^5 cél./mL	3,5
Fase 6	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	8

5.1.1 – Características da água do lago Paranoá

Durante a etapa experimental 1, a água coletada no lago Paranoá, sem a adição de células de *Microcystis aeruginosa*, apresentou valores de turbidez, clorofila-a, coliformes totais, *Escherichia coli*, pH e temperatura conforme o apresentado na Tabela 5.2.

Analisando os dados da Tabela 5.2, é notória a flutuação nos valores dos parâmetros de coliformes totais e *E. coli*, observado pelos altos valores dos desvios-padrão. O coeficiente de variação de *Pearson* pode confirmar melhor essa dispersão, pois quanto menor seu

valor, mais homogêneo é o conjunto de dados. Esse comportamento de dispersão dos valores obtidos de coliformes totais e *E. coli* pode ser devido, principalmente, a ocorrência de chuvas em certos dias durante o período dessa etapa experimental e também pelo fato de que o ponto de coleta da água bruta encontrava-se nas proximidades de lançamento do efluente de uma estação de tratamento de esgoto.

Tabela 5.2 – Características da água do lago Paranoá (sem células de *M. aeruginosa*) durante a etapa 1

	Turbidez (UTN)	Clorofila-a (µg/L)	Coliformes totais (NMP/100mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	pH	Temperatura (°C)
Faixa de variação	0,9-3,56	6,6-20,7	24,2-24192	<1 - 504	6,41-7,33	20,1-26,0
Média	1,88	11,7	4656,3	77,92	7	23,0
Desvio-padrão	0,82	3,91	6176	113	0,19	1,3
CV _p *	0,437	0,335	1,326	1,457	0,027	0,06

*Coeficiente de Variação de *Pearson* (razão entre o Desvio-padrão e a média).

Os itens a seguir contemplam os resultados das análises realizadas da água bruta (com e sem células de *M. aeruginosa*) e da água filtrada oriunda dos três filtros operados. É importante ressaltar que a coleta de amostras da água afluenta e efluente dos filtros levou em consideração o tempo de detenção da água no interior dos filtros, sendo esse tempo determinado por ensaio com traçador NaCl, com o meio filtrante limpo.

5.1.2 – Turbidez

A turbidez é um parâmetro comumente usado na verificação da eficiência da filtração lenta, e, juntamente com as análises bacteriológicas, fornece informações sobre o grau de maturidade do filtro. Os resultados de turbidez obtidos durante a etapa experimental 1 são apresentados na Figura 5.1. As diferentes fases experimentais estão destacadas na parte superior da Figura.

Inicialmente, pode-se verificar os dois momentos em que a turbidez na água afluenta aos filtros foi elevada, correspondendo às fases 2 e 5, em que houve adição de células de *M. aeruginosa* à água proveniente do lago Paranoá. Na fase 5 os valores de turbidez foram superiores aos da fase 2, pois foi adicionado um volume maior de células para melhor verificar o impacto da concentração de células na água afluenta aos filtros sobre a qualidade da água filtrada.

Na Figura 5.1, pode-se observar que, de uma forma geral, o comportamento dos valores de turbidez nos efluentes dos três filtros é similar. Durante o período de amadurecimento dos filtros lentos (fase 1), percebe-se claramente a diminuição da turbidez efluente com o passar dos dias, caracterizando o aumento da eficiência de remoção devido ao desenvolvimento da comunidade microbológica no interior do meio filtrante.

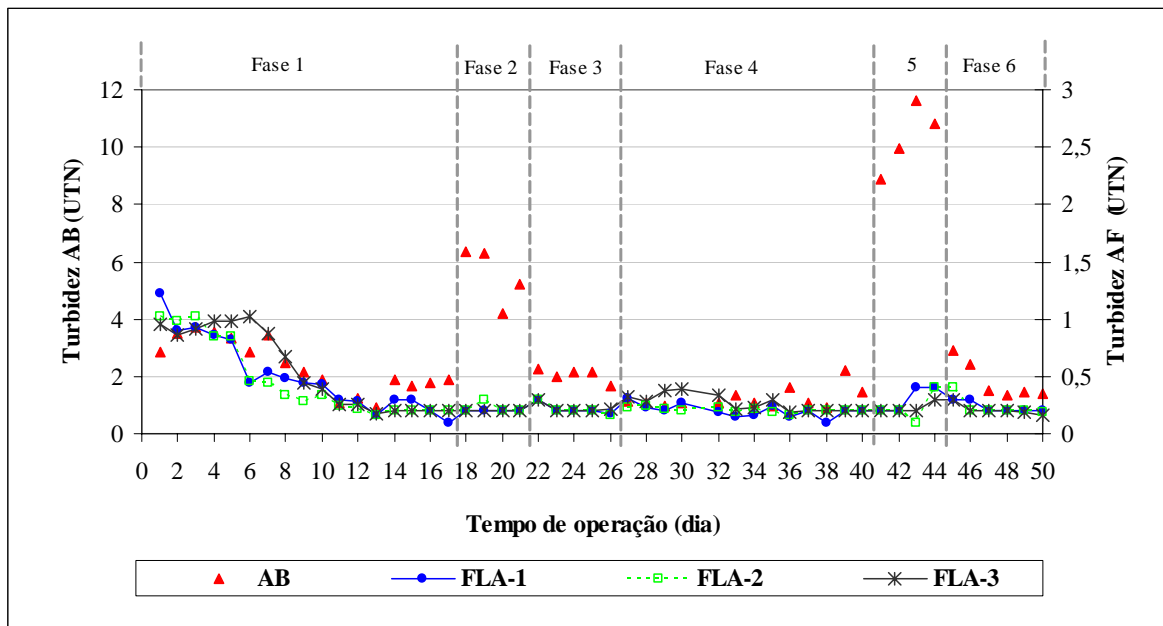


Figura 5.1 - Turbidez da água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Ainda de acordo com os resultados mostrados na Figura 5.1, a presença de células de *M. aeruginosa* na água bruta parece não influenciar na turbidez da água filtrada na fase 2, e há apenas uma pequena alteração dos valores de turbidez na fase 5, ainda assim, os valores de turbidez foram inferiores a 1 UTN. Esses resultados diferem dos obtidos por Sá (2002), em que foram utilizados filtros lentos com características semelhantes aos dos filtros desse experimento e mesmas condições operacionais, e no entanto, a turbidez do efluente do filtro chegou a ter pico de 2UTN quando a turbidez na água bruta foi de aproximadamente 10UTN.

Na fase de novo amadurecimento (fase 4), a turbidez nos efluentes dos filtros foi baixa já nos primeiros dias, sendo inferiores aos observados nos primeiros dias da etapa de amadurecimento (fase 1). Esse fato se justifica visto que só foi retirada uma camada

superficial de 1cm, e permaneceu a atividade biológica nas camadas mais profundas de areia.

Durante as fases 2 e 5, quando a água bruta continha células de *M. aeruginosa*, os filtros lentos apresentaram uma remoção de turbidez elevada, como o mostrado na Tabela 5.3. Verifica-se que os três filtros apresentaram eficiência de remoção de turbidez um pouco maior da fase 2 do que na fase 5, isso ocorreu principalmente devido ao fato de que a turbidez nos efluentes apresentavam valores próximos nas duas fases, enquanto que na água bruta a turbidez foi maior.

Tabela 5.3 – Remoção de turbidez nas fases 2 e 5 da etapa 1

	Remoção de turbidez (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
Fase 2	96,8	95,9	95,6
Fase 5	97,2	97,8	97,8

No que se refere ao padrão de potabilidade, verifica-se que os valores da turbidez do efluente dos três filtros permaneceram sempre baixos, com pequenas variações, apresentado valor máximo de 0,4 UTN, considerando os valores a partir do 14º dia, quando os filtros já operavam em situação regular. Esses valores residuais de turbidez são bastante inferiores ao limite máximo de 2,0 UTN admitido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004), não impossibilitando, no que diz respeito a esse parâmetro, o uso de nenhum dos três diâmetros de areia para o tratamento de águas contaminadas com *M. aeruginosa* pelo processo de filtração lenta. No entanto, a significância sanitária da presença dessas células na água filtrada só poderá ser de fato avaliada com as análises de microcistina intracelular.

5.1.3 – Clorofila-a

Os resultados de clorofila-a da água bruta e filtrada relativos à etapa experimental 1 estão apresentados na Figura 5.2.

O comportamento geral dos dados relativos à concentração de clorofila-a na água bruta se assemelha ao comportamento dos dados de turbidez, pois os picos registrados em ambas as situações foram ocasionados pela presença de células de *Microcystis aeruginosa*, que é material particulado e contém o pigmento fotossintetizante clorofila-a, entre outros pigmentos. Na segunda passagem de água contendo células de *M. aeruginosa* (fase 5), a

concentração de clorofila-a na água bruta foi maior que na fase 2, confirmando o mesmo comportamento observado para os dados de turbidez. Esse aumento foi importante para que pudesse ser melhor avaliado o impacto da concentração de células no desempenho dos filtros, pois é possível perceber na Figura 5.2 que com uma maior concentração de células de *M. aeruginosa* na água bruta, os efluentes dos filtros apresentaram qualidade inferior.

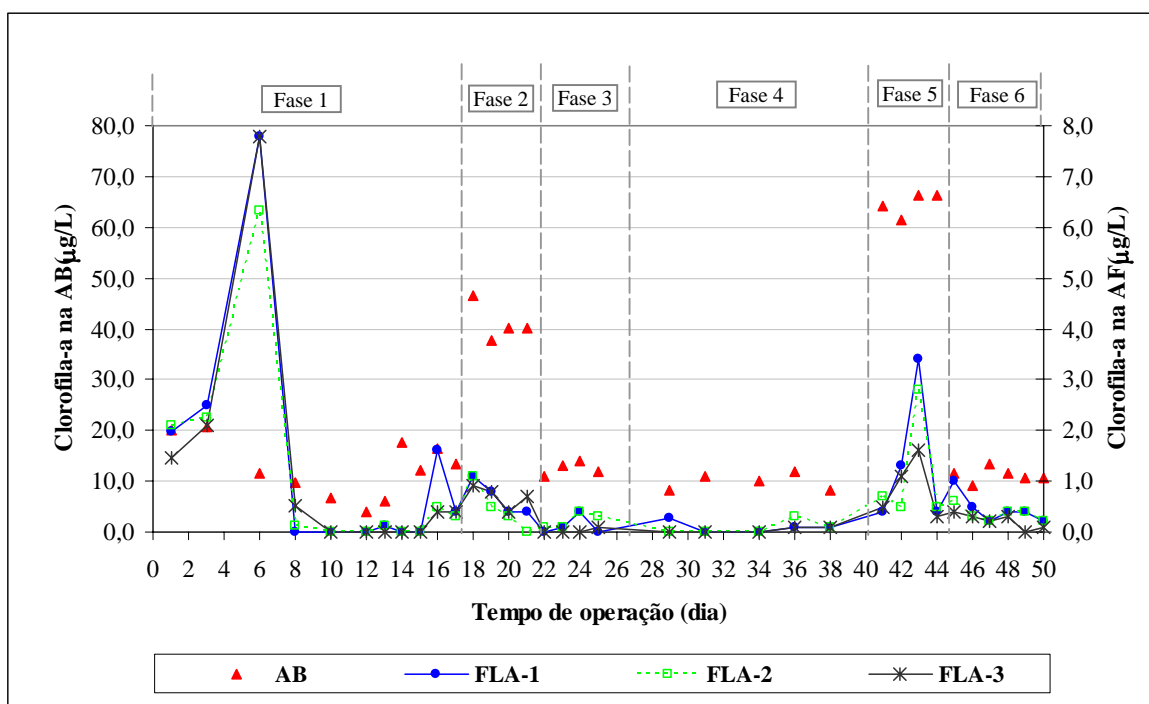


Figura 5.2 - Clorofila-a na água afluyente e efluyente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Durante o experimento, foram coletadas amostras pontuais e compostas (24 horas) da água filtrada para a análise de clorofila-a, entretanto, para efeito de análise dos resultados, foram utilizados os dados relativos às amostras compostas, pois essas apresentaram, em média, uma maior concentração, e dessa forma os resultados estão a favor da segurança.

Como pode ser observado na Figura 5.2, os valores de clorofila-a nos efluentes dos filtros apresentaram uma mesma tendência de comportamento entre si, ou seja, de um modo geral, quando a concentração de clorofila-a aumentou no efluente de um filtro, o mesmo ocorreu nos outros dois, porém não necessariamente apresentando valores similares.

Durante o amadurecimento (fase 1), houve um dado bastante “diferenciado” dos demais, um pico de clorofila no efluente dos três filtros ocorrido no 6º dia de experimento. Esse

tipo de comportamento pode ter ocorrido em função dos filtros ainda não terem atingido sua capacidade operacional plena. Por outro lado, também é possível que tenha havido algum erro metodológico durante a análise de clorofila-a especificamente nesse dia. Na fase de novo amadurecimento (fase 4), os filtros apresentaram melhor remoção de clorofila-a do que na fase 1, como já observado para o parâmetro de turbidez.

De acordo com os dados apresentados na Figura 5.2, houve um traspasse de células de *M. aeruginosa* tanto na fase 2 como na fase 5, entretanto foi mais intenso durante a segunda passagem de células. Na primeira passagem de células, o traspasse parece durar até o último dia da fase 2, enquanto que na segunda passagem, até quatro dias após o término da fase 5.

Os valores dos picos de clorofila-a na água filtrada durante a fase 5 foram de 3,4µg/L (FLA-1), 2,8µg/L (FLA-2) e de 1,6µg/L (FLA-3), indicando o carreamento de células. Em seguida, as concentrações nos efluentes decaíram gradativamente, até retornarem aos valores similares aos dias anteriores à passagem de células.

Os valores de clorofila-a encontrados nos efluentes dos filtros durante a fase 5 são considerados preocupantes. Embora não tenha restrição quanto à concentração de clorofila-a na água para o consumo humano (pois esse pigmento fotossintetizante por si só não produz danos à saúde humana, podendo ser até mesmo benéfico), quando se trata de clorofila-a oriunda de cianobactérias, esse parâmetro pode ser indicador da presença de toxinas, devido à potencial produção intracelular de toxinas por esses microrganismos.

A Tabela 5.4 apresenta as remoções de clorofila-a durante as fases em que a água bruta continha células de *M. aeruginosa*. Diferentemente do ocorrido para o parâmetro de turbidez, as remoções de clorofila-a não aumentaram da fase 2 para a fase 5, apesar do aumento significativo da concentração de clorofila na água bruta durante a fase 5. As remoções obtidas nos três filtros foram próximas, no entanto, o FLA-1 e o FLA-2 apresentaram uma tendência de redução de eficiência, ao passo que o FLA-3 (menor diâmetro) uma tendência mais amena de aumento na remoção.

Tabela 5.4 – Remoção de clorofila-a nas fases 2 e 5 da etapa 1

	Remoção de clorofila-a (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
Fase 2	98,4	98,8	98,3
Fase 5	97,8	98,3	98,7

Nos experimentos de filtração realizados por Sá (2002), utilizando filtros em escala piloto com areia de tamanho efetivo igual a 0,34mm, foi observada uma remoção de clorofila-a de aproximadamente 95% quando a água bruta continha células de *M. aeruginosa* e a concentração desse pigmento era de 26µg/L. Entretanto no experimento realizado no presente trabalho os filtros lentos se mostraram mais efetivos na remoção de clorofila-a, ainda que a concentração de clorofila-a na água bruta tenha sido maior.

Como já mencionado na discussão dos resultados apresentados na Figura 5.2, o período em que ocorre o traspasse de células de *M. aeruginosa* pode ultrapassar o período de presença desses microrganismos na água bruta. Assim, uma outra forma de avaliar o impacto da presença de células na água bruta sobre a qualidade da água filtrada é analisar esses dados de forma acumulada num intervalo de tempo determinado pela alteração dos valores dos efluentes dos filtros. Esse intervalo se inicia no primeiro dia de passagem de células e finaliza no dia em que os valores de clorofila-a retornam aos observados antes da passagem de células.

Seguindo esse modelo de abordagem, a Tabela 5.5 apresenta os valores da massa de clorofila-a afluyente e efluente dos filtros lentos nos períodos de 18º dia e o 25º dia de experimento, e novamente entre o 41º dia e o 50º dia. A massa diária é o produto da concentração pelo volume de água filtrada, sendo esse último igual a 15,08L/dia para uma taxa de filtração de 3m/d.

Tabela 5.5 – Somatório das massas de clorofila-a afluyente e efluente dos filtros em dois intervalos de tempo durante a etapa 1

	Somatório das cargas de clorofila-a (µg)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18º ao 25º dia	3236	48	42	44
41º ao 50º dia	4904	124	100	72

Ao realizar essa análise de massa de clorofila-a cumulativa, as diferenças entre os efluentes dos filtros são mais facilmente perceptíveis, como também as diferenças entre os dois intervalos observados. A carga de clorofila-a na entrada dos filtros foi superior durante o segundo intervalo de tempo, e as cargas de saída nos filtros também foram superiores. Durante o intervalo de 18º ao 25º dia, os três filtros apresentaram valores muito semelhantes de carga de saída de clorofila-a. Entretanto, essa mesma observação não é válida no período de 41º ao 50º dia.

Para se avaliar a igualdade ou não entre os filtros ao longo desses intervalos de tempo, foi realizada uma análise estatística de comparação entre médias duas a duas para pequenas amostras, utilizando a estatística *t*, com um nível de confiança de 95%. Essa análise foi previamente discutida no item 4.5. O resultado dessa análise está apresentado nas Tabelas 5.6 e 5.7, e como pode ser observado os filtros lentos não apresentaram diferenças estatisticamente significativas quanto ao aspecto de remoção de clorofila-a nos intervalos estudados.

Tabela 5.6 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo da etapa 1, para o parâmetro de clorofila-a

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18° ao 25° dia	0,985	0,986	0,986
41° ao 50° dia	0,975	0,979	0,985
Média	0,98	0,983	0,986
Variância	$5,31.10^{-5}$	$2,63.10^{-5}$	$7,76.10^{-7}$
Desvio-padrão	0,0073	0,0051	0,0008

Tabela 5.7 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo da etapa 1, para o parâmetro de clorofila-a

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0034	0,0059	0,0025
Erro-padrão da diferença	0,0089	0,0073	0,0052
t_{calc}	0,38	0,80	0,48
t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

De uma forma geral, analisando os resultados de clorofila-a de diferentes formas nessa etapa experimental, pode-se concluir que os diâmetros efetivos testados (0,35mm, 0,28mm e 0,22mm) não parecem ter influenciado de maneira significativa no percentual de remoção de clorofila-a.

5.1.4 – Microcistina

Nesse item serão contemplados os resultados das análises da microcistina intracelular e da microcistina extracelular.

Como mencionado no item 4.3 do Capítulo de Metodologia, o procedimento para quantificação da microcistina intracelular seguiu o procedimento descrito por Krishnamurthy *et al.* (1986) por Tsuji *et al.*(1994). No momento em que essa etapa experimental foi realizada, não se tinha o conhecimento de que esse procedimento de extração com metanol influenciava na detecção de microcistina pelo ELISA (Azevedo, 2004), e dessa forma as concentrações obtidas representaram um falso negativo, podendo não corresponder ao real comportamento dos filtros.

Para os próximos experimentos, a microcistina intracelular foi calculada pela subtração entre a concentração de microcistina total e a microcistina extracelular. A quantificação da microcistina total foi realizada após a amostra ter sido submetida ao procedimento de gelo/degelo por três vezes, para que houvesse rompimento completo das células, e, em seguida, procedendo à análise por meio do ELISA. A quantificação da microcistina extracelular foi feita diretamente em leitura pelo ELISA.

Devido à inexistência de dados de microcistina intracelular nesse experimento, a análise de traspasse de células de *M. aeruginosa* foi realizada pelos resultados de clorofila-a e turbidez, anteriormente apresentados. Como a quantificação da microcistina extracelular não passou por procedimento de extração com metanol, seus resultados não foram subestimados, e serão apresentados a seguir.

As análises da fração dissolvida de microcistina (extracelular) são de fundamental importância, visto que a sua presença indica a ocorrência de lise celular no interior dos filtros. Os resultados dessas análises estão apresentados na Figura 5.3, e nesse caso, como a microcistina já estava na fração dissolvida, não foi necessário realizar extração, e os resultados obtidos não sofreram interferência do metanol.

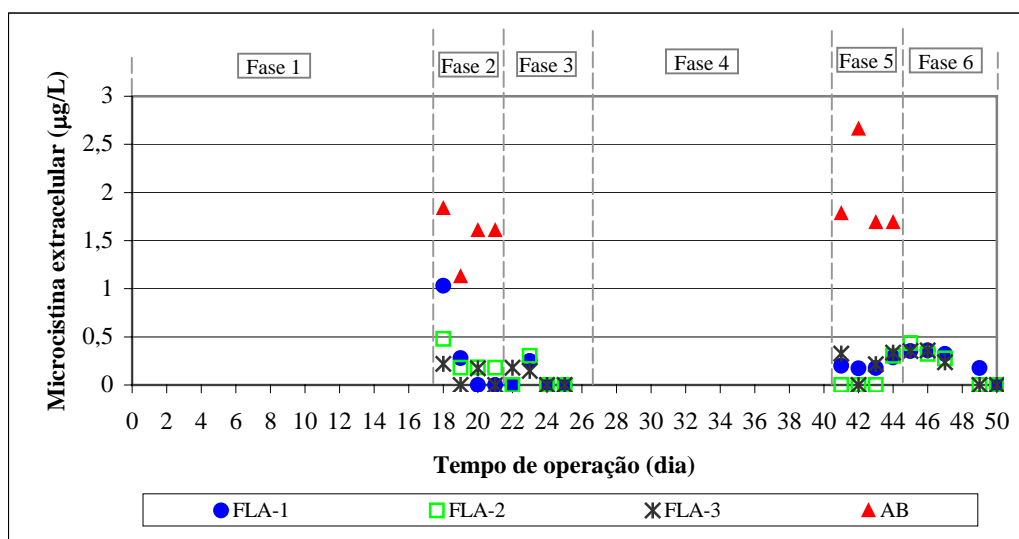


Figura 5.3 – Concentrações de microcistina extracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 1 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Como se pode observar, há presença de microcistina extracelular na água bruta nas fases em que foi acrescentada um determinado volume do cultivo de células de *M. aeruginosa* na água afluente aos filtros (fases 2 e 5), esse comportamento era esperado, visto que no cultivo uma pequena fração (aproximadamente 5%) das células se rompem naturalmente.

Os dados da Figura 5.3 sugerem a ocorrência de lise das células de *M. aeruginosa* retidas nos filtros lentos, uma vez que se observa a presença de microcistina extracelular na água filtrada nos primeiros dias das fases de monitoramento 3 e 6 e que não havia presença dessa toxina na água bruta. No entanto, as concentrações detectadas foram baixas, inferiores a $0,5\mu\text{g/L}$, a exceção do efluente do FLA-1 no 18º dia, que apresentou $1\mu\text{g/L}$ de microcistina extracelular.

Dessa forma, quanto ao parâmetro de microcistina extracelular, o tamanho efetivo da areia parece não influenciar no grau de remoção de microcistina extracelular.

5.1.5 – Perda de carga

Os valores de perda de carga total e superficial são mostrados nas Figuras 5.4 e 5.5, respectivamente. De acordo com a Figura 5.4, observa-se que a taxa de crescimento da perda nos filtros lentos aumentou suavemente até o 13º dia de experimento, e em seguida a tendência de crescimento dos valores da perda de carga tornou-se mais acentuada, e também nesse momento, os valores de perda de carga no FLA-3 (0,22mm) se diferenciam dos outros dois filtros, sendo mais elevados. Esse aumento da taxa de crescimento da perda de carga pode ter ocorrido devido ao aumento da turbidez e clorofila-a na água base do lago Paranoá.

Com o início da fase 2, e presença de células de *M. aeruginosa* na água bruta, a taxa de crescimento da perda de carga aumentou mais uma vez, e ao término dessa fase, a perda de carga no FLA-1 foi de 48cm, no FLA-2 é de 63cm, e no FLA-3 é de 97cm.

Na fase seguinte de monitoramento, as taxas de crescimento da perda de carga continuam crescentes, à exceção do FLA-3, em que parece ser constante. Ao término dessa fase, como os valores de perda de carga estavam elevados e diferentes entre os filtros, optou-se por realizar a limpeza dos três filtros lentos por meio da raspagem do primeiro centímetro de areia.

Nas fases de repetição, 4, 5 e 6, as taxas de crescimento dos valores da perda de carga nos filtros foram inferiores ao observado na primeira carreira de filtração. Tal fato pode ter ocorrido devido à diferença na qualidade da água bruta nas fases 1 e 4, e/ou, resultado do procedimento de montagem dos filtros, deixando uma camada de grãos mais fina na superfície da areia.

Nessa segunda carreira de filtração, o FLA-3, composto por areia de granulometria mais fina, obteve uma taxa de perda de carga superior aos demais filtros a partir do momento em que foram adicionadas células de *M. aeruginosa* na água bruta, atingindo 50cm de perda de carga total ao término do experimento. Essa perda de carga é considerada elevada para apenas 25 dias de carreira de filtração, o que pode dificultar o uso de areia com esse diâmetro (0,22mm) na filtração lenta para água com as condições utilizadas nesse experimento.

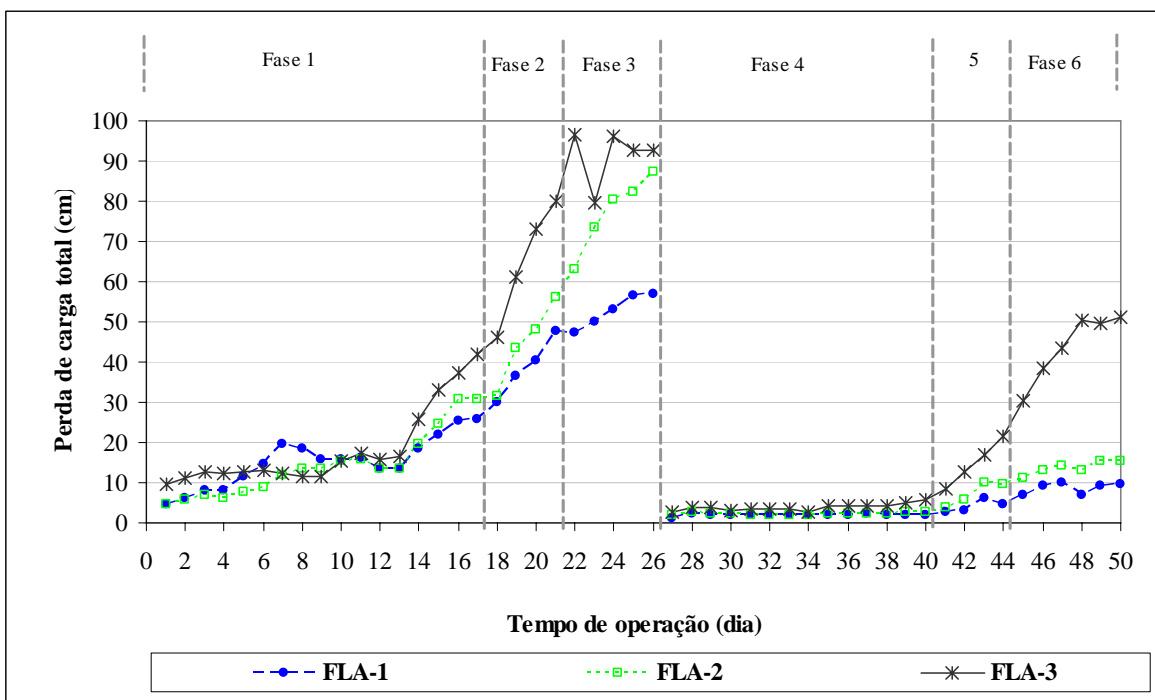


Figura 5.4 – Perda de carga total (cm) nos filtros lentos (FLA) durante a etapa 1.

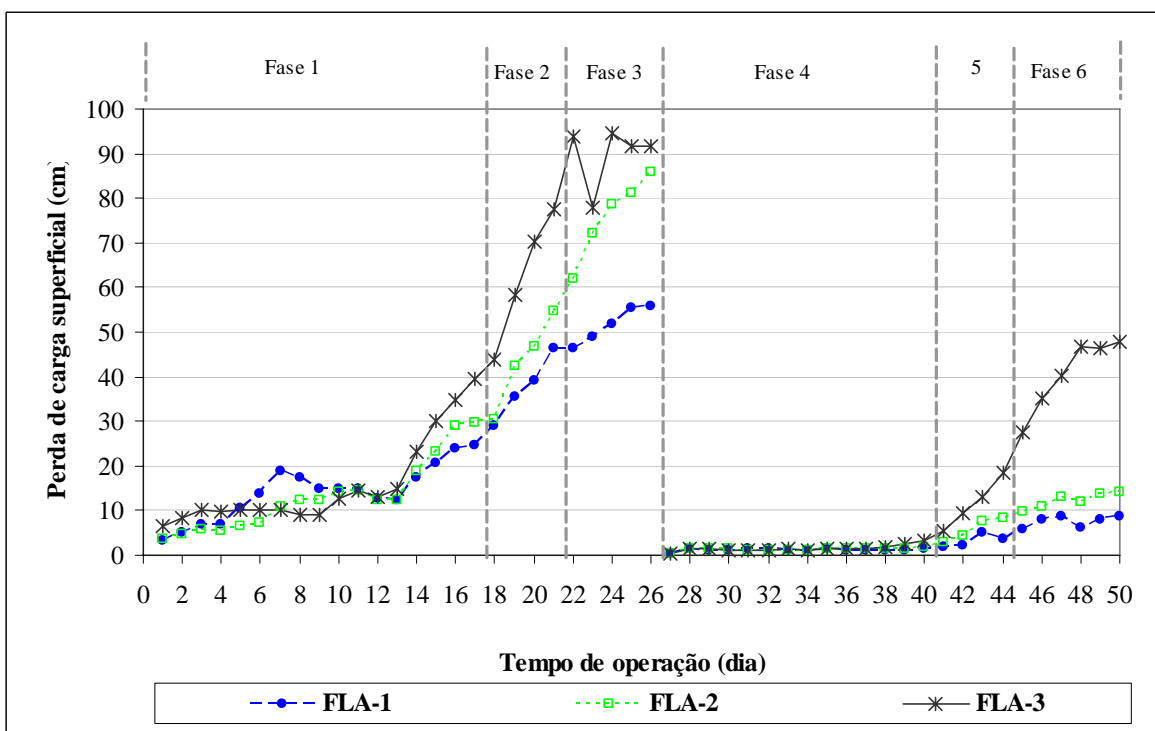


Figura 5.5 – Perda de carga superficial (cm) nos filtros lentos (FLA) durante a etapa 1.

A partir dos dados apresentados na Figura 5.5, pode-se verificar que todas as variações ocorridas nos valores de perda de carga total se refletem nos valores de perda de carga

superficial, ou seja, a perda de carga estava ocorrendo em sua grande maioria nessa camada superficial.

Com o objetivo de avaliar como está ocorrendo o preenchimento dos interstícios granulares ao longo da profundidade do filtro, foram calculadas as perdas de carga por centímetro, em cada camada de areia, nos dias anteriores e seguintes às passagens de células, ou seja, para a fase 2, dias 17 e 22, e para a fase 5, dias 40 e 45. A Tabela 5.8 apresenta as perdas de carga por centímetro nos dias 17º de 22º dia de experimentos, enquanto que a Tabela 5.9 apresenta as perdas de carga por centímetro nos dias 40º de 45º dia de experimentos.

Tabela 5.8 – Valores de perda de carga nas diferentes camadas dos filtros lentos, por cm, no 17º e 22º dia da etapa 1

Profundidade (cm)	Valores de perda de carga por centímetro					
	17º dia de experimento			22º dia de experimento		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3	FLA-1	FLA-2	FLA-3
0 – 5	4,96	5,92	7,90	9,24	12,38	18,76
5 – 15	0,01	0,01	0,04	0,01	0,02	0,04
15 – 30	0,01	0,02	0,03	0,02	0,01	0,05
30 – 35	0	0,02	0,02	0,02	0,02	0,02
35 - 60	0,02	0,02	0,03	0,02	0,02	0,03
60 - 90	0,01	0,01	0,03	0,01	0,01	0,03

Tabela 5.9 – Valores de perda de carga nas diferentes camadas dos filtros lentos, por cm, no 40º e 45º dia da etapa 1

Profundidade (cm)	Valores de perda de carga por centímetro					
	40º dia de experimento			45º dia de experimento		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3	FLA-1	FLA-2	FLA-3
0 – 4	0,35	0,48	0,85	1,45	2,48	6,85
4 – 14	0,01	0,02	0,05	0,03	0,02	0,07
14 – 29	0,01	0,01	0,04	0,01	0,01	0,05
29 – 34	0,01	0,02	0	0,02	0,02	0
34 - 59	0	0,01	0,02	0,02	0,02	0,03
59 - 89	0,01	0,01	0,02	0,01	0,01	0,03

De acordo com os dados dessas Tabelas, a retenção de células ocorreu na sua grande maioria nos centímetros superficiais da areia, o que está de acordo com a literatura. Esse comportamento é ainda mais evidente na fase 2, em que ainda não tinha sido retirado uma camada de 1cm para limpeza dos filtros. Nesses dias os valores percentuais de perda de carga na camada superficial em relação a total foram superiores a 98% e a distribuição da obstrução da areia foi bastante regular nas demais camadas inferiores.

