**UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
ESCOLA DE ENGENHARIA DE SÃO CARLOS
DEPARTAMENTO DE HIDRÁULICA E SANEAMENTO**

NATHALIE DYANE MIRANDA SLOMPO

**Monitoramento e avaliação de sistema de tratamento para águas negras
composto por Reator UASB, Fotobiorreator, Flotação e processos de
desinfecção**

VERSÃO CORRIGIDA

São Carlos

2018

NATHALIE DYANE MIRANDA SLOMPO

**Monitoramento e avaliação de sistema de tratamento para águas negras
composto por Reator UASB, Fotobiorreator, Flotação e processos de
desinfecção**

Tese apresentada à Escola de Engenharia de
São Carlos, da Universidade de São Paulo,
como parte dos requisitos para obtenção do
título de Doutor em Ciências: Engenharia
Hidráulica e Saneamento.

Orientador: Prof. Dr. Luiz Antonio Daniel

VERSÃO CORRIGIDA

São Carlos

2018

AUTORIZO A REPRODUÇÃO TOTAL OU PARCIAL DESTE TRABALHO, POR QUALQUER MEIO CONVENCIONAL OU ELETRÔNICO, PARA FINS DE ESTUDO E PESQUISA, DESDE QUE CITADA A FONTE.

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Prof. Dr. Sérgio Rodrigues Fontes da EESC/USP com os dados inseridos pelo(a) autor(a).

S634m Slompo, Nathalie Dyane Miranda
Monitoramento e avaliação de sistema de tratamento para águas negras composto por reator UASB, fotobiorreator, flotação e processos de desinfecção / Nathalie Dyane Miranda Slompo; orientador Luiz Antonio Daniel. São Carlos, 2018.

Tese (Doutorado) - Programa de Pós-Graduação em Engenharia Hidráulica e Saneamento e Área de Concentração em Hidráulica e Saneamento -- Escola de Engenharia de São Carlos da Universidade de São Paulo, 2018.

1. Águas negras. 2. Tratamento descentralizado. 3. Nutrientes. 4. Desinfecção. 5. Reúso. I. Título.

FOLHA DE JULGAMENTO

Candidata: Bacharel **NATHALIE DYANE MIRANDA SLOMPO**.

Título da tese: "Monitoramento e avaliação de sistema de tratamento para águas negras composto por reator UASB, fotobiorreator, flotação e processos de desinfecção".

Data da defesa: 02/07/2018.

Comissão Julgadora:

Resultado:

Prof. Dr. **Luiz Antonio Daniel**
(Orientador)
(Escola de Engenharia de São Carlos/EESC)

Aprovado

Prof. Dr. **Gustavo Henrique Ribeiro da Silva**
(Escola Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho"/UNESP - Bauru)

Aprovado

Prof. Dr. **Clovis Wesley Oliveira de Souza**
(Universidade Federal de São Carlos/UFSCar)

Aprovado

Prof. Dr. **Adriano Luis Tonetti**
(Universidade Estadual de Campinas/UNICAMP)

Aprovado

Profa. Dra. **Beatriz Cruz Gonzalez**
(Universidade Federal de São Carlos/UFSCar – Campus Lagoa do Sino)

Aprovado

Coordenador do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Hidráulica e Saneamento:

Prof. Dr. **Eduardo Mario Mendonça**

Presidente da Comissão de Pós-Graduação:

Prof. Associado **Luís Fernando Costa Alberto**

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por toda força e coragem durante a confecção deste trabalho e por iluminar meu caminho;

Ao CNPQ pela concessão da bolsa 142418/2014-5. À FAPESP pela concessão da bolsa de estudos nº 2015/04594-8 durante o Doutorado e ao auxílio pesquisa nº 2013/50351-4;

A minha família por todo apoio e confiança depositada em mim. Especialmente a minha mãe por ter feito de tudo pela minha educação;

Ao Pedro, por ter aguentado todo o meu estresse, meu nervoso e meus medos; por ter sempre me incentivado, acreditado em mim, por ter me acalmado e por estar ao meu lado;

Ao meu orientador, o Prof. Dr. Luiz Antonio Daniel pela oportunidade e pelos conhecimentos transmitidos durante sua orientação, e por sempre estar disposto a me atender quando solicitado;

À Escola de Engenharia de São Carlos e ao Departamento de Hidráulica e Saneamento pela oportunidade de realizar o Mestrado.

Ao instituto NIOO/KNAW, da Holanda.

A todo grupo de pesquisa do projeto de águas negras, especialmente à Fernanda, Sayuri, Juliana, Thadeu, Rafael, Maria Beatriz, Ana, Rodrigo, Hiago e Letícia pela amizade, companheirismo e todo auxílio com o reator.

Aos amigos de Latar por todos os momentos de risadas, descontração, pelos café e comemorações, especialmente a técnica Maria Teresa Hoffman por estar sempre disposta e me auxiliar e transmitir todo seu conhecimento e amizade.

Enfim, agradeço a todos que contribuíram direta ou indiretamente para a realização deste trabalho. Meu MUITO OBRIGADO!!!

*“O que não provoca minha morte faz com que eu
fique mais forte”.*

(Friedrich Nietzsche)

*“Não quero ser um gênio... Já tenho problemas
suficientes ao tentar ser um homem”.*

(Albert Camus)

RESUMO

SLOMPO, N. D. M. **Monitoramento e avaliação de sistema de tratamento para águas negras composto por Reator UASB, Fotobiorreator, Flotação e processos de desinfecção.** 2018. 315p. Tese (Doutorado) Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2018.

O modelo econômico “extrair, transformar, descartar” da atualidade está atingindo seus limites físicos. Confrontando-se com questões de disponibilidade de recursos A economia circular é uma alternativa atraente que busca redefinir a noção de crescimento, com foco em benefícios para toda a sociedade. Dentro dessa nova visão, conceitos de tratamentos descentralizados e sustentáveis de saneamento que concentram-se no tratamento e na reciclagem dos recursos presentes nas águas residuais domésticas são considerados. Assim, a partir de uma água residuária é possível obter três recursos principais: a bioenergia, nutrientes e água. Esta pesquisa teve por objetivo principal avaliar a produção de um efluente propício ao reúso não potável, a partir de água negra. A água negra foi tratada anaerobiamente (reator UASB) para remoção de matéria orgânica, seguindo para um fotobiorreator para remoção de nutrientes, com consequente separação da biomassa algal por flotação por ar dissolvido. Neste ponto foi avaliada a absorção de nutrientes pelas microalgas e o crescimento de sua biomassa. Após a flotação, o efluente foi desinfetado, avaliada assim, a inativação de coliformes totais e *Escherichia coli*, bem como de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. no sistema de tratamento. O reator UASB manteve níveis elevados de remoção de matéria orgânica (DQO), com remoções de 70%. Apresentando uma média de remoção de *Escherichia coli* e coliformes fecais entre 1 e 3 log. Para protozoários essa remoção foi entre 0,5 e 1,5 log. O fotobiorreator, obteve satisfatório crescimento da biomassa, sem controle de temperaturas ou suplementação de CO₂, apresentou também remoção/inativação de *Escherichia coli* e coliformes totais, com valores entre 0,50 a quase 3,0 log, apresentando de modo geral maior remoção/inativação para *Escherichia coli*. Foi observado remoção de protozoários e coliformes pela flotação por ar dissolvido, acarretando uma maior concentração destes na biomassa removida. O melhor desinfetante individual foi o cloro, em razão da inativação. No entanto, o ozônio foi o que melhor obteve remoção (oxidação) de matéria orgânica. Em relação aos desinfetantes aplicados de modo sequencial ou simultâneos, foi observado que a melhor inativação foi promovida pelo ensaio sequencial com ozônio e cloro, com inativação de até 3,10 e 3,38 log para *Escherichia coli* e coliformes totais, respectivamente. Com efeito sinérgico em relação a aplicação

individual destes desinfetantes. Recomenda-se o uso do sistema para o tratamento descentralizado, principalmente em pequenas comunidades e em áreas rurais

Palavras-chaves: Águas Negras. Tratamento descentralizado. Nutrientes. Desinfecção. Reúso

ABSTRACT

SLOMPO, N. D. M. **Monitoring and evaluation of treatment system for wastewater composed of UASB Reactor, Photobioreactor, Flotation and disinfection processes.** 2018. 315p. Tese (Doutorado) Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2018.

The current economic "extract, transform, discard" model is reaching its physical limits. Confronting with issues of resource availability Circular economics is an attractive alternative that seeks to redefine the notion of growth, with a focus on benefits for the whole society. Within this new vision, concepts of decentralized and sustainable sanitation treatments that focus on the treatment and recycling of resources present in domestic wastewater are considered. Thus, from a wastewater it is possible to obtain three main resources: bioenergy, nutrients and water. The main objective of this research was to evaluate the production of an effluent conducive to non-potable reuse from black water. The black water was treated anaerobically (UASB reactor) to remove organic matter, followed by a photobioreactor to remove nutrients, with consequent separation of the algal biomass by dissolved air flotation. At this point, the nutrient uptake by microalgae and the growth of their biomass were evaluated. After flotation, the effluent was disinfected, thus evaluating the inactivation of total coliforms and *Escherichia coli*, as well as *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. in the treatment system. The UASB reactor maintained high levels of organic matter removal (COD), with removals of 70%. Presents an average removal of *Escherichia coli* and faecal coliforms between 1 and 3 log. For protozoa this removal was between 0.5 and 1.5 log. The photobioreactor, obtained satisfactory biomass growth, without temperature control or CO₂ supplementation, also showed removal / inactivation of *Escherichia coli* and total coliforms, with values ranging from 0.50 to almost 3.0 log, generally presenting greater removal inactivation for *Escherichia coli*. Removal of protozoa and coliforms by flotation by dissolved air was observed, leading to a higher concentration of these in the biomass removed. The best individual disinfectant was chlorine, due to inactivation. However, ozone was the one that best obtained removal (oxidation) of organic matter. Regarding disinfectants applied sequentially or simultaneously, it was observed that the best inactivation was promoted by the sequential test with ozone and chlorine, with inactivation of up to 3.10 and 3.38 log for *Escherichia coli* and total coliforms, respectively. With synergistic effect in relation to the individual application of these disinfectants. It is

recommended to use the system for decentralized treatment, especially in small communities and in rural areas.

Key-words: Black Waters. Decentralized treatment. Nutrients. Disinfection. Reuse.

LISTA DE FIGURAS

Figura 3.1 – Ciclo biológico da <i>Giardia</i>	50
Figura 3.2 – Ciclo biológico do <i>Cryptosporidium</i>	53
Figura 3.3 - Esquema padrão de um reator UASB.	61
Figura 3.4 - Esquema do Processo Corona para Geração de Ozônio.	82
Figura 4.1 – Sistema de tratamento.	105
Figura 4.2 – Sistema de tratamento a ser utilizado na presente pesquisa.	106
Figura 4.3 – Reator UASB.	107
Figura 4.4 – Esquema Reator UASB.....	108
Figura 4.5 – Detalhes do agitador do reator UASB.....	108
Figura 4.6 – Casa construída para abrigo do reator UASB e para realização das análises de monitoramento.	109
Figura 4.7 – Tanque de equalização da mistura (água negra simulada).....	110
Figura 4.8 – Caixa de armazenamento de efluente de saída do reator UASB.....	110
Figura 4.9 – Ponto de desvio para coleta de efluente sanitário.	111
Figura 4.10 – Lagoa para coleta do efluente suíno na granja Big Board.	112
Figura 4.11 – Aparelhagem utilizada para coleta (cesta de coleta, bomba para coleta de efluente).	112
Figura 4.12 – Lagoa para coleta de efluente suíno na Fazenda Santo Ignácio de Loiola.....	113
Figura 4.13 – Caixa de transporte do efluente suíno.	113
Figura 4.14 – Flat Painel instalado na USP – São Carlos.....	114
Figura 4.15 - Desenho esquemático com as dimensões do Fotobiorreator do tipo flat panel utilizado para os experimentos com a microalga <i>Chlorella sorokiniana</i>	115
Figura 4.16 - Flotatestes utilizados nos ensaios de flotação por ar dissolvido.	117

Figura 4.17 - Tratamento por meio de ozonização: a) coluna de ozonização; b) gerador de ozônio (Marca <i>Eaglesat</i> , modelo PXZ3507); c) tampa superior da coluna de ozonização, com registro esfera e saída do <i>offgas</i> ; d) tampa inferior da coluna de ozonização, mangueira de silicone utilizada para retirar amostras e mangueira cristal com válvula de retenção para entrada de ozônio na coluna; e) gerador de oxigênio; f) rotâmetro para regular vazão.	120
Figura 4.18 – Detalhamento do reator para desinfecção por radiação UV.	123
Figura 4.19 – Localização dos pontos para medição de radiação no reator UV.	124
Figura 5.1 – Valores médios mensais da temperatura do afluente e efluente do reator UASB.	138
Figura 5.2 – Valores médios mensais do pH do afluente e efluente do reator UASB.	139
Figura 5.3 – Valores médios mensais de alcalinidade total do afluente e efluente do reator UASB.	140
Figura 5.4 – Valores médios mensais de AOV do afluente e efluente do reator UASB.	141
Figura 5.5 – Valores médios mensais de DBO ₅ do afluente e efluente do reator UASB.	142
Figura 5.6 – Valores médios mensais de DQO do afluente e efluente do reator UASB.	143
Figura 5.7 – Valores médios mensais de sólidos totais do afluente e efluente do reator UASB.	146
Figura 5.8 – Valores médios mensais de sólidos em suspensão totais do afluente e efluente do reator UASB.	146
Figura 5.9 – Valores médios mensais de nitrogênio total do afluente e efluente do reator UASB.	147
Figura 5.10 – Valores médios mensais de fósforo total do afluente e efluente do reator UASB.	148
Figura 5.11 – Log de remoção de <i>E. coli</i> e coliformes totais do afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.	150
Figura 5.12 – Concentração de <i>giardia</i> sp. no afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.	152