A distribuição da perda de carga apresentada nas Tabelas 5.8 e 5.9 foi bastante diferente da observada nos filtros avaliados no trabalho de Sá (2002), preenchidos com areia de tamanho efetivo de 0,34mm. Nos resultados apresentados por Sá (2002), a camada de 7,5cm mais superficial da areia teve uma porcentagem, em relação a perda de carga total, de 30 a 50%, sendo muito inferior ao obtido no experimento do presente trabalho. Também a perda de carga total nos filtros desses experimentos foi de, no máximo, 8cm, decaindo gradativamente, até atingir valores inferiores a 1cm em cinco dias. Já no presente trabalho, a perda de carga aumentou ao longo do tempo, não apresentando o comportamento de decaimento.

Como o grau da atividade biológica diminui com a profundidade da areia, então quanto maior o percentual de células retidas nos primeiros centímetros, maiores serão as chances de que as microcistinas liberadas a partir da lise celular sejam biologicamente oxidadas.

5.1.6 – Coliformes totais e *Escherichia coli*

A capacidade de remoção de coliformes totais e *E. coli* nos filtros lentos foi utilizada tanto para identificação do período de amadurecimento, como também para indicação do desempenho geral dos filtros ao longo da operação. Os valores de remoção desses parâmetros são apresentados nas Figuras 5.5 e 5.6, respectivamente para coliformes totais e *E. coli*.

Como relatado na literatura, vencida a etapa de amadurecimento, os filtros lentos apresentaram elevada eficiência de remoção das bactérias do grupo coliformes, observando que por vários dias a eficiência foi de 100%, indicando sua grande capacidade de remover patógenos.

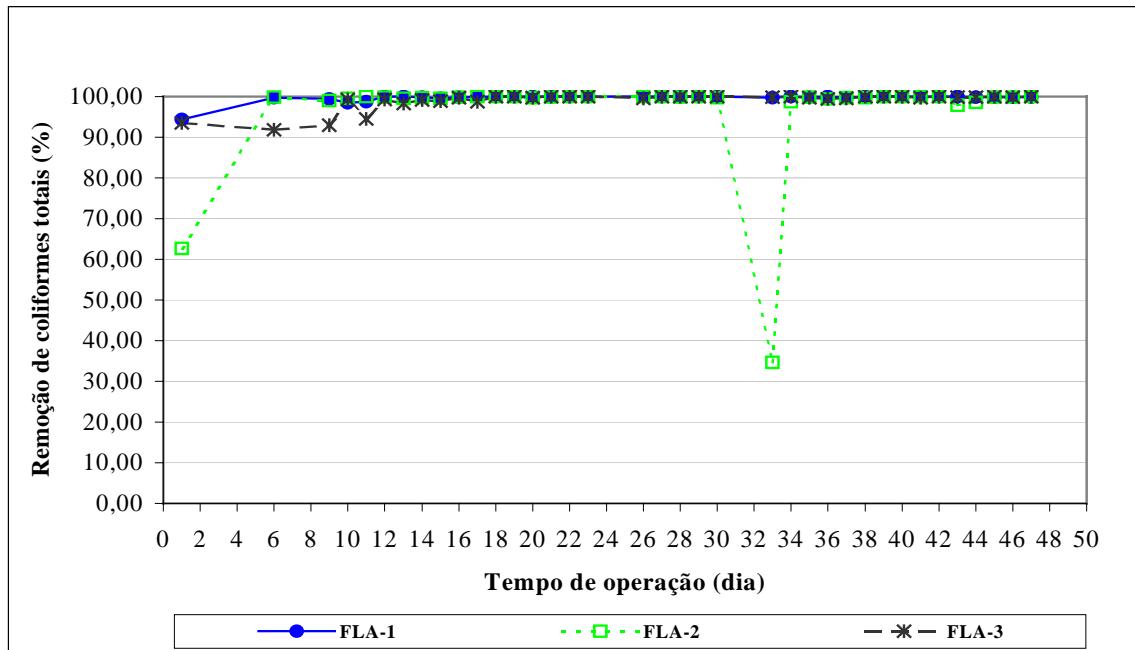


Figura 5.6 – Remoção de coliformes totais nos filtros lentos durante a etapa 1.

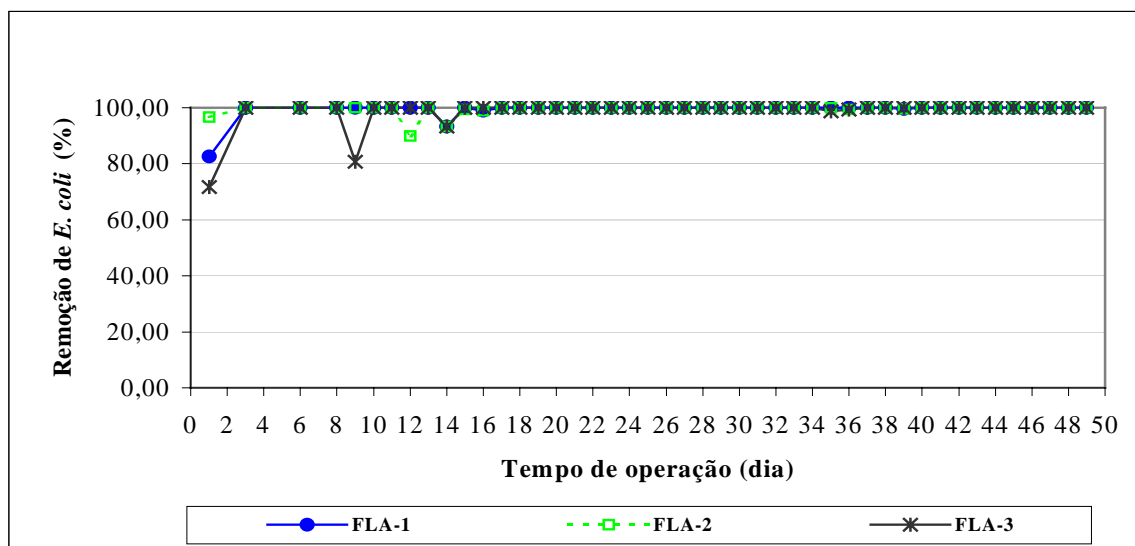


Figura 5.7 - Remoção de *E. coli* nos filtros lentos durante a etapa 1.

O dado de coliformes totais para o efluente do FLA-2 no 33º dia desse experimento não obedeceu ao padrão de comportamento dos dias anteriores e dos efluentes dos demais filtros nesse dia, assim, é provável que tenha ocorrido uma falha metodológica durante a

análise dessa amostra. O dado em questão pode ser denominado, estatisticamente, como uma observação estranha, e deve ser desconsiderado.

Como se pode perceber, os valores de remoção de coliformes totais e *E. coli* encontram-se dentro do esperado no tratamento por filtração lenta. As remoções de coliformes totais foram, após o amadurecimento, em média de: 99,95%, 99,71% e 99,88% para o FLA-1, FLA-2 e FLA-3 respectivamente. Para o parâmetro de *E.coli*, esses valores foram de 99,99%, 99,97% e de 99,95%.

No que diz respeito aos dados de coliformes totais e *E. coli*, os filtros lentos estudados não parecem apresentar diferenças de comportamentos.

5.1.7. – Conclusões

- Nessa etapa o parâmetro de turbidez na água filtrada se mostrou menos sensível à passagem de células de *M. aeruginosa* na água bruta que os parâmetros de clorofila-a e microcistina intracelular. Seus valores parecem não serem influenciados pela variação do tamanho efetivo da areia;
- De acordo com os dados de clorofila-a, o FLA-1, preenchido com areia com tamanho efetivo de 0,35mm, foi o filtro que apresentou os resultados mais desfavoráveis, o FLA-2 (diâmetro 0,28mm) e o FLA-3 (0,22mm) se mostraram similares. Apesar dessas diferenças, os filtros foram considerados estatisticamente iguais, no que diz respeito aos valores de remoção de clorofila.
- As concentrações de microcistina extracelular na água filtrada foram sempre inferiores a 0,5µg/L, a exceção do primeiro dia da primeira passagem de células, em que essa concentração foi de 1µg/L, proveniente do FLA-1.
- A perda de carga total ao final da etapa 1 foi de 50cm para o FLA-3, de 15cm para o FLA-2 e de 10cm para o FLA-1. O elevado valor de perda de carga total no FLA-3 pode comprometer seu uso para águas com concentrações similares a desse experimento, principalmente se o período de presença de *M. aeruginosa* na água bruta for maior (mais de 3 dias).

Com base nas observações acima citadas, pode-se concluir que o FLA-3, por ter sido preenchido com areia de diâmetro mais fino (0,22mm), apresentou uma perda de carga total elevada e pode tornar-se inviável operacionalmente para uso com águas com alta concentração de *M. aeruginosa*. Entre os dois outros diâmetros estudados, o de 0,35mm (FLA-1) apresentou resultados de turbidez e clorofila-a levemente inferiores do que o de 0,28mm (FLA-2), e as perdas de carga foram próximas. Assim, entre o tamanho efetivo da areia de 0,28mm e de 0,35mm, optou-se por uma solução de compromisso, **utilizando o diâmetro de 0,28mm nas próximas etapas experimentais**, pois parece apresentar maior vantagem, visto que ele também pode ser mais eficiente na remoção de outros microrganismos, como os oocistos de *Cryptosporidium* e cistos de *Giardia*.

5.2 – ETAPA EXPERIMENTAL 2

O objetivo da etapa experimental 2 foi avaliar a influência da profundidade da camada de areia na remoção de *M. aeruginosa*. No FLA-1 a profundidade foi de 0,60m, no FLA-2 de 0,9m, e no FLA-3 de 1,10m. A partir das conclusões resultantes da etapa experimental anterior, etapa 1, o tamanho efetivo da areia utilizada nas três colunas de filtração nessa etapa 2 foi de 0,28mm.

O período de preparação, execução e análises dessa etapa experimental foi de aproximadamente quatro meses, sendo que a carreira de filtração propriamente dita teve duração de 49 dias e foi desenvolvida durante os meses de abril e maio de 2004. A Tabela 5.10 apresenta as diferentes fases dessa etapa com suas durações. O detalhamento de cada fase está descrito no item 4.2.2. Nessa etapa experimental não houve necessidade da limpeza do filtro (raspagem) após a fase 3, pois a perda de carga não atingiu valores elevados que justificassem tal procedimento, como será visto no item 5.2.4. Dessa forma essa etapa constou de 5 fases experimentais.

Tabela 5.10 – Descrição das fases experimentais durante a etapa 2

	Descrição	Duração (dias)
Fase 1	Amadurecimento	17
Fase 2	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10^5 cél./mL	3
Fase 3	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	18

Fase 4	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10 ⁵ cél./mL	3
Fase 5	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	8

A duração da fase 3 (18 dias) foi maior do que o inicialmente previsto na metodologia proposta, em função de necessidade de tempo para se obter o volume de cultivo de células de *M. aeruginosa* para utilização na fase posterior, fase 4.

5.2.1 – Características da água do lago Paranoá

A Tabela 5.11 apresenta os valores de turbidez, clorofila-a, coliformes totais, *E. coli*, pH e temperatura da água do lago Paranoá, durante a etapa experimental 2, apenas quando não foram adicionadas células de *M. aeruginosa*.

Tabela 5.11 – Características da água do lago Paranoá (sem células de *M. aeruginosa*) durante a etapa 2

	Turbidez (UTN)	Clorofila-a (µg/L)	Coliformes totais (NMP/100mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	pH	Temperatura (°C)
Faixa de variação	0,7-3	0,9-5,9	235,9-19862,8	0-613,1	7,03-7,45	20,4-24,3
Média	1,34	3	2117,4	39,5	7,3	22,5
Desvio-padrão	0,525	1,17	3167,6	101,8	0,12	1,05
CV _p *	0,392	0,385	1,5	2,6	0,016	0,04

*Coeficiente de Variação de *Pearson* (razão entre o Desvio-padrão e a média).

Como a turbidez é um parâmetro que reflete a concentração de material particulado, a variação em seus valores da água bruta é esperada, visto que fatores como chuva, vento e luminosidade influenciam nesse parâmetro.

Para o parâmetro de clorofila-a, os valores encontrados estão dentro da faixa comumente observada na água do lago Paranoá nos últimos anos.

Da mesma forma que observado na etapa experimental 1, os valores de coliformes totais e *E. coli* apresentaram uma alta flutuação, confirmado pelo alto valor do coeficiente de *Pearson*.

Os itens que se seguem apresentam os resultados obtidos dos parâmetros de turbidez, clorofila-a, microcistina intra e extracelular, coliformes totais e *E. coli*, e perda de carga, durante toda a etapa experimental 2, bem como as conclusões referentes a essa etapa.

5.2.2 - Turbidez

A Figura 5.8 apresenta os valores de turbidez obtidos na água afluyente e efluente dos filtros lentos. Na parte superior dos gráficos estão destacadas as diferentes fases experimentais.

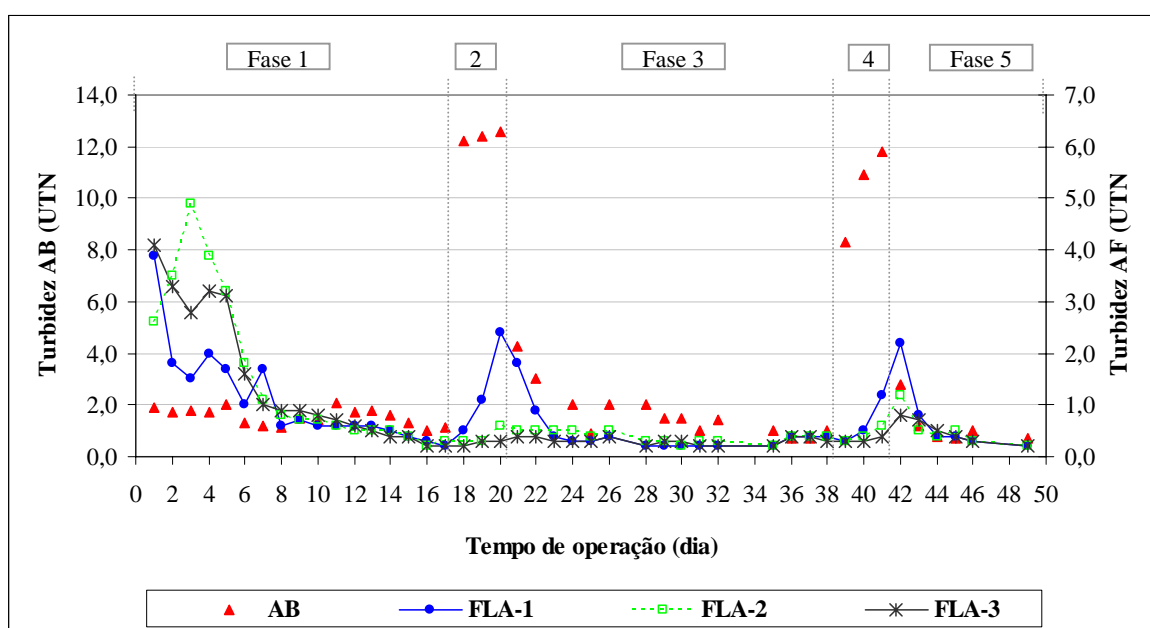


Figura 5.8 – Valores de turbidez na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Os valores de turbidez na água bruta apresentaram dois picos, ocasionados pela inoculação de células de *M. aeruginosa* na água proveniente do lago Paranoá. A turbidez da água bruta durante a primeira passagem de células (fase 2) resultou em aproximadamente 12 UTN nos três dias, enquanto que durante a segunda passagem de células (fase 4) a turbidez apresentou um valor mais baixo no primeiro dia, de 8 UTN, e nos dois dias seguintes foi de cerca de 11UTN. No primeiro dia após o fim da fase 2, quando os filtros estavam sendo novamente abastecidos com apenas a água do lago Paranoá, observa-se ainda um valor mais elevado do que o comumente encontrado, de 4 UTN, provavelmente ocorrido devido à presença de algum material residual de *M. aeruginosa* deixado no reservatório de alimentação dos filtros.

De uma forma geral, percebe-se na Figura 5.8 que houve impacto na turbidez da água filtrada devido à passagem de células de *M. aeruginosa*, sendo que para os filtros de maior profundidade de areia, esse impacto foi mais evidente nas fases 4 e 5. Uma das possíveis explicações para essa diferença de comportamento é a formação de colônias de células de *M. aeruginosa* menores no cultivo, o que permite uma maior penetração no meio filtrante.

O comportamento do efluente do FLA-1 (0,60m), relativo à turbidez, foi diferenciado dos demais filtros durante os dias de passagem de células e durante os três primeiros dias de monitoramento. Como o FLA-1 tem uma espessura de areia menor que os dois outros filtros, é esperado que o traspasse de *M.aeruginosa* seja maior.

Se esses dados forem comparados ao padrão de turbidez estabelecido pela Portaria 518 do Ministério da Saúde (Brasil, 2004), para efluentes de filtros lentos, após o amadurecimento, apenas dois dados superaram o valor máximo admitido de 2UTN. Esses valores foram observados no efluente do FLA-1 nos 20º e 42º dias de experimento. Para os efluentes dos filtros FLA-2 e 3, os valores de turbidez foram inferiores a 1UTN, a única exceção estando no 42º dia de experimento, em que foi observada uma turbidez de 1,2UTN no efluente do FLA-2. Na Tabela 5.12 podem ser observadas as remoções diárias de turbidez durante as fases de passagem de células (fases 2 e 4).

Tabela 5.12 – Remoção de turbidez nas fases 2 e 4 da etapa experimental 2

	Dia de experimento	Remoção de turbidez (%)		
		FLA-1 (0,6m)	FLA-2 (0,9m)	FLA-3 (1,1m)
Fase 2	18º	95,9	97,5	98,3
	19º	91,1	97,6	97,6
	20º	80,9	95,2	97,6
Fase 4	39º	96,4	96,4	96,4
	40º	95,4	96,3	97,2
	41º	89,8	94,9	96,6

Como já foi mencionado anteriormente, houve um maior traspasse de células no FLA-1, e como pode ser observado na Tabela 5.12, a remoção de turbidez foi de fato inferior aos outros dois filtros lentos.

Verifica-se também que a remoção de turbidez no FLA-1 diminui do 1º para o 3º dia de passagem de células, fato esse que é menos intenso para o FLA-2 e o FLA-3. Ou seja, a

espessura de 0,6m de areia do FLA-1 não parece ser suficiente para reter ao longo da profundidade as células que penetram no meio filtrante.

Embora os valores de turbidez nos efluentes dos filtros revelem que o FLA-1, com 0,60m de profundidade de areia produz água filtrada com maior turbidez que os demais filtros durante a passagem de células, seus valores ainda são considerados satisfatórios, pois estão dentro do padrão de potabilidade. Entretanto, em termos de risco sanitário faz-se necessário avaliar os resultados de microcistina.

5.2.3 – Clorofila-a

Os resultados das análises de clorofila-a da água bruta e filtrada relativos à etapa experimental 2 estão apresentados na Figura 5.9.

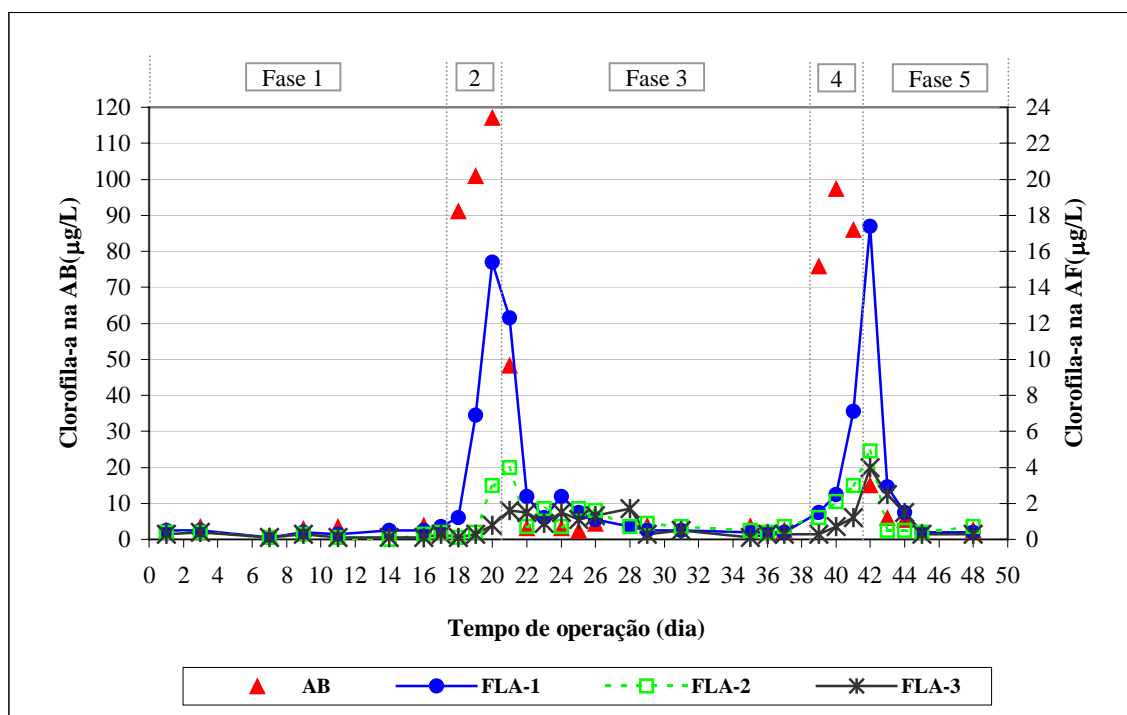


Figura 5.9 – Valores de clorofila-a na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa experimental 2 (AF; água filtrada; AB: água bruta).

Na Figura 5.8 pode-se perceber que o comportamento dos dados de clorofila-a na água bruta se assemelha aos resultados obtidos de turbidez, apresentando picos de clorofila-a durante as fases de passagem de células de *M.aeruginosa* (fases 2 e 4). As concentrações

de clorofila-a na água bruta durante a fase 4 foram um pouco inferiores às da fase 2, o que também ocorreu para os valores de turbidez.

A concentração de clorofila-a na água afluyente aos filtros atingiu um valor máximo de 117µg/L (20ºdia) e mínimo de 86µg/L (41ºdia) nas fases de passagem de células. Comparando essas concentrações de clorofila com as registradas na etapa 1, percebe-se que a concentração de células de *M.aeruginosa* na etapa 2, embora da mesma ordem de grandeza, 10⁵ cel./mL, pode ter atingido o dobro do valor observado na etapa 1.

Os resultados de clorofila-a nos efluentes dos filtros lentos revelam que o FLA-1 (0,60m) foi mais afetado pela presença de *M.aeruginosa* na água bruta que os dois outros filtros, confirmando o observado com os resultados de turbidez.

O efluente do FLA-1 apresentou concentrações de clorofila-a elevadas, atingindo um valor máximo de 17µg/L no 42º dia de experimento, confirmando que houve um grande traspasse de células de *M.aeruginosa* pelo filtro. Para o FLA-2 (0,9m), o maior valor de clorofila-a na água filtrada foi de 4,9µg/L, e para o FLA-3 (1,1m) foi de 4µg/L.

Na primeira passagem de células, as concentrações mais elevadas de clorofila-a nos efluentes dos filtros ocorrem nos dois últimos dias da fase 2 e no primeiro dia da fase 3. Já durante a segunda passagem de células, os maiores valores foram registrados no último dia da fase 4 e no primeiro da fase 5, sugerindo a possibilidade de arraste de células previamente retidas.

A Tabela 5.13 apresenta as remoções diárias de clorofila-a durante as fases de passagem de células.

Tabela 5.13 – Eficiência de remoção de clorofila-a nas fases 2 e 4 da etapa experimental 2

	Dia de experimento	Remoção de clorofila-a (%)		
		FLA-1 (0,6m)	FLA-2 (0,9m)	FLA-3 (1,1m)
Fase 2	18º	98,7	99,9	99,9
	19º	93,2	99,6	99,7
	20º	86,8	97,4	99,3
Fase 4	39º	98	98,4	99,6
	40º	97,4	97,8	99,3
	41º	91,7	96,5	98,6

De acordo com a Tabela 5.19, os valores de eficiência de remoção de clorofila-a diminuem com o tempo nos três filtros, porém a diminuição é mais evidente no FLA-1. A média de remoção desse parâmetro foi de 94,3% para o FLA-1, 98,3% para o FLA-2, e de 99,4% para o FLA-3.

Com o objetivo de avaliar a igualdade ou não das eficiências de remoção de clorofila-a entre os filtros, foi realizada uma análise estatística de comparação entre médias de remoção duas a duas para pequenas amostras, utilizando a estatística *t*, com um nível de confiança de 95%, e durante os intervalos de tempo em que os valores de clorofila dos efluentes dos filtros parecem ter sido influenciados pela presença de *M. aeruginosa* na água bruta. O resultado dessa análise está apresentado nas Tabelas 5.14 e 5.15.

Tabela 5.14 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de clorofila-a

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18° ao 29° dia	88,9	95,3	98,2
39° ao 46° dia	88,4	95,6	096,3
Média	88,6	95,5	97,3
Variância	$1,57.10^{-5}$	$3,96.10^{-6}$	$1,77.10^{-4}$
Desvio-padrão	0,0039	0,0020	0,0133

Tabela 5.15 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de clorofila-a

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0679	0,0860	0,0181
Erro-padrão da diferença	0,0044	0,0139	0,0135
<i>t_{calc}</i>	15,31	6,19	1,35
<i>t_{tab}</i>	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente diferentes</i>	<i>Estatisticamente diferentes</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

Como se pode observar a partir da análise estatística, a eficiência de remoção de clorofila-a no FLA-1 se mostrou estatisticamente diferentes dos dados originados dos efluentes dos outros filtros lentos. Enquanto os valores de remoção de clorofila-a no FLA-2 e no FLA-3 se mostraram estatisticamente iguais.

De acordo com essa análise, a espessura da camada de areia pode influenciar na remoção de clorofila-a, a depender das espessuras utilizadas, ou seja, as espessuras de 1,1m e de 0,9m apresentaram-se estatisticamente iguais para as remoções de clorofila-a, enquanto que se a camada for diminuída para 0,60m, a eficiência é menor e conseqüentemente, o traspasse é mais intenso, resultando em maior concentração de clorofila no efluente do filtro.

A análise estatística ratificou as conclusões obtidas a partir da análise com concentrações diárias, que a espessura da camada de areia pode, de fato, influenciar na remoção de clorofila-a.

5.2.4 – Microcistina

A Figura 5.9 apresenta os valores de concentração de microcistina intracelular presente na água bruta e na água filtrada, durante a etapa experimental 2.

As concentrações de microcistina intracelular encontradas na água bruta durante as fases de passagem de células foram bastante elevadas, sendo, em média, de 185µg/L na fase 2, e de 166µg/L na fase 4. De acordo com esses dados, a razão entre a concentração de microcistina intracelular e de clorofila-a nos dias das fases 2 e 4 da etapa experimental 2 foi de aproximadamente 2, ou seja, a concentração de microcistina intracelular foi o dobro da concentração de clorofila-a.

Durante a passagem de células (fases 2 e 4) e nos primeiros dias dos monitoramentos (fases 3 e 5) foi detectada microcistina intracelular nos efluentes dos três filtros lentos, como mostrado na Figura 5.10, confirmando que houve um traspasse de células de *M.aeruginosa*, inclusive por carreamento de células previamente retidas, como já indicado na análise dos dados relativos dos parâmetros de turbidez e clorofila-a.

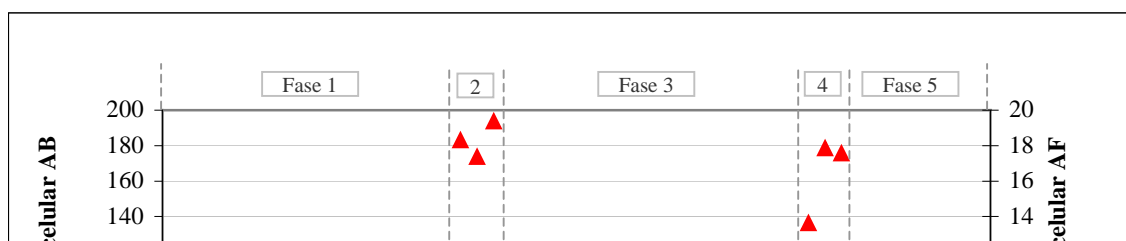


Figura 5.10 – Concentrações de microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

O FLA-1 parece ter sido mais afetado pela presença de *M.aeruginosa* na água bruta, pois as concentrações de microcistina intracelular na água filtrada foram superiores ao do FLA-2 e do FLA-3. A maior concentração detectada desse parâmetro foi de aproximadamente 10µg/L, oriunda do FLA-1 (0,60m).

O traspasse de células parece durar até o sexto dia da fase 3 (monitoramento), e até o terceiro dia da fase 5 (monitoramento), entretanto, a partir do terceiro dia dessas fases de monitoramento, as concentrações de microcistina intracelular já foram inferiores a 1µg/L nos efluentes dos três filtros.

Uma análise estatística foi realizada para se avaliar a influência da espessura do meio filtrante na remoção da massa acumulada de microcistina intracelular nos efluentes dos filtros lentos. Para isso foram observados dois intervalos de tempo, do 18º ao 27º dia de experimento e do 39º ao 46º dia de experimento. Assim, para esses intervalos de tempo, foi realizada uma análise estatística de comparação entre as médias de remoção de massa de microcistina intracelular, duas a duas, para pequenas amostras, utilizando a estatística *t*, com um nível de confiança de 95%. O resultado dessa análise está apresentado nas Tabelas 5.16 e 5.17.

Tabela 5.16 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de microcistina intracelular

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18° ao 27° dia	96,0	96,9	97,2
39° ao 46° dia	95,3	97,7	96,6
Média	95,6	97,3	96,9
Variância	$2,77.10^{-5}$	$3,96.10^{-6}$	$1,77.10^{-4}$
Desvio-padrão	0,0052	0,0054	0,0039

Tabela 5.17 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 2, para o parâmetro de microcistina intracelular

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0168	0,0129	0,0040
Erro-padrão da diferença	0,0075	0,0066	0,0067
t_{calc}	2,24	1,96	0,59
t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

De acordo com a análise estatística, as espessuras testadas são estatisticamente iguais em relação à remoção de massa de microcistina intracelular, embora os valores de massa acumulada de microcistina intracelular no filtro 1 sejam distintos e mais elevados que os outros dois filtros. Essa conclusão difere da obtida anteriormente com a análise estatística para o parâmetro de clorofila-a. A clorofila-a e a microcistina intracelular são medidas indiretas da concentração de células de *M. aeruginosa*, o que pode justificar essa diferença de resultados estatísticos.

A Figura 5.11 apresenta os dados de microcistina extracelular na água bruta e filtrada nas diferentes fases do experimento.

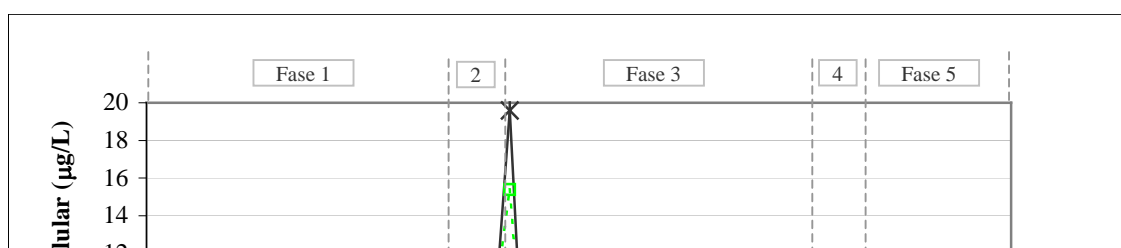


Figura 5.11 – Concentrações de microcistina extracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Ainda que as fases 2 e 4 sejam caracterizadas pela alta concentração de microcistina intracelular, é esperado que haja uma pequena concentração de microcistina extracelular, pois uma pequena parte das células podem lisar ainda no reservatório de água bruta, ou durante o crescimento celular no cultivo. De acordo com Sivonen and Jones (1999), em águas naturais, a concentração de microcistina extracelular é cerca de 10% da total. Nas referidas fases, a concentração de microcistina extracelular na água bruta foi de no máximo 3µg/L, o que representa apenas 1,8% da microcistina total presente na água bruta.

Como pode ser observado na Figura 5.11, os valores de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros superaram as concentrações observadas na água bruta, caracterizando uma remoção negativa, assim, os valores de microcistina extracelular na água filtrada indicam que houve lise celular no interior dos filtros e conseqüente carreamento de parte da microcistina liberada para a água filtrada.

Os filtros lentos apresentaram um comportamento diferente entre as fases 2 e 3 e as fases de repetição 4 e 5, sendo que as concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros foram bastante inferiores nas fases 4 e 5, esse aumento na capacidade de produção de água com melhor qualidade com o decorrer do tempo de operação é fortemente influenciado pelo grau de maturidade dos filtros, que estava mais intenso nas fases 4 e 5.

Durante as fases 4 e 5, os três filtros produziram água com concentrações semelhantes de microcistina extracelular, no entanto, na fase 2, no 21º dia de experimento os valores encontrados nos efluentes foram diferentes. A maior concentração de microcistina extracelular foi oriunda do FLA-3, sendo igual a 20µg/L, enquanto que para o efluente do FLA-2 foi de 16µg/L, e para o FLA-1 de 8µg/L, todos ocorridos no primeiro dia da fase 3 (monitoramento). A partir desses valores pode-se observar que o FLA-3 (1,1m) conseguiu reter uma maior concentração de células de *M.aeruginosa*, mas por outro lado também apresentou a maior concentração de microcistina extracelular na água filtrada. Dessa forma é importante que também seja avaliada a concentração de microcistina total presente na água filtrada.

A Tabela 5.18 apresenta os valores de remoção de microcistina total durante as fases 2 e 3, e durante as fases 4 e 5 (repetição). A partir dessa Tabela verifica-se que os valores de remoção obtidos para os três filtros foram muito próximos, e nesse caso, nas fases de repetição (fases 4 e 5) as remoções foram superiores às das fases 2 e 3, como já discutido anteriormente.

Tabela 5.18 – Remoção de microcistina total durante a etapa experimental 2

	Remoção de microcistina total (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
Fases 2 e 3	91,6	90,2	90,4
Fases 4 e 5	94,4	96,8	95,9

Foi realizada uma análise estatística para se avaliar a influência da espessura do meio filtrante na remoção da massa acumulada de microcistina total nos efluentes dos filtros lentos. Assim, para os mesmos intervalos de tempo da análise estatística de microcistina intracelular, foi realizada uma análise estatística de comparação entre as médias de remoção de massa de microcistina total, duas a duas, para pequenas amostras, utilizando a estatística *t*, com um nível de confiança de 95%. O resultado dessa análise está apresentado nas Tabelas 5.19 e 5.20.

Tabela 5.19 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 2, para o parâmetro de microcistina total

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18° ao 27° dia	91,6	90,2	90,4
39° ao 46° dia	94,4	96,8	95,9
Média	93,0	93,5	93,1
Variância	$4,06 \cdot 10^{-4}$	$2,2 \cdot 10^{-3}$	$1,5 \cdot 10^{-3}$
Desvio-padrão	0,0201	0,0466	0,0385

Tabela 5.20 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 2, para o parâmetro de microcistina total

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0052	0,0013	0,0038
Erro-padrão da diferença	0,0507	0,0434	0,0605
t_{calc}	0,1015	0,0308	0,0631
t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

A análise estatística concluiu que os efluentes dos três filtros lentos são estatisticamente iguais no que diz respeito à remoção de massa acumulada de microcistina total, ou seja, parece não haver influência da espessura da camada filtrante na remoção de microcistina total.

Os resultados do parâmetro microcistina sugerem que há uma igualdade estatística dos três filtros em relação à remoção da microcistina total, no entanto observou-se um maior traspasse de microcistina intracelular no FLA-1 (0,60m), e um maior traspasse de microcistina extracelular no FLA-2 (0,9m) e no FLA-3 (1,1m). Para o dia-a-dia de uma estação de tratamento de água, a presença da toxina na fração dissolvida em vez de particulada na água filtrada representa menor risco de ultrapassar os limites de potabilidade, visto que a demanda do oxidante será menor do que a necessária para a oxidação da parede celular de *M. aeruginosa*, e posterior oxidação do material liberado

pela lise. Assim, no que diz respeito ao parâmetro microcistina, o uso de 0,9m ou 1,1m de camada de areia pode ser mais adequado.

5.2.5 – Perda de carga

A Figura 5.12 apresenta os gráficos da perda de carga total nos filtros lentos, e a Figura 5.13 os valores de perda de carga nos 5cm superficiais da areia.

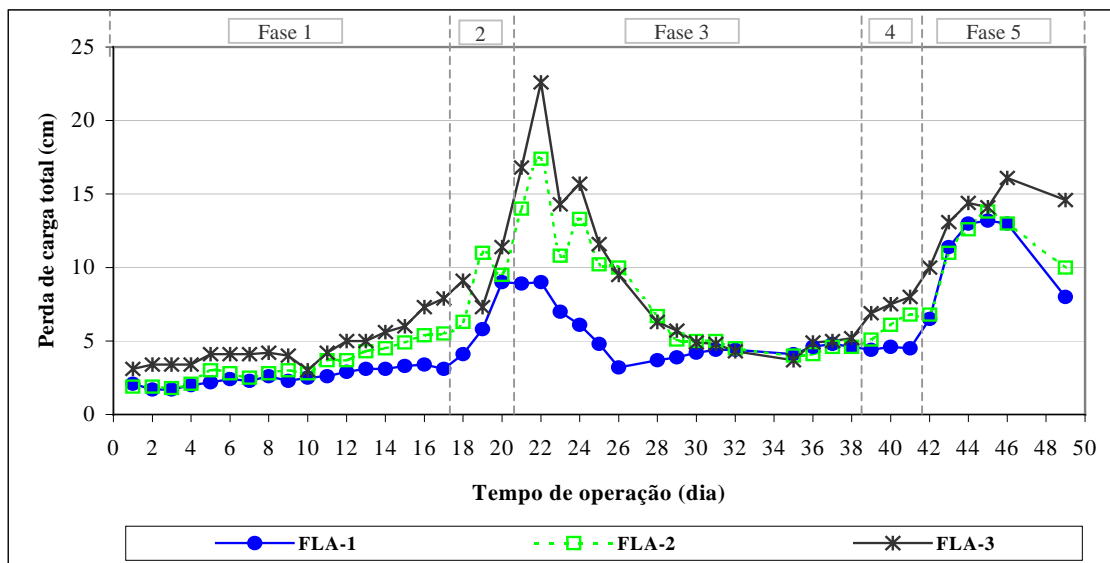


Figura 5.12 – Perda de carga total (cm) nos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2.

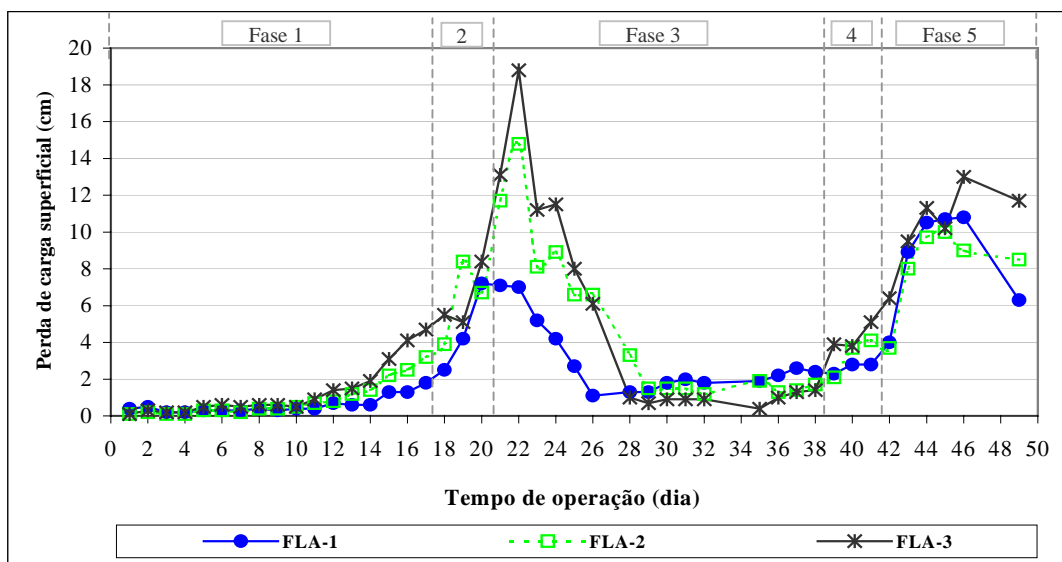


Figura 5.13 – Perda de carga superficial (cm) nos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2.

Como pode ser observada na Figura 5.11, durante a primeira metade do experimento, a perda de carga total foi maior no FLA-3, já que esse filtro tem uma maior profundidade de meio filtrante (1,1m). Enquanto que o FLA-1 (0,6m) apresentou valores de perda de carga total mais baixos. No entanto, nas fases 4 e 5 os três filtros têm comportamentos similares.

Também nessa mesma Figura verifica-se os dois picos ocorridos no início das duas fases de monitoramento (fases 3 e 5), resultantes da retenção das células de *M. aeruginosa*. Os valores da perda de carga total máxima ocorrida na etapa experimental 2 foi de 22,5cm no FLA-3 (22^o dia), de 17,5cm no FLA-2 (22^o dia), e de 13cm no FLA-1 (44^o dia). A diminuição dos valores de perda de carga que ocorre em seguida foi possível por se tratar de uma obstrução ocasionada por células de *M. aeruginosa* que são passíveis de lise e degradação.

A perda de carga nos primeiros 5 cm de areia apresentou o mesmo comportamento da perda de carga total, com picos registrados após a passagem de células, caracterizando que, de fato, a maioria do volume de células retidas está ocorrendo nos primeiros 5 cm. Da mesma forma do observado para a perda de carga total, a perda de carga na camada superficial foi mais baixa no FLA-1 que nos dois outros filtros, durante os primeiros dias da fase 3, fato esse surpreendente, pois o tamanho efetivo da areia é de 0,28mm para os três filtros. Esse comportamento pode ter ocorrido devido a uma camada mais fina de areia que se depositou na interface água/areia nos FLA-2 e FLA-3, durante o preenchimento dos filtros. Esse fato é importante de ser levado em consideração, pois pode ter influenciado na diferença de ocorrência de traspasso entre os três filtros, visto que a camada superficial de 5 cm foi mais eficiente nos filtros 2 e 3.

De uma forma geral, no que diz respeito à perda de carga, não parece haver diferença significativa entre os três filtros avaliados.

5.2.6 – Coliformes totais e *Escherichia coli*

Os dados de coliformes totais e *E. coli* estão apresentados nas Figuras 5.14 e 5.15, respectivamente. De acordo com a Figura 5.14, observa-se que até o 25^o dia de experimento, os efluentes dos filtros lentos apresentaram, em alguns dias, valores residuais

de coliformes totais, sendo esse comportamento mais evidente no efluente do FLA-1. Essa instabilidade do FLA-1 ocorreu provavelmente em função da menor espessura de sua camada filtrante. Por outro lado, a partir do 25º dia de experimento, os três filtros apresentaram valores nulos ou muito baixos de coliformes totais.

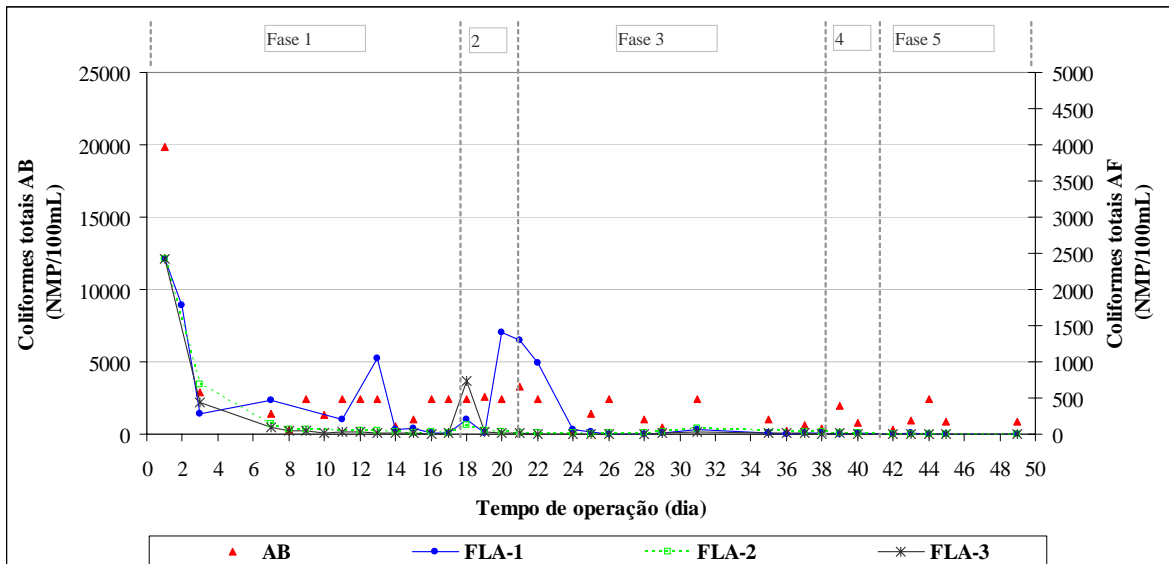


Figura 5.14 – Valores de coliformes totais na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

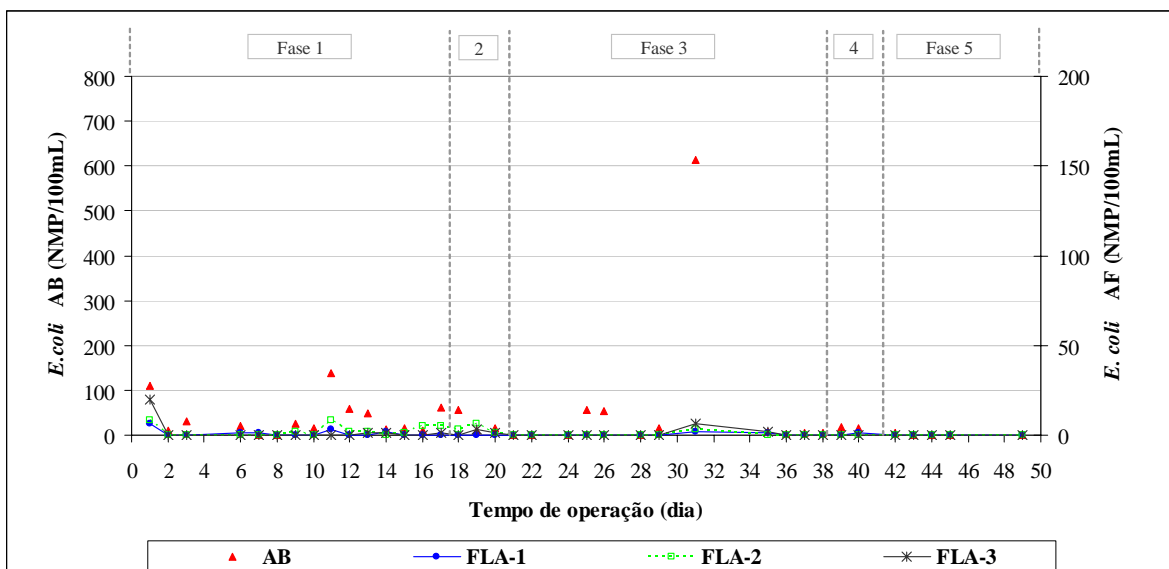


Figura 5.15 – Valores de *E. coli* na água afluente e efluente dos filtros lentos de areia (FLA) durante a etapa 2 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Os valores de *E.coli* na água do lago Paranoá são baixos, como pode ser observado na Figura 5.15, e à exceção de poucos dias durante essa etapa, os valores de *E. coli* nos efluentes dos três filtros lentos foram nulos.

Pode-se perceber, tanto nos resultados de coliformes totais como no de *E. coli*, que os filtros apresentaram um melhor desempenho nas fases de repetição 4 e 5, ou seja, estavam mais maduros, o que é um comportamento esperado, visto que o grau de amadurecimento aumenta com o tempo.

5.2.7 – Conclusões

- Os dados relativos aos parâmetros turbidez, clorofila-a e microcistina intracelular, na água filtrada, apontaram a ocorrência de traspasse de células nos três filtros, sendo mais intenso no FLA-1 (preenchido com 0,6m de areia);
- A concentração de clorofila-a na água afluenta aos filtros durante as fases de passagem de células foi elevada, de em média 95µg/L, e as concentrações máximas observadas nos efluentes dos filtros foram de 17,4µg/L para o filtro preenchido com 0,6m de areia (FLA-1), 4,9 µg/L para o filtro com 0,9m de areia (FLA-2), e de 4µg/L para o filtro com 1,1m de areia (FLA-3). A análise estatística também indicou que a remoção de clorofila-a foi inferior no FLA-1 (0,6m).
- As análises de microcistina intracelular também confirmam o maior traspasse ocorrido no FLA-1 e a similaridade entre os resultados do FLA-2 e do FLA-3, no entanto, o resultado da análise estatística realizada indicou que, no que diz respeito às remoções de microcistina intracelular, os filtros foram estatisticamente iguais;
- As análises de microcistina extracelular indicaram a ocorrência de lise das células retidas de *M.aeruginosa* no interior dos filtros, e parcial carreamento da microcistina extracelular para a água filtrada. Observou-se que nas fases de repetição os filtros foram mais eficientes no que diz respeito à remoção de

microcistina extracelular proveniente da lise de células no interior dos filtros, devido ao aumento do grau de maturação dos filtros com o tempo de operação.

- A eficiência de remoção da microcistina total durante toda a etapa 2 foi de 93%, 93,5% e 93,2%, respectivamente para o FLA-1, FLA-2 e FLA-3. A análise estatística indicou que as remoções de microcistina total nos períodos determinados são estatisticamente iguais.

A partir de todos os dados avaliados na etapa experimental 2, pode-se concluir que, quando um filtro lento sofre sucessivas raspagens, podendo atingir uma espessura crítica do meio filtrante, de 0,6m, poderá ocorrer um maior traspasse de células, acarretando um maior risco da presença desses microrganismos na água filtrada.

Entre o filtro com 0,9m de profundidade e o de 1,1m, parece não haver diferença significativa dos parâmetros analisados, no entanto, para a próxima etapa experimental, que avaliará três taxas de filtração, **será utilizada uma camada de areia de 0,9m**, que é a mais comumente utilizada nos projetos de filtros lentos.

5.3 – ETAPA EXPERIMENTAL 3

Nesse item serão apresentados os resultados da etapa experimental 3, em que se objetivou avaliar a influência da taxa de filtração aplicada aos filtros lentos, na remoção de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular (dissolvida). No FLA-1, a taxa de filtração foi de 2m/d, no FLA-2 de 4m/d, e no FLA-3 de 3m/d. A espessura da camada de areia filtrante foi de 0,9 m e o tamanho efetivo dos grãos da areia foi de 0,28mm.

O período de preparação, execução e análises dessa etapa experimental foi de aproximadamente quatro meses, sendo que a carreira de filtração teve duração de 70 dias. A Tabela 5.32 apresenta as diferentes fases dessa etapa. O detalhamento de cada fase está descrito no Capítulo de Metodologia.

Tabela 5.21 – Descrição das fases experimentais durante a etapa 3

	Descrição	Duração (dias)
Fase 1	Amadurecimento	28
Fase 2	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10 ⁵ cél./mL	3
Fase 3	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	7
Fase 4	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular	2
Fase 5	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	5
Fase 6	Novo amadurecimento	11
Fase 7	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 10 ⁵ cél./mL	3
Fase 8	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	6
Fase 9	Alimentação dos filtros lentos com água do lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular	2
Fase 10	Alimentação dos filtros com água do lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	3

Para essa etapa o tempo necessário para o amadurecimento dos filtros foi maior do que o das etapas anteriores. Fato esse que pode ter ocorrido devido às temperaturas mais amenas durante o período de realização da carreira experimental.

É válido ressaltar que como as taxas de filtração variaram entre os filtros, os volumes de água filtrada também foram distintos. No entanto, durante os períodos de amadurecimento e novo amadurecimento, os três filtros operaram com a mesma taxa de filtração, 3m/d, para que assim estivessem em condições similares de atividade biológicas nas fases de passagem de células e toxinas.

5.3.1 – Características da água do lago Paranoá

Da mesma forma como apresentado para as etapas anteriores, a Tabela 5.22 mostra os valores de turbidez, clorofila-a, coliformes totais, *E. coli*, pH e temperatura da água do lago Paranoá (água base), durante a etapa experimental 3, portanto sem adição de células de *M. aeruginosa*.

As características da água apresentada na Tabela 5.22 se assemelha às características da água utilizada na etapa experimental 2. A turbidez e a clorofila-a foram, em média, baixas, bem como os valores de coliformes totais e *E. coli*.

Tabela 5.22 – Características da água do Lago Paranoá (sem células de *M. aeruginosa*) durante a etapa 3

	Turbidez (UTN)	Clorofila-a (µg/L)	Coliformes totais (NMP/100mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	pH	Temperatura (°C)
Faixa de variação	0,6-2,6	1,8-15,3	119,8-7940,0	<1 – 1986,3	6,64-7,35	19,7-24,2
Média	1,3	4,9	1500	75,5	7	22,5
Desvio-padrão	0,7	3,1	1727	313	0,2	1,3
CV _p *	0,473	0,587	1,151	4,235	0,023	0,069

5.3.2 - Turbidez

A Figura 5.16 apresenta os dados relativos à turbidez na água bruta e filtrada no decorrer da etapa experimental 3.

A partir dessa Figura pode-se perceber os picos de turbidez ocasionados pela introdução de células de *M. aeruginosa* na água proveniente do lago Paranoá nas fases 2 e 7. Durante a fase 2, a turbidez da água bruta apresentou valores distintos e crescentes nos três dias. Na fase 7, repetição da fase 2, esses valores apresentaram menos variação, e em média, foram um pouco superiores aos da fase 2.

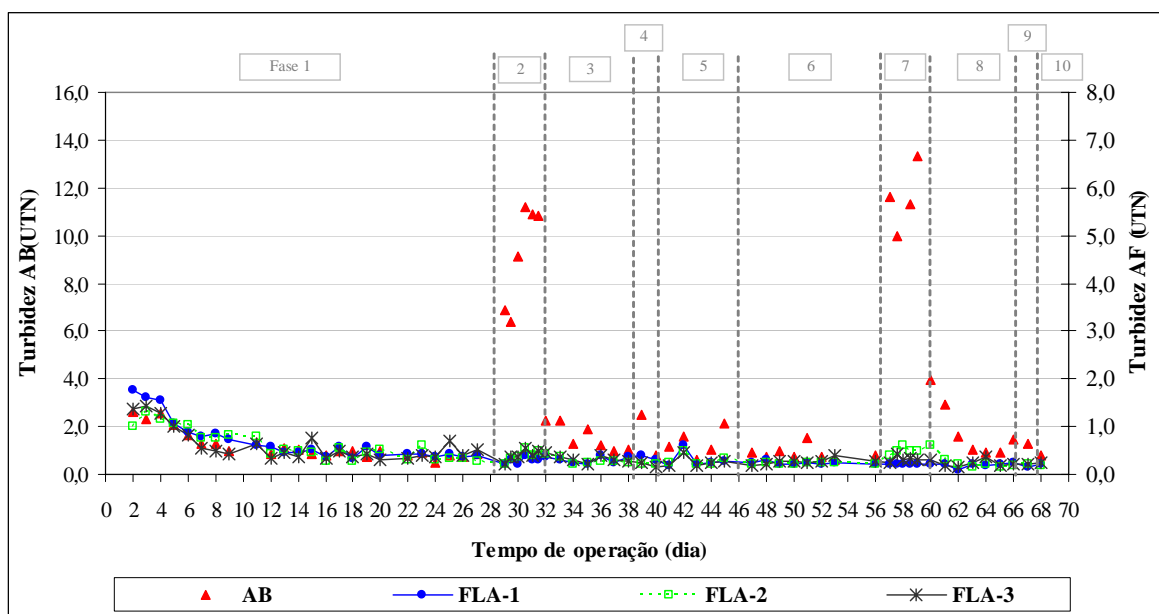


Figura 5.16 – Turbidez da água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

No que diz respeito à água filtrada, observa-se que os valores de turbidez permaneceram quase sempre abaixo de 0,5 UTN quando vencido o período de amadurecimento. Apenas durante a fase 7, o efluente do FLA-2 (TF=4 m/d) apresentou turbidez superior aos demais filtros. Entretanto, de uma forma geral, durante essa etapa, a turbidez dos efluentes dos filtros lentos não apresentou valores diferentes entre si, o que indicaria que o parâmetro de turbidez não se mostrou sensível à variação da taxa de filtração na remoção de células de *M. aeruginosa* e de microcistina extracelular.

5.3.3 – Clorofila-a

As concentrações de clorofila-a na água bruta e filtrada, durante a etapa experimental 3, são apresentadas na Figura 5.17. A partir dessa Figura pode-se verificar, de forma semelhante ao parâmetro de turbidez, que a clorofila-a apresentou picos na água bruta nas fases 2 e 7.

Durante as fases de passagem de células de *M. aeruginosa*, a média das concentrações de clorofila-a foi de 138 µg/L na fase 2 e de 109 µg/L na fase 7. Essa diminuição não foi proposital, e pode ter ocorrido devido à uma maior concentração de células no volume de cultivo utilizado na fase 2. Entretanto, essa observação difere do ocorrido para o parâmetro de turbidez, em que a média na fase 2 foi inferior à média na fase 7. Uma possível explicação para essa aparente inconsistência, é a possibilidade das células estarem formando colônias maiores durante a fase 2, e estarem mais dispersas durante a fase 7, pois, há uma tendência da turbidez ser maior com o material particulado mais disperso.

Em relação ao impacto da introdução de *M. aeruginosa* na água bruta, verifica-se que houve um traspasse de clorofila-a nos três filtros. Durante as fases 2 e 3, o FLA-2 (TF=4 m/d) e o FLA-3 (TF=3m/d) tiveram comportamentos semelhantes, e suas concentrações de clorofila foram maiores do que a do efluente do FLA-1 (TF=2 m/d). Já nas fases 7 e 8, apenas o efluente do FLA-2 sofreu um impacto negativo significativo quanto à concentração de clorofila-a.

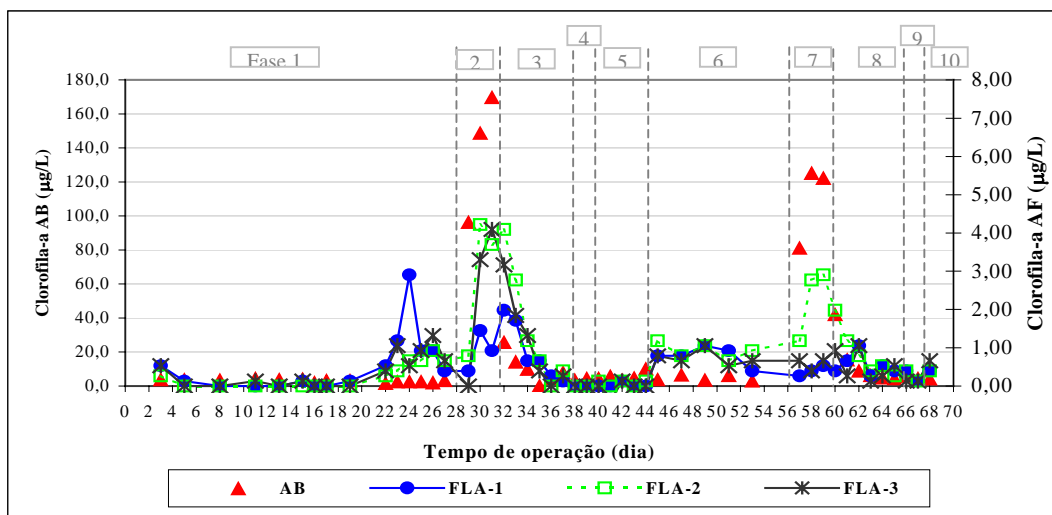


Figura 5.17 – Clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Para se ter uma idéia mais abrangente das eficiências dos filtros durante as passagens de células e seus respectivos monitoramentos, a Tabela 5.23 apresenta um somatório das massas de clorofila-a detectadas nos efluentes dos filtros nesses períodos. Vale salientar que o volume diário de água filtrada é de 10,5L para o FLA-1, de 20,1L para o FLA-2, e de 15,08L para o FLA-3, e que portanto os valores das massas acumuladas de entrada nos filtros são distintos. A partir dessa Tabela observa-se que os valores de massa de clorofila-a na entrada dos filtros foram de fato mais elevados no primeiro período apresentado (fases 2 e 3).

Ainda de acordo com a Tabela 5.23, os residuais de clorofila-a nos efluentes nas fases de repetição (7 e 8) são inferiores aos das fases 2 e 3, possivelmente devido ao aumento da atividade biológica com o decorrer do tempo de operação. Apesar dos filtros terem sido limpos pela retirada de 1cm no 45º dia de experimento, observa-se que a atividade biológica rapidamente se recuperou, promovendo um período de novo amadurecimento menor o amadurecimento inicial (fase 1), pois na fase 1, os filtros foram preenchidos com areia esterilizada, e portanto, sem atividade biológica, enquanto que, no período de novo amadurecimento, já havia atividade biológica no meio filtrante.

Tabela 5.23 – Somatório das massas de clorofila-a durante a etapa experimental 3

	Somatório das massas de clorofila-a (µg)					
	AB	FLA-1	AB	FLA-2	AB	FLA-3
29º dia ao 37º dia	4858	82,25	9716	358,18	7289	216,97
57º dia ao 64º dia	4070	41,12	8140	236,13	6107	65,69

Ao se comparar os valores médios das massas acumuladas de clorofila-a nos efluentes de cada filtro nos períodos indicados na Tabela 5.23, tem-se que a relação desses valores é de 1:4,8:2,3. Ou seja, nesses períodos, o efluente do FLA-2(4m/d) apresentava quase 5 vezes mais clorofila que o do FLA-1(2m/d), e o efluente do FLA-3(3m/d), pouco mais do dobro do efluente do FLA-1. Por outro lado, se considerarmos as concentrações de clorofila, e não as massas, que não variam com a taxa de filtração, as concentrações médias nesses mesmos períodos foram de 0,7µg/L para o FLA-1, 1,6µg/L para o FLA-2, e 1,0 µg/L para o FLA-3.

De forma semelhante às etapas anteriores, foi realizada uma análise estatística para se avaliar a influência da taxa de filtração na remoção da massa acumulada de clorofila-a nos efluentes dos filtros lentos, comparando as médias de remoção duas a duas, para pequenas amostras, utilizando a estatística *t*, com um nível de confiança de 95%. O resultado dessa análise está apresentado nas Tabelas 5.24 e 5.25.

Tabela 5.24 – Valores de eficiências, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 3, para as massas de clorofila-a

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
29° ao 37° dia	98,3	96,3	97,0
57° ao 64° dia	99,9	97,1	98,9
Média	98,6	96,7	98,0
Variância	$2,33 \cdot 10^{-5}$	$3,1 \cdot 10^{-5}$	$1,8 \cdot 10^{-4}$
Desvio-padrão	0,0048	0,0055	0,0134

Tabela 5.25 – Análise estatística de comparação de médias de remoção duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes a etapa 3, para as massas de clorofila-a

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0194	0,0067	0,0127
Erro-padrão da diferença	0,0073	0,0141	0,0143
<i>t_{calc}</i>	2,64	0,47	0,88

t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

Essa análise estatística indica que, em relação às remoções médias de clorofila-a, os filtros tiveram um mesmo comportamento. Por outro lado, é de suma relevância ressaltar que, no que diz respeito aos valores residuais de clorofila-a nos efluentes, os filtros tiveram comportamentos distintos, sendo detectado maiores concentrações de clorofila-a no efluente do filtro operado com maior taxa (4m/d), e menores concentrações no efluente do filtro operado com menor taxa (2m/d). Assim, os resultados de clorofila-a sugerem que a taxa de filtração pode influenciar no grau de remoção de células de *M. aeruginosa*.

5.3.4 – Microcistina

Diferentemente do ocorrido nas etapas anteriores, durante a etapa experimental 3, além da adição de células intactas de *M. aeruginosa* na água proveniente do lago Paranoá, os filtros também foram submetidos à passagem de água contendo microcistina apenas na fração extracelular, em fases distintas do experimento.

A Figura 5.18 apresenta os valores das concentrações de microcistina intracelular, na água bruta e filtrada, durante o tempo de operação dos filtros. A partir dessa Figura, pode-se identificar os momentos de adição de células de *M. aeruginosa* pelos picos de microcistina intracelular nas fases 2 e 7. No primeiro pico, a média de microcistina intracelular nos três dias foi de 41,0 µg/L, enquanto que no segundo pico essa concentração foi um pouco inferior, igual a 32,5 µg/L. Esse mesmo comportamento também ocorreu nas concentrações de clorofila-a na água bruta, e para ambos os parâmetros, microcistina intracelular e clorofila, os valores na fase 7 é cerca de 75% dos valores na fase 2. Como já foi discutido anteriormente, a turbidez não seguiu essa tendência.

Ainda de acordo com a Figura 5.18, o comportamento dos efluentes dos três filtros se mostrou semelhante, e indicou a ocorrência de traspasse de células de *M. aeruginosa*, porém em baixas concentrações, iguais ou inferiores a 1µg/L.