Figura 5.13 – Concentração de cryptosporidium spp. no afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.....	152
Figura 5.14 – Valores médios mensais de pH do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.	164
Figura 5.15 – Valores médios mensais de alcalinidade total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	165
Figura 5.16 – Valores médios mensais de AOV do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.	166
Figura 5.17 – Amostras do efluente do UASB (UI), do início da batelada (AI e BI) e do fim da batelada (AF e BF) do FBR.	167
Figura 5.18 – Valores médios mensais de DO540 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	168
Figura 5.19 – Valores médios mensais de DO682 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	168
Figura 5.20 – Valores médios mensais de DO750 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	169
Figura 5.20 – Valores médios mensais da relação DO682/DO540 do fim de batelada (AF e BF) do FBR.	170
Figura 5.22 – Valores médios mensais de DQO total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.	170
Figura 5.23 – Valores médios mensais de DQO solúvel do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	171
Figura 5.24 – Valores médios mensais de peso seco do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	172
Figura 5.25 – Valores médios mensais de nitrogênio total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.....	173
Figura 5.26 – Valores médios mensais de fósforo total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.	174

Figura 5.27 – Valores diários médios de alcalinidade parcial, total e AOV durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.	176
Figura 5.28 – Valores diários médios de densidade óptica durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.	177
Figura 5.29 – Valores diários médios de clorofila-a durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil)do FBR.	177
Figura 5.30 – Valores médios diários de ortofosfato e fosforo total durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil)do FBR.	178
Figura 5.31 – Valores médios diários de nitrito, nitrato, nitrogênio amoniacal e nitrogênio total durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil)do FBR. ...	178
Figura 5.32 – Valores médios diários de peso seco durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil)do FBR.	179
Figura 5.33 – Valores médios mensais de remoção/inativação de <i>E. coli</i> e coliformes totais do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR, durante os respectivos ensaios de desinfecção.....	180
Figura 5.34 – (a) mistura rápida (b) flotação.	182
Figura 5.35 – Remoção de nitrito durante os ensaios de desinfecção com cloro.....	188
Figura 5.36 – Remoção de nitrito durante os ensaios de desinfecção com cloro.....	189
Figura 5.37 – Valores médios de DQO total dividido em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção com cloro.....	190
Figura 5.38 – Valores médios de sólidos em suspensão totais discriminados em fixos e voláteis durante os ensaios de desinfecção com cloro.	191
Figura 5.39 – Valores médios de sólidos totais discriminados em fixos e voláteis durante os ensaios de desinfecção com cloro.....	191
Figura 5.40 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com cloro.....	192
Figura 5.41 – Cloro Residual Total após os ensaios de desinfecção com cloro discriminados nas formas livre e combinado.	193

Figura 5.42 –Inativação de <i>E. coli</i> com cloro.....	194
Figura 5.43 –Inativação de coliformes totais com cloro.	194
Figura 5.44 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.....	198
Figura 5.45 – Valores médios de sólidos em suspensão explicitados em suas frações voláteis e fixa, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.....	199
Figura 5.46 – Valores médios de sólidos em suspensão explicitados em suas frações voláteis e fixa, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.....	199
Figura 5.47 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.	200
Figura 5.48 – Log de inativação de coliformes totais em função da dose de radiação ultravioleta	201
Figura 5.49 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.....	206
Figura 5.50 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.	206
Figura 5.51 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.	207
Figura 5.52 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.....	208
Figura 5.53 – Valores médios de cloro residual livre e total os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.	208
Figura 5.54 – Log de inativação coliformes totais em função de CT nos ensaios de UV-Cloro.	209

Figura 5.55 – Valores médios de DQO total explicitados entre suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	215
Figura 5.56 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção com ozônio... ..	216
Figura 5.57 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	216
Figura 5.58 – Valores médios de sólidos em suspensão totais, explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.....	217
Figura 5.59 – Valores médios de sólidos totais, explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	217
Figura 5.60 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	218
Figura 5.61 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	219
Figura 5.62 – Log médio de inativação para <i>E. coli</i> durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	220
Figura 5.63 – Log médio de inativação para coliformes totais durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	221
Figura 5.64 – Valores médios de inativação e ou remoção de microrganismos indicadores durante os ensaios de desinfecção com ozônio.	222
Figura 5.65 – Valores médios de DQO total explicitados entre as suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após a ozônio/FAD.	227
Figura 5.66 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.	228
Figura 5.67 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.....	228
Figura 5.68 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados entre suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.	229

Figura 5.69 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados entre suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.....	229
Figura 5.70 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD. ..	230
Figura 5.71 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.	230
Figura 5.72 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.....	231
Figura 5.73 – Log de inativação de <i>E. coli</i> e coliformes totais para o sistema de tratamento, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.	232
Figura 5.74 – Valores médios de DQO total explicitado entre suas frações solúvel, coloidal e suspensão, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	237
Figura 5.75 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.....	238
Figura 5.76 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.....	238
Figura 5.77 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	239
Figura 5.78 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	239
Figura 5.79 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro...	240
Figura 5.80 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção com ozônio nos ensaios de desinfecção sequencial ozônio e cloro.	241
Figura 5.81 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	242

Figura 5.82 – Inativação de <i>E. coli</i> e de coliformes totais durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro	242
Figura 5.83 – Valores médios de DQO total explicitado em suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	247
Figura 5.84 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	248
Figura 5.85 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	248
Figura 5.86 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.	249
Figura 5.87 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixos durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.	249
Figura 5.88 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	250
Figura 5.89 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	251
Figura 5.90 – Log de inativação de microrganismos indicadores durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.	252
Figura 5.91 – Log de inativação nos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	252
Figura 5.92 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção interativo com ozônio e peróxido de hidrogênio.....	257
Figura 5.93 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	258

Figura 5.94 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.....	258
Figura 5.95 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	259
Figura 5.96 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	259
Figura 5.97 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	260
Figura 5.98 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	261
Figura 5.99 – Log de inativação de coliformes totais durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	262
Figura 5.100 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	262
Figura B.0.1 – Produção de ozônio ($\text{g.O}_3.\text{h}^{-1}$) relacionada à vazão de ar enriquecido com ozônio (98% de oxigênio) (L.min^{-1}).	303
Figura E.0.1 - Imagens de microscopia (aumento 800x) – A: cisto de <i>Giardia</i> spp. marcado com corante FITC; B: cisto de <i>Giardia</i> spp. em microscopia DIC e marcado com corante FITC; C: cisto de <i>Giardia</i> spp. marcado com corantes FITC e DAPI.	314
Figura E.0.2 – Imagens de microscopia (aumento 200x) – A: cistos de <i>Giardia</i> spp. em microscopia de fluorescência, marcado com corante FITC (excitação: 450- 490 nm); cistos de <i>Giardia</i> spp. em microscopia de fluorescência e marcados com Texas Red (excitação: 510 - 550 nm).	315

LISTA DE TABELAS

Tabela 3.1 - Comparação das características de alguns desinfetantes atualmente usados.	72
Tabela 3.3 – Principais iniciadores, promotores e inibidores na decomposição do ozônio em água.	84
Tabela 4.1 – Fases operacionais do sistema de tratamento utilizado.	106
Tabela 4.4 - Doses dos desinfetantes e tempos de contato aplicados isoladamente.....	118
Tabela 4.5 - Dosagens de desinfetantes aplicados nas desinfecções sequenciais.	118
Tabela 4.4 - Métodos e equipamentos utilizados.	126
Tabela 5.1 – Caracterização do reator UASB durante a Fase 1.	131
Tabela 5.2 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 1 e porcentagens de remoção, entre setembro/2015 e fevereiro/2016.....	133
Tabela 5.3 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 2, entre março/2016 e dezembro/2016 (continua).	134
Tabela 5.4 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 3, entre janeiro/2017 e abril/2017.	136
Tabela 5.5 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 4, entre maio/2017 e outubro/2017.	137
Tabela 5.6 – Remoção média de DQO e DBO ₅ para o reator UASB durante a Fase 3.	144
Tabela 5.7 – Concentrações de E. coli e coliformes totais para o afluente e efluente do reator UASB.	150
Tabela 5.8 – Remoção (%) de protozoários promovidos pelo reator UASB.	153
Tabela 5.9 – Nomenclatura utilizada para os Fotobiorreatores.	154
Tabela 5.10 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L ⁻¹) (continua).	156

Tabela 5.11 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L ⁻¹) (continua).	158
Tabela 5.12 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre janeiro e abril de 2017 – Fase 3 (*mg.L ⁻¹).	160
Tabela 5.13 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre janeiro e abril de 2017 – Fase 3 (*mg.L ⁻¹).	161
Tabela 5.14 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre maio e outubro de 2017 – Fase 4 (*mg.L ⁻¹).	162
Tabela 5.15 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre maio e outubro de 2017 – Fase 4 (*mg.L ⁻¹).	163
Tabela 5.16 – Valores médios diários de temperatura, pH e DQO durante o perfil do FBR.	176
Tabela 5.17 – Variáveis definidas para ensaios complementares de flotação por ar dissolvido para separação de <i>C. sorokiniana</i>	181
Tabela 5.18 – Concentrações iniciais no efluente do fotobiorreator utilizado para estudo. ..	181
Tabela 5.19 – Eficiência de remoção (%) obtida nos ensaios complementares para diferentes dosagens de polímero e velocidade de flotação.	182
Tabela 5.20 - Parâmetros definidos para novos ensaios de otimização.	183
Tabela 5.21 - Eficiência obtida nos ensaios de otimização da flotação por ar dissolvido para diferentes dosagens de polímero.	183
Tabela 5.22 – Valores remanescentes obtidos nos ensaios de otimização para diferentes taxa de recirculação.....	183
Tabela 5.23 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante ensaios de desinfecção com cloro (*mg/L).	185
Tabela 5.24 –Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com cloro.	186
Tabela 5.25 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com cloro (*mg.L ⁻¹).	187
Tabela 5.26 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para <i>E. coli</i> e coliformes totais e protozoários monitorados.	193

Tabela 5.28 - Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta (*mg.L ⁻¹).	196
Tabela 5.28 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.	197
Tabela 5.29 - Dados referentes aos ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta (*mg.L ⁻¹).	197
Tabela 5.30 – Log de inativação para <i>E. coli</i> e coliformes totais e protozoários monitorados.	200
Tabela 5.32 - Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com UV - Cloro (*mg/L).....	202
Tabela 5.32 - Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com UV – Cloro e CT aplicados.	203
Tabela 5.33 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com UV – Cloro (*mg.L ⁻¹).	204
Tabela 5.34 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para <i>E. coli</i> e coliformes totais e protozoários monitorados.....	209
Tabela 5.35 – Sinergismo na desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.	210
Tabela 5.36 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com ozônio (*mg.L ⁻¹).	212
Tabela 5.37 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com ozônio.	212
Tabela 5.38 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção (*mg.L ⁻¹)	213
Tabela 5.39 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com ozônio (*mg.L ⁻¹).	214
Tabela 5.40 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para <i>E. coli</i> e coliformes totais e protozoários monitorados.....	219
Tabela 5.41 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com ozônio/FAD (*mg.L ⁻¹).	223
Tabela 5.42 – Nomenclatura para os testes de desinfecção com ozônio e flotação por ar dissolvido.	224

Tabela 5.43 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção ozônio/FAD(*mg/L)	224
Tabela 5.44 – Dados referentes aos testes de ozônio/FAD (*mg.L ⁻¹).	225
Tabela 5.45 – Nomenclatura para os ensaios de ozônio/FAD.	225
Tabela 5.46 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD (*mg.L ⁻¹).....	225
Tabela 5.47 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD (*mg.L ⁻¹).....	226
Tabela 5.48 – Sinergismo na ozônio/FAD mais desinfecção com ozônio.....	232
Tabela 5.49 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L ⁻¹).	234
Tabela 5.50 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	234
Tabela 5.51 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L ⁻¹)	234
Tabela 5.52 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L ⁻¹).....	236
Tabela 5.53 – Sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e cloro.	243
Tabela 5.54 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta (*mg.L ⁻¹).....	244
Tabela 5.55 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.....	244
Tabela 5.56 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta(*mg/L).....	245
Tabela 5.57 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta (*mg.L ⁻¹).	246
Tabela 5.58 – Sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta....	253

Tabela 5.59 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio (peroxônio) (*mg.L ⁻¹).	254
Tabela 5.60 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.	255
Tabela 5.61 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção (*mg.L ⁻¹).	255
Tabela 5.62 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio (*mg.L ⁻¹).	256
Tabela 5.64 – Sinergismo na desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.	263
Tabela B.0.1 - Produção de ozônio conforme calibração do aparelho ozonizador.	302