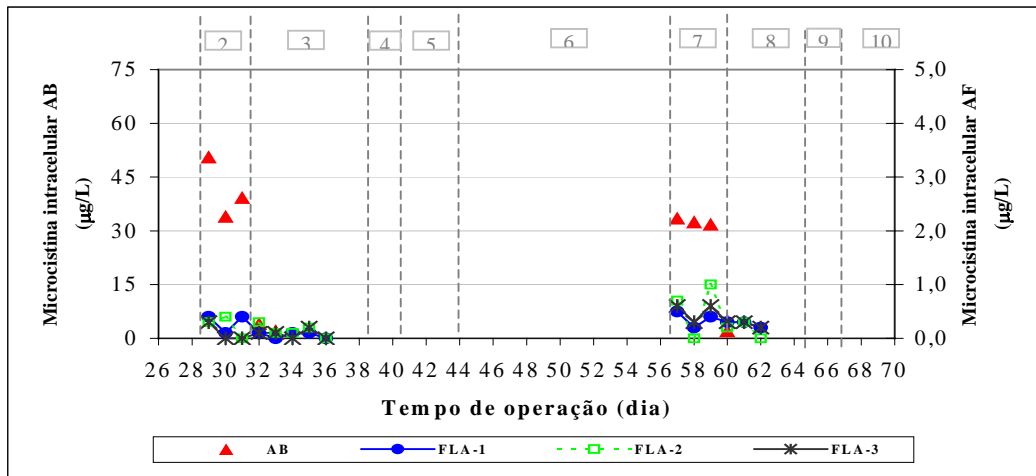


Figura 5.18 – Microcistina intracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Quanto à microcistina extracelular (Figura 5.19), foi verificada a sua ocorrência nos efluentes dos filtros, nas fases em que a água bruta continha essencialmente a fração intracelular (fases 2 e 7), indicando assim a ocorrência de lise celular no interior dos filtros, ou seja, nesse período a remoção de microcistina extracelular foi negativa. Ao mesmo tempo, verifica-se que há remoção de microcistina extracelular quando essa estava presente em maior concentração na água bruta, e sem presença de microcistina intracelular.

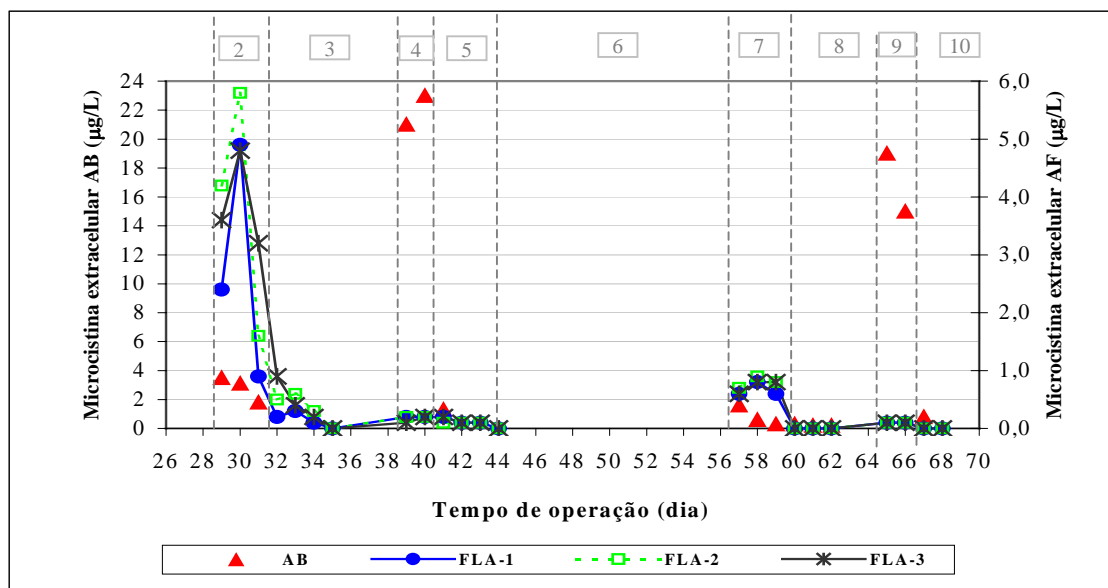


Figura 5.19 – Microcistina extracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Se, por um lado, as concentrações de microcistina intracelular nos efluentes dos filtros foram sempre baixas, por outro, as concentrações de microcistina extracelular foram elevadas nas fases 2 e 3, atingindo um valor máximo de 4,9µg/L nos efluentes do FLA-1 (2m/d) e FLA-3 (3m/d) e de 5,8µg/L no efluente do FLA-2 (4m/d). Já nas fases 7 e 8, as concentrações de microcistina extracelular foram sempre inferiores a 1µg/L. De fato, no trabalho realizado por Lahti (1997), o autor indica que as bactérias são submetidas a um processo de “aclimação”, necessária para desenvolver melhor capacidade de biodegradar as toxinas, ou seja, como a comunidade bacteriana foi previamente exposta à microcistina nas fases 2 e 4, é esperado que a oxidação seja mais efetiva nas fases 7 e 9.

A adição de microcistina extracelular na água proveniente do lago Paranoá (fases 4 e 9) parece ter pouco influenciado na qualidade da água filtrada no que diz respeito à concentrações de microcistina extracelular, pois houve um traspasse de concentrações muito pequeno dessas toxinas, sendo detectada valores inferiores a 0,5µg/L de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros lentos.

Mediante os gráficos das Figuras 5.18 e 5.19, de concentrações de microcistina intra e extracelular, os filtros lentos apresentaram comportamentos bastante semelhantes entre si, sugerindo, portanto, que a taxa de filtração pode não influenciar na remoção de *M. aeruginosa*.

As Tabelas 5.26 e 5.27 apresentam os resultados da análise estatística realizada para verificar a influência da taxa de filtração em relação às eficiências das médias de remoção de microcistina total para dois intervalos de tempo.

Tabela 5.26 – Valores de eficiências de remoção, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as massas de microcistina total

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
29° ao 38° dia	0,928	0,895	0,900
57° ao 64° dia	0,962	0,954	0,956
Média	0,945	0,925	0,928
Variância	$5,61 \cdot 10^{-4}$	$1,7 \cdot 10^{-3}$	$1,5 \cdot 10^{-3}$
Desvio-padrão	0,0237	0,0419	0,0395

A análise estatística realizada com as observações de massas acumuladas de microcistina total durante os períodos avaliados (fases 2, 3, 7 e 8) indica que os três filtros são iguais no que se refere à capacidade de remoção de microcistina total. E também, no que diz respeito às concentrações de microcistina total, os efluentes dos três filtros também são semelhantes.

Tabela 5.27 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina total

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0197	0,017	0,0027
Erro-padrão da diferença	0,0481	0,0461	0,0576
t_{calc}	0,410	0,370	0,046
t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

No que diz respeito às fases em que a água bruta continha apenas microcistina na fração extracelular, a respectiva análise estatística considerando os valores de remoção média de massa acumulada de microcistina extracelular nos períodos observados está apresentada nas Tabelas 5.28 e 5.29.

Tabela 5.28 – Valores de eficiências de remoção, médias, variância e desvio-padrão durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina extracelular

Período	Eficiência (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
39° ao 44° dia	0,982	0,985	0,984
65° ao 68° dia	0,994	0,994	0,994
Média	0,988	0,989	0,989
Variância	$7,1 \cdot 10^{-5}$	$4,7 \cdot 10^{-5}$	$4,7 \cdot 10^{-5}$
Desvio-padrão	0,0084	0,0068	0,0068

Tabela 5.29 – Análise estatística de comparação de médias duas a duas para pequenas amostras durante os dois intervalos de tempo pertencentes à etapa 3, para as cargas de microcistina extracelular

	Comparação de médias duas a duas		
	FLA-1 e FLA-2	FLA-1 e FLA-3	FLA-2 e FLA-3
Diferença entre as médias	0,0011	0,0011	0
Erro-padrão da diferença	0,0108	0,0108	0,0097
t_{calc}	0,1016	0,1016	0
t_{tab}	4,303	4,303	4,303
Conclusão	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>	<i>Estatisticamente iguais</i>

Como se pode observar, os filtros lentos são estatisticamente iguais em relação à remoções de microcistina extracelular nas fases em que a água bruta continha apenas microcistina na fração extracelular.

De uma forma geral, as análises dos resultados de microcistina indicam que as taxas de filtração testadas não resultaram em efluentes qualitativamente diferentes, nas condições avaliadas nessa etapa experimental. Entretanto, ao considerarmos o padrão de potabilidade de 1µg/L de microcistina na água para consumo humano, os efluentes dos filtros superaram esse valor durante a fase 2, sendo inferior nas demais fases, ressaltando a importância da aclimação da comunidade biológica para a otimização da eficiência de remoção desses compostos.

5.3.5 – Perda de carga

A Figura 5.20 mostra os valores das leituras da perda de carga total ao longo de todo o período experimental.

Como a taxa de filtração foi o parâmetro variável nessa etapa experimental, então o volume de água filtrada em cada filtro foi diferente, e conseqüentemente a carga de material que possivelmente veio a obstruir os filtros também foi diferente. Essa observação pode ser confirmada com os valores de perda de carga total, que foi condizente com a taxa de filtração aplicada, ou seja, foram maiores para o FLA-2 (TF=4m/d), em seguida para o FLA-3 (TF=3m/d) e por último o FLA-1 (TF=2m/d).

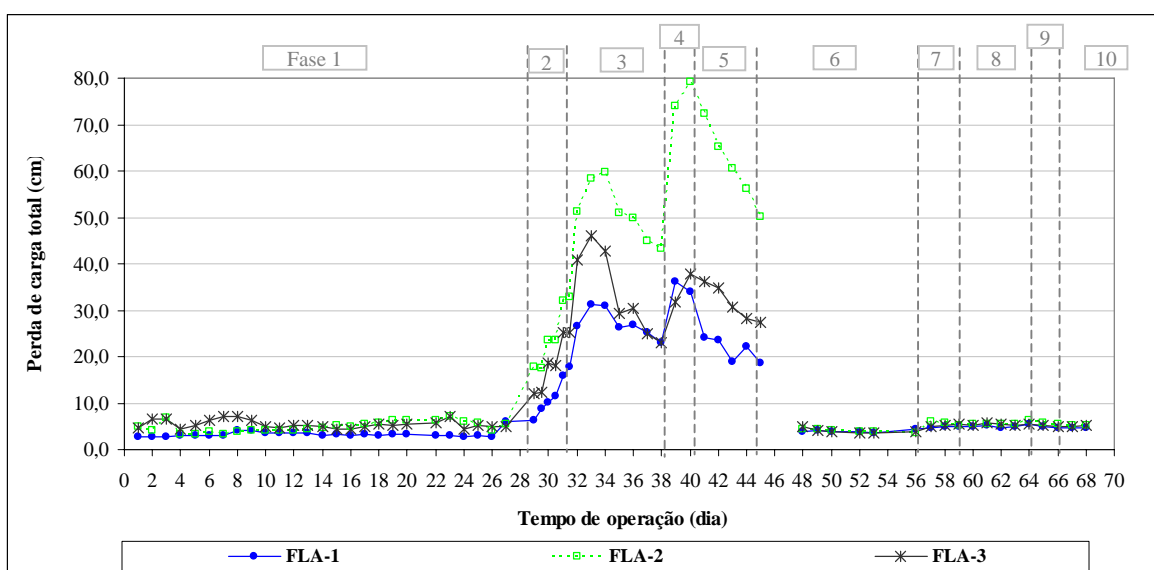


Figura 5.20 – Perda de carga nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.

Os valores da perda de carga nos três filtros foram inferiores a 10 cm durante o período de amadurecimento, em que os filtros receberam apenas água do lago Paranoá. Na fase 2, de alimentação dos filtros com água contendo células de *M. aeruginosa*, as perdas de carga iniciam rapidamente um comportamento de subida acentuada. Em seguida, na fase de monitoramento 3, as perdas de carga continuam a subir durante os três primeiros dias dessa fase, ainda que não houvesse mais *M. aeruginosa* na água bruta, e na seqüência a perda de carga diminui. É provável que a obstrução do meio filtrante nos três primeiros dias da fase 3 não tenha sido ocasionada pela retenção de células, mas, por outro lado, de acordo com os dados de microcistina extracelular, observou-se a ocorrência de lise celular no início da fase 3, e sabe-se que há diversos sub-produtos da lise de uma cianobactérias, sendo a microcistina apenas uma delas. Esses sub-produtos orgânicos também servem de alimento para a comunidade microbiológica que compõe o filtro lento. Assim, com o aumento da oferta de alimento, há indicações de que a população microbiológica cresceu, obstruindo o

meio filtrante, e conseqüentemente aumentando a perda de carga. Na segunda metade da fase 3, não foram mais detectadas concentrações de microcistina extracelular na água filtrada, sugerindo a não ocorrência de lise celular de *M. aeruginosa*, e conseqüentemente a perda de carga iniciou um processo de diminuição.

Na fase 4 há novamente um aumento da perda de carga, confirmando o raciocínio anterior de que a obstrução do meio filtrante está ocorrendo devido ao crescimento da comunidade microbiológica. Com o fim da fase 4, a perda de carga inicia novamente um processo de diminuição, já que não há mais grande oferta de sub-produtos orgânicos.

É importante ressaltar que todo esse comportamento de aumento e diminuição da perda de carga nessas fases foram observados nos três filtros lentos, ainda que em maior magnitude no FLA-2 e FLA-3.

Nessa etapa experimental optou-se por realizar a limpeza nos três filtros devido à diferença da perda de carga entre eles ao término da fase 5, que foi de aproximadamente: 20cm para o FLA-1, 50cm para o FLA-2 e de 28cm para o FLA-3. Após a raspagem do primeiro centímetro da areia, observou-se que não houve acréscimo na perda de carga nos três filtros.

A notória diferença entre as perdas de carga nas fases 2 a 5 e nas fases 6 a 10 pode ter sido ocasionada devido a um depósito de areia mais fina na interface água/areia, no processo de enchimento dos filtros, o qual foi retirada após a raspagem, e/ou devido a melhor eficiência de remoção de microcistina intracelular nas fases 7 e 8, em que as células podem não ter sofrido lise, e assim não houve liberação de seus sub-produtos para a massa d'água.

A Figura 5.21 apresenta os valores da perda de carga apenas nos 5 cm superficiais da areia. De forma semelhante ao observado nos dados de perda de carga total, a perda de carga nos primeiros 5 cm também apresentou um aumento entre as fases 2 a 5, e uma estabilidade nas fases 6 a 10.

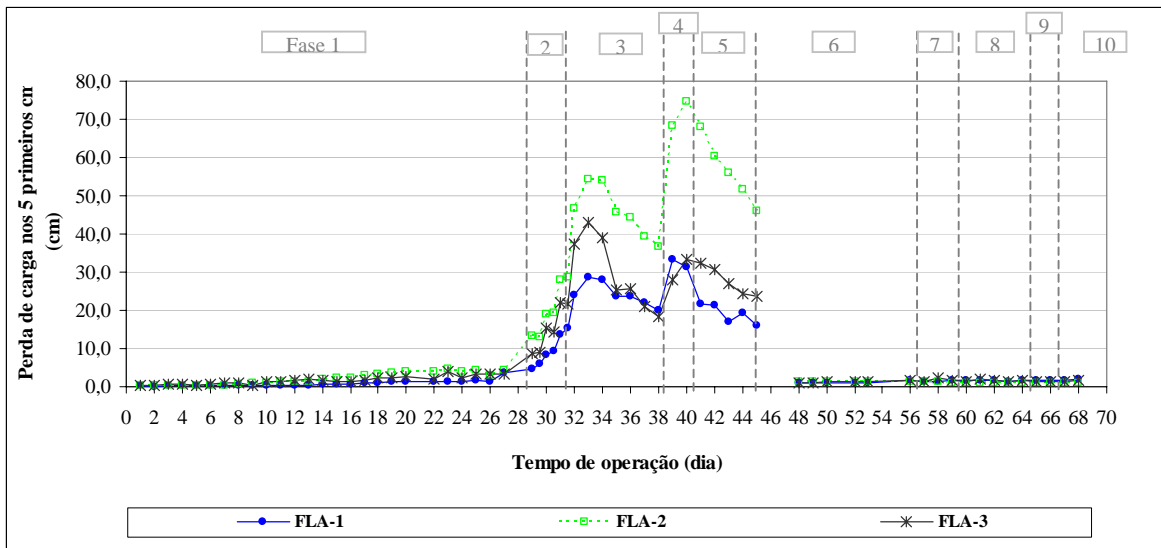


Figura 5.21 – Perda de carga nos primeiros 5 cm dos filtros lentos durante a etapa experimental 3.

De uma forma geral, os dados de perda de carga obtidos nesse experimento não indicam a impossibilidade do uso de nenhuma das taxas avaliadas.

5.3.6 – Coliformes totais e *E. coli*

As Figuras 5.22 e 5.23 apresentam respectivamente os resultados de remoção de coliformes totais e *E. coli* nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.

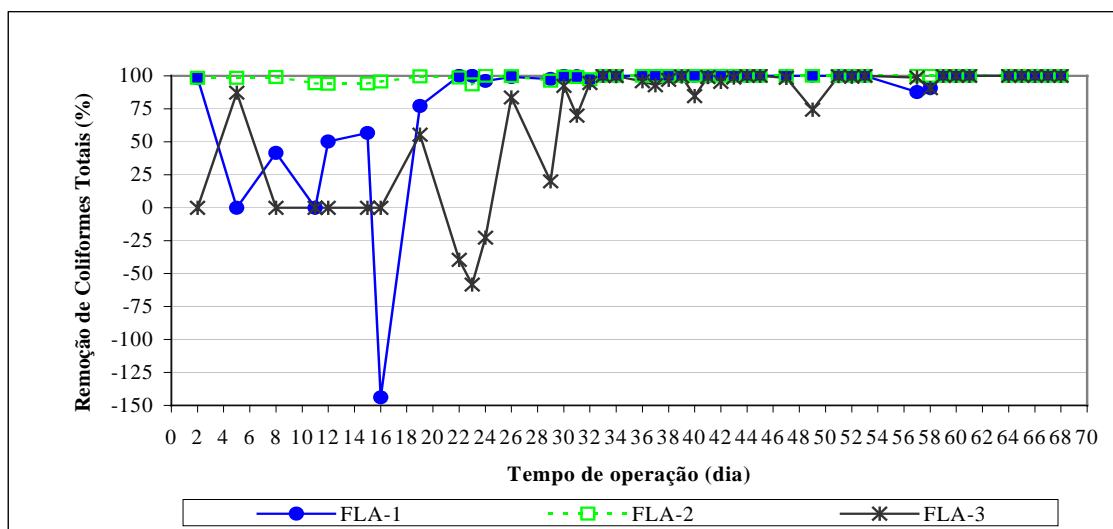


Figura 5.22 – Remoção de Coliformes Totais nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.

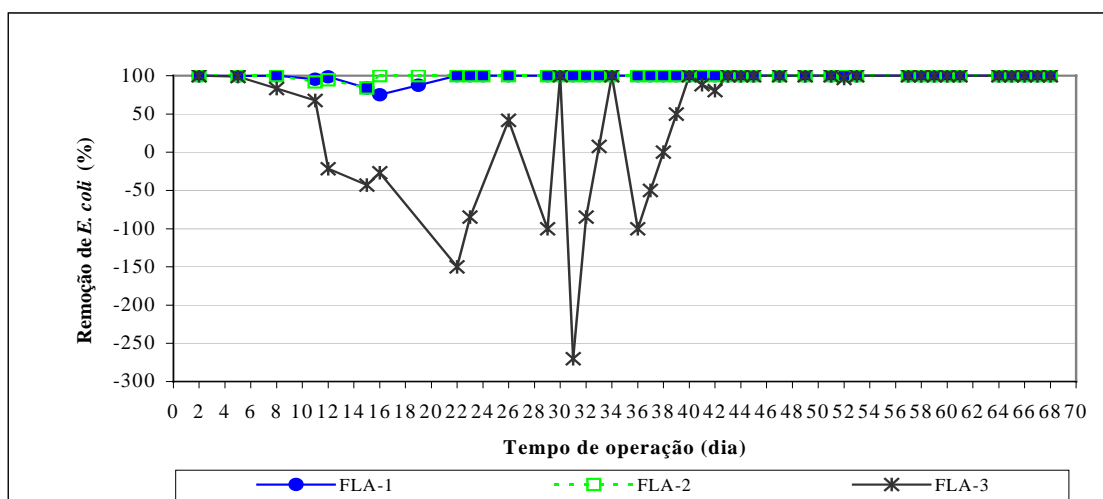


Figura 5.23 – Remoção de *E. coli* nos filtros lentos durante a etapa experimental 3.

De acordo com os dados apresentados, o efluente do FLA-3 apresentou um comportamento errático, com valores de eficiência de remoção inferiores aos comumente característicos da filtração lenta, e até mesmo com remoções negativas. Entretanto, nas discussões dos parâmetros anteriores de turbidez, clorofila-a, microcistinas e perda de carga, o FLA-3 não apresentou resultados que indicassem um inadequado funcionamento, e assim, a principal suspeita é de que tenha havido uma re-contaminação da água, provavelmente na mangueira de saída da água filtrada, ou na tubulação de coleta da água filtrada.

A raspagem do primeiro centímetro de areia não parece ter influenciado na eficiência dos filtros para esses parâmetros.

Dessa forma, ao se desconsiderar os dados oriundos do FLA-3, observa-se que os valores de remoção de coliformes totais e *E. coli* são elevados a partir do fim do monitoramento, sendo na grande maioria do tempo e operação dos filtros de 100%.

A presença de microcistina extracelular na água bruta (fases 4 e 9) não parece ter afetado a remoção de coliformes totais e *E. coli*, o que difere do observado nos experimentos realizados por Sá (2002). No entanto, a baixa concentração de microcistina extracelular na água bruta pode ter influenciado nesse resultado, visto que no trabalho desenvolvido por Sá (2002) essa concentração de microcistina na água bruta superou 400µg/L.

5.3.7 – Conclusões

- A turbidez da água filtrada não parece ter sido influenciada pela presença de células de *M. aeruginosa* na água bruta;
- As concentrações de clorofila-a nos efluentes dos filtros indicaram a ocorrência de traspasse de células de *M. aeruginosa* pelo filtro lento, sendo que o FLA-2 (TF=4m/d) foi o que apresentou as maiores concentrações;
- O parâmetro de microcistina intracelular confirmou a ocorrência do traspasse de células de *M. aeruginosa*, entretanto em menor intensidade do que o observado pela clorofila-a;
- A concentração de microcistina intracelular na água filtrada foi sempre igual ou inferior a 1µg/L. No entanto, nas fases em que a água bruta continha microcistina predominantemente na fração intracelular (fases 2 e 7), foram detectadas concentrações de microcistina extracelular, indicando a ocorrência de lise celular e carreamento de parte da microcistina liberada para a água filtrada. A ocorrência de microcistina extracelular na água filtrada nas fases 2 e 3 foi bem mais intensa do que nas fases de repetição 7 e 8;
- Durante as fases em que foi adicionada microcistina extracelular na água afluenta aos filtros houve uma elevada remoção de microcistina extracelular, sendo detectada apenas concentrações inferiores a 0,5µg/L nos efluentes dos filtros;
- Durante a primeira carreira de filtração, houve um acentuado aumento da perda de carga quando os filtros foram alimentados com água contendo *M. aeruginosa* e microcistina extracelular. Observou-se que a obstrução do meio filtrante pode estar ocorrendo não apenas pela retenção de células de *M. aeruginosa*, como também pelo crescimento microbiológico causado pelo aumento da disponibilidade de subprodutos orgânicos oriundos da lise de *M. aeruginosa* no interior dos filtros. Durante a segunda carreira de filtração, as perdas de carga nos três filtros foram semelhantes e baixas, não ultrapassando 3 cm;

- A presença de microcistina extracelular na concentração em torno de 20µg/L parece não ter influenciado na remoção de coliformes totais e *E. coli* nos filtros lentos.

De acordo com as observações extraídas a partir da etapa experimental 3, o FLA-2, operado com taxa de filtração de 4m/d apresentou desempenho inferior aos demais filtros, principalmente no que se refere às concentrações de clorofila-a. O FLA-1 (TF=2m/d) e o FLA-3 (TF=3m/d) parecem ter comportamentos semelhantes. Para a etapa seguinte, optou-se por adotar uma **taxa de filtração de 2m/d**, dessa forma poder-se-á avaliar a remoção máxima de células de *M. aeruginosa* e microcistina, e também diminuindo o risco da presença desses microrganismos na água filtrada. A taxa de 2m/d é inferior às mais comumente utilizadas na filtração lenta, e pode ser utilizada como uma alternativa emergencial de operação quando esses microrganismos forem detectados na água do reservatório de captação.

5.4 – ETAPA EXPERIMENTAL 4

O objetivo da etapa experimental 4 foi avaliar os limites de aplicabilidade da filtração lenta no que diz respeito à concentração de células de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular. Os três filtros lentos utilizados nessa etapa foram iguais, com 0,28mm de tamanho efetivo, 1,1 m de altura da camada de areia filtrante e operados com uma taxa de filtração de 2m/d. Esses valores foram escolhidos por representarem as condições mais seguras para operarem em situações limites.

Para verificar os limites de aplicabilidade, foi avaliada uma concentração de células na água bruta superior à testada nas etapas anteriores e também cinco diferentes concentrações de microcistina extracelular. Os respectivos valores dessas concentrações foram: 10⁶cél./mL de *M. aeruginosa*, 17µg/L, 25µg/L, 45µg/L, 103µg/L e 140µg/L de microcistina extracelular.

O período de preparação, execução e análises dessa etapa experimental foi de aproximadamente seis meses, sendo que o experimento de filtração teve duração de 103

dias. A Tabela 5.30 apresenta as diferentes fases dessa etapa. O detalhamento de cada fase está descrito no Capítulo de Metodologia.

Tabela 5.30 - Descrição das fases experimentais durante a etapa 4

	Descrição	Duração (dias)
Fase 1	Amadurecimento	22
Fase 2	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 3.10^6 cél./mL	01
Fase 3	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	11
Fase 4	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular numa concentração de 140 µg/L	02
Fase 5	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	08
Fase 6	Novo amadurecimento	15
Fase 7	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular numa concentração de 25 µg/L	01
Fase 8	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	19
Fase 9	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular numa concentração de 45 µg/L	01
Fase 10	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	05
Fase 11	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular numa concentração de 130 µg/L	01
Fase 12	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	04
Fase 13	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de células de <i>M. aeruginosa</i> numa concentração de 2.10^6 cél./mL	01
Fase 14	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	08
Fase 15	Alimentação dos filtros lentos com água do Lago Paranoá adicionada de microcistina extracelular numa concentração de 17 µg/L	01
Fase 16	Alimentação dos filtros com água do Lago Paranoá e monitoramento da água filtrada	06

Foi utilizada uma concentração de células de *M. aeruginosa* da ordem de 10^6 cél./mL nas fases 2 e 13, maior do que as concentrações testadas nas etapas anteriores, para que se pudesse avaliar o comportamento dos filtros lentos quando submetidos à filtração de água contendo floração de *M. aeruginosa* com elevadas concentrações desse microrganismo. No entanto, durante essas fases, também havia presença de microcistina extracelular, decorrente da lise de uma parte das células.

No que diz respeito às concentrações adotadas de microcistina extracelular na água bruta, elas dependeram dos resultados observados em cada fase anterior. Por exemplo, na fase 4, a concentração de microcistina extracelular na água bruta foi de 140µg/L, e ao analisar os resultados dessa fase, concluiu-se que uma concentração mais baixa deveria ser testada. O

mesmo raciocínio foi utilizado nas fases posteriores, sempre analisando a remoção de microcistina relacionada com a alteração dos valores de coliformes na água filtrada.

Nos itens a seguir serão inicialmente apresentadas as características da água do lago Paranoá no período de realização dessa etapa, e em seguida os dados das diversas fases experimentais.

5.4.1 – Características da água do lago Paranoá

Da mesma forma como apresentado nas etapas anteriores, a Tabela 5.31 apresenta os valores de turbidez, clorofila-a, coliformes totais, *E. coli*, pH e temperatura da água do lago Paranoá, durante a etapa experimental 4, sem adição de células de *M. aeruginosa*.

Tabela 5.31 – Características da água do lago Paranoá (sem células de *M. aeruginosa*) durante a etapa 4

	Turbidez (UTN)	Clorofila-a (µg/L)	Coliformes totais (NMP/100mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	pH	Temperatura (°C)
Faixa de variação	0,8-5,2	0,8-19,3	263,1-4947	<1 – 74,8	6,68-7,40	19,2-26,0
Média	1,60	3,8	1697,4	8,8	7	23,3
Desvio-padrão	0,79	3,60	1288	13,1	0,17	1,6
CV _p *	0,49	0,94	0,76	1,49	0,02	0,07

A turbidez da água do lago Paranoá foi baixa, e seu valor médio foi até mesmo inferior ao limite de 2,0UTN, para efluentes de filtros lentos, estabelecido na Portaria MS 518 (Brasil, 2004). Mesmo o seu valor máximo de 5,2 UTN, é considerado baixo para águas superficiais.

Da mesma forma que para o parâmetro de turbidez, a clorofila da água do Lago Paranoá durante esse período foi baixa, apresentando valor médio de 3,8 µg/L. Essa baixa concentração média de clorofila-a na água do Lago Paranoá ocorreu nas etapas 2, 3 e 4, apenas na etapa 1, esse valor foi mais elevado, de 11,7 µg/L. Essa variação nos valores de concentrações de algas é uma característica desse lago, e é influenciada pela dinâmica do lago.

De uma forma geral, a água do lago Paranoá durante a etapa experimental 4 apresentou boa qualidade para uma água superficial, com baixa turbidez, baixa concentração de clorofila-a, e baixos valores de coliformes totais e *E.coli*, e com condições de ser, a princípio, tratada por meio da filtração lenta.

5.4.2 – Turbidez

A Figura 5.24 apresenta os dados relativos às análises de turbidez da etapa experimental 4.

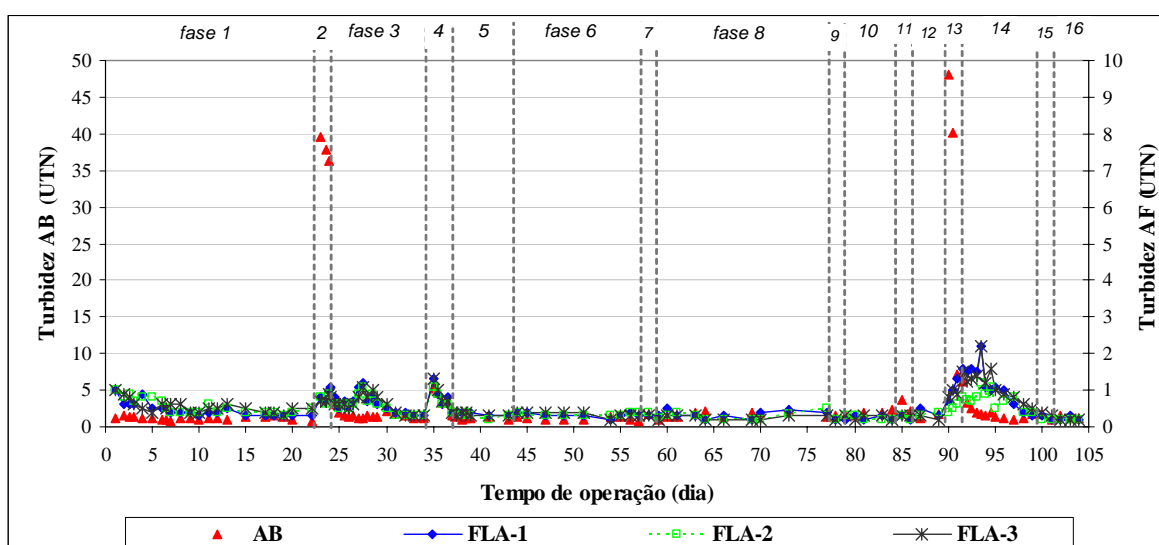


Figura 5.24 – Turbidez da água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Nas fases 2 e 13, em que a água bruta continha células de *M. aeruginosa* numa concentração aproximada de 10^6 cél./mL, percebe-se que a turbidez é elevada, de 38 UTN na fase 2 e de 44 UTN na fase 13. Entretanto, de acordo com a contagem de células, na fase 2 a concentração foi de $3 \cdot 10^6$ cél./mL, e na fase 13 de $2 \cdot 10^6$ cél./mL, assim sendo, os valores de turbidez nessas fases não seguiram a relação entre as contagens, uma vez que a turbidez na fase 2 foi inferior à da fase 13.

Nas etapas experimentais anteriores, em que a concentração avaliada de *M. aeruginosa* na água afluyente aos filtros foi uma ordem de grandeza inferior, a turbidez da água bruta apresentou, em média, um valor de 10 UTN.

Nas fases 4, 7, 9, 11 e 15, em que a água bruta continha apenas microcistina na fração extracelular, a turbidez apresentou pequenas variações, sendo mais evidente durante a fase 4, em que a água bruta apresentou 140 µg/L de microcistina extracelular. Esse aumento da turbidez nessas fases foi provavelmente decorrente de uma fração remanescente de material celular lisado que não foi retido na etapa prévia de filtração em filtro de microfibras de vidro com retenção de 1µm, que é uma etapa do procedimento preparatório para utilização do volume de cultivo de células de *M. aeruginosa* submetido à lise.