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	33
2	OBJETIVOS.....	37
2.1	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	37
3	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	39
3.1	ECONOMIA CIRCULAR: RECUPERAÇÃO E REAPROVEITAMENTO DE RECURSOS.....	39
3.1.1	REÚSO DE EFLUENTES	40
3.2	TRATAMENTO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS E SUA RELAÇÃO COM AS DOENÇAS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA E POLUIÇÃO DE CORPOS D'ÁGUA.....	41
3.3	MICROORGANISMOS PATOGÊNICOS	44
3.3.1	Microrganismos indicadores	44
3.3.2	Presença de <i>Giardia</i> spp. e <i>Cryptosporidium</i> spp. nas águas residuárias	46
3.4	PROCESSOS DE TRATAMENTO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS: NOVAS CONCEPÇÕES	55
3.4.1	Águas negras	57
3.4.2	Tratamento Anaeróbio.....	59
3.4.3	Microalgas e seu uso no tratamento de águas residuárias.....	62
3.4.4	Flotação por ar dissolvido.....	68
3.4.5	Desinfecção de efluentes.....	70
4	MATERIAL E MÉTODOS	105
4.1	REATOR UASB.....	107
4.1.1	Operação.....	109
4.1.2	Efluente de Estudo (água negra simulada).....	111
4.2	FOTOBIORREATOR	114
4.3	FLOTAÇÃO POR AR DISSOLVIDO	116

4.3.1	Otimização e Operação.....	117
4.4	ENSAIOS DE DESINFECÇÃO	118
4.4.1	Ozonização.....	119
4.4.2	Cloração	121
4.4.3	Radiação ultravioleta	123
4.4.4	Ensaio de desinfecção sequencial	125
4.5	ANÁLISES.....	126
4.5.1	Exames microbiológicos	128
4.5.2	Exames parasitológicos.....	128
4.6	ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS.....	129
5	RESULTADOS E DISCUSSÕES	131
5.1	ÁGUA NEGRA E REATOR UASB	131
5.1.1	Análises físico-químicas.....	132
5.1.2	Análises microbiológicas e parasitológicas	149
5.1.3	Considerações preliminares	153
5.2	FOTOBIOREATOR (FBR).....	154
5.2.1	Análises físico-químicas.....	155
5.2.2	Análises microbiológicas.....	179
5.2.3	Considerações preliminares	180
5.3	FLOTAÇÃO POR AR DISSOLVIDO	181
5.4	REMOÇÃO E INATIVAÇÃO DE PATÓGENOS	183
5.4.1	Ensaio de desinfecção com cloro	184
5.4.2	Ensaio de desinfecção com radiação UV	195
5.4.3	Ensaio de desinfecção com UV-Cloro	201
5.4.4	Ensaio de desinfecção com Ozônio.....	211
5.4.5	Ensaio de desinfecção com Ozônio/flotação por ar dissolvido	222
5.4.6	Ensaio de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.....	233

5.4.7	Ensaio de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta	243
5.4.8	Ensaio de desinfecção com Peroxônio (O_3/H_2O_2).....	253
5.4.9	Considerações preliminares.....	263
6	CONCLUSÕES.....	265
7	RECOMENDAÇÕES.....	267
	REFERÊNCIAS.....	269
	APÊNDICE A – PREPARAÇÃO E PADRONIZAÇÃO DE SOLUÇÕES	295
	APÊNDICE B – CALIBRAÇÃO DO GERADOR DE OZÔNIO	299
	APÊNDICE C – ETAPAS PARA O ENSAIO DE OZONIZAÇÃO	305
	APÊNDICE E – ANÁLISE DE PROTOZOÁRIOS.....	307

1 INTRODUÇÃO

O modelo econômico “extrair, transformar, descartar” da atualidade está atingindo seus limites físicos, devido as atuais tendências de aumento populacional, crescimento da procura e consequente pressão nos recursos naturais, reforçando a necessidade das sociedades modernas avançarem para um paradigma mais sustentável, uma economia mais "verde" que assegure o desenvolvimento econômico, a melhoria das condições de vida e de emprego, bem como a regeneração do "capital natural" (ECO.NOMIA, c2018; ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017).

O paradigma vigente, baseado num modelo linear, confronta-se hoje com questões de disponibilidade de recursos, expondo empresas e países a riscos relacionados com a volatilidade dos preços dos recursos e interrupções de fornecimento (ECO.NOMIA, c2018). O fósforo, por exemplo, em razão da taxa de extração atual, terá suas reservas esgotadas no próximo século (CORDEL et al., 2011), se tornando altamente escasso, caro e desigualmente distribuído, com importantes consequências para a sociedade (CORDELL; WHITE, 2014; ELSER; BENNETT, 2011). Sendo que a recuperação do fósforo de excretas humanas poderia suprir 22% de sua demanda global (MIHELICIC; FRY; SHAW, 2011). A disponibilidade futura e a acessibilidade deste recurso global para segurança alimentar têm recebido menos controle científico e político até anos recentes (CORDELL; WHITE, 2014).

A economia circular é uma alternativa atraente que busca redefinir a noção de crescimento, com foco em benefícios para toda a sociedade. Isto envolve dissociar a atividade econômica do consumo de recursos finitos, e eliminar resíduos do sistema por princípio, além de manter produtos e materiais em ciclos de uso e regenerar sistemas naturais (ECO.NOMIA, c2018; ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017). Dentro desta nova visão, considera-se o esgoto como recurso a ser reaproveitado/recuperado, oposto a um simples poluente e/ou despesa ao município. Alternativas sustentáveis que possam, a partir do esgoto, não somente gerar bioenergia (metano), mas também possibilitem a recuperação de produtos valiosos, tais como nitrogênio, fósforo, carbono e micronutrientes (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006), além de água para o reúso (diminuindo o uso de água potável para fins menos nobres) estão cada dia mais sendo estudadas. A água negra (fezes, urina e água de descarga) é uma ótima alternativa para alcançar esse objetivo de recuperar e obter tanto nutrientes como água de reúso.

O tratamento de água negra se dá pela separação na fonte, o que facilita o tratamento, pois ao separar as águas negras, as quais contém a maior parte da carga orgânica, nutrientes e

patógenos, das demais, o resultado é uma água residuária altamente concentrada que possibilita um tratamento mais eficiente, reduzindo sua complexidade devido ao menor volume de efluente a ser tratado (FERNANDES et al., 2015; OPPER; FRIEDLER, 2016; ZEEMAN et al., 2008).

Para tratar a elevada concentração de matéria orgânica presente em águas negras, os processos de tratamento anaeróbio representam uma tecnologia simples e confiável amplamente utilizada em regiões de clima quente para o tratamento descentralizado (VAN HAANDEL; LETTINGA, 1994). Apesar da capacidade de tratar altas cargas orgânicas, todavia, o tratamento anaeróbio de águas residuárias resulta em efluentes que ainda contêm matéria orgânica residual, nutrientes e patógenos (VAN DER STEEN et al., 1999), favorecendo a manutenção de doenças de veiculação hídrica em função dos usos múltiplos das águas (SOARES, 2007) e eutrofização de corpos d'água (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; CAI; PARK; LI, 2013; DE BASHAN; BASHAN, 2004). Portanto, o tratamento anaeróbio é apenas a primeira etapa para chegar no objetivo pretendido.

A segunda etapa é a remoção de nutrientes. Uma alternativa para a remoção/recuperação dos nutrientes contidos no efluente anaeróbio seria o uso de microalgas. Devido a elevada quantidade de nutrientes ainda presentes na água negra tratada anaerobiamente, a capacidade das microalgas de fixarem compostos carbonados, nitrogenados e fosfatados do esgoto sanitário (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; FERNANDES et al., 2015; KUMAR et al., 2011; MA et al., 2014; MARKOU; VANDAMME; MUYLAERT, 2014; SHRESTHA, 2012; XU et al., 2013), é uma solução atraente para o tratamento de esgoto sanitário e recuperação de nutrientes, desempenhando papel-chave, pois além do tratamento propriamente dito, os nutrientes assimilados na biomassa algal podem ser utilizados como fertilizante de liberação lenta para as culturas, reincorporando nitrogênio e fósforo na cadeia alimentar e evitando, conseqüentemente, problemas com manejo de lodo (biomassa) após separação desta do meio líquido (ASLAN; KAPDAN, 2006; ALCÁNTARA et al., 2014; MULBRY et al., 2005).

No entanto, águas negras são ricas em patógenos, como bactérias, vírus e protozoários (principalmente *Giardia* e *Cryptosporidium*), ainda presentes em altas concentrações após tratamento anaeróbio. E o cultivo de microalgas nesse efluente anaeróbio promove certa remoção/inativação de patógenos, no entanto, nem sempre a nível de obter um efluente propício ao reúso não potável. Assim, como última etapa, seria a aplicação de processos de desinfecção para o efluente líquido, após a remoção da biomassa algal, que na pesquisa foi realizada por flotação por ar dissolvido (FAD).

A desinfecção é passo importante em razão da premissa de sempre priorizar a saúde do ser humano. Junto a um sistema de tratamento para remoção de matéria orgânica e nutrientes, a presença de uma etapa de desinfecção amplia as possibilidades de reúso ou descarga deste efluente, ao passo que aumenta a eficiência de remoção/inativação dos patógenos presentes. A escolha das tecnologias utilizadas deve ser adequada ao objetivo pretendido ao final do tratamento, sendo o grau de tratamento função do tipo de reúso e o risco de exposição da população (MATOS et al., 2014).

Diante do exposto, nesta pesquisa foi avaliada a produção de um efluente propício ao reúso não potável, a partir de água negra. A água negra foi tratada anaerobicamente (reator UASB) para remoção de matéria orgânica, seguindo para um fotobiorreator para remoção de nutrientes, com consequente separação da biomassa algal por flotação por ar dissolvido (FAD). Neste ponto foi avaliada a absorção de nutrientes pelas microalgas e o crescimento de sua biomassa, que poderia possibilitar seu uso como fertilizante. Após a FAD, o efluente foi desinfetado. Os processos de desinfecção avaliados foram: ozônio (ozônio aplicado tanto na flotação, como após a flotação por ar dissolvido), radiação ultravioleta, cloro e a combinação dos métodos ozônio-radiação UV, cloro-radiação UV, ozônio-peróxido de hidrogênio, ozônio-cloro.

2 OBJETIVOS

O objetivo da presente pesquisa foi de avaliar a produção de efluente propício ao reúso não potável a partir da água negra e a recuperação de nutrientes em um sistema de tratamento composto por reator UASB, fotobiorreator, flotação por ar dissolvido e processos de desinfecção.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar a remoção de matéria orgânica e nutrientes em cada etapa do sistema de tratamento.
- Monitorar a remoção e inativação de microrganismos indicadores e protozoários no reator UASB (Upflow anaerobic sludge blanket), fotobiorreator, flotador e na desinfecção.
- Analisar os efeitos dos desinfetantes individuais (cloro, ozônio e radiação ultravioleta) e combinados (cloro–radiação ultravioleta, ozônio–radiação ultravioleta, ozônio–peróxido de hidrogênio e ozônio–cloro) comparando a resistência dos microrganismos indicadores e dos oocistos dos protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. aos desinfetantes.
- Verificar a ocorrência de sinergismo na desinfecção sequencial ou interativa.
- Avaliar o comportamento de espécies residuais de cloro - cloro residual livre, cloro residual combinado e cloro residual total – no efluente tratado, verificando sua concentração remanescente.
- Avaliar a formação do formaldeído quando do uso do ozônio.
- Avaliar as possibilidades de reúso do efluente produzido.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

A presente revisão bibliográfica tem a finalidade de apresentar informações relativas ao tema desta pesquisa fornecendo melhor embasamento teórico para o desenvolvimento de sua discussão.

3.1 ECONOMIA CIRCULAR: RECUPERAÇÃO E REAPROVEITAMENTO DE RECURSOS

O modelo econômico “extrair, transformar, descartar” da atualidade está atingindo seus limites físicos. A disponibilidade de água é uma questão complexa em todo o mundo, principalmente em regiões com alta densidade populacional e baixa pluviosidade. Essa questão bate de frente com a qualidade da água de muitas fontes de abastecimento, as quais estão em alto risco de deterioração devido a descargas de águas residuais mal tratadas ou não tratadas. Neste cenário, a recuperação de águas residuárias e reutilização abordam esses desafios resolvendo as questões de recursos hídricos e criando novas fontes de abastecimento de água de alta qualidade. (BUSTOS et al., 2014; ECO.NOMIA, c2018; ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017).

Inspirando-se nos mecanismos dos ecossistemas naturais, a Economia Circular promove um modelo econômico reorganizado, através da coordenação dos sistemas de produção e consumo em circuitos fechados, regenerando e reciclando (ECO.NOMIA, c2018).

“A economia circular oferece diversos mecanismos de criação de valor dissociados do consumo de recursos finitos. Em uma economia circular verdadeira, o consumo só ocorre em ciclos biológicos efetivos. Além disso, o uso substitui o consumo. Os recursos se regeneram no ciclo biológico ou são recuperados e restaurados no ciclo técnico. No ciclo biológico, os processos naturais da vida regeneram materiais, através da intervenção humana ou sem ela. No ciclo técnico, desde que haja energia suficiente, a intervenção humana recupera materiais e recria a ordem em um tempo determinado. A manutenção ou o aumento do capital têm características diferentes nos dois ciclos.” (ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017).