Nessa etapa, as concentrações de células de *M. aeruginosa* na água bruta nas fases 2 e 13 foi cerca de 10 vezes maior que as etapas anteriores, e nesse caso, os filtros apresentaram alterações na turbidez de seus efluentes, durante as fases de presença de células na água bruta e durante seus respectivos monitoramentos. Essa alteração de turbidez nos efluentes foi maior durante as fases 13 e 14 do que nas fases 2 e 3. No decorrer de toda essa etapa, os três filtros lentos apresentaram uma mesma tendência de comportamento.

Após o amadurecimento, os filtros apresentaram turbidez inferiores a 1,0 UTN em cerca de 90% do tempo de operação, e seu valor máximo foi de 2,2 UTN nos efluentes dos FLA-1 e FLA-3.

A maior alteração dos efluentes ocorreu durante as fases 13 e 14, quando a água bruta continha 2×10^6 cél./mL de *M. aeruginosa*, e foi também as fases em que os filtros apresentaram alguma diferença entre si. Durante esse período, do 90º ao 98º dia de experimento, a remoção de turbidez no FLA-1 foi de 84%, no FLA-2 foi de 90%, e no FLA-3 foi de 85%.

Em nenhuma etapa experimental anterior, um filtro com 0,28 mm de diâmetro e 1,1m de camada filtrante apresentou alteração considerável de turbidez em seus efluentes, sendo sempre inferiores a 2,0 UTN, que é o valor máximo admitido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004). Na presente etapa, apenas um valor ultrapassou esse limite, e ocorreu no efluente do FLA-3, no 93º dia de experimento, sendo de 2,2 UTN.

De uma forma geral, os filtros apresentaram valores consistentes entre si, apenas com pequenas variações em poucos dias. E no que diz respeito aos limites máximos de turbidez estabelecidos na Portaria MS 518 (Brasil, 2004), o filtro lento com as características de

projeto e operação utilizados nesse experimento da etapa 4 pode ser utilizado para a satisfatória remoção de turbidez ocasionada pela presença de células de *M. aeruginosa*. No entanto, é importante analisar os parâmetros de clorofila-a e microcistina intracelular para avaliar se a turbidez foi adequada para o monitoramento do traspasse de células de *M.aeruginosa* em situações como a desse experimento, o que não ocorreu nas etapas anteriores.

5.4.3 – Clorofila-a

Os gráficos construídos a partir dos valores de concentrações de clorofila-a a na água afluyente e efluente dos filtros estão apresentados na Figura 5.25.

Da mesma forma do ocorrido nas etapas experimentais anteriores, as concentrações de clorofila-a na água bruta foram elevadas durante as fases de presença de células de *M. aeruginosa* na água afluyente aos filtros (fases 2 e 13). A concentração de clorofila-a na fase 2 foi superior à detectada na fase 13, diferentemente do ocorrido no parâmetro de turbidez, em que ocorreu o inverso. Esse fato poderá ser melhor esclarecido na discussão dos resultados de microcistina intracelular.

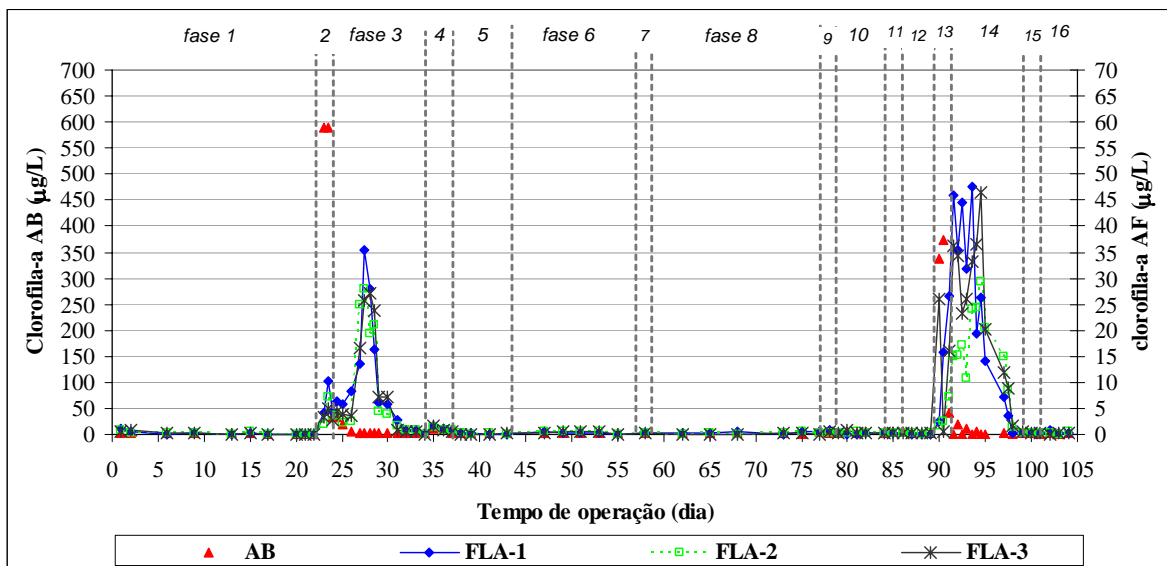


Figura 5.25 – Clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

A concentração de clorofila-a na água bruta durante a fase 2 foi de 590 µg/L, quando havia 3×10^6 cél./mL, e na fase 13 foi de 356 µg/L, quando havia 2×10^6 cél./mL. A concentração de clorofila-a na fase 2 foi cerca de 1,6 vezes a concentração na fase 13, e no que diz respeito ao número de células nessas fases, a relação é cerca de 1,5, confirmando a relação entre os valores de clorofila e contagem de células. Essas concentrações na água bruta são consideradas muito elevadas, e são equivalentes à uma água com alto grau de floração de algas ou cianobactérias.

As concentrações de clorofila-a nos efluentes dos filtros foram semelhantes, apresentando uma mesma tendência de comportamento.

A qualidade da água efluente dos filtros lentos sofreu forte alteração durante as fases 2 e 3 e também 13 e 14, e para melhor visualizar esse comportamento, as Figuras 5.26 e 5.27 apresentam os gráficos com as concentrações de clorofila-a durante essas fases.

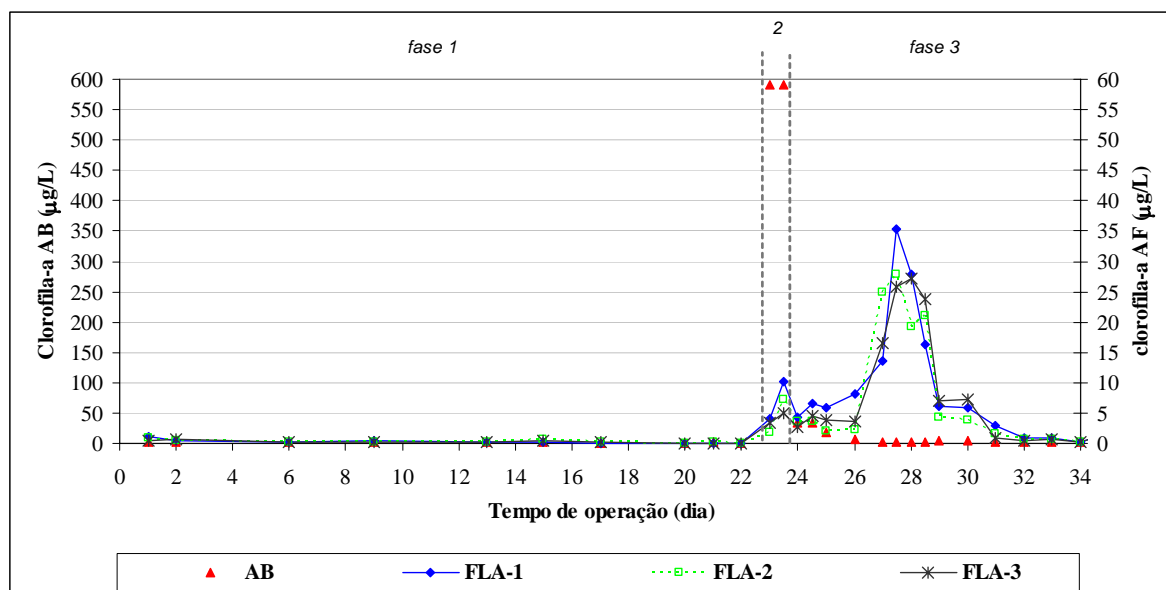


Figura 5.26 - Clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4, nas fases 1, 2 e 3 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Na Figura 5.26, pode-se observar com maior detalhe o traspasse ocorrido nas fases 2 e 3. Durante a fase 2 e nos primeiros dias da fase 3, ou seja do 23º ao 26º dia, os filtros apresentam uma remoção média de clorofila-a de 90%. Num segundo momento, entre o 27º e o 29º dia, o traspasse aumentou, e as concentrações de clorofila-a nos efluentes foram superiores às da água bruta. A partir do 30º dia de experimento, as concentrações de

clorofila-a vão decrescendo e no 32º dia retornam aos valores baixos semelhantes aos observados ao fim do amadurecimento. O comportamento no período de 27º ao 29º dia revelam que parte do material retido é posteriormente carregado para o efluente. De fato, esse comportamento pode ser explicado pela capacidade do filtro inicialmente reter as células nos primeiros dias, e posteriormente, com o passar do tempo de operação, as células estarem se deslocando para as camadas mais profundas do filtro, sendo liberadas após alguns dias.

A concentração máxima de clorofila-a detectada na água filtrada foi de 35µg/L, valor esse considerado bastante preocupante em função dos problemas de cor, gosto, odor, toxicidade ou formação de THM (Graham *et al.*, 1998), e não propriamente ao pigmento de clorofila-a.

Ainda na Figura 5.26, verifica-se uma grande semelhança no comportamento das concentrações de clorofila-a dos efluentes dos filtros. Ao se analisar as eficiências de cargas acumuladas no período do 23º a 34º dia de experimento, tem-se os seguintes valores: 86,6% para o FLA-1, 89,5% para o FLA-2 e 88,3% para o FLA-3. Ainda que os filtros sejam réplicas um do outro, os filtros lentos não podem ser considerados exatamente iguais, visto que o desenvolvimento da comunidade biológica é um componente não-controlável nesse experimento, e assim sempre haverá alguma diferença entre filtros lentos igualmente projetados e operados.

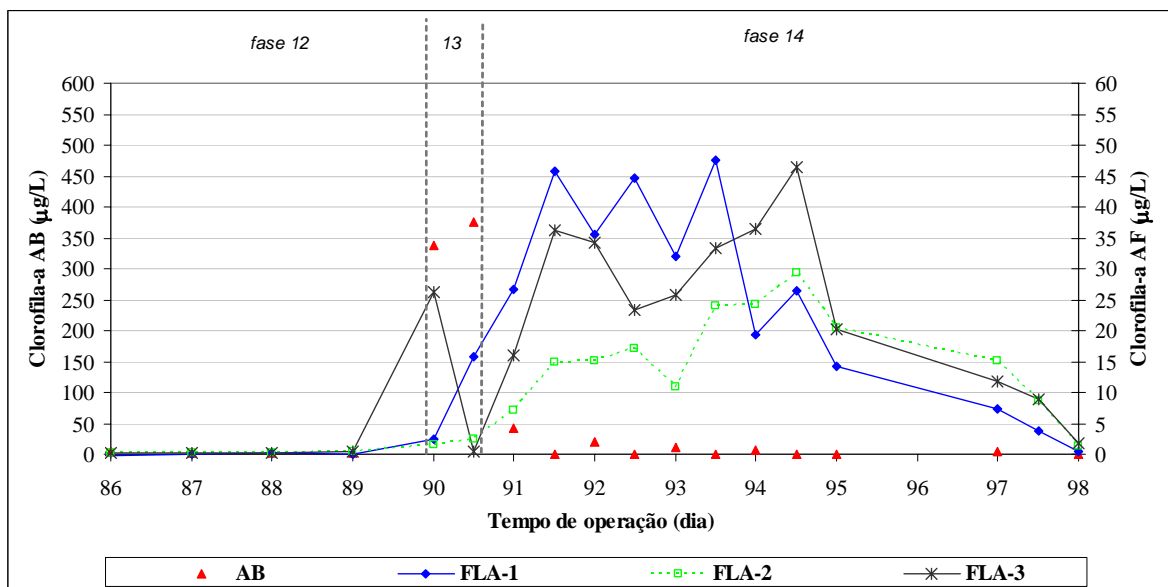


Figura 5.27 - Clorofila-a na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4, nas fases 12, 13 e 14 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

A Figura 5.27 indica que ocorreu um elevado traspasse de clorofila-a quando os filtros lentos são submetidos à filtração de água contendo 2×10^6 cél./mL de *M. aeruginosa*. Esse traspasse de clorofila-a ocorrido nas fases 13 e 14 é maior que nas fases 2 e 3, ainda que a concentração de clorofila-a na água bruta tenha sido menor nas fases 13 e 14. É válido ressaltar que esse comportamento também foi observado no parâmetro de turbidez.

Nessas fases também ocorre o mesmo comportamento de carreamento de material previamente retido para a água filtrada. Ou seja, foram observadas menores concentrações de clorofila-a nos dias da fase 13 e primeiros da fase 14, e em seguida essas concentrações aumentam, permanecendo por quatro dias, e decaindo após esse período, até atingirem valores encontrados antes da alimentação dos filtros com *M. aeruginosa*.

Da mesma forma do realizado para as fases 2 e 3, nas fases 13 e 14, foi calculada a eficiência dos filtros em relação às cargas acumuladas de clorofila-a: 59,9% para o FLA-1, 72,2% para o FLA-2 e 57,9% para o FLA-3. Nesse caso, constata-se visualmente nos gráficos da Figura 5.27, o FLA-2 teve uma eficiência diferenciada dos dois outros filtros, obtendo uma maior remoção de clorofila-a.

As maiores concentrações detectadas nos efluentes de cada filtro durante as fases 13 e 14 foram de 47,6 µg/L, para o FLA-1, de 29,3µg/L para o FLA-2 e de 46,5µg/L para o FLA-3.

De uma forma geral, os resultados de clorofila-a indicam a ocorrência de um forte traspasse de células de *M.aeruginosa*, podendo descartar o uso da filtração lenta para uma segura remoção desses microrganismos, se utilizada como unidade única de tratamento.

5.4.4 – Microcistina

A Figura 5.28 apresenta os dados de microcistina intracelular durante toda a etapa 4. De acordo com essa Figura, as concentrações de microcistina intracelular na água bruta nas fases 2 e 13 foram diferentes, sendo de 184µg/L na fase 2 e de 103µg/L na fase 13. A

Tabela 5.32 apresenta uma comparação entre os dados de turbidez, clorofila-a e microcistina intracelular nas fases 2 e 13.

De acordo com essa Tabela, o parâmetro de microcistina foi o que apresentou maior alteração na água bruta, proporcionalmente, da fase 2 para a fase 13, e a turbidez foi o que menos se alterou nessas fases.

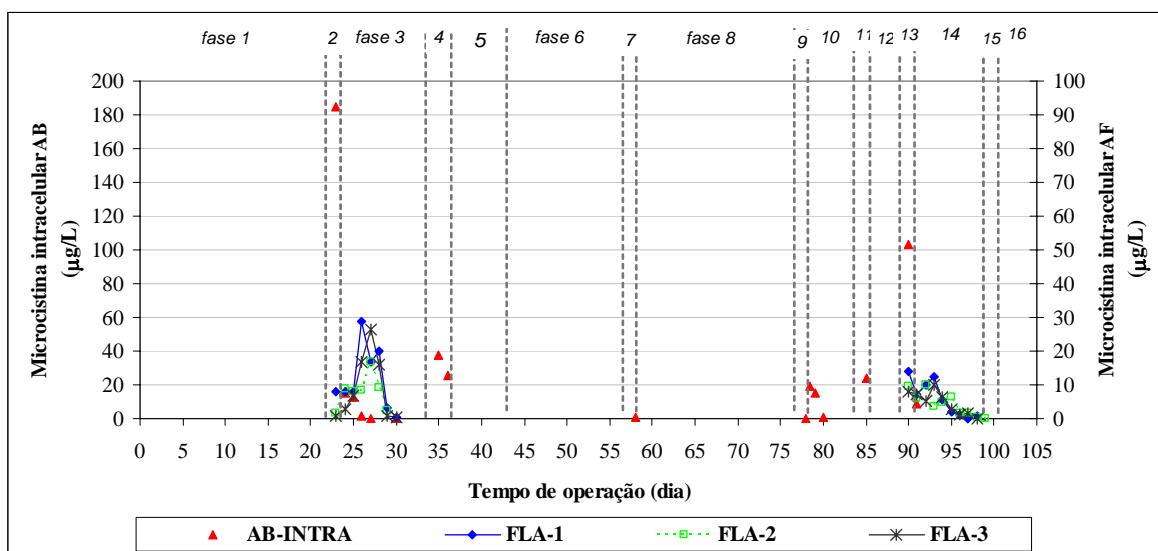


Figura 5.28 - Microcistina intracelular na água afluente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Tabela 5.32 – Comparação entre os valores de turbidez, clorofila-a, microcistina e microcistina intracelular, na água bruta, durante as fases 2 e 13 da etapa experimental 4

	Turbidez (UTN)	Clorofila-a (µg/L)	Microcistina intracelular (µg/L)	Concentração de células (cél./mL)
Fase 2	38	590	184	3.10^6
Fase 13	44	356	103	2.10^6
Relação fase 2/fase13	0,9	1,7	1,8	1,5

O que ocorre é a produção de toxina por uma cianobactéria ainda não foi devidamente esclarecida, sendo a explicação mais relatada a função de proteção contra herbivoria (Carmichael, 1992), e sabe-se também que o grau de produção de toxina de uma cepa tóxica pode depender de fatores como temperatura, luminosidade, meio de cultivo e idade das células. Nesse experimento, ainda que se tenha feito grande esforço para que as células fossem cultivadas em condições controladas de luz, temperatura, e sempre utilizando o

mesmo meio de cultivo (ASM-1), é provável que ao se realizar um grande volume de cultivo como o utilizado nas fases 2 e 13, em que foram necessários diversos recipientes, entre eles recipientes de 20 L, as produções de cianotoxinas podem ter sido afetadas.

Nessa etapa, a concentração de células diminuiu da fase 2 para a fase 13, e a concentração de turbidez se manteve aproximadamente a mesma. Entretanto, como já discutido no item anterior, parece haver uma relação entre a clorofila-a e a concentração de células. Em relação à microcistina intracelular, verifica-se que a produção de microcistina foi menor durante a fase 13, pois de acordo com a relação entre os valores de contagem de células e de microcistina intracelular na fase 2, a concentração de microcistina na fase 13 deveria ter sido de aproximadamente 123µg/L, e no entanto ela foi de 103µg/L. Há ainda uma outra explicação para esse comportamento, pois como o método utilizado para análise da microcistina é o ELISA, que tem faixa de leitura entre 0,16ppb e 2,5ppb, as amostras com valores acima de 2,5µg/L necessitam ser diluídas, o que aumenta a possibilidade de variação no resultado.

De forma semelhante ao ocorrido para os parâmetros de turbidez e clorofila-a, também foram detectadas concentrações de microcistina intracelular nos efluentes dos filtros lentos, confirmando a ocorrência de traspasse de células de *M. aeruginosa*.

As Figura 5.29 e 5.30 apresentam de forma mais detalhada as concentrações de microcistina intracelular nas fases 2 e 3 e nas fases 13 e 14.

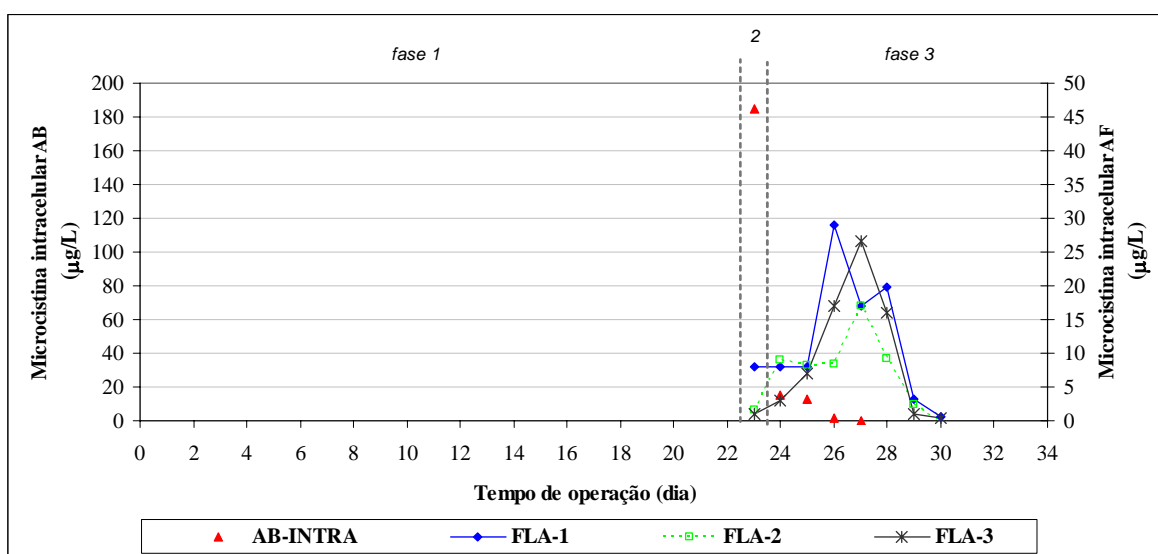


Figura 5.29 - Microcistina intracelular na água afluenta e efluente dos filtros lentos durante as fases 1, 2 e 3 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

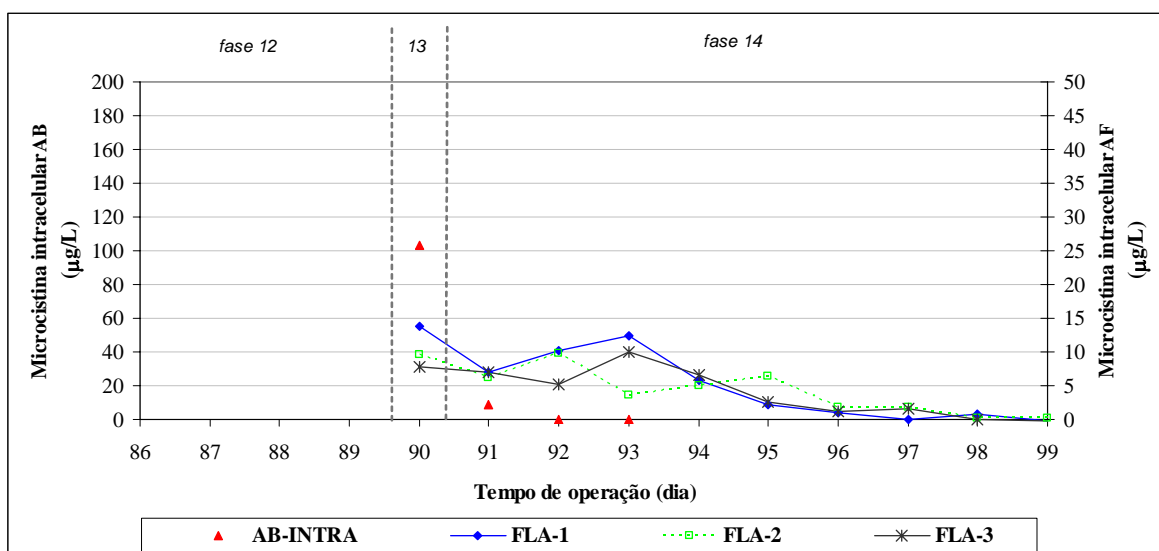


Figura 5.30 - Microcistina intracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante as fases 12, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

As concentrações de microcistina intracelular observadas na Figura 5.29 apresentam o comportamento semelhante de arraste de células observado no parâmetro de clorofila-a. Na Figura 5.30, também se observa a ocorrência de traspasse de microcistina intracelular nas fases 13 e 14, entretanto, em menor intensidade do que o ocorrido nas fases 2 e 3. Essa observação foi contrária ao ocorrido nas concentrações de clorofila-a discutidas anteriormente, que indicaram a ocorrência de um traspasse maior de clorofila-a nas fases 13 e 14. Essa concentração de microcistina intracelular mais baixa nos efluentes dos filtros durante as fases 13 e 14 pode ser decorrente da menor produção de microcistina pelas células utilizadas na água bruta durante a fase 13.

A Tabela 5.33 mostra as remoções da massa de microcistina intracelular durante as fases 2 e 3, e 13 e 14.

Tabela 5.33 – Remoções da massa de microcistina intracelular nos filtros lentos durante as fases 2, 3, 13 e 14 da etapa experimental 4

	Remoções de microcistina intracelular (%)		
	FLA-1	FLA-2	FLA-3
23° ao 30° dia	56,3	74,0	66,4
90° ao 99° dia	52,0	60,0	62,0

No período de 23º ao 30º dia de experimento (fases 2 e 3), os três filtros lentos tiveram valores de remoção de microcistina intracelular distintos, entretanto, no intervalo do 90º ao 99º dia (fases 13 e 14), seus valores foram mais próximos.

Ao se comparar as remoções de microcistina intracelular nos períodos identificados na Tabela 5.33, percebe-se que durante as fases 2 e 3 os filtros foram um pouco mais eficientes

Em relação aos valores de concentração detectados nos efluentes dos filtros, esses foram por diversos dias superiores ao limite de 1 µg/L estabelecido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004). A concentração máxima detectada na água filtrada foi de 29µg/L, na fase 3, e de 14µg/L, na fase 14.

Nessa etapa também foram testadas cinco diferentes concentrações de microcistina extracelular na água afluyente aos filtros. A Figura 5.31 apresenta os gráficos referentes a microcistina extracelular na água afluyente e efluente dos filtros, e também de microcistina intracelular apenas na água afluyente.

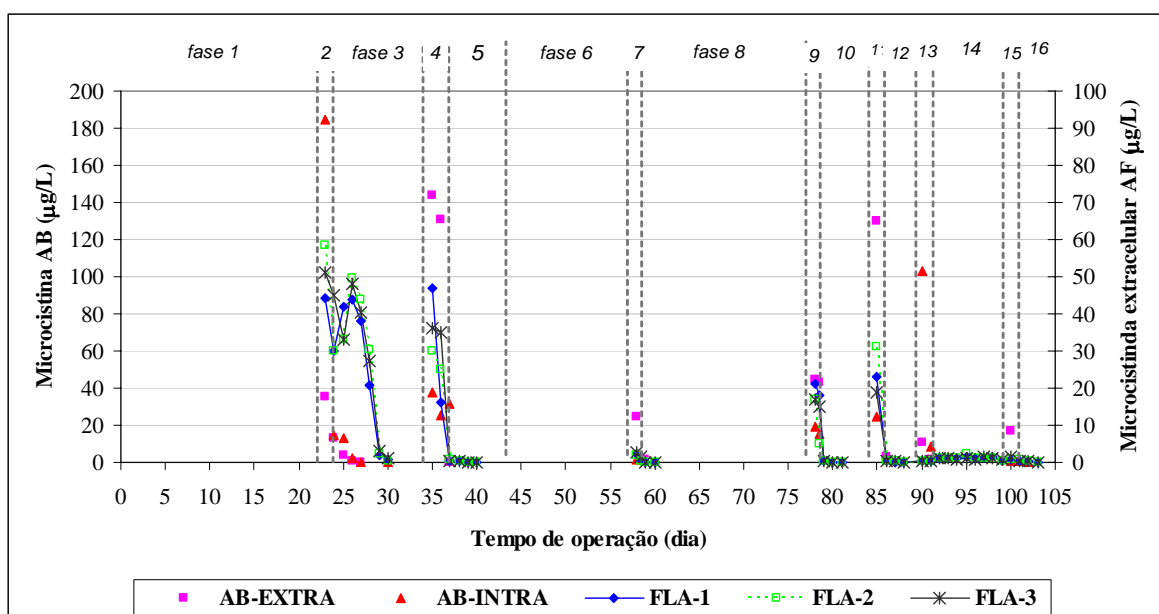


Figura 5.31 – Microcistina extracelular na água afluyente e efluente dos filtros lentos durante a etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

As fases com presença de microcistina apenas na fração extracelular são as fases 4, 7, 9, 11 e 15. Apenas na fase 4, a duração da passagem da água com toxina foi de 48 horas, para as demais fases, esse período foi de 24 horas, devido à quantidade limitada da toxina.

Para facilitar a discussão dos resultados no que diz respeito ao comportamento de microcistina extracelular, ela será realizada por fase na ordem cronológica.

Fases 2 e 3:

Na fase 2, a água afluyente aos filtros continha 185µg/L de microcistina intracelular e 35µg/L de microcistina extracelular. Essa concentração da fração extracelular foi provavelmente decorrente da lise, ainda no reservatório de água bruta, de uma pequena parte de células de *M. aeruginosa*. Na água filtrada, foi detectada microcistina extracelular numa concentração aproximada de 50µg/L.

Durante a fase 3, de monitoramento, também foi detectada microcistina extracelular nos efluentes dos três filtros lentos até o 31º dia do experimento, ou seja, sete dias após a passagem de água bruta com toxina intra e extracelular pelos filtros. Nessa fase 3, as concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos três filtros foram muito semelhantes. A concentração máxima ocorreu no 26º dia, e foi de 48µg/L e a ocorrência de microcistina na água filtrada indica que parte das células retidas de *M. aeruginosa* foram lisadas, e a microcistina extracelular foi carregada para a água efluente.

As concentrações de microcistina extracelular detectadas na água filtrada foram elevadas, bastante além do limite estabelecido pela legislação brasileira.

Ao se realizar uma análise levando em consideração a eficiência de remoção dos filtros em relação à microcistina total (extra+intra), verifica-se que há uma remoção negativa para os três filtros, ou seja, houve uma maior carga de microcistina total que saiu dos filtros do que a que entrou. A massa de microcistina total de entrada foi de aproximadamente 2688µg, e a média entre os filtros de saída foi de 3148µg. Uma possível justificativa para essa remoção negativa de microcistina total é a questão das diluições realizadas na amostra que tenha mais de 2,5µg/L para que ela possa ser lida no método ELISA. De qualquer forma, mesmo

considerando os erros analíticos, verifica-se que os filtros nas fases 2 e 3 não foram capazes de remover microcistina total.

Fases 4 e 5:

A fase 4 durou 48 horas, e a água afluenta aos filtros continha apenas microcistina na fração extracelular, numa concentração média de 138µg/L.

Nessa fase foram encontradas concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos três filtros, que variaram entre 16µg/L e 47µg/L. Fazendo-se uma média dos efluentes dos três filtros, a remoção de microcistina extracelular no primeiro dia dessa fase foi de 74%, e no segundo dia foi de 80%. Entretanto, em termos de massa de microcistina extracelular, os filtros lentos, em média, removeram, 1069µg no 35º dia, e 1062µg no 36º dia. Ou seja, os filtros foram capazes de oxidar uma quantidade de microcistina extracelular muito semelhantes nos dois dias da passagem de células.

Fases 7 e 8:

A concentração de microcistina extracelular na água bruta na fase 7 foi de 25µg/L por 24 horas. Essa concentração foi testada em função do impacto negativo na remoção de coliformes totais e *E.coli* observado durante as fases 4 e 5, e que serão apresentados e discutidos no item 5.4.6.

As concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros durante a fase 7 foram de 2,5µg/L para o FLA-1, 1,8µg/L para o FLA-2 e de 2,8µg/L para o FLA-3. A remoção média entre os três filtros foi de 93%, resultando numa remoção de 234µg de microcistina.

No primeiro dia da fase 8, de monitoramento, os efluentes dos filtros apresentaram os seguintes valores: 0,9µg/L, 0,3µg/L e 1,6µg/L, respectivamente para o FLA-1, FLA-2 e FLA-3. A partir desse dia as concentrações foram não-detectáveis.

Fases 9 e 10:

Na fase 9, a concentração de microcistina na água bruta foi de 45µg/L durante 24 horas.

Nos efluentes, as concentrações detectadas foram de 19,5µg/L para o FLA-1, de 11µg/L para o FLA-2 e de 16µg/L para o FLA-3. Resultando numa remoção média de 66%, valor inferior ao observado na fase 4, em que a concentração na água bruta foi maior. Em termos de quantidade de massa removida, os filtros lentos, em média removeram 300µg de microcistina extracelular. Assim, apesar na remoção de microcistina extracelular ter sido inferior na fase 9 face à fase 7, a quantidade de massa de microcistina removida foi maior.

Já no primeiro dia da fase 10 os efluentes apresentaram concentrações inferiores a 0,5µg/L, e a partir desse dia não foram mais detectadas.

Fases 11 e 12:

A fase 11 teve duração de 24 horas em que a água afluenta aos filtros tinha uma concentração de 130µg/L. As concentrações de microcistina extracelular nos efluente dos filtros foram de 23µg/L para o FLA-1, 31µg/L para o FLA-2 e 19 µg/L para o FLA-3, resultando numa eficiência média de 81%, e numa quantidade de massa de microcistina extracelular removida de 1062µg.

Os valores de microcistina extracelular encontrados na água efluente aos filtros na fase 11 foram bastante superiores ao limite estabelecido na Portaria MS 518 (Brasil, 2004), porém já no primeiro dia da fase de monitoramento (fase 12), as concentrações de microcistina extracelular nos três filtros foram inferiores a 0,5µg/L, e a partir do segundo dia foram não-detectáveis.

Ainda que as concentrações de microcistina extracelular na água bruta durante as fases 11 e 12 tenham sido semelhantes às das fases 4 e 5, não foi realizada análise estatística, pois a quantidade de fases anteriores à fase 11 foi diferente à da fase 4, ou seja, essas fases tiveram um histórico diferente em relação ao tempo de operação e fases de aclimação.

Fases 13 e 14:

A fase 13 teve duração de 24 horas, em que a água afluyente aos filtros continha 2.10^6 cél./mL de *M. aeruginosa*, $103\mu\text{g/L}$ de microcistina intracelular e $11\mu\text{g/L}$ de microcistina extracelular, essa última sendo proveniente da lise de uma pequena fração de células de *M. aeruginosa* ainda no reservatório de água bruta.

Como nas fases 13 e 2 havia presença de microcistina intra e extracelular, estão apresentados, para efeito de comparação, os gráficos referentes às fases 2 e 3 e 13 e 14, em dois gráficos distintos.

De acordo com a Figura 5.32, a qualidade dos efluentes dos filtros lentos, no que diz respeito às concentrações de microcistina extracelular, foi melhor durante as fases 13 e 14, em comparação com as fases 2 e 3.

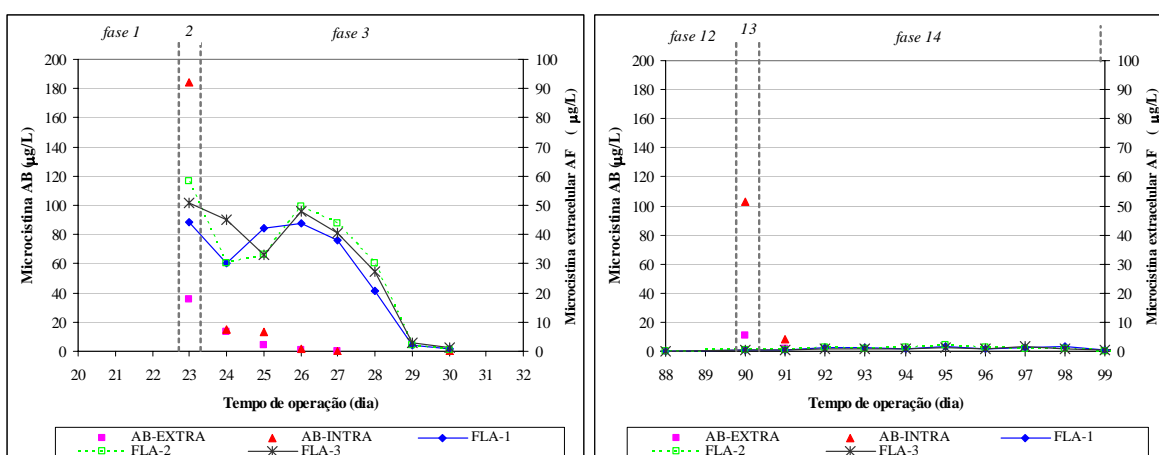


Figura 5.32 - Microcistina na água afluyente e efluyente dos filtros lentos durante as fases 1, 2, 3, 12, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

A presença de microcistina extracelular na água filtrada indica que houve lise de parte das células previamente retidas no interior dos filtros.

Para que se tenha uma visão mais geral sobre o comportamento dos filtros em relação à microcistina extracelular, e também intracelular, a Figura 5.33 apresenta os gráficos das concentrações médias desses parâmetros entre os três filtros durante as fases 2 e 3, e 13 e 14.

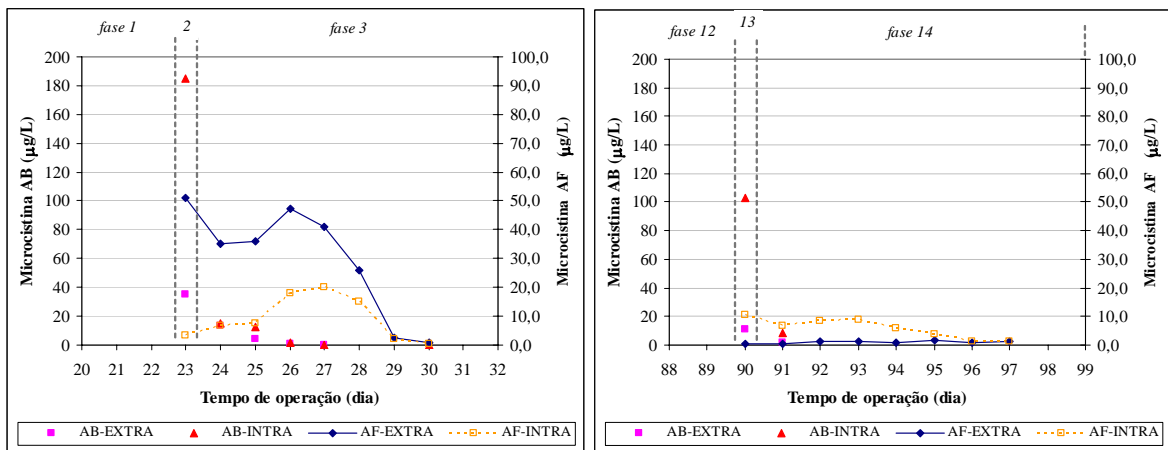


Figura 5.33 – Médias de microcistina na água aflente e efluente entre os filtros lentos durante as fases 2, 3, 13 e 14 da etapa experimental 4 (AF: água filtrada; AB: água bruta).

Como se pode observar a partir da Figura 5.33, os filtros foram visualmente mais eficientes durante as fases 13 e 14. Em relação à massa de microcistina total removida, nas fases 2 e 3, a remoção foi negativa, como já discutido anteriormente, ou seja, toda a microcistina total que entrou no filtro, saiu posteriormente. Por outro lado nas fases 13 e 14, a quantidade de massa de microcistina removida foi de $607\mu\text{g}$.

A melhor eficiência dos filtros nas fases 13 e 14 pode ter ocorrido devido a uma maior atividade biológica no interior do filtro lento, visto que os filtros estavam sendo operados há mais tempo do que na fase 2. Uma outra justificativa é a aclimação das bactérias do filtro lento, que como já foram previamente expostas por microcistinas em fases anteriores, já conseguem biodegradar com mais eficiência essa toxina (Lahti, 1997).

Para ambas as fases de passagem de células, após sete dias de monitoramento, as concentrações de microcistina retornam a valores não-detectáveis.

Para a maior segurança da água produzida numa estação de tratamento de água, é preferível que a toxina detectada na água filtrada esteja na fração extracelular que intracelular, visto que na fração extracelular demandaria uma menor dosagem de oxidante no tratamento posterior à filtração, já que o rompimento da célula consome oxidante (Hart *et al.*, 1998).

Fases 15 e 16:

Na fase 15, os filtros foram alimentados com água contendo uma concentração de 17µg/L de microcistina extracelular por um período de 24 horas.

Durante essa fase, foram detectadas apenas concentrações inferiores a 2µg/L na água filtrada, sendo a remoção de 91%, e a quantidade de microcistina extracelular removida de 155µg. Na fase posterior de monitoramento, as concentrações foram inferiores a 0,6µg/L no primeiro dia, iguais a 0,2µg/L para os três filtros no segundo dias, e a partir daí não foram detectadas. Como o início dessa fase se deu sem que houvesse cessado os valores de concentração de microcistina extracelular na água filtrada, os valores detectados no primeiro dia das fases 15 e 16 podem ter sido decorrentes da fase 14.

Com o objetivo de reunir todas as remoções e quantidades removidas de microcistina extracelular, e suas relações com o tempo de operação, foi elaborada Tabela 5.34, apresentada a seguir. Nessa Tabela foram apresentadas apenas as fases em que a água bruta continha apenas microcistina extracelular.

Tabela 5.34 – Resumo dos percentuais e massas removidas de microcistina extracelular durante a etapa 4

Fase	Concentração de MCYST extra na AB (µg/L)	Massa removida de MCYST extra (fase+monitoramento) (µg)	Percentual removido (%)	Concentração média de MCYST extra na AF (µg/L)
4	138	1065	77	31,5
7	25	234	93	1,65
9	45	300	66	15,5
11	130	1062	81	24
15	17	155	91	0,94

De acordo com a Tabela 5.34, conclui-se que a filtração lenta tem capacidade de remover grandes quantidades de massa de microcistina, como ocorrido na fase 4. No entanto é

importante ressaltar que na fase anterior 2, os filtros foram aclimatados com uma concentração de células de 3.10^6 cél/mL e com 35µg/L de microcistina dissolvida.

Na fase 6 houve limpeza e novo amadurecimento dos filtros, fazendo com que provavelmente a aclimação ocorrida nas etapas anteriores fosse menos efetiva para as fases posteriores à limpeza. Na fase 7, esse processo de aclimação se re-inicia, permitindo que o filtro seja capaz de degradar cada vez maior quantidade de microcistina.

Observa-se também que a concentração de microcistina extracelular na água filtrada foi coerente com sua concentração na água bruta. No que diz respeito ao padrão de potabilidade estabelecido pela Portaria MS 518 (Brasil, 2004), de 1µg/L, apenas o efluente da fase 15 está dentro desse limite.

5.4.5 – Perda de carga

As leituras de perda de carga durante essa etapa experimental serão apresentadas de duas formas: a perda de carga total do meio filtrante, e a perda de carga superficial, nos primeiros 5 cm do meio filtrante (fases anteriores à limpeza) ou nos primeiros 4 cm (fases posteriores à limpeza). A Figura 5.34 apresenta as médias dos valores de perda de carga, total e a superficial, entre os filtros lentos 1 e 3. O FLA-2 apresentou valores de perda de carga diferenciado dos dois outros filtros, em que a taxa de crescimento da perda de carga foi consideravelmente mais elevada. Dessa forma, optou-se por não se considerar esses dados no cálculo da média apresentada na Figura 5.34.

Uma possível justificativa para esse comportamento diferenciado dos valores de perda de carga no FLA-2 pode ter ocorrido devido a sua localização, que era abaixo de uma lâmpada, recebendo assim uma maior intensidade luminosa um desenvolvimento de uma superfície de coesão entre a água e a areia mais acentuado (Campos *et al.*, 2002). Essa proximidade da lâmpada também atraiu muitos insetos, os quais caíam com frequência dentro desse filtro, tornando-se uma obstrução a mais para o FLA-2.

A perda de carga nos três filtros ao término dos 22 dias do amadurecimento foi inferior a 5cm. Em seguida, com o início da passagem de água contendo células de *M. aeruginosa*,

os valores de perda de carga começaram a se elevar, e mesmo com o término da fase 2, e início do monitoramento, esses valores continuaram a subir. De acordo com os dados de microcistina extracelular, houve lise no interior dos filtros na fase 2 e 3, e dessa forma há indicações que o aumento da perda de carga no início da fase 3 tenha ocorrido devido ao aumento da disponibilidade de alimentos para a comunidade bacteriológica, resultando assim no crescimento de microbiológico, e causando a obstrução do meio filtrante. Os valores de perda de carga só retornaram a valores mais baixos no fim da fase 3, quando os filtros já estavam sendo abastecidos apenas com água do lago Paranoá por 7 dias.

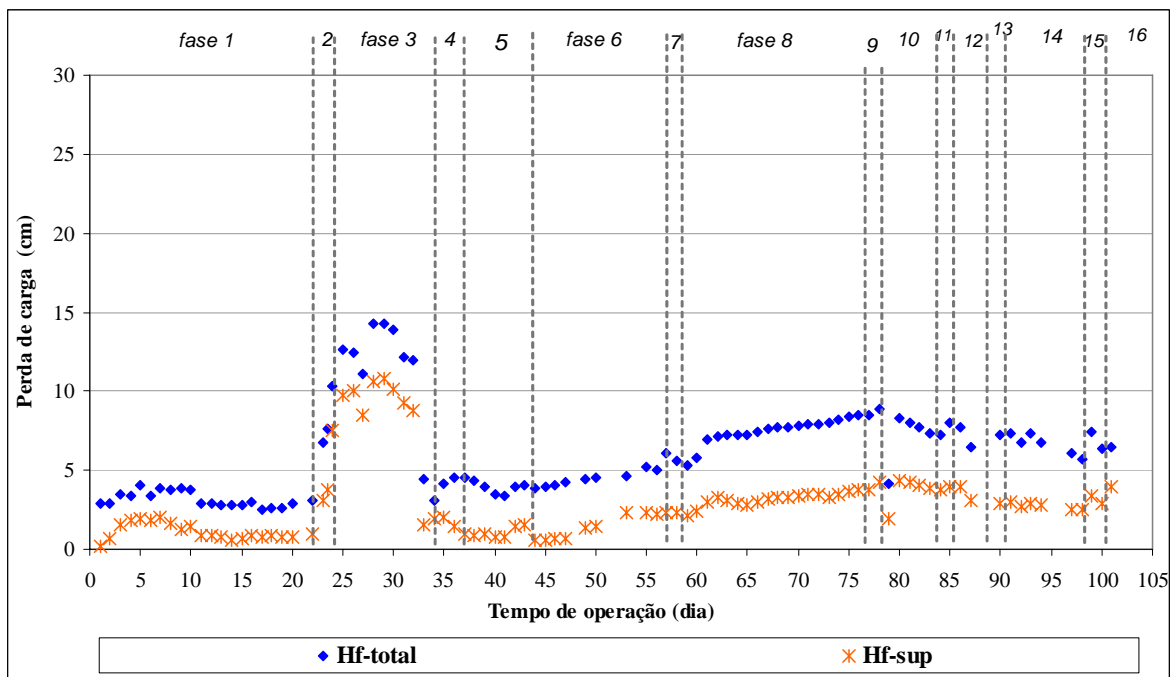


Figura 5.34 – Média dos valores de perda de carga total e superficial nos filtros lentos 1 e 3, durante a etapa experimental 4.

No 44º dia desse experimento, os três filtros tiveram o primeiro centímetro de areia raspado (limpeza), e os valores de perda de carga permaneceram baixos por todo o período de novo amadurecimento.

Na fase 7 os filtros foram alimentados com água contendo 25µg/L de microcistina extracelular, e não houve alteração nos valores de perda de carga total para nenhum dos filtros.

Quando os filtros foram alimentados com água contendo 2×10^6 cel./mL de *M. aeruginosa*, os valores de perda de carga nos filtros não se alteraram.

Por fim, ao término do experimento, as perdas de carga totais nos três filtros tiveram valores semelhantes aos da fase inicial de operação, durante o amadurecimento.

Ainda de acordo com a Figura 5.34, a tendência de comportamento da perda de carga superficial, nos primeiros centímetros, é muito semelhante à da perda de carga total, ou seja, essas variações de obstrução do meio filtrante ocorreram principalmente nessa camada mais superficial.

Durante o período de amadurecimento, a porcentagem média, para os três filtros, da perda de carga superficial em relação à total foi de 35%, e no período restante dessa etapa foi de 45% para o FLA-1 e de 46% para o FLA-3. A partir desses números verifica-se que aproximadamente metade da obstrução total da areia dos filtros está ocorrendo na camada superficial.

5.4.6 – Coliformes totais e *E. coli*

Os parâmetros de coliforme totais e *E. coli* são imprescindíveis para a verificação da aplicabilidade da filtração lenta em águas contendo *M.aeruginosa* e microcistina, pois de acordo com o trabalho de Sá (2002), há uma alteração negativa no grau de remoção de coliforme e *E. coli* quando há presença de microcistina extracelular na água afluyente aos filtros.

A Figura 5.35 apresenta os valores de remoção de coliformes totais durante a etapa experimental 4. De acordo com essa Figura, os filtros atingem 100% de remoção nos últimos dias da fase de amadurecimento. Após esse período, há uma diminuição da eficiência de remoção nas fases 4, 5, 9, 11 e 13. No entanto, para que se possa verificar se o residual encontrado na água filtrada é elevado, serão apresentados os números mais prováveis de coliforme totais por 100mL na Figura 5.36.

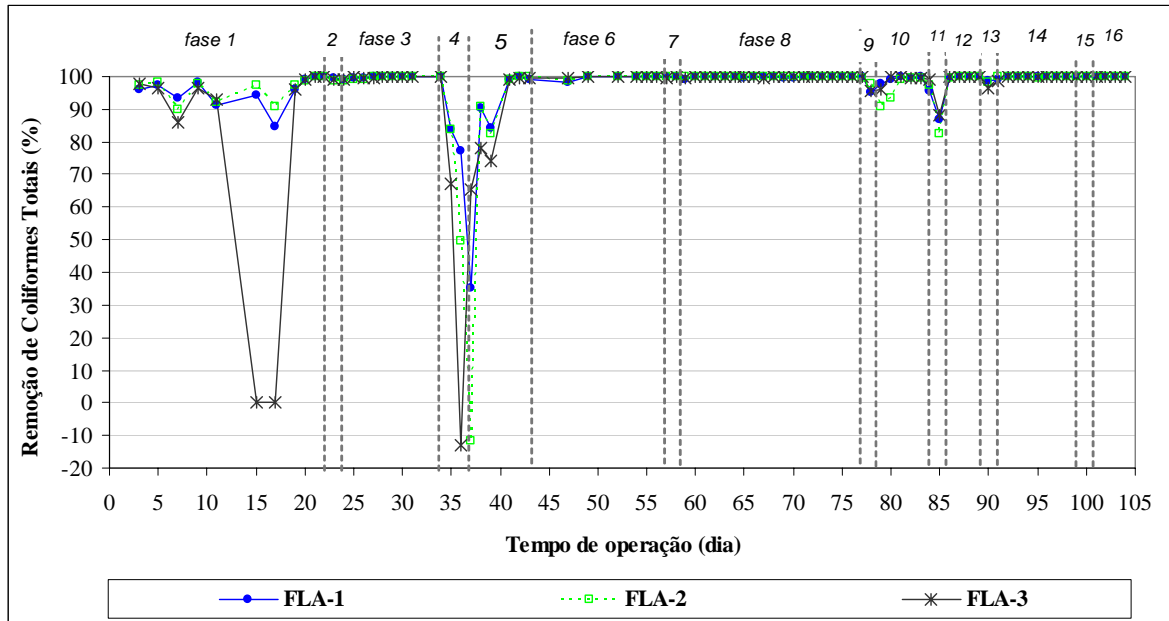


Figura 5.35 – Remoção de Coliformes Totais nos filtros lentos durante a etapa experimental 4.

De acordo com a Figura 5.36, observa-se inicialmente que há uma grande variação nos valores de coliformes totais na água bruta. Apenas nas fases 4 e 5, os valores de coliformes totais na água filtrada foram elevados. Com o objetivo de melhor avaliar as alterações de coliformes totais ocorridas na água filtrada e sua dependência ou não com o valor da concentração de *M. aeruginosa* ou microcistina extracelular na água bruta, a Figura 5.37 apresenta os mesmos dados da Figura 5.36, sendo que separados em períodos. Cada gráfico da Figura 5.37 mostra os valores de coliformes totais numa fase de passagem de microcistina intra e/ou extracelular e seu respectivo monitoramento. Na parte superior direita de cada gráfico está sua letra de identificação, e para facilitar o entendimento do comportamento dos filtros em relação à concentração de células de *M. aeruginosa* ou microcistina extracelular na água bruta, esses valores estão identificados acima de suas respectivas fases.

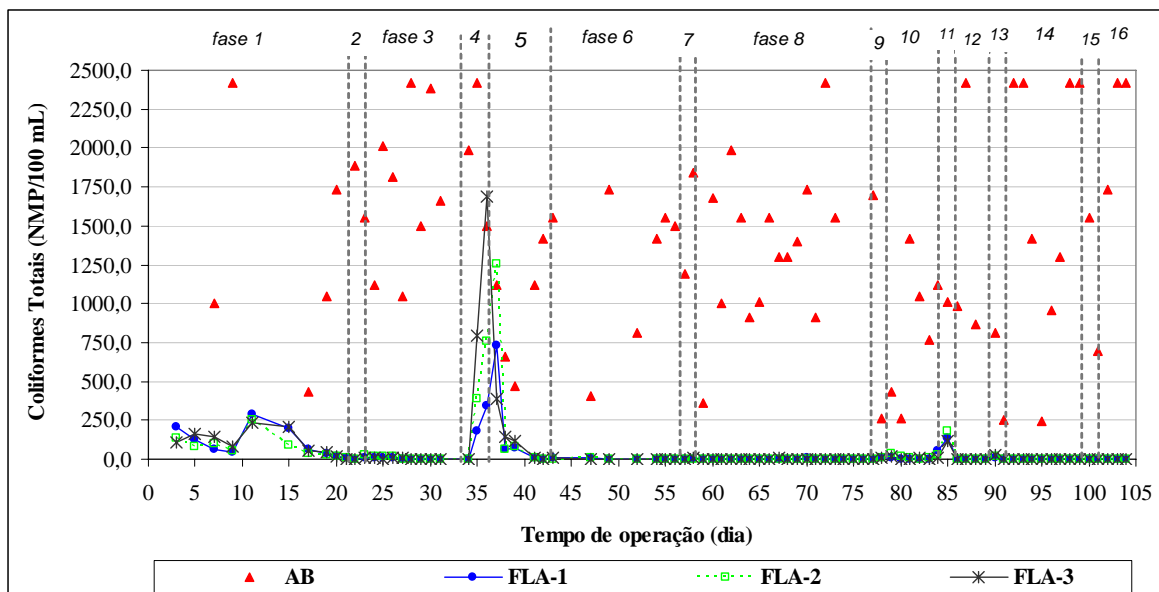


Figura 5.36 - Coliformes Totais nos efluentes dos filtros lentos durante a etapa experimental 4.

A partir da Figura 5.37, pode-se perceber que as alterações nos valores de coliformes totais ocorrem em todas as fases, à exceção da fase 7 e 15, em que as concentrações de microcistina extracelular eram mais baixas, bem como em seus respectivos monitoramentos. A alteração na capacidade de remoção de coliformes pelo filtro lento em dias em que a água afluyente continha microcistina pode ter ocorrido devido à morte ou inibição de parte dos organismos responsáveis pela remoção dessas bactérias, causada pela toxina.

Os gráficos (a) e (b) da Figura 5.37 apresentam os valores nas fases de passagem de água essencialmente com células viáveis de *M. aeruginosa* (fases 2 e 13), no entanto essa água também continha microcistina extracelular, e de acordo com os dados de microcistina extracelular na água filtrada, estava ocorrendo lise no interior dos filtros, o que pode ter ocasionado essa alteração nas capacidades de remoção dos filtros. Ao se comparar esses gráficos, verifica-se que os filtros parecem ter comportamentos semelhantes durante as fases de passagem de células, no entanto, na fase 14 eles retornam a valores inferiores a 2NMP/100mL no primeiro dia de monitoramento, enquanto que na fase 3, no quinto dia de monitoramento. Esse fato é importante, pois se compararmos com a Figura 5.30, de microcistina extracelular, observa-se que nas fases 13 e 14 foram detectadas baixas concentrações de toxina extracelular nos efluentes dos filtros (em média inferiores a

1µg/L), enquanto que nas fases 2 e 3, as concentrações são elevadas (em média 30µg/L) e são detectadas até o sétimo dia de monitoramento.

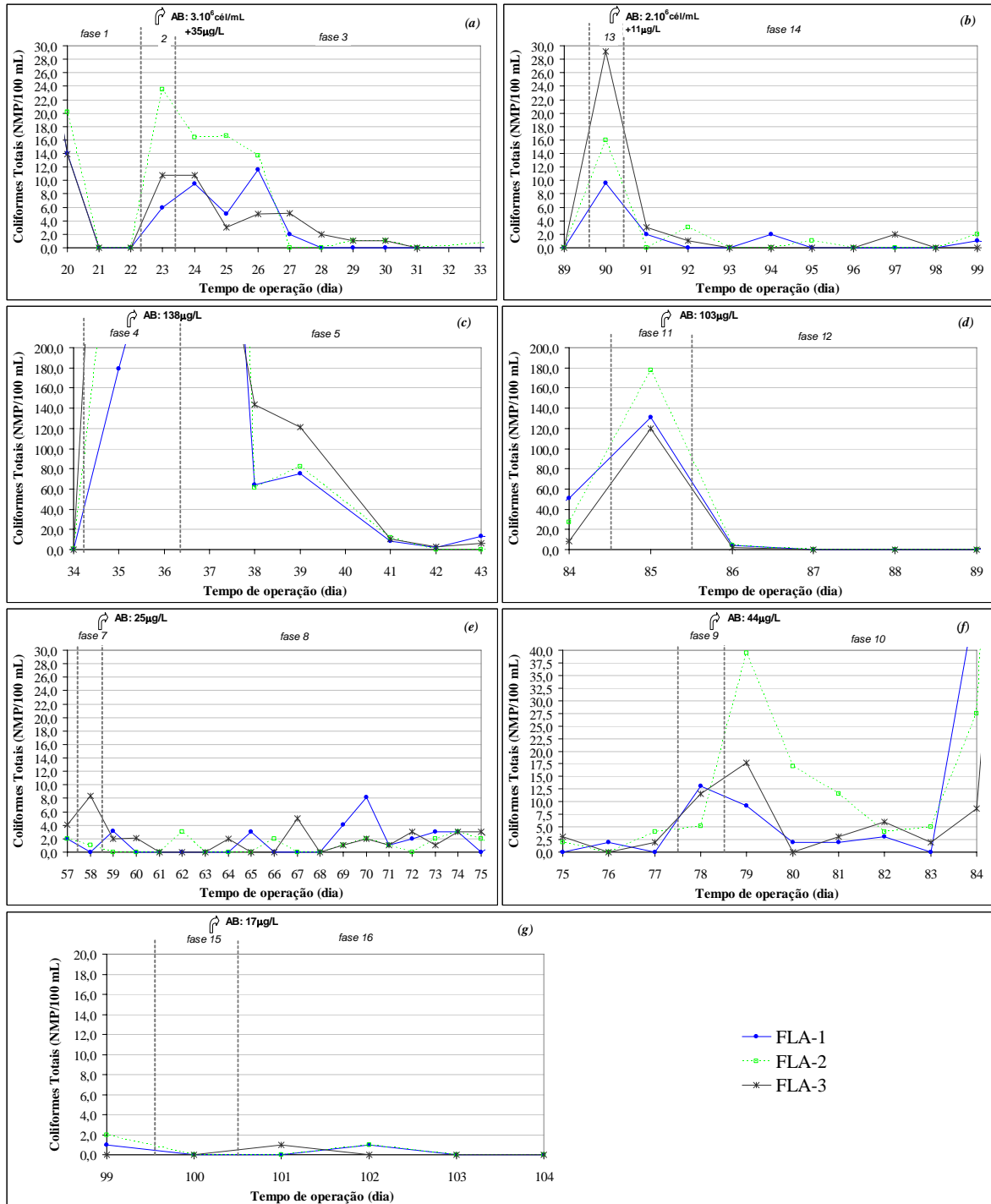


Figura 5.37 – Coliformes totais nos efluentes dos filtros lentos nas diversas fases da etapa experimental 4.

No gráfico (c) dessa Figura, a escala não permite que se saiba os valores observados no 36º e no 37º dia de experimento, no entanto optou-se por tal escala para visualizar com mais clareza os baixos valores de coliformes.

Nas fases 4 e 11 (gráficos c e d), em que a concentração de microcistina extracelular na água bruta foram mais elevadas, os filtros sofreram traspasse de coliformes totais, bem mais acentuado na fase 4, em que a concentração de microcistina extracelular era 1,8 vezes mais elevada do que na fase 11.

Durante a fase 9, em que os filtros receberam água contendo 44µg/L de microcistina extracelular, pode-se perceber que houve aumento de valores de coliformes totais nos efluentes dos filtros, que pode ser observado no gráfico (f) da Figura 5.36.

Por fim, no fim dessa etapa, no gráfico (g), os efluentes alternaram entre valores não-detectáveis e de 1NMP/100mL de coliformes totais.

Como conclusão, os resultados de coliformes totais indicam que o traspasse pode variar com a concentração de microcistina presente na água bruta e com a ocorrência de lise celular no interior dos filtros lentos.

Também foram realizadas análises para verificar o número mais provável, em 100mL, de *E. coli*, e esses resultados estão apresentados na Figura 5.38. Esse parâmetro foi menos sensível que o de coliformes totais, uma vez que sua concentração na água do lago Paranoá também foi consideravelmente mais baixa.

A partir da Figura 5.38 pode-se observar os valores de *E. coli* nos efluentes dos filtros na etapa 4. Basicamente, os efluentes dos filtros só apresentaram presença de *E. coli* em alguns dias, não parecendo haver relação com a presença de microcistina na água bruta. No entanto, os baixos valores de *E. coli* na água afluente aos filtros podem ter influenciado na ausência dessa relação.

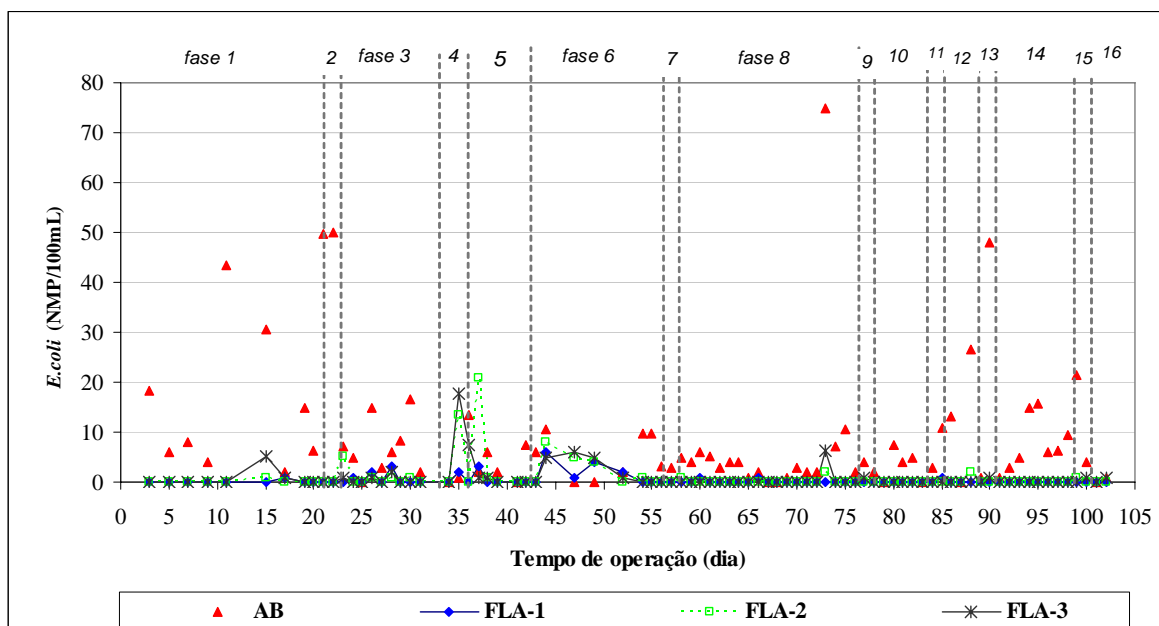


Figura 5.38 – *E. coli* nos efluentes dos filtros lentos durante a etapa experimental 4.

De uma forma geral, a passagem de água contendo microcistina afeta a remoção de coliformes totais, resultando numa água filtrada menos segura para consumo humano se a desinfecção não for realizada de forma adequada. No entanto é válido lembrar que a Portaria MS 518 (Brasil, 2004) obriga a desinfecção da água para consumo humano, independente dos tipos de tratamento aos quais ela foi submetida.