Para sustentar essa visão, tem-se a necessidade de uma gestão apropriada dos recursos hídricos disponíveis (AIYUKI et al., 2006). Apoiada por uma transição para fontes de energia renovável, o modelo de economia circular constrói capital econômico, natural e social. O conceito reconhece a importância de que a economia funcione em qualquer escala – para

grandes e pequenos negócios, para organizações e indivíduos, globalmente e localmente (ECO.NOMIA, c2018; ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017).

A transição para uma economia circular não deve se limitar a ajustes visando a reduzir os impactos negativos da economia linear. Ela representa também uma mudança sistêmica que constrói resiliência em longo-prazo, gerando oportunidades econômicas e de negócios, e proporciona benefícios ambientais e sociais (ELLEN MACARTHUR FOUNDATION, c2017). Consequentemente, ao implementar esses conceitos, uma água residuária como o esgoto doméstico, pode se tornar uma fonte importante de água, fertilizante, e energia reutilizáveis (AIYUKI et al., 2006).

Dentro dessa nova visão de economia circular, conceitos de tratamentos descentralizados e sustentáveis de saneamento que concentram-se no tratamento e na reciclagem dos recursos presentes nas águas residuais domésticas estão sendo estudados. Assim, a partir de uma água residuária é possível obter três recursos principais: a bioenergia gerada a partir da transformação de matéria orgânica, nutrientes (nitrogênio) e água (produzida após tratamento avançado de efluentes líquidos). O sistema de tratamento de águas residuárias a ser utilizado deve ser selecionado de tal forma que seu potencial de reutilização seja preservado (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006).

3.1.1 REÚSO DE EFLUENTES

A reutilização da água em áreas urbanas está ganhando interesse mundialmente, já que muitas comunidades estão se aproximando dos limites de seus suprimentos de água prontamente disponíveis. A água recuperada nas áreas urbanas é direcionada principalmente para usos não potáveis, como irrigação municipal, processos industriais, descarga de vasos sanitários, lavagem de carros ou estradas ou combate a incêndios. Estabelecer canais urbanos de reutilização pode ser benéfico, se não necessário (OPHER; FRIEDLER, 2016).

Águas residuárias tratadas para reúso devem atender vários parâmetros, os quais dependem do tipo de reutilização que é proposto. OMS (2006) estabelece padrões microbiológicos para irrigação com águas residuais. A EPA já publicou algumas diretrizes sobre a reutilização de águas residuárias domésticas tratadas em diversas finalidades, como reuso agrícola (culturas comestíveis e não-comestíveis), reuso urbano e irrigação em áreas de acesso restrito, reutilização para fins recreativos, reutilização na construção, reuso ambiental, reúso industrial, recarga de água subterrânea e reutilização indireta de água potável (MATOS et al., 2014).

Para atender aos requisitos de parâmetros de qualidade, a estação de tratamento de águas residuárias deve ter um primário (pode envolver filtração, triagem, redução de tamanho e remoção de sólidos inorgânicos em suspensão, bem como bombeamento primário de lodo), um secundário (geralmente tratamento de lodo ativado) e um terciário (remoção de nutrientes) além de desinfetado (pode envolver desinfecção por UV-B ou cloro) (Matos et al., 2014).

3.2 TRATAMENTO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS E SUA RELAÇÃO COM AS DOENÇAS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA E POLUIÇÃO DE CORPOS D'ÁGUA

Aproximadamente 15% da população mundial vive em áreas de estresse hídrico, onde muitas pessoas lutam simplesmente para obter acesso a água suficiente para beber, manter-se limpa e satisfazer suas outras necessidades de vida. Mais de um terço da população mundial não tem acesso a saneamento melhorado e mais de 1,5 milhões de crianças morrem a cada ano de doenças diarreicas (FENWICK, 2006)

A dificuldade em se tratar águas residuárias continua sendo uma realidade em diversos locais, facilitando a exposição das pessoas aos recursos hídricos contaminados por fezes (LOURENÇÃO, 2009), ao passo que mais de 15% da população mundial não tem acesso a água potável (ZAHEDI et al., 2015). De 93,1 % da população urbana do Brasil (4084 municípios estudados) apenas 59,7 % desta população está conectada à rede de esgoto segundo dados do Sistema Nacional de Informação sobre Saneamento (SNIS) - Diagnóstico 2016. Desse esgoto coletado, chega a 74,9 % o tratamento, ou seja, apenas 44,9 % do esgoto gerado é tratado (BRASIL, 2018), fato preocupante, pois a cada R\$ 1 investido em saneamento economiza-se em torno de R\$ 4 na área da saúde (OMS apud TRATA BRASIL, c2013).

A expansão de redes de água, sem construção paralela de novos sistemas de tratamento de águas residuárias ou reabilitação das existentes, também agrava problemas, conduzindo a poluição de corpos d'água e aumentando os riscos à saúde pública (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012), pois o esgoto lançado *in natura* ou mesmo insuficientemente tratado apresenta elevada carga de patógenos, implicando em grande distribuição em regiões com alta densidade populacional e intensas atividades, o que contribui para a degradação dos recursos hídricos, além de evidenciar os potenciais riscos de transmissão de doenças (ANA, 2010; BUSTOS et al., 2014; SANTOS, 2015; TUNDISI, 2003), colocando

a saúde humana em risco quando estes são reutilizados de modo impróprio ao considerar sua patogenicidade e virulência (OLIVEIRA, 2012).

A contaminação das águas por patógenos diversos traz consequências indesejáveis não somente à saúde pública, mas também de ordem econômica como, a redução de produtividade, a redução da expectativa de vida, aumento de custos hospitalares, etc. (JORDÃO; PESSÔA, 2009). Como exemplo, uma pessoa com acesso à rede de esgoto tem uma probabilidade 19,2% menor de faltar as suas atividades normais por diarreia que uma pessoa que não tem acesso à rede (TRATA BRASIL, c2013).

Uma ampla variedade de patógenos bacterianos, virais e protozoários excretados nas fezes são capazes de iniciar infecções transmitidas pela água, embora o potencial para isso, previsto por dados de sobrevivência e dose infecciosa, geralmente é maior para vírus e protozoários. A disseminação da infecção por agentes patogênicos pela água depende de fatores como a sobrevivência do patógeno na água e a dose necessária para estabelecer a infecção em indivíduos suscetíveis. Além da sobrevivência do patógeno, a latência (o período entre a excreção do patógeno e a aquisição do poder infeccioso real) e a capacidade de multiplicação do patógeno no ambiente são fatores que influenciam a dose infectante (LECLERC; SCHWARTZBROD; DEI-CAS, 2002).

A escassez de água, a necessidade para energia e alimentos motiva a exploração da recuperação de recursos (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012). No entanto, o crescente interesse pelo uso de lodo (biomassa) e efluentes sanitários no país (MIRANDA, 2014; OLIVEIRA, 2012; SANTOS, 2015) pode contribuir para a disseminação de patógenos caso não seja utilizado um tratamento adequado para remoção/inativação de patógenos a nível seguro a saúde humana. Mesmo sendo promissor, ambiental e economicamente, a legislação nacional sobre reúso (Resolução CNRH nº 54/2005 e a Norma NBR 13969/1997), não estabelece critérios quanto a alguns patógenos, como por exemplo, os protozoários *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. que são de alto risco (ABES-SP, 2016; SANTOS, 2015). Apenas o estado de São Paulo estabelece normas mais rígidas – Resolução conjunto SES/SMA/SSRH, que dispõe sobre o reúso direto não potável para fins urbano, proveniente de estações de tratamento de esgoto sanitário e da providências correlatas (São Paulo, 2017) Para minimizar os riscos associados com a exposição à água recuperada, é necessário um processo de desinfecção adequado (WANG et al., 2012).

Como resultado do esgotamento da qualidade da água, a incidência de doenças transmitidas pela água tem aumentado. No ano de 2001, das 15 milhões de mortes causadas por todos os tipos de doenças infecciosas em todo o mundo, 13% eram de doenças diarreicas

transmitidas pela água. (BELTRAN; JIMENEZ, 2008; BUSTOS et al., 2014; HINRICHSEN; ROBEY, 2000). Estas podem ser severas e danosas (WEF, 1996), já que alguns patógenos possuem baixa dose infectante. Os protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. podem causar graves infecções com a ingestão de menos de 10 cistos e 30 oocistos, respectivamente, por exemplo (EXNER; FEUERPFEL; GORNIK, 2003; PERCIVAL et al., 2004). A giardíase tem se tornado a causa mais comum de doenças de veículas hídricas humanas nos Estados Unidos nos últimos 30 anos (LECLERC; SCHWARTZBROD; DEI-CAS, 2002).

Uma das principais causas de diarreia é o consumo de culturas irrigadas com água poluída. Estima-se que 10% das culturas consumidas no mundo são irrigadas com águas residuais e para alguns países, como a Tailândia, o consumo pode ser tão alto como 90% (CARR et al., 2004; SCOTT et al., 2004). A diarreia é o sintoma predominante em relação às doenças de veiculação hídrica (DANIEL, 2001) e as crianças são as mais susceptíveis às doenças relacionadas às águas contaminadas (BUSTOS et al., 2014). O que é uma preocupação eminente, pois estudos relacionam déficits cognitivos de longo prazo com a diarreia infantil. Quanto maior o número de casos de diarreia nos dois primeiros anos de vida, maior o déficit cognitivo de longo prazo (NIEHAUS et al., 2002).

Como a identificação e quantificação de todos os microrganismos patogênicos é impraticável economicamente (exames de custo elevado) e demorada, alguns organismos são utilizados como indicadores da qualidade da água, tais como indicadores de bactérias (coliformes totais, coliformes termotolerantes e *E. coli*), estreptococos fecais, enterococos, *Clostridium perfringens* e *Aeromonas*. O objetivo é avaliar a eficiência do tratamento comum de água potável e águas residuárias, além da eficiência de processos de desinfecção. A Resolução 357/2005 (Conselho Nacional do Meio Ambiente – CONAMA) e a Portaria 518/2004 (Ministério da Saúde) colocam os coliformes totais e a *E. coli* como microrganismos indicadores, uma vez que estão presentes no trato intestinal de seres humanos e de outros animais em grandes quantidades (CONAMA, 2005; PORTARIA, 2005).

No entanto, apenas estes indicadores podem não ser suficientes para assegurar a ausência de todos os microrganismos patogênicos (LOURENÇÃO, 2009), como por exemplo, protozoários. É frequentemente citado na literatura que o comportamento de patógenos durante a desinfecção não é adequadamente modelado por indicadores microbianos comuns (BUSTOS CHANG et al., 1985; ASHBOLT et al., 2001). Demonstrando, portanto, a representatividade do esgoto sanitário na veiculação de patógenos e evidenciando a grande necessidade do controle da qualidade das águas utilizadas para recreação, irrigação e principalmente abastecimento (GONÇALVES, 2003).

Quanto aos lançamentos indiscriminados de esgoto sanitário nos corpos d'água ou insuficientemente tratados, devido à alta carga orgânica, resultam no lançamento de nutrientes que podem levar a eutrofização e consequente depleção de oxigênio dissolvido na água, que abaixo de valores de 4-5 mg L⁻¹ causa prejuízos à vida aquática (METCALF & EDDY, 2003).

Grandes quantidades de fósforo e nitrogênio presente nas águas residuárias são umas das principais causas da eutrofização que afeta negativamente corpos d'água natural, com consequente degradação do ecossistema aquático (DE-BASHAN; BASHAN, 2004; TUNDISI; MATSUMURA-TUNDISI, 2011), logo é desejável que o tratamento escolhido seja capaz de remover nutrientes das águas residuárias antes de seu retorno ao meio ambiente, evitando toda e qualquer perturbação no ambiente que poderia resultar em prejuízos para o abastecimento de água e a saúde da população (QUEVEDO; PAGANINI, 2011).

3.3 MICRORGANISMOS PATOGÊNICOS

3.3.1 Microrganismos indicadores

A determinação quantitativa de patogênicos como *Cryptosporidium* e *Giardia*, demanda tempo e além de ser sujeita a variáveis porcentagens de recuperação, é trabalhosa e requer técnicos treinados. No entanto, diante das inúmeras doenças relacionadas com contaminação hídrica, necessitou-se de mensurar a poluição fecal para, assim, poder associá-la a uma magnitude do risco em se contrair uma infecção (MEDEIROS, 2013)

Na prática, o que é feito é a utilização de organismos facilmente identificáveis, cuja ocorrência na água está correlacionada à presença de organismos patogênicos, ou seja, os chamados *organismos indicadores*, sendo as mais importantes as bactérias coliformes (BRASIL, 2006). Esses indicadores são úteis para determinar a qualidade de água potável, água de cultivo de mariscos e águas recreacionais. Em estações de tratamento de água em consonância com a Resolução No. 357/2005 e a Portaria 518/2004 (BRASIL, 2005; BRASIL, 2004), coliformes totais juntamente à *E. coli* são os microrganismos indicadores de eficiência do tratamento e ditam a qualidade da água para consumo humano (LOURENÇÃO, 2009).

A análise de bactérias do grupo coliforme é usada como indicador do grau de contaminação e qualidade sanitária da água avaliando a poluição recente da água por fezes e eventualmente a sua contaminação (MARQUEZI, 2010). Pois as bactérias do grupo coliforme habitam normalmente o intestino de homens e de animais, servindo portanto como indicadores

da contaminação de uma amostra. Como a maior parte das doenças associadas com a água é transmitida por via fecal, isto é, os organismos patogênicos, ao serem eliminados pelas fezes, atingem o ambiente aquático, podendo vir a contaminar as pessoas que se abastecem de forma inadequada dessa água. Deste modo, quanto maior a população de coliformes em uma amostra de água, maior é a probabilidade de que haja contaminação por organismos patogênicos (BRASIL, 2006).

Uma grande vantagem no uso de bactérias coliformes como indicadoras de contaminação fecal é que a identificação de coliformes é feita facilmente, já que as bactérias pertencentes a esse grupo fermentam a lactose do meio de cultura, produzindo gases que são observados nos tubos de ensaio (BRASIL, 2006).

O grupo coliforme contém bactérias aeróbias ou anaeróbias facultativas, Gram-negativas, não esporuladas e na forma de bastonetes, como as Enterobacteriaceae, dos gêneros *Escherichia*, *Enterobacter*, *Citrobacter* e *Klebsiella*. Elas podem ser encontradas no ambiente, em solos e vegetais, ou em fezes de humanos ou animais de sangue quente. Como a *E. coli* é de origem especificamente fecal, raramente ela é encontrada em água ou solo que não esteja contaminado com material fecal (MARQUEZI, 2010).

As bactérias do grupo coliforme são especificadamente definidas na Portaria 518/2004 como (BRASIL, 2006; WHO, 2006):

- Coliformes Totais: bactérias/bacilos gram-negativas, não formadoras de esporos, aeróbios ou anaeróbios facultativos, oxidase-negativos, fermentam lactose (com β -galactosidase) a ácido, aldeído e gás, num período de 24-48 horas, a $36 \pm 0,5$ °C. A maioria das bactérias do grupo coliforme pertence aos gêneros *Escherichia*, *Citrobacter*, *Klebsiella* e *Enterobacter*, embora vários outros gêneros e espécies pertençam ao grupo;
- Coliformes Termotolerantes: subgrupo de coliformes os quais produzem gás e ácido a partir da lactose, a $44,5 \pm 0,2$ °C, num intervalo de tempo de 24 ± 2 h. Possui como principal representante, a *Escherichia coli* de origem exclusivamente fecal;
- *Escherichia coli*: coliforme termofílico que produz indol a partir de triptofano, fermenta a lactose e o manitol, com produção de ácido e gás a $44,5 \pm 0,2$ °C, num intervalo de tempo de 24 ± 2 h. Não hidrolisa a ureia e apresenta atividade das enzimas β -galactosidase e β -glicoronidase. Estudos de caracterização mostraram que 94% de coliformes termotolerantes em fezes humanas eram *Escherichia coli*. Sendo considerada o mais específico indicador de contaminação fecal recente e de eventual presença de organismos patogênicos.

3.3.2 Presença de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. nas águas residuárias

Criptosporidiose, giardíase e amebíase são as três doenças de veiculação hídrica mais recorrentes causadas por protozoários (BOUZID; STEVERDING; TYLER, 2008; ŠLAPETA, 2013). *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. são, na maioria das vezes, os principais responsáveis pela morbidade e doenças, de modo que a giardíase e criptosporidiose tornam-se uma questão de saúde pública (CASTRO-HERMIDA et al., 2010; THOMPSON, 2004). Estes protozoários destacam-se pela baixa dose infectante em contrapartida a elevada concentração excretada (HELLER; PÁDUA, 2006; KARANIS; KOURENTI, 2007).

A grande quantidade de oocistos eliminados por indivíduos doentes e assintomáticos em relação a baixa dose infectante, a facilidade de disseminação pela água devido principalmente ao tamanho reduzido, que é um facilitador na passagem pelas barreiras convencionais das estações de tratamento de água e esgoto e a resistência a pressões ambientais e a desinfetantes comuns são características que dão destaque aos protozoários *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. (SANTOS, 2015).

No Brasil, as poucas pesquisas sobre os protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. se concentram nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Rio Grande do Sul e Rio de Janeiro (MEDEIROS, 2013). Já existindo a preocupação quanto aos cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. em água para abastecimento, conforme consta na Portaria nº 2.914/2011 do Ministério da Saúde. A mesma Portaria recomenda pesquisas sobre *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. como meta padrão à ausência de organismos patogênicos (SANTOS, 2015).

Como a transmissão se dá por via fecal-oral, o consumo ou mesmo o contato com água contaminada são vias significativas em países em desenvolvimento (BASSANI, 2003; COUPE et al., 2006; GRACZYK et al., 2010; MASON et al., 2010) e estima-se que só a giardíase atinja 200 milhões de pessoas no mundo, possuindo prevalência de 2 a 5% na população de países industrializados e de 20 a 30% em países em desenvolvimento (WHO, 2006). Baldursson e Karanis (2011) relatam que entre 2004 e 2010, dos 199 surtos por protozoários patogênicos reportados pelo mundo, 60,3% foram causados por *Cryptosporidium* spp. e 35,2% por *Giardia* spp..

A alta concentração de cistos de *Giardia* presente no esgoto reflete a incidência desse parasito na população (CHENG et al., 2009; NASSER et al., 2012; OTTOSON et al., 2006) e pode ser explicada pelo fato da giardíase ser endêmica no Brasil (BONATTI; FRANCO; CANTUSIO NETO, 2007). Apesar de não existir nenhum dado oficial de surto no país, há

estudos que revelam alta prevalência deste parasita na população, principalmente em áreas com condições sanitárias precárias (RAZZOLINI et al., 2011).

O esgoto sanitário pode se transformar em potencial fonte de protozoários patogênicos, caso ainda haja presença de cistos e oocistos na fase líquida (efluente final) e/ou na fase sólida (lodo). No entanto, essa eficiência depende do sistema de tratamento empregado (SANTOS et al., 2004; LIM; WAN HAFIZ; NISSAPATORN, 2007; CHENG et al., 2009), já que cistos de *Giardia* spp., por exemplo, são capazes de sobreviver em condições ambientais desfavoráveis, tal como a resistência à desinfecção com cloro (MEDEMA et al., 1997; MEDEMA; SCHIJVEN, 2001; SAGAYAR, 1997).

Necessidade de uma etapa de desinfecção se mostra necessária ao passo que o tratamento convencional de águas residuárias, na ausência de desinfecção, muitas vezes não fornece remoção e controle de patógeno com eficiência compatível com o padrão microbiológico de água de reúso e contato público (WEF, 1996) (vide seção 4), já que não são projetados para remover completamente os patógenos (CHENG et al., 2009). Exemplo são os estudos realizados por Santos et al. (2004) e Lonigro et al. (2006).

Santos et al. (2004) encontraram alta concentração de oocistos em esgoto mesmo após tratamento por lodos ativados: 4×10^5 cistos por litro de *Giardia* spp. E $1,8 \times 10^4$ oocistos por litro de *Cryptosporidium* spp.. Enquanto que Lonigro et al. (2006) quantificaram $1,83 \times 10^3$ cistos/L de *Giardia* spp. e $5,52 \times 10^1$ oocistos/L de *Cryptosporidium* spp. em esgoto após tratamento com lodos ativados e sedimentação.

Portanto, o monitoramento e investigação desses protozoários em afluentes e efluentes sanitários pode fornecer informações a respeito da potencialidade de processos de tratamento quanto a remoção de cistos e oocistos, fornecendo subsídios aos órgãos governamentais para o estabelecimento de legislação adequada no âmbito dos protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. (SANTOS, 2015).

3.3.2.1 *Giardia* spp.

A análise do RNA ribossômico revelou que *Giardia* spp. é o ser eucariótico mais primitivo, devido principalmente à falta de definição de organelas (CIMERMAN; CIMERMAN, 2003). Descrito pela primeira vez em 1681 por van Leeuwenhoek, após examinar amostras das próprias fezes diarreicas em microscópio (ADAM, 2001), o protozoário *Giardia* spp. é considerado pertencente ao Filo Metamonada, Subfilo Trichozoa, Superclasse

Eopharyngia, Classe Treponomadae, Subclasse Diplozoa, Ordem Giardiida e Família Giardiidae (PLUTZER; ONGERTH; KARANIS, 2010; CAVALIER-SMITH, 2003).

Na atualidade, se aceita a existência de seis espécies de *Giardia* com base na morfologia dos trofozoítos e/ou cistos (RYAN; CACCIÒ, 2013):

- *Giardia agilis* (hospedeiros: anfíbios).
- *Giardia ardeae* e *Giardia psittaci* (hospedeiros: aves).
- *Giardia microti* e *Giardia muris* (hospedeiros: roedores).
- *Giardia duodenalis* (hospedeiros: mamíferos).

Apesar das trinta assembleias A e B da espécie já terem sido identificadas em animais domésticos e selvagens (SMITH et al, 2006), *Giardia duodenalis* (sin. *Giardia intestinalis*; *Giardia lamblia*) é a única espécie encontrada em humanos (THOMPSON, 2004; RYAN; CACCIÒ, 2013).

Giardia spp. é considerado um patógeno de alto risco para a saúde pública devido a persistência no ambiente aquático, resistência à desinfecção por cloro e infecciosidade (MEDEMA; SCHIJVEN, 2001; SAGAYAR, 1997), e pode apresentar-se em duas formas: trofozoíto e cisto (ADAM, 2001; FRANCO; BRANCO; LEAL, 2012; HERESI; MURPHY; CLEARY, 2000; PAGET et al., 1989; RYAN; CACCIÒ, 2013; SAGAYAR, 1997; THOMPSON, 2004; USEPA, 2005):

- Trofozoíto é a forma ativa que se alimenta e reproduz; apresentando formato de pera, com aproximadamente 8 a 18 μm de comprimento e 5 a 15 μm de largura, possuindo dois núcleos e quatro pares de flagelos.
- Cisto é a forma de resistência (inativa), sobrevivendo no ambiente de semanas até meses, permite desde a transmissão direta, de um indivíduo a outro, até indireta, através da contaminação ambiental ou de alimentos. Fatores como taxa metabólica de 10 a 20% da apresentada pelos trofozoítos e utilização de substratos, pelos cistos, reduzida a baixas temperaturas podem colaborar para o prolongamento do tempo de vida desses organismos no ambiente. Apresenta formato oval com aproximadamente 8 a 15 μm de comprimento por 7 a 10 μm de largura e uma “parede” de 0,3 a 0,5 μm de espessura, possuindo dois ou quatro núcleos.

Giardia é o protozoário mais associado às doenças diarreicas no mundo (ADAM, 2001; WEF, 1996). Modelos estatísticos puderam concluir que a concentração do patógeno está ligada a parâmetros de qualidade da água bruta (LECHEVALLIER; NORTON; LEE, 1991) sendo que

a maioria dos surtos de giardíase foram relacionados ao consumo de água contaminada (RYAN; CACCIÒ, 2013).

O ciclo de vida de *Giardia* é direto, envolvendo apenas duas grandes fases, o trofozoíto, que é a fase de replicação, e o cisto, que representa a fase infecciosa (RYAN; CACCIÒ, 2013). *Giardia* spp. no estado encistado é ingerida em água, alimentos contaminados ou via fecal-oral. Após ingestão, ocorre o desencistamento e posterior liberação do trofozoíto no estômago, causado, provavelmente, pela exposição ao ácido gástrico e/ou exposição a proteases pancreáticas (ADAM, 2001; LEBWOHL et al., 2003; RYAN; CACCIÒ, 2013; THOMPSON, 2004), como pode ser observado na Figura 3.1.

Figura 3.1 – Ciclo biológico da *Giardia*.

Fonte: Gonçalves, 2003.

No intestino delgado, os trofozoítos se reproduzem por fissão binária e, eventualmente, são desencadeados de modo a formar cistos ambientalmente resistentes em resposta às condições biliares do intestino delgado. Ao aderir à superfície epitelial do intestino delgado por discos adesivos, provocam sintomas de diarreia e má absorção. E quando exposto à bile, o trofozoíto se encista no intestino grosso, sendo depois eliminado com as fezes por pessoas e animais doentes, tanto sintomáticos quanto assintomáticos (ADAM, 2001; BASTOS;

BEVILACQUA; KELLER, 2003; HERESI; MURPHY; CLEARY, 2000; LEBWOHL et al., 2003; RYAN; CACCIÒ, 2013; SAGAYAR, 1997).

O período de incubação varia de uma a duas semanas e as manifestações clínicas são bastante variáveis, indo desde a ausência de sintomas à diarreia, náuseas, desidratação, desconforto abdominal e perda de peso, podendo causar infecções severas com diarreia crônica e má absorção intestinal (BURET; COTTON, 2011; CIMERMAN; CIMERMAN, 2003; HERESI; MURPHY; CLEARY, 2000; RYAN; CACCIÒ, 2013; THOMPSON, 2004). Indivíduos humanos infectados podem liberar acima de 2×10^6 cistos por grama de fezes (SMITH et al., 2006), porém a ingestão de poucos cistos é suficiente para ocasionar infecção. Em 1954, a ingestão de 10 cistos causou infecção em dois voluntários (RENDTORFF, 1954; RYAN; CACCIÒ, 2013).