5.4.7 – Conclusões

- A turbidez na água efluente dos filtros se alterou significativamente durante as fases de passagem de células pelo filtro. Os seus valores na água filtrada foram baixos, apresentando turbidez residuais inferiores a 1,0UTN em cerca e 90% do tempo de operação, após o amadurecimento;

- A concentração de clorofila-a indicou a ocorrência de traspasse nas fases 2 e 13 de passagem de água bruta contendo *M. aeruginosa*. De acordo com esse parâmetro, as células são inicialmente retidas nos filtros durante poucos dias, e em seguida parte delas são carregadas para a água filtrada. O valor máximo de clorofila-a nos efluentes dos filtros

foi de 35µg/L na primeira fase de passagem de células, e de 45µg/L na segunda passagem de células;

- Houve um traspasse de microcistina intracelular durante as fases em que os filtros foram alimentados com água contendo concentração de células da ordem de 10^6 cél/mL. E também foi observado o comportamento dos filtros inicialmente reter as células, e em seguida, permitir que estas sejam carreadas para a água filtrada. O valor máximo de microcistina intracelular detectado na água filtrada foi de 29µg/L;

- Foram detectadas concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros durante as fases em que a água bruta continha essencialmente células de *M. aeruginosa*, indicando a lise dessas células no interior dos filtros. Os valores de microcistina extracelular detectados nos efluentes durante a primeira passagem de células e seu monitoramento (fases 2 e 3) foram mais elevados, de em média, 30µg/L, enquanto que na segunda passagem de células e seu monitoramento (fases 13 e 14), a média foi de 1,0µg/L;

- Ao considerarmos os dados de microcistina total, observou-se que a remoção desse parâmetro foi nula durante a primeira passagem de água contendo *M. aeruginosa* (3×10^6 células/mL) e seu monitoramento, ou seja, toda a massa de microcistina que entrou nos filtros, saiu posteriormente. Na segunda passagem de células (2×10^6 células/mL) e seu monitoramento, a remoção de microcistina total foi de 49%. Essa diferença de comportamento pode ter ocorrido devido à aclimação à qual os filtros foram submetidos nas fases anteriores ao início da segunda passagem de células, ou ainda devido à menor concentração de células na água afluyente aos filtros, que foi 1,5 vezes menor nessa última fase;

- Nas fases em que os filtros foram alimentados com água contendo microcistina apenas na fração extracelular, observou-se que a quantidade de massa removida de microcistina parece depender da aclimação da comunidade biológica. Essa aclimação é decorrente de uma exposição prévia à microcistina. Quando ocorreu a combinação entre esses dois fatores, os filtros lentos foram capazes de remover até 1060µg de microcistina;

- Em relação ao comportamento da perda de carga total, observou-se um aumento nos dias da primeira passagem de água contendo células de *M. aeruginosa* (3×10^6 cél/mL),

sendo que a taxa de crescimento continuou crescendo durante a fase posterior de monitoramento. Esse fato sugere que a obstrução do meio filtrante pode estar ocorrendo não apenas pelas células de *M. aeruginosa*, mas também pelo crescimento da comunidade biológica no interior do filtro lento, devido ao aumento da disponibilidade de material orgânico dissolvido proveniente da lise de *M. aeruginosa*. Nas fases em que os filtros foram alimentados com água contendo microcistina dissolvida, também foi observado um pequeno aumento nos valores de perda de carga;

- Por fim, os dados de coliformes totais indicaram que há traspasse desses microrganismos quando a água bruta contém microcistina intra e/ou extracelular. No entanto, a intensidade desse traspasse parece depender da concentração de microcistina na água bruta e da ocorrência de lise celular no interior do filtro. Nesse experimento, dentre as concentrações avaliadas, as de 25µg/L e de 17µg/L de microcistina extracelular na água bruta não resultaram em traspasse de coliformes totais. O parâmetro *E. coli* não apresentou variações significativas na água filtrada, uma vez que seus valores na água bruta foram baixos.

6 – CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

O trabalho experimental desenvolvido teve como objetivo avaliar o comportamento de filtros lentos com diferentes características de projeto e operação, no que diz respeito à remoção de células de *Microcystis aeruginosa* e microcistina, e também avaliar as concentrações admissíveis desses microrganismos na água afluyente aos filtros lentos.

Os diâmetros efetivos da areia dos filtros avaliados foram: 0,22mm, 0,28mm e 0,35mm, as espessuras das camadas de areia: 0,60m, 0,90m e 1,1m e as taxas de filtração avaliadas foram: 2m/d, 3m/d e 4m/d. Na última etapa do trabalho experimental, foram avaliadas as seguintes concentrações de microcistina extracelular na água bruta: 10^6 cél/mL, 140 μ g/L, 103 μ g/L, 45 μ g/L, 25 μ g/L e 17 μ g/L.

Dessa forma, os resultados obtidos conduziram às seguintes conclusões:

- ◆ A turbidez parece ser um parâmetro que não representa adequadamente as variações de concentrações de células de *M. aeruginosa*;
- ◆ Houve traspasse de clorofila-a e microcistina intracelular nas fases em que a água bruta continha células de *M. aeruginosa*, e quando a concentração desses microrganismos na água bruta foi da ordem de 10^6 cél/mL, houve uma retenção inicial de parte dessas células, que em seguida foi parcialmente carregada para a água filtrada;
- ◆ Parte das células retidas de *M. aeruginosa* sofreram lise no interior dos filtros e/ou na coluna de água sobrenadante, e parte dessa microcistina extracelular foi detectada na água filtrada. Observou-se também que o grau de oxidação das microcistinas liberadas pela lise parece depender do grau de maturação do filtro lento;
- ◆ A taxa de crescimento da perda de carga se elevou significativamente quando a água afluyente aos filtros continha células de *M. aeruginosa*, e continuou a subir mesmo após a presença dessas células na água bruta. Dessa forma, a obstrução do meio filtrante pode estar ocorrendo não só devido às células viáveis de *M. aeruginosa*, mas também devido ao crescimento da comunidade biológica no interior do filtro

lento, pois com a lise celular no interior dos filtros, há aumento da disponibilidade de outros materiais orgânicos dissolvidos que não seja microcistina, servindo de alimento para uma parte da comunidade bacteriana;

- ◆ Dentre os três diâmetros efetivos de areia avaliados nesse trabalho, o filtro preenchido com tamanho efetivo de 0,22mm apresentou elevados valores de perda de carga, podendo desfavorecer o seu uso em condições de exposição mais prolongada de *M. aeruginosa* na água bruta. No entanto, para a concentração de 10^5 células de *M. aeruginosa*/mL na água bruta, a qualidade dos efluentes parece ser influenciada pelo tamanho efetivo da areia;
- ◆ Um filtro pode atingir uma profundidade de camada de areia de 0,60 m após sucessivas raspagens de limpeza, entretanto, poderá ocorrer maior risco de traspasse de células de *M. aeruginosa*. Para maiores espessuras de camada de areia, de 0,90m e de 1,1m parece não haver diferença entre a qualidade de seus efluentes;
- ◆ Dentre as taxas de filtração avaliadas nesse trabalho (2m/d, 3m/d e 4m/d), a de 4m/d apresentou desempenho inferior aos demais. Sugerindo que a taxa de filtração parece ser um parâmetro que influencia na remoção de *M. aeruginosa*.
- ◆ No filtro com 0,28mm de tamanho efetivo e 0,90m de profundidade de areia e taxa de filtração de 3m/d, foram detectadas concentrações de microcistina extracelular nos efluentes dos filtros por cinco dias após o encerramento da alimentação dos filtros, por 72 horas, com cerca de 160µg/L de microcistina intracelular. As concentrações nos efluentes foram inferiores a 1µg/L durante metade desses dias, e entre 2 e 5µg/L durante a outra metade. Para esses mesmos parâmetros de projeto e operação, entretanto com uma concentração afluente de 35µg/L, as concentrações detectadas na água filtrada foram inferiores a 1,5µg/L;
- ◆ Em relação ao grau de remoção de *M. aeruginosa* e microcistina extracelular, verificou-se que os filtros lentos têm grande potencial, entretanto existem dois fatores primordiais para essa remoção: o grau de amadurecimento dos filtros, que confere uma maior atividade biológica nas camadas mais profundas da areia, e a aclimação realizada com uma exposição prévia à microcistina. Nas diversas

carreiras de filtração realizadas nesse trabalho, a maior massa de microcistina extracelular removida foi de aproximadamente 1060 μ g, o que equivale, para esse esquema de filtração, a cerca de 26 μ g/L em quatro dias com uma taxa de filtração de 2m/d;

- ◆ Foi confirmado a ocorrência de traspasse de coliformes totais nos filtros lentos quando alimentados com microcistina intra e/ou extracelular. A ocorrência e intensidade desse traspasse parece depender da concentração de microcistina na água bruta, da ocorrência de lise celular no interior do filtro e da atividade biológica nos filtros. Ocorrendo o traspasse, ele parece durar poucos dias (0-4) após o encerramento de alimentação dos filtros com toxina.

É válido salientar que as células de *M. aeruginosa* utilizadas nesse trabalho foram cultivadas em laboratório, e quando produzidos grandes volumes, eles eram aerados, o que diminuiu consideravelmente a formação de colônias, favorecendo sua penetração na areia do filtro.

A filtração lenta apresenta grande potencial para o tratamento de água contendo cianobactérias, entretanto é imprescindível que seja assegurada a aclimação prévia dos filtros à toxina, e também um elevado grau de maturação dos filtros, que depende de fatores como temperatura, características da água afluyente e tempo de operação.

A partir dos resultados obtidos no presente trabalho não foi possível identificar valores limitantes de concentração de *M. aeruginosa* e microcistina na água bruta para o tratamento com a filtração lenta, devido à complexidade dos fatores que influenciam na capacidade de remoção de microcistina nessa tecnologia. Dessa forma, até que novos estudos indiquem limites seguros para a utilização da filtração lenta, alerta-se para o fato de que há risco de que os valores detectados de microcistina na água filtrada ultrapassem o limite de potabilidade quando a água bruta apresentar valores próximos a 10⁶ cél/mL de *M. aeruginosa*, e concentrações superiores a 20 μ g/L de microcistina extracelular.

Tendo em vista os dados e conclusões obtidas no trabalho, recomenda-se:

- ◆ Verificar de forma sistemática, em réplicas em paralelo, a influência do tempo de amadurecimento e da aclimação dos filtros na remoção de células de *M. aeruginosa* e microcistina;
- ◆ Avaliar o grau de remoção do processo de Filtração em Múltiplas Etapas para remoção de cianobactérias e cianotoxinas;
- ◆ Estudar o fenômeno do traspasse de coliformes buscando identificar o microrganismo sensível à microcistina que interfere na remoção dos coliformes;
- ◆ Verificar se o traspasse ocorre para outros indicadores microbiológicos, incluindo microrganismos patógenos;
- ◆ Realizar trabalho experimental em escala piloto de maior porte e com águas naturais superficiais, de modo a avaliar o comportamento dos filtros lentos quando submetidos à exposição prolongada de filtração de água contendo *M. aeruginosa* e microcistina extracelular.

7 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Azevedo, S.M.F.O., Evans, W.R., Carmichael, W.W., Namikoshi, M. (1994). “First report of microcystins from a Brazilian isolate of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*.” *Journal of Applied Phycology*, **6**, 261-265.
- Azevedo, S.M.F.O. (1996). Toxic Cyanobacteria and the Caruaru Tragedy. *Anais do IV Simpósio da Sociedade Brasileira de Toxinologia*, 83-84.
- Azevedo, S.M.F.O., Carmichael, W.W., Jochimsen, E.M., Rinehart, K.L., Lau, S., Shaw, G.R.S. e Eaglesham, G.K. (2002). “Human intoxication by microcystins during renal dialysis treatment in Caruaru – Brazil”, *Toxicology*, **181-182**, 441-446.
- Azevedo, S.M.F.O. (2004). *Comunicação pessoal*.
- Barbetta, P.A., Reis, M.M., Bornia, A.C. (2004). *Estatística para cursos de engenharia e informática*. São Paulo. Ed. Atlas.
- Benhardt, H. Clansen, J (1991). “Flocculation of microorganisms.” *Journal Water SRT-Aqua*, **40** (2), 613-616.
- Benhardt, H. Clansen, J (1994). “Investigations into the flocculations mechanisms of small algal cells.” *Journal Water SRT-Aqua*, **43**(5), 222-232.
- Brady, R.D. (1998). “Activated Carbon Processes.” In: Mc Graw Hill (ed.) *Water Treatment Plant Design*. American Water Works Association e American Society of Engineers, 3ª ed., Mac Graw-Hill. E.U.A., 806p.
- Branco, S.B. (1978). *Hidrobiologia Aplicada à Engenharia Sanitária*. 2ª edição. CETESB–Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental, São Paulo, Brasil, 620p.
- Brandão, C.C.S. e Azevedo, S.M.F.O. (2003). *Cianobactérias tóxicas: Impactos na saúde pública e processos de remoção em água para consumo humano*. Ministério da saúde, Funasa (Eds.). Brasília-DF, Brasil.
- Brasil (1997). *Lei 9433 - Política Nacional de Recursos Hídricos*.
- Brasil (2004). *Normas e Padrão de Potabilidade das Águas Destinadas ao Consumo Humano*. Portaria MS 518. Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde – Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2005.
- Bruchet, A., Bernazeau, F., Baudin, I e Pieronne, P. (1998). “Algal toxins in surface waters: analysis and treatment.” *Water Supply*, **16**(1/2), 619-623.
- Campos, L.C., Su, M.F.J., Graham, N.J.D., Smith, S.R. (2002). “Biomass development in slow sand filters.” *Water Research*, **36**, 4543-4551.

- Campos, L.C., Ching, D.F., Parkinson, J.N. (2005). “Aplicação da filtração lenta para tratamento doméstico de água em pequenas comunidades”. *Revista Intercursos*, **3**(2), 140-144.
- Carmichael, W.W. (1992). “Cyanobacterial secondary metabolites – The Cyanotoxins.” *Journal of Applied Bacteriology*. **72**, 445-459.
- Carmichael, W.W. (1994). “The toxins of Cyanobacteria.” *Scientific American*, **271**, 78-86.
- Chorus, I. e Bartram, J. (1999). *Toxic Cyanobacteria in Water*. E&FN Spon, Londres, 416p.
- Chow, C.W.K., Drikas, M., House, J., Burch, M.D., Velzeboer, R.M.A. (1999). “The Impact of Conventional Water Treatment Processes on Cells of the Cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*.” *Water Research*, **33**, 3253-3262.
- CONAMA- Conselho Nacional do Meio Ambiente (2005). Resolução nº 357. Ministério do Meio Ambiente.
- Di Bernardo, L. Rocha, O., Varesche, M.B.A. (1993). *A influência de algas planctônicas no desempenho de filtros lentos de areia*. Simpósio Luso-Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental. Belo Horizonte, Minas Gerais.
- Di Bernardo, L. (1993). *Métodos e Técnicas de Tratamento de Água*, vol. 1 e 2. ABES, Rio de Janeiro, Brasil.
- Di Bernardo, L., Brandão, C.C.S., Heller, L. (1999). *Tratamento de Águas de Abastecimento por Filtração em Múltiplas Etapas*. PROSAB, Rio de Janeiro, Brasil, 114p.
- Donati, C., Drikas, M., Hayes, R. e Newcombe, G. (1994). “Mycrocystin-LR adsorption by powdered activated carbon.” *Water Research*, **28**(8), 1735-1742.
- Drikas, M., Chow, C.W.K., House, J., Burch, M.D. (2001). “Using coagulation, flocculation, and settling to remove toxic cyanobacteria.” *Journal of American Water Works Association*, **93**(2), 100-110.
- Edzwald, J. K. e Wingler, B. J. (1990). “Chemical and physical aspects of dissolved air flotation for the removal of algae.” *Aqua*, **39**, 24-35.
- Falconer, I.R., Runnegar, M.T.C., Buckley, T., Huyn, V.L. e Bradshaw, P. (1989). “Using activated carbon to remove toxicity from drinking water containing Cyanobacterial blooms.” *Journal AWWA*, **81**(2), 102-105.
- Falconer, I.R. (1991). “Tumor promotion and liver injury caused by oral consumption of cyanobacteria environmental toxicology and water quality.” *Environmental Toxicology*, New York, **6**, 177-184.

- Falconer, I.R. (1994). "Health Implications of Cyanobacterial (blue-green algae) toxins". In: Steffensen, D. A. e Nicholson, B. C (eds.) *Toxic Cyanobacteria current status of research and management. Proceedings of an International Workshops*. Adelaide, Australia.
- Fawell, J.K., James, C.P., James, H.A. *Toxins from blue-green algae: Toxicological assessment of microcystin-LR and a method for its determination in water*. Medmenham: water research centre.
- FEEMA – Fundação Estadual de Engenharia do Meio Ambiente (1990). *Vocabulário Básico do Meio Ambiente*. Rio de Janeiro, 2ª ed. 246 p.
- Fitzgerald, J., Falconer, I., Kuiper-Goodman, T. (1999). "Human Health Aspects." In: Chorus, I. e Bartram, J.(Eds), *Toxic Cyanobacteria in Water*. E&FN Spon, Londres, 416p.
- Gomes, L.N.L., Firpo, F.D., Nascimento, F.A., von Sperling, E., Pádua, V.L. (2005). *Estudo da viabilidade da implantação de uma cortina de ar como método físico de contenção de florações de cianobactérias no manancial*. 23º Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental. Campo Grande, MS.
- Graham, N.J.D., Wardlaw, V.E., Perry, R. e Jiang, J-Q. (1998). "The Significance of Algae as Trihalomethane Precursors." *Water Science and Technology*, **37**(2), 83-89.
- Grützmacher, G., Böttcher, G., Chorus, I. E Bartel, H. (2002). "Removal of Microcystin by Slow Sand Filtration". *Environmental Toxicology*, **17**, 386-394.
- Haarhoff J. e Cleasby J. L. (1991). "Biological and Physical Mechanisms in Slow Sand Filtration." In: Longsdon G. S. (ed.) *Slow Sand Filtration*. ASCE, Nova Iorque, E.U.A., 19-68.
- Harada, K.I., Tsuji, K., Watanabe, M.F. (1996). Stability of microcystins from cyanobacteria. Effect of pH and temperature. *Phycologia*. **35**(6), 83-88.
- Harada, K.I., Kondo, F., Lawton, L. (1999). "Laboratory analysis of Cyanotoxins." In: Chorus, I. e Bartram, J.(Eds), *Toxic Cyanobacteria in Water*. E&FN Spon, Londres.
- Hart, J., Fawell, J.K. e Croll, B. (1998). "The fate of both intra- and extracellular toxins during drinking water treatment". *Water Supply*, **16**(1/2), 611-616.
- Hespanhol, I. (1987). "Filtração lenta." In: Azevedo Netto, J.M. (ed.) *Técnicas de Abastecimento de Água*, vol.2. CETESB, São Paulo.
- Hendricks, D.W. e Bellamy, W.D. (1991). "Microorganism Removals by Slow Sand Filtration." In: Longsdon G. S. (ed.) *Slow Sand Filtration*. ASCE, Nova Iorque, E.U.A., 101-121.

- Himberg, K., Keijola, A-M., Hiisvirta, L., Pyysalo, H. e Sivonen, K. (1989). "The effect of water treatment processes on the removal of hepatotoxins from *Microcystis* and *Oscillatoria* cyanobacteria: A laboratory study." *Water Research*, **23**(8), 979-984.
- Ho, L., Meyn, T., Keegan, A., Hoefel, D., Brookes, J., Saint, C.P., Newcombe, G. (2006). "Bacterial degradation of microcystin toxins within a biologically active sand filter." *Water Research*, **40**, 768-774.
- Hoehn, R.C., Grizzard, T.J. e Shaffer, P.T.B. (1980). "Algae as source of trihalomethane precursors." *Journal of American Water Works Association*, **72**(6), 344-350.
- Hudrey, S., Burch, M. Drikas, M. e Gregory, R. (1999). Remedial Measures. In: Chorus, I. e Bartram, J.(Eds), *Toxic Cyanobacteria in Water*. E&FN Spon, Londres, 416p.
- Huisman, L.(1982) *Slow Sand Filtration*. Netherlands, Delf University of Tecnology.
- IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2005). <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/populacao/estomativa2005/default.shtm>. 20 de novembro de 2005, 22h35min.
- Inamori, Y., Sugiura, N., Ebisuno, T., Sudo, R. (1997). "Improvement of Eutrophicated Lake Water Quality using Biological-film Treatment Processes." *Japanese Journal of Treatment Biology*, **33**, 223-232.
- Inamori, Y., Sugiura, N., Iwami, N., Matsumura, M., Hiroki, M., Watanabe, M.M. (1998). "Degradation of toxic cyanobacterium *Microcystis viridis* using predaceous micro-animals combined with bacteria." *Phycological Research*, **46**, 37-44.
- Janssens, J.G. e Buekens, A. (1993). Assessment of process selection for particle removal in surface water treatment. *Journal Water SRT – Aqua* **42** (5), 279-288.
- Jones, G. e Orr, P.T. (1994). "Release and Degradation of Microcystins Following Algicide Treatment of a *Microcystis aeruginosa* Bloom in a Recreational Lake, as Determined by HPLC and Protein Phosphatase Inhibition Assay." *Water Research*, **28**(4), 871-876.
- Keijola, A-M., Himberg, K., Esala, A.L., Sivonen, K. e Hiisvirta, L. (1988). "Removal of cyanobacterial toxins in water treatment processes: Laboratory and pilot scale experiments." *Toxicity Assessment: An international Journal*, **3**, 643-656.
- Krishnamurthy, T., Carmichael, W.W., Sarver, E.W. (1996). "Toxic Peptides from Freshwater Cyanobacteria Blue-Green Algae. Isolation, Purification and Characterization of Peptides from *Microcystis aeruginosa* and *Anabaena flos-aquae*." *Toxicon*, **24**(9), 865-873.

- Lahti, K. (1997). Cyanobacterial Hepatotoxins and Drinking Water Supplies – Aspect of Monitoring and Potencial Health Risks. *Monographs of the Boreal Environmental Research*, n°4, 40p.
- Lam, A.K.Y., Prepas, E.E., Spink, D. Hudrey, S.E. (1995). Chemical control of hepatotoxic phytoplankton blooms: implications for human health. *Water Research*. **29**(8), 1845-1854.
- Levin, J. (1987). *Estatística Aplicada à Ciências Humanas*. Ed. Habra.
- Loyd, S.W. & Tucker, C.S. (1988). Comparison of three solvent systems for extraction of chlorophyll a from fish pond phytoplankton communities. World Aquaculture Society, USA.
- Logsdon, G.S. (Ed) (1991). *Slow Sand Filtration*. ASCE, EUA, 227p.
- Magalhães, V.F., Azevedo, S.M.F.O. (1998) “Ecological implications of hepatotoxic *Microcystis aeruginosa* in the Jacarepaguá Lagoon, Brazil.” In: Reguera, B., Blanco, J., Fernández, M.L., Wyatt, T. , editors. *Harmful Algae Junta Intergovernmental Oceanografic Comission of Unesco*, 26-28.
- Mota, Suetônio (1995). *Preservação e Conservação de Recursos Hídricos*. 2º ed. Rio de Janeiro, Brasil – ABES, 200p.
- Mouchet, P. e Bonnélye, V. (1998). “Solving algae problems: French expertise and world-wide applications. *Journal of Water SRT – Aqua*”, **47**(3); 125-141.
- Nicholson, B.C., Rositano, J. e Burch, M.D. (1994). “Destruction of cyanobacterial peptide hepatotoxins by chlorine and chloramine.” *Water Research*, **28**(8), 1297-1303.
- Oliveira, A.C. P, (2003). *Efeitos de fatores físicos, químicos e biológicos no processo de degradação e remoção de microcistinas*. Tese de doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Instituto de Biofísica Carlos Chagas Filho, Rio de Janeiro/RJ.
- Oliveira, J.M.B., (2005). *Remoção de *Cylindrospermopsis raciborskii* por meio de sedimentação e de flotação: avaliação em escala de bancada*. Dissertação de Mestrado. Universidade de Brasília, Departamento de Engenharia Civil e Ambiental, Brasília, Distrito Federal.
- Rebouças, A.C. (2002). “Aspectos Relevantes do Problema da Água” In: *Águas Doces no Brasil: capital ecológico, uso e conservação*. Organizadores Aldo da Cunha Rebouças, Benedito Braga, José Galizia Tundisi. 2º ed. São Paulo: Escrituras Editora.
- Rinehart, K.L., Namikoshi, M., Choi, B.M. “Structure and biosynthesis of toxins from blue-green algae (cyanobacteria).” *Journal of Applied Phycology*, **6**, 159.

- Sá, J.C. (2002). *Remoção de Microcystis aeruginosa e microcistina pelo processo de filtração lenta*. Dissertação de Mestrado. Universidade de Brasília, Departamento de Engenharia Civil e Ambiental, Brasília, Distrito Federal.
- Sivonen, K. e Jones, G. (1999). “Cyanobacterial toxins.” In: Chorus, I. e Bartram, J.(Eds), *Toxic Cyanobacteria in Water*. E&FN Spodrogon, Londres, 416p.
- APHA, AWWA and WEF (1998). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, Eaton, A.D, Clesceri, L. S., Greenberg, A. E. (Eds.). American Public Health Association, 19^a edição.
- Tangerino, E.P. e Di Bernardo L. (2003). *Remoção de cor verdadeira em filtração lenta com e sem carvão ativado, precedida de pré-oxidação com peróxido de hidrogênio e ozônio*. 22^o Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental. Joinville, Santa Catarina.
- Tangerino, E.P. e Di Bernardo L. (2005). *Remoção de Substâncias Húmicas por meio da oxidação com Ozônio e Peróxido de Hidrogênio e FiME*. Engenharia Sanitária e Ambiental, **10**(4), p. 290-298.
- Teixeira, M.G.L.C., Costa, M.C.N., Carvalho, V.L.P., Pereira, M.S. & Hage, E. (1993). “Gastroenteritis epidemic in area of the Itaparica, Bahia, Brazil”. *Bulletin of Pan-American Health Organisation*, **27**, 244-253.
- Tsuji, K., Naito, S., Kondo, F., Watanabe, M., Suzuki, S., Nakazawa, H., Suzuki, M., Shimada, T., Harada, K-I. (1994). “A Clean-up Method for Analysis of Traca amoUTNs of Microcystins in Lake Water.” *Toxin* **32**(10), 1251 – 1259.
- Vargas, L.C. (1992). “Filtración Lenta en Arena” In: *Programa Regional de Mejoramiento de la Calidad del Agua para Consumo Humano*, CEPIS.
- Varesche, M.B.A. (1989). *Estudo sobre a Interferência de Algas no Sistema de Filtração Lenta em Areia*. Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, Escola de Engenharia de São Carlos, Departamento de Hidráulica e Saneamento, São Carlos, SP, Brasil, 417p.
- Veras, L.R.V. (1999). *Tratamento de Água Superficial por Meio de Diferentes Alternativas da Tecnologia de Filtração em Múltiplas Etapas*. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, Escola de Engenharia de São Carlos, Departamento de Hidráulica e Saneamento, São Carlos, SP, Brasil, 246p.
- Vissher, J.T., Galvis, G. e Latorre, J.(1996). “Filtración en multiples etapas-FiME : bondades e limitaciones.” *Anais da Conferência Internacional Mejoramiento de la Calidad del Agua*, Santiago de Cali, 30 de abril a 4 de maio, Colômbia.

- Vitola, C.R.R., Yunes, J.S., Faria, S.M.S., Marques, G.S., Pierin, C.E. (2003). *Estudo da Migração vertical das cianobactérias na represa do Iraí. E avaliação de cianotoxinas*. IV Seminário do prometo Interdisciplinar Sobre Eutrofização de Águas de Abastecimento Público na Bacia do Altíssimo Iguaçu, Curitiba/PR.
- Vlaski, A., Van Breeman, A.N. e Alaerts, G.J. (1996). "Optimization of coagulation conditions for the removal of cyanobacteria by dissolved air flotation or sedimentation." *Journal of Water SRT-Aqua*, **45** (5), 253-261.
- Von Sperling, M. (1996). *Princípios Básicos de Tratamento de Esgotos*. Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Brasil, 211 p.
- WHO – World Health Organization (1999) *Guidelines for drinking-water quality - Addendum to volume 1*. WHO, Genebra, 2a. Edição, 36 p.
- Yoo, R. S., Carmichael, W. W. , Hoehn, R. C. e Hrudney, S. E. (1995). *Cyanobacterial (Blue-Green Algal) Toxins: A Resource Guide*. American Water Works Association Research Foundation and American Water Works Association. EUA, 229 p.

APÊNDICE A – GRÁFICOS DAS CURVAS GRANULOMÉTRICAS DAS AREIAS UTILIZADAS NO TRABALHO EXPERIMENTAL

A Figura abaixo apresenta os pontos que indicam as diferentes curvas granulométricas das areias utilizadas nas etapas experimentais desse trabalho. Foram avaliados três tamanhos efetivos de grãos de areia, 0,22mm, 0,28mm e 0,35mm. Para cada um dos tamanhos efetivos, a Figura apresenta a sua respectiva granulometria.

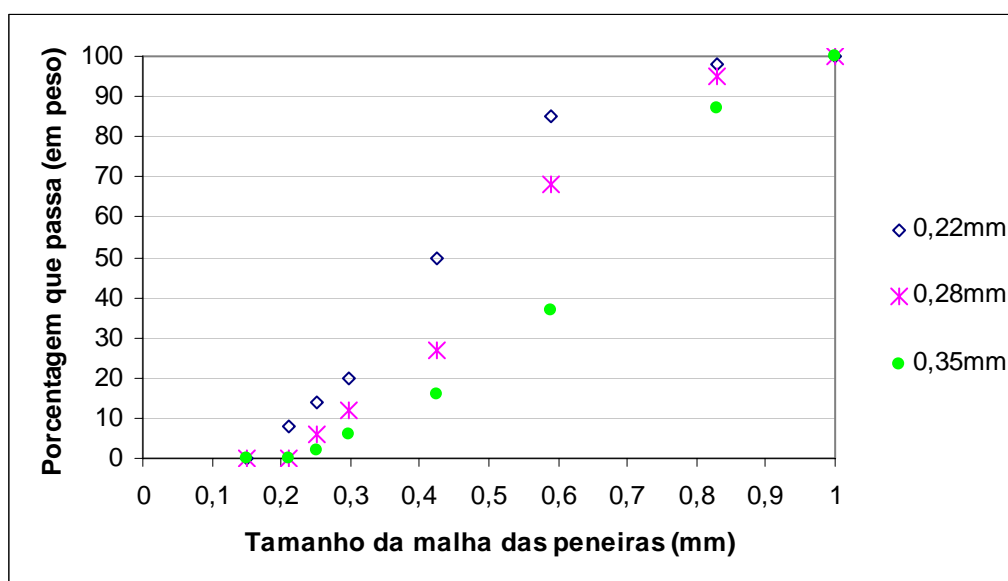


Figura A.1 – Granulometria das areias utilizadas no trabalho experimental

APÊNDICE B – METODOLOGIA PARA ANÁLISE DA MICROCISTINA TOTAL

Como já foi discutido nos resultados da etapa experimental 1, o processo de extração descrito por Krisnamurthy *et al.* (1986), para a análise de microcistina intracelular, apresentou alguns problemas de interferência do metanol e não foi utilizado na etapa experimental 2. Assim, a metodologia para quantificação de microcistina intracelular foi obtida a partir da diferença entre a microcistina total e a extracelular, seguindo os seguintes passos:

- Coleta de uma amostra composta de 2h;
- Desse volume retirou-se 10mL para determinação da microcistina total (amostra 1), e 10mL para determinação da microcistina extracelular (amostra 2);
- A amostra 1 foi submetida ao procedimento de gelo/degelo por três vezes e foi lida em kit ELISA (leitura 1);
- A amostra 2 foi filtrada (abertura de 1 μ m) e o filtrado foi coletado e lido em ELISA (leitura 2);
- A concentração de microcistina intracelular foi determinada a partir da diferença entre a leitura 1 (microcistina total) e a leitura 2 (microcistina extracelular).

**APÊNDICE C - ETAPAS DA EXTRAÇÃO DE MICROCISTINA INTRACELULAR
DE ACORDO COM KRISNAMURTHY *ET AL.* (1986)**

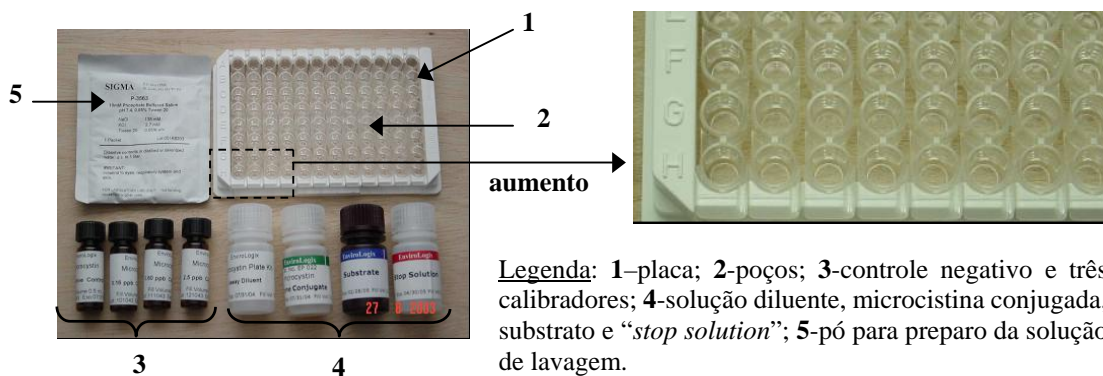
- Filtrar 1 L da amostra em filtro de borosilicato com porosidade 1µm
- As microcistina na fração intracelular ficam retidas no filtro no momento da filtração
- O filtro de borosilicato é submerso numa solução de butanol:metanol:água (5:20:75), durante uma hora, com agitação, e temperatura ambiente
- Essa suspensão será centrifugada por 30 minutos, recolhendo-se o sobrenadante
- Repetir a centrifugação da suspensão por mais duas vezes
- O volume total dos sobrenadantes obtidos é evaporado até redução de 1/3 do volume inicial

APÊNDICE D - ETAPAS DA EXTRAÇÃO DE MICROCISTINA EXTRACELULAR DE ACORDO COM TSUJI *ET AL.*(1994):

- Ativar os cartuchos de octadecilsilano (C18) com 20 mL de metanol 100%
- Passar 30 mL de água deionizada para remover o metanol
- Filtrar a amostra no cartucho C18, sob vácuo, porém lentamente, com gotejamento
- Passar 20 mL de água deionizada (desprezar)
- Passar 20 mL de metanol 20% no cartucho (desprezar)
- Passar 20 mL de metanol 100% no cartucho (recolher)
- Filtrar o volume de 20 mL de metanol contendo a microcistina em um cartucho de silicagel 60 (0,063 - 0,200 mm), sendo esse cartucho previamente ativado com 20mL de metanol 100%
- Passar 30 mL de metanol 100% no cartucho de silicagel (despreza)
- Passar 20 mL de uma solução de metanol: água: TFA (89,9:10:0,1 v/v) (recolher)
- Evaporar à secura total em baixa temperatura

APÊNDICE E – DESCRIÇÃO DO KIT ELISA

Como pode ser visto na Figura abaixo, o *kit* ELISA é composto por: uma placa que contém, aderidos nas paredes de cada poço, anticorpos M8H5 capazes de se ligar à microcistina; uma solução de controle negativo (CN); três calibradores; uma solução diluente; uma solução de microcistina conjugada à uma enzima “marcada”; um substrato; uma “*stop solution*” composto por uma solução de HCl; e um pó para preparo da solução de lavagem PBS (solução salina tamponada de fosfato).