Para o tratamento da doença, são frequentemente utilizados os fármacos nitroimidazóis e benzimidazóis. Alguns hospedeiros podem ainda desenvolver imunidade contra a doença, no entanto, pode levar meses para produzirem anticorpos com capacidade de eliminar estes parasitos (SANTOS, 2015; THOMPSON, 2004).

3.3.2.2 *Cryptosporidium* spp.

Até os dois primeiros casos de criptosporidiose serem relatados em 1976, o *Cryptosporidium* não era considerado como causador de doenças em seres humanos (FAYER; MORGAN; UPTON, 2000; ROSSIGNOL, 2010; USEPA, 2001).

Atualmente com 29 espécies reconhecidas e confirmadas por dados moleculares, morfológicos e biológicos (ZAHEDI et al., 2015), o *Cryptosporidium* spp. Mais de 17 espécies já foram detectadas em humanos, sendo *Cryptosporidium hominis* e *Cryptosporidium parvum* responsáveis pela maioria dos casos de infecção, se tornando as mais preocupantes do ponto de vista da saúde pública (RYAN; XIAO, 2014; ZAHEDI et al., 2015). Até recentemente era considerado um protozoário patogênico pertencente ao Filo Apicomplexa, Classe Sporozoasida, Subclasse Coccidiasina, Ordem Eucoccidiorida, Subordem Eimeriorina, Família Cryptosporidiidae (CAVALIER-SMITH, 2003; TZIPORI; WARD, 2002). Porém estudos recentes, fizeram com que este fosse reclassificado para a Classe Gragarinamorphea, na subclasse Cryptogregaria (RYAN et al., 2016)

Acreditava-se também que o ciclo completo de vida do parasito ocorresse no interior do trato intestinal de um único hospedeiro, envolvendo a fase sexuada e assexuada (TZIPORI; WARD, 2002). Sendo que, o estado pela qual ocorre a transmissão da doença é o oocisto.

Porém, recentemente descobriu-se que o *Cryptosporidium* pode se multiplicar em meio acelular e biofilmes, completando seu ciclo na ausência de um hospedeiro (RYAN et al., 2016). Possuindo forma esférica-oval e tamanho de 3,5 a 8,5 µm, suas características facilitam sua dispersão e resistência no ambiente (FRANCO; BRANCO; LEAL, 2012; O'DONOGHUE, 1995; PEREIRA et al., 2009). Durante a filtração, por exemplo, podem se portar como partículas de 2 a 4 µm (CAREY; LEE; TREVORS, 2004; HSU; YEH, 2003) facilitando a sua distribuição (FRANCO; BRANCO; LEAL, 2012). Essa resistência e maleabilidade ocorre devido a uma camada interna de glicoproteína (ALUM et al., 2014).

Por possuir estádios de reprodução assexuada e sexuada para se ter a formação do oocisto, o ciclo de vida do *Cryptosporidium* spp. comparado com o da *Giardia* spp. é mais complexo. Após a ingestão, os oocistos ingeridos liberam quatro esporozoítos infecciosos no intestino delgado (Figura 3.2), formando um vacúolo parasitóforo intracelular, porém extracitoplasmático, que infectam as células epiteliais, penetrando-as e assim iniciam o desenvolvimento assexuado ao se transformarem em trofozoítos (FAYER, 2004; TZIPORI; WARD, 2002).

Em seguida passam por duas gerações sucessivas de merogonia, ocorrendo divisão do trofozoítos e formação dos merontes, podendo ser do Tipo I e Tipo II, e esses por sua vez dão origem aos merozoítos. Os meronte Tipo I geram merozoítos que são capazes de infectar outras células e repetir a reprodução assexuada. Já os de Tipo II iniciam o ciclo sexuado (gametogonia), gerando gametas masculinos (microgametócitos) e femininos (macrogametócitos). A divisão nuclear dos microgametócitos leva a produção de inúmeros microgametas que são liberados para fertilizar os macrogametócitos, originando o zigoto, que se transforma em oocisto, e ocorre a fase esporogonia na qual os quatro esporozoítos se desenvolvem dentro do oocisto (SANTOS, 2015).

Após os ciclos assexuado e sexuado de reprodução, são formados dois tipos de oocistos:

- Parede espessa (80%), que é liberado no ambiente junto com as fezes, sendo prontamente infectantes, iniciando assim novamente o ciclo; e
- Parede mais fina (delgada) (20%), que talvez seja o responsável por casos de autoinfecção e de persistir dentro de um único hospedeiro (BASTOS; BEVILACQUA; KELLER, 2003; HUNTER; THOMPSON, 2005; TZIPORI; WARD, 2002).

Figura 3.2 – Ciclo biológico do *Cryptosporidium*.

Fonte: Gonçalves, 2003.

Geralmente, o ciclo biológico completa-se entre 12 e 14 horas, variando em função do hospedeiro e espécie de *Cryptosporidium* (CACCIÒ; WIDMER, 2014; CURRENT; GARCIA, 1991; SMITH; NICHOLS; GRIMASON, 2005).

A composição e estrutura (robusta e impermeável) da parede dos oocistos permite que persistam no ambiente por um longo período de tempo mesmo em condições desfavoráveis (FAYER, 2004; REINOSO; BECARES; SMITH, 2008). Estudos ainda indicam que sedimentos presentes em ambientes, aquáticos ou terrestres, favorecem a sobrevivência dos oocistos por oferecer um efeito protetivo (ROBERTSON; CAMPBELL; SMITH, 1992; ALUM et al., 2014).

São múltiplas as rotas de transmissão: pessoa-pessoa através de contato direto ou indireto, possivelmente incluindo atividades sexuais; animal-animal; animal-homem; água ou alimento contaminado; e possivelmente no ar (FAYER; MORGAN; UPTON, 2000). Sua transmissão por via hídrica foi confirmada somente em 1984, sendo uma das mais preocupantes por poder atingir facilmente um grande contingente da população (LIMA; STAMFORD, 2003).

Em 1993, foi responsável pelo maior surto de doença de veiculação hídrica já documentada, quando mais de 400 mil pessoas foram infectadas em Milwaukee, EUA (WHO, 2006). Acredita-se que o motivo desse surto se deu por conta de falhas operacionais no processo de filtração da estação de tratamento de água da cidade permitindo a passagem de oocistos para a água tratada que foi distribuída à população (MAC KENZIE et al., 1994).

As infecções por *Cryptosporidium* spp. podem ser assintomáticas, ou, até mesmo, enterites severas de difícil controle. Após um período de incubação de sete a dez dias, cerca de 90% dos indivíduos acometidos podem apresentar até 20 episódios diários de diarreia líquida. Outros sintomas são: febre, vômitos, cólica, perda de peso, problemas respiratórios, e ocasionalmente, mialgia, fraqueza, cefaleia e anorexia (CIMERMAN; CIMERMAN, 2004; CURRENT; GARCIA, 1991; CURRENT, 1994; DUPONT et al., 1995; FAYER, 2004). Dentre os indivíduos mais afetados estão idosos, crianças, imunocomprometidos incluindo doentes com AIDS, transplantados, pacientes recebendo quimioterapia para o câncer, entre outros (FAYER; MORGAN; UPTON, 2000; GATEI et al., 2006; NEILL et al., 1996).

Em indivíduos imunocompetentes (imunidade normal), os sintomas da doença podem se limitar num período de 1 a 3 semanas (BOUZID; STEVERDING; TYLER, 2013), enquanto que em pessoas imunocomprometidas (imunidade deficiente) os sintomas são crônicos (BASSANI, 2003; CHEN et al., 2002), podendo ocorrer vários meses de diarreia aquosa, resultando em significativa mortalidade desses pacientes (BASSANI, 2003; MANABE et al., 1998).

As doses infectantes de oocistos para causar doença em humanos podem ser extremamente baixas. Okhuysen et al. (1999) estimaram dose infectante de 9 a 1024 oocistos de *C. parvum*, enquanto Chappell et al. (2006) relataram que 10 a 83 oocistos de *C. hominis* já

são suficientes para causar doença. A dose infecciosa mediana foi calculada em 132 oocistos (FAYER; MORGAN; UPTON, 2000)

A baixa dose infectante aliada às altas quantidades de oocistos infectantes eliminados pelos hospedeiros, além da falta de um hospedeiro específico (FAYER, 2004), colaboram na contaminação ambiental e na transmissão desses protozoários (SMITH et al, 2006). Além da resistência contra pressões ambientais, os oocistos são resistentes aos processos de desinfecção usualmente utilizados em estações de tratamento de água ou esgoto (MEDEIROS, 2010).

3.4 PROCESSOS DE TRATAMENTO DE ÁGUAS RESIDUÁRIAS: NOVAS CONCEPÇÕES

Para que um sistema seja ambientalmente sustentável deve permitir a proteção da qualidade ambiental, a conservação dos recursos e a reutilização da água, bem como a reciclagem de nutrientes e a compreensão do ambiente é crucial para a seleção de tecnologia e deve ser realizada pela realização de um processo abrangente. Em todo o mundo, tem sido feito um desenvolvimento significativo no tratamento de águas residuais para as áreas urbanas, em comparação com as áreas rurais que estão muito atrasadas. No entanto, a falta de atividades de pesquisa e desenvolvimento nos países em desenvolvimento leva à seleção de tecnologia inadequada em termos de condições climáticas e físicas locais, recursos financeiros e recursos humanos e aceitabilidade social ou cultural (MASSOUD; TARHINI; NASR, 2009).

O tratamento das águas residuárias é uma das ações mais importantes para o problema de qualidade da água (OLIVEIRA, 2012). Tal como os poluentes contidos nas águas residuárias podem ser de natureza química, física e biológica, as operações e processos de tratamento também podem ser assim classificados. Estes processos não atuam isoladamente. As transformações provocadas por um determinado tratamento influenciarão indiretamente nos fenômenos intrínsecos aos demais (METCALF & EDDY, 2003).

De forma geral, pode-se adotar as seguintes definições (JORDÃO; PESSÔA, 2009; METCALF & EDDY, 2003; VON SPERLING, 2005):

- **Operações físicas:** métodos de tratamento onde se predomina a aplicação de forças físicas, como exemplo, tem-se o gradeamento, mistura, floculação, sedimentação, flotação e filtração.
- **Processos biológicos:** Os processos biológicos são aqueles que dependem da ação de microrganismos presentes nas águas residuárias para a remoção de contaminantes procurando reproduzir, em dispositivos racionalmente projetados, os fenômenos biológicos

observados na natureza, condicionando-os em área e tempo economicamente justificáveis, como exemplo tem-se a remoção de matéria carbonácea (como ocorre em reatores anaeróbios) e a desnitrificação.

- **Processos químicos:** métodos de tratamento nos quais a remoção ou conversão de contaminantes ocorre pela adição de produtos químicos ou em função de reações químicas, como exemplo tem-se a precipitação, adsorção e desinfecção.

Sistemas de tratamento de esgoto centralizado e descentralizado coexistiram nos últimos anos (WILDERER; SCHREFF, 2000; MANCL, 2002; NHAPI; GIJZEN, 2004). Os problemas e limitações das abordagens centralizadas para o tratamento de águas residuais incluem o fato de serem caros para construir e operar, especialmente em áreas com baixa densidade populacional e domicílios dispersos. Alternativamente, a abordagem descentralizada para o tratamento de águas residuais está ganhando mais atenção. (MASSOUD; TARHINI, NASR, 2009). A abordagem descentralizada propicia principalmente redução na demanda de água potável devido à reutilização de água no local (NOGUEIRA et al., 2009; SHEHABI; STOKES; HORVATH, 2012). A preferência de um sobre o outro depende muito de circunstâncias específicas, e que o consumo de energia, as emissões de nutrientes e as fontes de água são alguns dos fatores decisivos na comparação (OPHER; FRIEDLER, 2016).

Nos conceitos de saneamento descentralizado, distinguem-se duas situações: (1) tratamento de águas residuais domésticas totais e (2) tratamento de correntes de águas residuais separadas. Na separação de fontes, os fluxos de águas residuárias são separados de acordo com seu grau e tipo de poluição e com o potencial de reutilização de recursos. Diferentes graus de separação podem ser aplicados. Geralmente três tipos de águas residuais fluxos são distinguidos: água preta, água cinza e água da chuva (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006).

O tratamento descentralizado desponta como uma alternativa por ser uma forma de saneamento menos intensiva em recursos e mais ecologicamente sustentável, são apropriados para comunidades de baixa densidade e condições variáveis do local. Além disso, questões como o tempo de instalação das infraestruturas, a segurança da água, a perda de água derivada do transporte de longa distância, a degradação ambiental dos habitats aquáticos e a capacitação das comunidades locais são consideradas. Tendo em conta os limitados recursos técnicos e financeiros da maioria das comunidades rurais, principalmente nos países em desenvolvimento. No entanto, é essencial conduzir pesquisas baseadas em requisitos e condições locais, em vez de adotar práticas de outros países (JAMSHIDI et al., 2014; MASSOUD; TARHINI, NASR, 2009; OPPER; FRIEDLER, 2016).

Acompanhado o tratamento descentralizado, aparece a separação de fontes, que nada mais é separar na fonte as formas de águas residuárias domésticas, as quais são divididas de acordo com sua origem: água negra (fezes, urina e água de descarga) e água cinzas (águas de banho, lavagem e cozinha) (LOUSTARINEN et al., 2007; VAN VOORTHUIZEN et al., 2008), e diferem em quantidade e qualidade. Separar e tratar os diferentes efluentes de acordo com as suas características químicas pode-se tratá-los de forma mais eficiente, além de facilitar a recuperação dos nutrientes contidos nos mesmos (ZEEMAN et al., 2008).

A abordagem descentralizada beneficia-se das vantagens da separação de fontes, que disponibiliza sistemas simples de pequena escala e reutilização no local, que podem ser construídos em um curto período de tempo e ocasionalmente atualizados com novos desenvolvimentos tecnológicos. Embora os dois conceitos, de descentralização e separação de fontes, cada um tenha um direito de existência próprio, seu acoplamento capta as vantagens de ambos e pode fornecer uma solução completa para o gerenciamento de águas residuárias urbanas (OPHER; FRIEDLER, 2016).

3.4.1 Águas negras

As águas residuárias domésticas podem ser divididas em diferentes fluxos de acordo com a sua origem. Geralmente duas correntes são distinguidas: água preta concentrada de vasos sanitários (fezes, urina e água corrente) e água cinzenta diluída de banho, lavagem e cozinha (HENZE; LEDIN, 2001; LUOSTARINEN et al., 2007). A água cinzenta é geralmente considerada de alto volume com um nível mais baixo de poluição, enquanto a água preta é de baixo volume com o nível mais alto de poluição (MATOS et al., 2014).

A água negra, proveniente dos vasos sanitários é constituída principalmente por urina e fezes. A urina e as fezes contêm 57% de matéria orgânica (representada como Demanda Química de Oxigênio - DQO), 90% de nitrogênio (N) e 77% do fósforo (P), considerando as águas residuárias domésticas, com exceção dos resíduos de cozinha (KUJAWA – ROELEVELD; ZEEMAN, 2006), ou seja, cerca de metade da carga orgânica das águas residuárias domésticas e maior parte da fração de nutrientes (DE GRAAFF et al., 2011). Apesar de quantidades elevadas de DQO, nitrogênio e fósforo, a composição/concentração pode variar de acordo com o volume de água de descarga (LOUSTARINEN; RINTALA, 2005; VAN VOORTHUIZEN et al., 2008; ZAMALLOA et al., 2013).

Para que a recuperação de recursos desse efluente seja realizada de modo eficiente, os sistemas de coleta e transporte do efluente devem ser otimizados para que utilizem o mínimo

possível de águas, limitando a diluição (DE-GRAAFF, 2010). A economia de água nos sistemas de coleta de águas negras reduz o consumo de água nas residências em até 25% (condições holandesas) ou mais (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006).

Os sanitários convencionais utilizam até 12 litros de água por descarga enquanto os sanitários de baixo volume de descarga utilizam apenas de 4 a 6 litros por descarga. Quanto mais as águas negras forem diluídas, maior o volume a ser tratado, armazenado, transportado e aplicado nos campos, com o mesmo valor nutricional (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006). A aplicação de sanitários a vácuo, que utilizam apenas um litro de água por descarga, é uma alternativa promissora aos sanitários convencionais (DE-GRAAFF, 2010). Infelizmente no Brasil, a água negra pode apresentar valores inferiores aos 5.000 mg/L de DQO comumente encontrados na Europa, devido a diluição causada pela quantidade de água comumente utilizada nos sanitários - de 6 a 12 L, bem superiores à 1 L utilizado em alguns países da Europa que utilizam o sistema de vácuo.

Nessas situações em que infraestruturas não estão disponíveis (sem saneamento básico, nova área residencial), a segregação das águas residuárias domésticas pode ser aplicada levando a um tratamento orientado, máxima recuperação de recursos e reúso (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006).

As principais vantagens dessa abordagem incluem a possibilidade de recuperação de energia e de nutrientes e a remoção eficiente de micropoluentes e de microrganismos patogênicos. A recuperação de nitrogênio de água negras pode ser útil porque a produção química de N para fertilizantes consome uma grande quantidade de energia. Enquanto que a recuperação de P, a longo prazo, parece ser uma necessidade, já que os recursos de fósforo disponível estão cada vez mais escassos (VAN VOORTHUIZEN et al., 2008). A água negra também contém a maior parte dos microrganismos patogênicos, hormônios e resíduos farmacêuticos (DE GRAAFF et al., 2010; DE GRAAFF et al., 2011; LETTINGA et al., 2001; ZAMALLOA et al., 2013), tornando o seu tratamento da maior importância. Além disso, o tratamento dessas águas de modo concentrado diminui o tamanho necessário do reator, reduzindo portanto, custos de fabricação e requisitos de espaço (LETTINGA et al., 2001).

Devido ao teor de matéria orgânica muito elevada nas águas negras, o tratamento de água negra concentrada pode ser alcançado com êxito através do tratamento anaeróbio em reatores UASB (DE GRAAFF, 2010; ZAMALLOA et al., 2013), com possível subsequente recuperação de nutrientes (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006). No entanto, a maioria dos estudos associados ao tratamento de água negra foram realizadas em escala laboratorial (SHARMA; KAZMI, 2015; WENDLAND et al., 2007; ZEEMAN et al., 2008).

3.4.2 Tratamento Anaeróbio

A digestão anaeróbica de águas residuárias deve ser uma tecnologia central empregada em sistemas de saneamento descentralizado, especialmente quando seu objetivo é também a conservação e reutilização de recursos. É uma opção sustentável, pois a recuperação de energia é aplicada enquanto os nutrientes são preservados para reutilização. O fato de o processo poder ser realizado de modo descentralizado significa também que esta aplicação pode levar a economias significativas nos custos de investimento dos sistemas de esgotos (AIYUKI et al., 2006; KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006; LUOSTARINEN et al., 2007).

O tratamento anaeróbio é um processo de tratamento biológico cuja evolução recente permitiu que tanto o esgoto quanto o lodo pudessem ser tratados em unidades para tal fim, em condições de elevado tempo de retenção celular. Fatores como a grande acumulação da biomassa no interior do reator, o melhor contato entre a biomassa e o despejo e a melhor atividade da biomassa são considerados para utilização de reatores anaeróbios. O lodo pode estar aderido a um material inerte de suporte ou estar suspenso, agregado na forma de floco ou granulo. A este último dá-se o nome de Reator de Manta de Lodo de fluxo ascendente ou UASB (Upflow anaerobic sludge blanket) (JORDÃO; PESSÔA, 2009).

Uma das principais alternativas de tratamento no Brasil (CHERNICHARO, 2006; OLIVEIRA, 2012), a digestão anaeróbia compreende as etapas de hidrólise, acidogênese, acetogênese e metanogênese (CHERNICHARO, 2007) e quando na presença de sulfato, pode ocorrer a sulfetogênese:

- **Hidrólise:** as bactérias fermentativas hidrolíticas excretam exoenzimas para a conversão de materiais particulados em substâncias dissolvidas, as quais podem atravessar as paredes celulares das bactérias fermentativas.
- **Acidogênese:** as bactérias fermentativas acidogênicas fermentam as substâncias oriundas da etapa anterior até produtos mais simples, tais como ácidos orgânicos (principalmente acético, propiônico e butírico), álcoois, cetonas, dióxido de hidrogênio e hidrogênio, além de novas células bacterianas.
- **Acetogênese:** consiste na metabolização de alguns produtos da etapa anterior pelo grupo de bactérias sintróficas acetogênicas, obtendo-se substrato apropriado para os microrganismos metanogênicos, como acetato, dióxido de carbono e hidrogênio.
- **Metanogênese:** os microrganismos metanogênicos realizam a conversão anaeróbia de compostos orgânicos (acetato, dióxido de carbono e hidrogênio) em metano e dióxido de carbono.

- **Sulfetogênese:** formação de H_2S no meio, fruto da atuação das bactérias sulforredutoras que competem com as metanogênicas pelo mesmo substrato, o acetato e hidrogênio.

Para o tratamento anaeróbio de águas residuais com grande fração de material particulado, como é o caso das águas negras, a hidrólise é geralmente o fator limitante do processo. Para garantir uma eficiente hidrólise e metanogênese, tempos de retenção mais longos do lodo são necessários (KUJAWA-ROELEVELD; ZEEMAN, 2006).

3.4.2.1 Reatores UASB

Dentre as tecnologias de tratamento de esgoto anaeróbio, o reator de manta de lodo anaeróbio de fluxo ascendente (UASB) é promissor, especialmente em países em desenvolvimento que geralmente têm climas quentes. De fato, o processo UASB representa um dos melhores processos de tratamento anaeróbico desenvolvidos até agora. (AIYUKI et al., 2006).

No que diz respeito ao tratamento anaeróbio, o Reator UASB tem se destacado pelo menor consumo energético e menor produção de lodo comparado a sistemas aeróbios mecanizados (CHERNICHARO, 2006, 2007; LIU et al., 2003). Desenvolvido nos anos setenta na Universidade Wageningen-Holanda por Lettinga e seus colaboradores, se diferencia por não possuir material de enchimento, ou seja, os microrganismos são fixados por meio de autoadesão, formando flocos ou grânulos densos suspensos, dispondo em camadas de lodo a partir do fundo do reator (LIMA, 2006).

No reator UASB, o efluente é tratado na ausência de oxigênio livre, em uma unidade de fluxo ascendente que possibilita o transporte das águas residuárias através de uma região que apresenta elevada concentração de microrganismos anaeróbios (biomassa anaeróbia), denominada lodo anaeróbio. E tem como uns dos principais subprodutos da degradação anaeróbia da matéria orgânica, o biogás, que é constituído de metano (CH_4) e dióxido de carbônico (CO_2) (CHERNICHARO, 2007; LETTINGA et al., 1991; LIMA, 2006; PASSEGGI et al., 2012; PASSIG, 2005).

Além da característica de não possuir nenhum tipo de material suporte, o reator UASB apresenta na parte superior um dispositivo destinado à sedimentação de sólidos e à separação das fases sólida-líquida-gasosa, como pode ser observado na Figura 3.3. Esse dispositivo é responsável pelo retorno de lodo e consequentemente pela garantia do alto tempo de detenção celular do processo (LIMA, 2006).

Figura 3.3 - Esquema padrão de um reator UASB.

Fonte: Samae Pomerode, [c2016?].

Estudos em escala piloto e escala real têm demonstrado que o reator UASB, além de simples, é uma tecnologia sustentável para tratamento de esgoto doméstico (CHERNICHARO, 2006; FORESTI, 2001; KHAN et al., 2011a,b; LETTINGA et al., 1993; SOUSA; FORESTI, 1996; TANDUKAR et al.; 2006a,b), com uma remoção da ordem de 70% de matéria orgânica em países de clima quente, no entanto, esta eficiência é em função da temperatura e composição do afluente (KHAN, 2011a,b).

Todavia, como os reatores UASB não são projetados para a remoção de patogênicos, a redução de coliformes fecais alcança cerca de 1 log (CHERNICHARO, 2001; CHERNICHARO, 2006; VON SPERLING et al., 2002; VON SPERLING; MASCARENHAS, 2005). Segundo Tawfik et al. (2004) e Tawfik, Sobhey e Badawy (2008), a remoção parcial desses microrganismos, pode ocorrer como consequência do mecanismo físico de sedimentação dos coliformes ligados aos sólidos em suspensão, principalmente em tempos de retenção celular relativamente longos.

Além da baixa remoção de patógenos (exceto ovos de helmintos, que são efetivamente capturados no leito de lodo), a remoção de nutrientes é incompleta (FORESTI; ZAIAT; VALLERO, 2006; MOAWAD et al., 2009; LATIF et al., 2011). Em processos anaeróbios, o nitrogênio orgânico e o fósforo, hidrolisados a amônia e fosfato, respectivamente, não são removidos do sistema, aumentando consequentemente suas concentrações no líquido. A concentração de nitrogênio amoniacal e fósforo no tratamento anaeróbio de águas sanitárias encontra-se na faixa de 30 a 50 e 10 a 17 mg.L⁻¹, respectivamente (FORESTI; ZAIAT; VALLERO, 2006).

Reatores UASB operados em condições mesofílicas tratando águas negras atingiram eficiências de remoção de matéria orgânica, expressa como DQO_{total} , de cerca de 80% (DE GRAAFF, 2010). O efluente deste UASB, que ainda contém carbono, é rico em amônia, ortofosfato e outros macros e micronutrientes, conservando largamente as quantidades de fósforo e nitrogênio (DE GRAAFF et al., 2011). Logo, essa eficiência de remoção insuficiente do ponto de vista legal e ambiental, exige um pós-tratamento, seja para o lançamento em corpos receptores, seja para reúso (CHERNICHARO, 2006, 2007; OLIVEIRA, 2012).