Legenda: 1–placa; 2–poços; 3–controle negativo e três calibradores; 4–solução diluente, microcistina conjugada, substrato e “*stop solution*”; 5–pó para preparo da solução de lavagem.

Figura – Apresentação dos componentes do *kit* ELISA.

Em cada poço da placa do *kit* ELISA existe um número definido desses anticorpos. De início esses anticorpos são ativados com a solução diluente, em seguida é adicionado em poços distintos, o controle negativo (CN), o calibrador 1 (0,16 ppb), o calibrador 2 (0,6ppb), o calibrador 3 (2,5ppb) e finalmente as respectivas amostras. Nesse momento, as moléculas de microcistinas serão ligadas aos anticorpos presentes nos poços. O próximo passo é adicionar à mistura o conjugado contendo microcistina ligada à uma enzima “marcada”. A microcistina do conjugado se liga aos anticorpos que se encontram livres, ou seja, aqueles anticorpos que não foram ligados à microcistina da amostra. A placa é então lavada com a solução de PBS para que o restante da solução de microcistina conjugada remanescente seja eliminado dos poços. Em seguida é adicionado o substrato que permite o desenvolvimento da coloração característica das enzimas “marcadas” presentes na placa. Por fim, a densidade ótica dos poços da placa será lida num espectrofotômetro.

Assim sendo, quando **não há** presença de microcistina na amostra, a microcistina do conjugado ocupa todos os sítios de ligação disponíveis no anticorpo e, em função da sua marcação, apresenta uma coloração escura. Caso **haja** microcistina na amostra, essa ocupa os sítios disponíveis no anticorpo, deixando poucos sítios para serem ocupados pelo conjugado, provocando uma coloração mais clara. Assim, a intensidade da cor produzida, medida pela densidade ótica, é inversamente proporcional à concentração de microcistina (Harada *et al.*, 1999).

Para que seja realizada a leitura da densidade ótica, a placa é introduzida numa leitora ótica de ELISA, que fornece uma leitura medida em 450 nm. A partir do valor obtido da densidade ótica é possível calcular a concentração de microcistina utilizando-se uma curva de calibração produzida a partir de amostras padrão (3 calibradores).

Para determinação da microcistina extracelular não se faz necessário qualquer procedimento preparatório da amostra, ou seja, ela pode ser diretamente analisada nos *kits* ELISA (exceção de valores muito elevados que exijam diluição para enquadrá-la na faixa da curva de calibração). Entretanto, quando se trata de microcistina intracelular, faz-se necessário um procedimento de extração similar ao utilizado na preparação de amostras desse tipo para serem analisadas em HPLC.

Quando a amostra de água contém microcistina na fração intracelular (células viáveis), ela passa por um processo de lise celular, sendo o protocolo empregado o descrito por Krishnamurthy *et al.* (1986) (Apêndice C). Na seqüência, quando as microcistina estão na fração extracelular (dissolvida), o protocolo adotado é o descrito por Tsuji (1994). De forma sucinta, o procedimento de extração da microcistina extracelular em água é descrito a seguir.

Os cartuchos C18 utilizados para extração da microcistina extracelular do meio líquido contêm como meio filtrante um tipo de resina e ODS (octadecilsilano-C₁₈H₃₇). A microcistina, por afinidade química, fica retida no ODS.

Os cartuchos são inicialmente ativados com a passagem de 20mL de metanol 100% e 20mL de água deionizada. Em seguida todo o volume de amostra é passado pelo cartucho numa taxa bastante baixa, por gotejamento. Na etapa seguinte passa-se pelo cartucho 20mL

de metanol 20%, que tem a função de remover outras matérias orgânicas dissolvida que não sejam microcistina. Finalmente, para que as microcistina sejam extraídas do ODS, é feita uma eluição com 20mL de metanol 100%. Esse volume de metanol 100% deve ser reservado e ainda será submetido a outro processo de purificação em cartucho de silicagel e solução de metanol:água:TFA. O solvente presente no volume final deverá ser evaporado à temperatura ambiente, restando apenas as microcistina que deverão ser re-suspensas em 1mL de água deionizada e conservadas à baixas temperaturas (4 °C) até o momento da leitura no HPLC. É importante salientar que com esse método de extração utilizando metanol, ainda que ele seja evaporado, a leitura da amostra não deve ser realizada pelo método ELISA, visto que o metanol causa interferência, resultando em valores falso-negativos.

APÊNDICE F - MEIO ASM-1 PARA CULTIVO DE CIANOBACTÉRIAS

Solução estoque A:

NaNO_3 - 1,70g

$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ - 0,49g

$\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ - 0,41g

$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ - 0,29g ou CaCl_2 anidro - 0,219g

200mL de água bideionizada

Solução estoque B:

KH_2PO_4 anidro - 0,87g ou $\text{KH}_2\text{PO}_4 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$ - 1,14g

$\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$ - 1,78g

100mL de água bideionizada

Solução estoque C:

H_3BO_3 - 2,48g

$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ - 1,39g

$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ - 1,08g

ZnCl_2 - 0,335g

$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ - 0,019g

$\text{CuCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ - 0,0014g

100mL de água bideionizada

Solução estoque D:

EDTA Na_2 - 1,86g

100 mL de água bideionizada

Volume das soluções estoque para completar 1 L de meio:

20 mL da solução A

2,0 mL da solução B

0,1 mL da solução C

0,4 mL da solução D

CORRIGIR O pH PARA FICAR ENTRE 7 e 8

APENDICE F – TABELAS DOS VALORES DE TURBIDEZ, CLOROFILA-A, MICROCISTINA INTRA E MICROCISTINA EXTRACELULAR DURANTE AS QUATRO ETAPAS EXPERIMENTAIS

1) ETAPA 1

Tabela F.1 - VALORES DE TURBIDEZ

TEMPO	TURBIDEZ (UTN)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	2,83	1,22	1,02	0,954
2	3,48	0,908	0,98	0,86
3	3,7	0,934	1,02	0,914
4	3,56	0,858	0,844	0,98
5	3,36	0,816	0,842	0,986
6	2,83	0,449	0,463	1,02
7	3,42	0,535	0,444	0,868
8	2,46	0,491	0,332	0,678
9	2,13	0,44	0,284	0,44
10	1,89	0,435	0,342	0,393
11	1,07	0,292	0,246	0,252
12	1,23	0,281	0,219	0,249
13	0,932	0,163	0,163	0,169
14	1,86	0,3	0,2	0,2
15	1,65	0,3	0,2	0,2
16	1,79	0,2	0,2	0,2
17	1,88	0,1	0,2	0,2
18	6,34	0,2	0,2	0,2
19	6,31	0,2	0,3	0,2
20	4,22	0,2	0,2	0,2
21	5,21	0,2	0,2	0,2
22	2,26	0,3	0,3	0,3
23	1,97	0,2	0,2	0,2
24	2,13	0,2	0,2	0,2
25	2,16	0,2	0,2	0,2
26	1,68	0,176	0,16	0,211
27	1,15	0,312	0,229	0,327
28	1,05	0,222	0,241	0,286
29	0,961	0,207	0,219	0,382
30	1,07	0,273	0,2	0,384
32	1,06	0,193	0,222	0,337
33	1,32	0,145	0,187	0,211
34	1,06	0,163	0,209	0,223
35	0,984	0,244	0,184	0,293
36	1,62	0,15	0,163	0,183
37	1,1	0,2	0,2	0,2
38	0,893	0,1	0,2	0,2

39	2,22	0,2	0,2	0,2
40	1,45	0,2	0,2	0,2
41	8,89	0,2	0,2	0,2
42	9,95	0,2	0,2	0,2
43	11,6	0,4	0,1	0,2
44	10,8	0,4	0,4	0,3
45	2,92	0,3	0,4	0,3
46	2,41	0,3	0,2	0,2
47	1,5	0,2	0,2	0,2
48	1,36	0,2	0,2	0,2
49	1,44	0,204	0,208	0,184
50	1,41	0,208	0,186	0,161

Tabela F.2 – CONCENTRAÇÕES DE CLOROFILA-A

TEMPO	CLOROFILA-A (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	20,2	2,0	2,1	1,5
3	20,7	2,5	2,2	2,1
6	11,5	7,8	6,3	7,8
8	9,8	0,0	0,1	0,5
10	6,6	0,0	0,0	0,0
12	4,1	0,0	0,0	0,0
13	5,9	0,1	0,1	0,0
14	17,7	0,0	0,0	0,0
15	12,1	0,0	0,0	0,0
16	16,4	1,6	0,5	0,4
17	13,5	0,4	0,3	0,4
18	46,5	1,1	1,1	0,9
19	37,8	0,8	0,5	0,8
20	40,3	0,4	0,3	0,4
21	40,3	0,4	0,0	0,7
22	10,8	0,0	0,1	0,0
23	13,1	0,1	0,1	0,0
24	14,0	0,4	0,4	0,0
25	11,9	0,0	0,3	0,1
29	8,2	0,3	0,0	0,0
31	11,0	0,0	0,0	0,0
34	10,0	0,0	0,0	0,0
36	11,9	0,1	0,3	0,1
38	8,3	0,1	0,1	0,1
41	64,2	0,4	0,7	0,5
42	61,5	1,3	0,5	1,1
43	66,4	3,4	2,8	1,6
44	66,4	0,4	0,5	0,3
45	11,5	1,0	0,6	0,4
46	9,1	0,5	0,3	0,3

47	13,5	0,2	0,2	0,2
48	11,5	0,4	0,4	0,3
49	10,6	0,4	0,4	0,0
50	10,6	0,2	0,2	0,1

Tabela F.3 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA EXTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA EXTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
18	1,835	1,03	0,48	0,22
19	1,127	0,281	0,179	ND
20	1,608	ND	0,183	0,173
21	1,608	ND	0,178	ND
22		ND	ND	0,179
23		0,248	0,301	0,147
24		ND	ND	ND
25		ND	ND	ND
26				
27				
28				
29				
41	1,783	0,2	ND	0,325
42	2,661	0,173	ND	ND
43	1,69	0,177	ND	0,216
44	1,69	0,285	0,301	0,337
45		0,352	0,435	0,352
46		0,358	0,322	0,358
47		0,322	0,276	0,237
48		ND	ND	ND
49		0,175	ND	ND
50		ND	ND	ND

ND – Não-detectável

2) ETAPA 2

Tabela F.4 – VALORES DE TURBIDEZ

TEMPO	TURBIDEZ (UTN)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	1,9	3,9	2,6	4,1
2	1,7	1,8	3,5	3,3
3	1,8	1,5	4,9	2,8

4	1,7	2,0	3,9	3,2
5	2,0	1,7	3,2	3,1
6	1,3	1,0	1,8	1,6
7	1,2	1,7	1,1	1,0
8	1,1	0,6	0,8	0,9
9	1,5	0,7	0,7	0,9
10	1,4	0,6	0,7	0,8
11	2,1	0,6	0,6	0,7
12	1,7	0,6	0,5	0,6
13	1,8	0,6	0,5	0,5
14	1,6	0,5	0,5	0,4
15	1,3	0,4	0,4	0,4
16	1,0	0,3	0,2	0,2
17	1,1	0,2	0,3	0,2
18	12,2	0,5	0,3	0,2
19	12,4	1,1	0,3	0,3
20	12,6	2,4	0,6	0,3
21	4,3	1,8	0,5	0,4
22	3,0	0,9	0,5	0,4
23		0,4	0,5	0,3
24	2,0	0,3	0,5	0,3
25	0,9	0,3	0,4	0,3
26	2,0	0,4	0,5	0,4
28	2,0	0,2	0,3	0,2
29	1,5	0,2	0,3	0,3
30	1,5	0,2	0,2	0,3
31	1,0	0,2	0,3	0,2
32	1,4	0,2	0,3	0,2
35	1,0	0,2	0,2	0,2
36	0,7	0,4	0,4	0,4
37	0,7	0,4	0,4	0,4
38	1,0	0,4	0,4	0,3
39	8,3	0,3	0,3	0,3
40	10,9	0,5	0,4	0,3
41	11,8	1,2	0,6	0,4
42	2,8	2,2	1,2	0,8
43	1,2	0,8	0,5	0,7
44	0,8	0,4	0,4	0,5
45	0,7	0,4	0,5	0,4
46	1,0	0,3	0,3	0,3
49	0,7	0,2	0,2	0,2

Tabela F.5 – CONCENTRAÇÕES DE CLOROFILA-A

TEMPO	CLOROFILA-A (µg/L)			
	FLA-1	FLA-2	FLA-3	AB
1	0,5	0,4	0,3	2,4

3	0,5	0,4	0,4	3,4
7	0,1	0,1	0,1	0,9
9	0,4	0,3	0,3	2,8
11	0,3	0,1	0,1	3,3
14	0,5	0,0	0,1	2,1
16	0,5	0,3	0,1	3,7
17	0,7	0,4	0,3	2,1
18	1,2	0,1	0,1	91,1
19	6,9	0,4	0,3	100,8
20	15,4	3,0	0,8	117,0
21	12,3	4,0	1,6	48,2
22	2,4	0,7	1,5	3,0
23	1,2	1,7	0,9	
24	2,4	0,7	1,5	3,0
25	1,5	1,7	1,1	2,4
26	1,1	1,6	1,3	4,2
28	0,7	0,7	1,7	
29	0,5	0,9	0,3	3,7
31	0,5	0,7	0,5	
35	0,4	0,5	0,1	3,6
36	0,4	0,4	0,3	2,0
37	0,4	0,7	0,3	2,5
39	1,5	1,2	0,3	75,8
40	2,5	2,1	0,7	97,2
41	7,1	3,0	1,2	85,8
42	17,4	4,9	4,0	15,0
43	2,9	0,5	2,5	5,9
44	1,5	0,5	1,5	5,3
45	0,4	0,4	0,3	2,0
48	0,4	0,7	0,3	2,5

Tabela F.6 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA INTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA INTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	ND	ND	ND	ND
15	ND	ND	ND	ND
18	183	ND	0,2	0,6
19	173,7	0,4	ND	ND
20	193,7	8,1	4,5	5,4
21	18	9,7	5,8	7
22		3,5	3,5	2
23		0,1	1,1	0,3
24		0,3	0,7	0,1
25		0,4	0,3	0,2
26		0,2	1	0,3
27		ND	0,3	ND

39	136,2	4,5	4,1	4,5
40	178,6	3,7	3	2,1
41	175,6	9,1	1,5	5,4
42	1,4	3,6	2,5	2,4
43		2	0,2	1,6
44		0,3	0	0,3
45		0	0	0,2
46		0,1	0,1	0

ND- Não detectável

Tabela F.7 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA EXTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA EXTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	ND	ND	ND	ND
15	ND	ND	ND	ND
18	2	2,9	2,5	3,1
19	2,3	6,5	6,1	6,1
20	2,3	6,5	8,4	7,1
21	ND	7,9	15,4	19,6
22		0,5	3,7	2
23		0,6	0,7	0,5
24		0,2	1	0,2
25		0,2	0,6	0,2
26		0,2	0,2	0,2
27		0,1	0,1	0,1
28		0,1	0,2	0,1
29		0,1	0,1	0,1
30				
35				
39	2,6	0,7	0,7	0,7
40	3	1,1	1	1,1
41	2,4	1,3	1,3	1
42	2,8	0,4	0,4	0,4
43		0,4	0,3	0,4
44		0,2	0,3	0,3
45		0,3	0,3	0,1
46		0,2	0,2	0,2

ND- Não-detectável

3) ETAPA 3

Tabela F.8 – VALORES DE TURBIDEZ

TEMPO	TURBIDEZ (UTN)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1				
2	2,6	1,8	1,0	1,4
3	2,3	1,6	1,3	1,4
4	2,6	1,6	1,2	1,3
5	2,0	1,1	1,1	1,0
6	1,7	0,9	1,0	0,8
7	1,3	0,8	0,8	0,5
8	1,3	0,9	0,8	0,5
9	1,0	0,7	0,8	0,4
11	1,3	0,6	0,8	0,6
12	0,9	0,6	0,4	0,3
13	1,1	0,5	0,5	0,5
14	1,0	0,4	0,5	0,4
15	0,8	0,5	0,5	0,8
16	0,8	0,4	0,3	0,3
17	1,0	0,6	0,5	0,5
18	1,0	0,3	0,3	0,4
19	0,7	0,6	0,5	0,4
20	1,0	0,4	0,5	0,3
22	0,8	0,4	0,3	0,3
23	0,9	0,4	0,6	0,4
24	0,5	0,4	0,3	0,4
25	0,8	0,4	0,3	0,7
26	0,7	0,4	0,3	0,4
27	0,8	0,4	0,3	0,5
29	6,9	0,2	0,2	0,2
29,5	6,4	0,3	0,3	0,4
30	9,2	0,2	0,4	0,4
30,5	11,2	0,4	0,5	0,6
31	10,9	0,3	0,4	0,4
31,5	10,8	0,3	0,5	0,5
32	2,3	0,4	0,4	0,5
33	2,3	0,3	0,4	0,4
34	1,3	0,2	0,2	0,3
35	1,9	0,2	0,2	0,2
36	1,2	0,4	0,3	0,4
37	1,0	0,3	0,3	0,3
38	1,0	0,4	0,3	0,3
39	2,5	0,4	0,2	0,3
40	0,8	0,3	0,2	0,1
41	1,2	0,2	0,2	0,2
42	1,6	0,6	0,5	0,5
43	0,6	0,2	0,2	0,2

44	1,0	0,2	0,2	0,3
45	2,1	0,3	0,3	0,3
47	0,9	0,2	0,2	0,2
48	0,7	0,3	0,3	0,2
49	1,0	0,2	0,2	0,3
50	0,7	0,2	0,2	0,3
51	1,5	0,3	0,3	0,2
52	0,7	0,2	0,2	0,3
53	0,6	0,2	0,2	0,4
56	0,8	0,2	0,2	0,3
57	11,6	0,2	0,4	0,2
57,5	10,0	0,2	0,5	0,4
58		0,2	0,6	0,3
58,5	11,3	0,2	0,5	0,3
59	13,3	0,2	0,5	0,3
60	4,0	0,2	0,6	0,3
61	2,9	0,2	0,3	0,2
62	1,6	0,1	0,2	0,1
63	1,0	0,2	0,2	0,2
64	0,9	0,2	0,2	0,4
65	0,9	0,2	0,2	0,2
66	1,4	0,2	0,2	0,2
67	1,3	0,2	0,2	0,2
68	0,8	0,2	0,2	0,2

Tabela F.9 – CONCENTRAÇÕES DE CLOROFILA-A

TEMPO	CLOROFILA-A (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
3	3,7	0,5	0,3	0,5
5	3,6	0,1	0,0	0,0
8	3,4	0,0	0,0	0,0
11	4,2	0,0	0,0	0,1
13	3,7	0,0	0,0	0,0
15	4,0	0,1	0,0	0,1
16	1,8	0,0	0,0	0,0
17	3,0	0,0	0,0	0,0
19	3,0	0,1	0,0	0,0
22	1,6	0,5	0,3	0,4
23	2,4	1,2	0,4	1,1
24	2,4	2,9	0,7	0,5
25	2,5	0,9	0,7	0,9
26	1,8	0,9	0,9	1,3
27	3,2	0,4	0,7	0,7
29	96,2	0,4	0,8	0,0
30	148,632	1,452	4,224	3,3
31	169,62	0,924	3,696	4,092
32	25,608	1,98	4,092	3,168

33	14,124	1,716	2,772	1,848
34	9,768	0,66	1,188	1,32
35		0,66	0,66	0,396
36	4,488	0,264	0	0
37	7,788	0,132	0,396	0,264
38	3,432	0	0	0
39	4,356	0	0	0
40	4,356	0	0,132	0
41	5,676	0	0	-0,396
42	3,3	0,132	0,132	0,132
43	4,62	0	0	0
44	10,032	0	0,132	0
45	3,696	0,792	1,188	0,792
47	6,468	0,792	0,792	0,66
49	3,432	1,056	1,056	1,056
51	6,072	0,924	0,66	0,528
53	2,904	0,396	0,924	0,66
57	81,048	0,264	1,188	0,66
58	125,004	0,396	2,772	0,396
59	122,1	0,528	2,904	0,66
60	41,976	0,396	1,98	0,924
61	15,312	0,66	1,188	0,264
62	8,712	1,056	0,792	1,056
63	6,072	0,264	0,396	0,132
64	4,752	0,528	0,528	0,264
65	4,356	0,396	0,264	0,528
66	5,676	0,396	0,396	0,132
67	4,356	0,132	0,132	0,132
68	4,092	0,396	0,396	0,66

Tabela F.10 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA INTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA INTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
29	50,5	0,4	0,3	0,3
30	33,9	0,1	0,4	ND
31	39,2	0,4	ND	ND
32	4	0,1	0,3	0,1
33	2	ND	0,1	0,1
34		0,1	0,1	ND
35		0,1	0,2	0,2
36		ND	ND	ND
57	33,4	0,5	0,7	0,6
58	32,4	0,2	ND	0,3
59	31,7	0,4	1,0	0,6
60	2	0,3	0,2	0,3
61		0,3	0,3	0,3
62		0,2	ND	0,2

ND- Não-detectável

Tabela F.11 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA EXTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA EXTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
29	3,5	2,4	4,2	3,6
30	3,1	4,9	5,8	4,8
31	1,8	0,9	1,6	3,2
32		0,2	0,5	0,9
33		0,3	0,6	0,4
34		0,1	0,3	0,2
35		ND	ND	ND
39	21	0,2	0,2	0,1
40	23	0,2	0,2	0,2
41	1,3	0,2	0,1	0,2
42		0,1	0,1	0,1
43		0,1	0,1	0,1
44		ND	ND	ND
57	1,6	0,6	0,7	0,6
58	0,6	0,8	0,9	0,8
59	0,3	0,6	0,8	0,8
60	0,3	ND	ND	ND
61	0,2	ND	ND	ND
62	0,2	ND	ND	ND
65	19	0,1	0,1	0,1
66	15	0,1	0,1	0,1
67	0,8	ND	ND	ND
68		ND	ND	ND

ND- Não-detectável

4) ETAPA 4

Tabela F.12 – VALORES DE TURBIDEZ

TEMPO	TURBIDEZ (UTN)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	1,2	1	1	1
2	1,5	0,6	0,8	0,9
2,5	1,3	0,6	0,9	0,8
3	1,3	0,6	0,7	0,6
4	1,2	0,9	0,8	0,5
5	1,2	0,5	0,8	0,4
6	0,9	0,5	0,7	0,6
6,5	0,9	0,5	0,5	0,5
7	0,8	0,4	0,4	0,6
8	1,1	0,4	0,4	0,6

9	1,1	0,4	0,4	0,4
10	1	0,3	0,4	0,4
11	1,2	0,4	0,6	0,5
12	1,1	0,4	0,4	0,5
13	0,9	0,5	0,5	0,6
15	1,3	0,3	0,4	0,5
17	1,3	0,3	0,4	0,4
18	1,6	0,3	0,4	0,4
19	1,4	0,3	0,3	0,3
20	1	0,3	0,4	0,5
22	0,8	0,3	0,5	0,5
23	39,5	0,8	0,8	0,7
23,5	37,8	0,7	0,6	0,7
23,8	36,3	1	0,9	0,9
24	3,7	1,1	0,7	0,8
24,5	3	0,8	0,6	0,6
25	1,9	0,5	0,5	0,6
25,5	1,5	0,7	0,6	0,6
26	1,4	0,5	0,5	0,5
26,5	1,5	0,7	0,6	0,6
27	1,2	1,1	0,9	0,8
27,5	1,2	1,2	1,1	1,1
28	1,5	0,7	0,7	0,8
28,5	1,3	0,8	0,9	1
29	1,4	0,6	0,6	0,8
30	2,1	0,5	0,5	0,6
31	2	0,4	0,3	0,4
32	1,6	0,4	0,3	0,3
33	1,2	0,3	0,3	0,3
34	1,2	0,3	0,3	0,3
35	5,2	1,3	1,1	1,3
35,5	4,6	0,9	0,9	1
36	3,3	0,6	0,6	0,7
36,5	3,3	0,8	0,6	0,7
37	1,5	0,4	0,4	0,4
37,5	1,4	0,4	0,4	0,3
38	0,9	0,4	0,3	0,4
38,5	1,1	0,4	0,4	0,4
39	1,1	0,4	0,3	0,3
41	1,3	0,3	0,2	0,3
43	0,9	0,3	0,3	0,3
44	1,27	0,4	0,4	0,4
45	1,25	0,4	0,3	0,4
47	1,06	0,3	0,3	0,4
49	0,9	0,3	0,3	0,4
51	1	0,3	0,3	0,4
54	1,4	0,2	0,3	0,2
55	1,3	0,3	0,3	0,3

56	0,9	0,4	0,4	0,3
57	0,8	0,3	0,4	0,3
58	1,7	0,3	0,4	0,3
59	0,95	0,3	0,25	0,2
60	1,4	0,5	0,3	0,3
61	1,4	0,3	0,4	0,3
63	1,9	0,3	0,3	0,3
64	2,2	0,2	0,2	0,2
66	1,4	0,3	0,2	0,2
69	1,9	0,2	0,2	0,2
70	2	0,4	0,2	0,2
73	2,31	0,45	0,33	0,3
77	1,3	0,4	0,5	0,3
78	1,6	0,2	0,2	0,2
79	1,6	0,2	0,3	0,3
80	1,5	0,3	0,3	0,2
81	2	0,2	0,2	0,3
83	2	0,3	0,2	0,3
84	2,4	0,2	0,2	0,2
85	3,7	0,3	0,3	0,3
86	2,1	0,2	0,2	0,3
87,01	1,2	0,5	0,3	0,3
89	1,7	0,3	0,4	0,2
90	48,1	0,7	0,4	0,8
90,5	40,2	1	0,5	1
91	7,2	1,3	0,6	0,9
91,5	6,2	1,6	0,8	1,5
92	3,2	1,5	0,75	1,24
92,5	2,6	1,6	0,7	1,3
93	1,9	1,5	0,8	1,4
93,5	1,8	2,2	1,2	2,2
94	1,6	1,1	0,9	1,2
94,5	1,9	1	1,1	1,6
95	1,3	1,1	0,5	1
96	1,1	1	0,7	0,9
97	1	0,6	0,8	0,8
98	1,1	0,4	0,4	0,6
99	1,8	0,3	0,4	0,5
100	1,7	0,3	0,2	0,4
101	1	0,2	0,2	0,3
102	1,5	0,2	0,2	0,2
103	1,1	0,3	0,2	0,2
104	1,1	0,2	0,2	0,2

Tabela F.13 – CONCENTRAÇÕES DE CLOROFILA-A

TEMPO	CLOROFILA-A (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
1	1,98	1,188	0,924	0,528
2	2,508	0,528	0,396	0,792
6	1,98	0,132	0,264	0,264
9	1,584	0,396	0,264	0,264
13	1,452	0,132	0,132	0,132
15	2,508	0,264	0,66	0,396
17	1,056	0	0,132	0,132
20	0,792	0	0	0
21	1,32	0	0,132	0
22	1,056	0	0	0
23	590,436	4,092	1,848	3,3
23,5	590,436	10,164	7,26	5,016
24	33,528	4,356	3,696	2,64
24,5	33,528	6,468	3,564	4,488
25	18,216	5,808	2,112	3,828
26	6,072	8,184	2,376	3,696
27	2,508	13,596	24,816	16,5
27,5	2,508	35,376	27,852	25,74
28	2,904	27,852	19,272	27,192
28,5	2,904	16,236	20,988	23,76
29	3,696	6,204	4,356	7,128
30	3,432	5,808	3,828	7,26
31	3,036	2,904	1,584	0,924
32	2,508	0,924	0,792	0,528
33	2,64	0,924	0,792	0,66
34	3,168	0,264	0,132	0,132
35	11,352	1,716	1,452	1,716
36	10,164	1,056	0,924	0,792
37	2,244	0,792	0,792	0,66
38	2,112	0,264	0,396	0,132
39	1,98	0,264	0,132	0
41	2,244	0,132	0,264	0
43	2,904	0	0,132	0,264
47	3,96	0,528	0,528	0,396
49	2,112	0,264	0,528	0,528
51	2,376	0,396	0,66	0,66
53	2,244	0,264	0,528	0,528
55	2,508	0,132	0,132	0,132
58	2,64	0,264	0,264	0,264
62	3,168	0,264	0,132	0
65	2,244	0,264	0,396	0
68	2,376	0,528	0,132	0,132
73	3,3	0,132	0,396	0,264
75	0	0,66	0,528	0,264
77	4,356	0,66	0,396	0,132

78	3,036	0,792	0,264	0,528
79	3,3	0,396	0,396	0,396
80	5,412	0,132	0,264	0,792
81	3,828	0,132	0,66	0,264
82	4,356	0,264	0,264	0,264
84	2,904	0,396	0,264	0,396
85	4,884	0,264	0,264	0,264
86	4,488	-0,198	0,264	0,264
87	2,244	0	0,264	0,264
88	1,98	0,132	0,132	0,264
89	3,036	0	0,396	0,396
90	337,92	2,376	1,584	26,136
90,5	374,88	15,84	2,376	0,528
91	41,844	26,664	7,128	16,104
91,5	0	45,804	14,916	36,168
92	19,272	35,508	15,18	34,188
92,5	0	44,616	17,028	23,364
93	10,164	31,944	10,824	25,872
93,5	0	47,652	24,024	33,264
94	5,676	19,404	24,288	36,432
94,5	0	26,4	29,304	46,464
95	0	14,124	20,46	20,196
97	3,432	7,26	15,048	11,88
97,5		3,696	8,712	8,844
98	0	0,396	1,32	1,716
99	2,244	0,264	0,264	0,66
100	1,848	0,264	0,264	0,396
101	0	0,396	0,396	0,264
102	2,112	0,792	0,396	0,132
103	0	0,264	0,132	0,396
104	2,508	0,396	0,528	0,396

Tabela F.14 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA INTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA INTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
23	184,7	8	1,6	1
24	15	8	9	3
25	12,9	8	8,2	7
26	2	29	8,4	17
27	ND	17	17	26,6
28		19,9	9,3	16
29		3,2	2,5	1
30		0,6	ND	0,4
35				
36				
37				

38				
39				
40				
58				
58,5				
59				
60				
78				
78,5				
79				
80				
81				
85				
86				
87				
88				
90	103	13,85	9,61	7,9
91	8,5	7,1	6,2	7,1
92	ND	10,2	9,9	5,3
93	ND	12,5	3,6	10,1
94		5,8	5	6,6
95		2,2	6,4	2,7
96		1,1	1,8	1,2
97		ND	1,8	1,7
98		0,8	0,3	ND
99		ND	0,2	ND
100				
101				
102				
103				
104				

ND- Não-detectável

Tabela F.15 – CONCENTRAÇÕES DE MICROCISTINA EXTRACELULAR

TEMPO	MICROCISTINA EXTRACELULAR (µg/L)			
	AB	FLA-1	FLA-2	FLA-3
23	35,3	44,2	58,4	51
24	13	30	30	45
25	4,1	42	33	33
26	0,5	44	49,6	48
27	ND	38	44	40,4
28		20,7	30,2	27,2
29		1,9	2,2	2,9
30		0,8	0,4	1,3
35	144	47	30	36

36	131	16	25	35
37	ND	0,53	0,8	0,5
38		0,2	0,2	0,2
39		ND	ND	ND
40		ND	ND	ND
58	25	2,5	1,8	2,8
58,5		0,9	0,3	1,6
59	1,9	ND	ND	ND
60		ND	ND	ND
78	45	21	17	17
78,5	43	18	5	15
79		0,5	0,2	0,3
80		ND	ND	ND
81		ND	ND	ND
85	130	23	31	19
86	3,4	0,2	0,4	0,4
87		ND	0,2	0,2
88		ND	ND	ND
90	11	0,45	0,39	0,5
91	1,5	0,4	0,3	0,5
92		1,1	1,1	1
93		1,2	1	1
94		1	1,1	0,9
95		1,6	2,2	1,3
96		1	1,2	0,8
97		1,3	1	1,6
98		1,5	1	1
99		0,5	0,2	0,6
100	17	0,6	0,6	1,6
101		0,3	0,6	0,3
102		0,2	0,2	0,2
103		ND	ND	ND
104				

ND- Não-detectável