Diante do exposto, com o objetivo de obter uma água de reúso e possibilitar a recuperação de nutrientes, é preciso uma etapa de pós-tratamento, destinados a estes fins. Como pós-tratamento para o UASB, quase todos os processos de tratamento de esgotos podem ser utilizados (CHERNICHARO, 2006; KHAN et al., 2011a,b; LATIF et al., 2011; LIMA, 2006; MUNGRAY; PATEL, 2011; OLIVEIRA, 2012; TANDUKAR et al., 2006 a,b). Tal etapa objetiva o polimento tanto microbiológico como em termos de matéria orgânica e nutrientes (LIMA, 2006). As tecnologias para a remoção desses nutrientes têm sido tema de vários estudos. Até agora, as tecnologias aplicadas em instalações piloto foram precipitação de fósforo e nitrogênio na forma de estruvita seguido por nitrificação – anammox para complementar a remoção de nitrogênio. No entanto, há outros processos como, por exemplo, a fixação de nitrogênio e de fósforo por microalgas em fotobiorreator através de reações fotossintéticas (GAO et al., 2014).

3.4.3 Microalgas e seu uso no tratamento de águas residuárias

Em sistemas de tratamento de águas residuárias - onde se utiliza reatores anaeróbios (UASB) por exemplo - etapas projetadas para remover nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo, é cada vez mais importante. A descarga desses nutrientes em corpos de água pode estimular o crescimento de plantas indesejáveis, tais como algas e macrófitas aquáticas, levando à eutrofização (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; CAI; PARK; LI, 2013), além de outros problemas de longo prazo devido aos orgânicos e metais pesados lançados.

Em comparação com processos físicos e químicos de tratamento, tratamento à base de algas pode potencialmente atingir remoção de nutrientes de uma forma menos dispendiosa e ecologicamente mais segura e com os benefícios adicionais de recuperação de recurso e reciclagem (CHRISTERSON; SIMS, 2011). A história do uso comercial de culturas de algas começou há cerca de 75 anos, com a aplicação de tratamento de águas residuárias e a produção

em massa de diferentes estirpes, tais como *Chlorella* e *Dunaliella* (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012). O cultivo de microalgas vem sendo realizado de duas formas, em sistemas abertos como lagoas, ou em sistemas fechados, chamados de fotobiorreatores (FBR) (SACCHI, 2015).

Muitas pesquisas atualmente estão focadas na utilização das microalgas como matéria-prima para a produção de biodiesel (energia renovável) (AGBAKPE et al., 2014; SCARSELLA et al., 2010; SUALI; SARBATLY, 2012; TAHER, 2013), no entanto, Alcántara et al. (2014) afirmam que as microalgas podem desempenhar um papel-chave no tratamento de esgoto sanitário e sustentar a bioeconomia verde nas próximas décadas, devido as suas altas taxas de produtividade e grande versatilidade metabólica. Fornecendo uma via para a remoção de nitrogênio (N) e fósforo (P) de esgotos domésticos, metais pesados, produtos farmacêuticos e patógenos em esgoto sanitário (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; BRENNAN; OWENDE, 2010; CAI; PARK; LI, 2013; HARUN et al., 2010; MUNOZ; GUIEYSSE, 2006; PEREZ-GARCIA et al., 2010; TAM; WONG; WONG, 2001; WAGENEN; PAPE; ANGELIDAKI, 2015; WILT et al., 2016), sendo uma solução elegante devido à capacidade das microalgas para usar N e P inorgânico e outros compostos inorgânicos, além de carbono para o seu crescimento não conduzindo a uma poluição secundária (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; KUMAR et al., 2011; SHRESTHA, 2012).

O esgoto sanitário é uma boa fonte de nutrientes específicos e o seu uso pode reduzir a utilização de fertilizantes sintéticos. O cultivo de microalgas em esgoto sanitário tem uma dupla vantagem; enquanto uma biomassa valiosa é produzida também ocorre o tratamento do esgoto (MARKOU; GEORGAKAKIS, 2011; RAWAT et al., 2011), levando o cultivo das microalgas em resíduos a ganhar importância, ao se obter um produto com alto valor agregado, e um efluente propício ao reúso. Esta forma de cultivo abre caminho para estudos na área de produção de microalgas através do crescimento heterotrófico/mixotrófico, até então pouco estudados, pois havia uma grande preocupação de que o cultivo de microalgas viesse a competir com o ser humano pelas fontes de carbono necessária para sua realização (SACCHI, 2015).

Além disso, a biomassa seca das algas pode ser usada como fertilizante de liberação lenta para as culturas, reincorporando nitrogênio e fósforo na cadeia alimentar (MULBRY et al., 2005), tornando o uso de microalgas como pós-tratamento de digestão anaeróbia muito atraente.

Segundo Xin et al. (2010), para o tratamento efetivo do esgoto sanitário acoplado à produção de biomassa rica em nutrientes, a seleção de espécies de microalgas adequadas é o ponto-chave a ser investigado para garantir o sucesso do processo. A remoção dos nutrientes é

obtida pela absorção algal destes para o seu crescimento celular (NAKAJIMA; TAKAHASHI, 1991).

A remoção de nutrientes por microalgas em fotobiorreatores tem-se mostrado mais eficiente quando cepas com atributos especiais são utilizadas. Tais atributos incluem: tolerância a temperaturas extremas, composição química com predominância de produtos de alto valor agregado, sedimentação rápida, capacidade para crescer mixotroficamente, entre outros (MORITA; WATANABE; SAIKI, 2000; OLGUÍN, 2003; ALCÁNTARA et al., 2014; MARKOU; VANDAMME; MUYLAERT, 2014). Considerando esses aspectos, as microalgas mais amplamente utilizadas para a remoção e recuperação de nutrientes incluem as do gênero *Chlorella*, *Scenedesmus* e *Spirulina*, ainda que outras já tenham sido investigadas (ASLAN; KAPDAN, 2006; XIN et al., 2010).

As microalgas unicelulares do gênero *Chlorella* produzem substancial biomassa rica em polissacarídeos e lipídeos sob condições mínimas de cultivo, necessitando de fósforo, nitrogênio, alguns nutrientes em pouca quantidade, luz e dióxido de carbono (KOBAYASHI et al., 2013). *Chlorella* sp. tem sido utilizada em vários estudos, mostrando ser eficaz na remoção de nitrogênio e de fósforo a partir de diferentes fluxos de águas residuárias com uma larga gama de concentrações iniciais (CAI; PARK; LI, 2013). Em trabalhos relatados, Lau, Tam e Wong (1996) estudaram a capacidade de *Chlorella vulgaris* na remoção de nutrientes. Os resultados indicam eficiência de remoção de nutrientes de 86% de N inorgânico e 70% de P inorgânica (ABDEL-RAOUL; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012).

Embora a capacidade de microalgas para assimilar o excesso de nutrientes a partir do ambiente tem sido exaustivamente estudada, devido às características complexas de águas residuárias, os testes de crescimento de algas nestas águas são na sua maioria em escala de laboratório. Em escala piloto, o cultivo de algas continua a enfrentar muitas questões, incluindo a contaminação por outras espécies, variação dos componentes das águas residuárias e instável produção de biomassa (CAI; PARK; LI, 2013).

3.4.3.1 Cultivo de microalgas e interferentes ao seu crescimento

As microalgas necessitam para seu crescimento de macronutrientes essenciais (carbono, hidrogênio, oxigênio, nitrogênio, fósforo, enxofre, potássio, magnésio, silício e ferro), os quais irão constituir a estrutura de biomoléculas, membranas e do meio intracelular, participar do processo de troca de energia, regular atividades metabólicas, etc.; de micronutrientes (manganês, molibdênio, cobalto, boro, vanádio, zinco, cobre e selênio) que participam da

estrutura e atividade de diversas enzimas (LOURENÇO, 2006); e baixas concentrações de vitaminas (B1, B7 e B12) que possuem função geral de agir como coenzima (GUILLARD, 1975).

Como exemplo, o nitrogênio é extremamente importante por ser componente fundamental das células, ácidos nucleicos e proteínas (LOURENÇO et al., 2004). Sua deficiência no meio de cultivo tende a afetar a síntese e acúmulo de lipídeos totais nas células microalgais (VERMA et al., 2010). O nitrogênio no efluente da digestão anaeróbia é principalmente sob a forma de amônio. Estudos têm demonstrado que, em geral, as algas tendem a preferir amônio ao nitrato; consumo de nitrato não ocorre até que o amônio é quase completamente consumido. No entanto, sua concentração deve ser observada a fim de evitar a potencial inibição de crescimento de algas devido à concentração elevada de amônio (CAI; PARK; LI, 2013). O fósforo é considerado um dos principais elementos limitantes às microalgas, associado a todos os processos que envolvem trocas energéticas nas células, como síntese de ATP, açúcares fosfatados, ácidos nucleicos e fosfoenzimas (LOURENÇO, 2006).

Fatores como temperatura, luz e nutrientes, oxigênio, dióxido de carbono, pH, salinidade e possíveis metais tóxicos irão afetar a taxa fotossintética, a produtividade em biomassa das microalgas e também o metabolismo celular e por consequência a composição celular (VONSHAK, 1997). A intensidade luminosa tem diferentes efeitos nas espécies microalgais. Algumas espécies requerem maior ou menor energia luminosa para conduzir o processo de fotossíntese, e o ciclo luz/escuro (fotoperíodo) na qual o processo de cultivo está submetido tem efeito na acumulação de lipídeo na célula. Fatores abióticos como a presença de bactérias, fungos e vírus, que são patogênicos, e outras espécies de algas que propiciam competição também interferem no crescimento da biomassa. (MATA; MARTINS; CAETANO, 2010; SUALI; SARBATLY, 2012).

Microalgas são microrganismos fotossintéticos que em função da espécie, apresentam três tipos principais de metabolismo: autotrófico, heterotrófico e mixotrófico. No metabolismo autotrófico, unicamente por meio de reações fotossintéticas (utilização da luz), transformam o dióxido de carbono do ar em energia química, como polissacarídeos, proteínas, lipídeos e hidrocarbonetos (BRENNAN; OWENDE, 2010; HUANG et al., 2010; MATA; MARTINS; CAETANO, 2010). No metabolismo heterotrófico, utilizam apenas compostos orgânicos dissolvidos (geralmente glicose e/ou acetato) como fonte de carbono, obtendo comumente alta densidade celular, e consequentemente menores custos relacionados a colheita da biomassa (HUANG et al., 2010; WEN; CHEN, 2003; PEREZ-GARCIA et al., 2011). Já no metabolismo

mixotrófico, as microalgas são capazes de viver tanto em condições autotróficas quanto heterotróficas (BHATNAGAR, et al., 2011; CHEN; WALKER, 2011).

A suplementação de dióxido de carbono (CO_2) no meio de crescimento é, por muitos, considerada essencial para alcançar alta produtividade celular para quase todas as espécies de microalgas (SUALI; SARBATLY, 2012). No entanto, para algumas espécies de algas, tanto fontes de carbonos inorgânicos (CO_2 e Na_2CO_3) quanto orgânicos (acetato, glicose, entre outros) podem ser assimilados pelas microalgas na formação da biomassa e induzir a produção de lipídeos (HUANG et al., 2010).

O crescimento heterotrófico e/ou mixotrófico possui algumas vantagens em relação ao crescimento autotrófico, como as maiores taxas de crescimento e as maiores concentrações de biomassa, mas também apresentam desvantagens, principalmente o alto custo dos substratos orgânicos quando estes têm que ser adicionados ao meio e a alta potencialidade de contaminação por outros heterótrofos (CHOJNACKA; ZIELINSKA, 2012).

As moléculas orgânicas para o crescimento heterotrófico e/ou mixotrófico podem ser originadas diretamente do esgoto sanitário rico em matéria orgânica biodisponível (BHATNAGAR et al., 2011) ou após o pré-tratamento por uma fase hidrolítica para converter a matéria orgânica em ácidos orgânicos voláteis biodisponíveis (principalmente acetato) (HU et al., 2013), como é o caso do polimento de efluentes anaeróbios.

Sendo essa uma abordagem muito interessante, pois teoricamente toda a matéria orgânica (como carboidratos, lipídios e proteínas) pode ser convertida por bactérias anaeróbicas para acetato, além da produção de CO_2 , que fica dissolvida no meio (alcalinidade – carbono inorgânico) tornando todos os tipos de esgoto sanitário adequadas para crescimento de microalgas (MARKOU; VANDAMME; MUYLAERT, 2014). Porém, apesar de ser uma alternativa mais sustentável, devido a economia de energia e gastos com a suplementação de CO_2 , com consequente tratamento do efluente, esta alternativa ainda é pouco estudada, sendo esta tecnologia focada principalmente na remoção de N e P.

Devido às diversidades expostas, a microalga escolhida para a inoculação inicial do FBR deste estudo foi a *Chlorella sorokiniana*, uma espécie que apresenta rápido crescimento e tolerância a altas irradiações, altas temperaturas e altas concentrações de CO_2 , destacando a *Chlorella sp.* como uma das espécies mais robustas para o cultivo em tanques abertos devido ao seu potencial de resistir a contaminações (MORITA; WATANABE; SAIKI, 2000; DEBASHAN et al., 2008; ALCÁNTARA et al., 2014; MARKOU; VANDAMME; MUYLAERT, 2014; HUNTLEY; REDALJE, 2007). Microalgas como a *Chlorella sorokiniana* desempenham

importante papel para o setor alimentício devido ao caráter multiuso de sua biomassa, conhecida por ser rica em lipídeos, carboidratos e vitaminas (KUMAR et al., 2011).

A espécie *Chlorella* é uma microalga unicelular microscópica, que apresenta forma esférica ou elipsoidal em meios líquidos inorgânicos, com diâmetro que varia de 5-10 μm (ILLMAN; SCRAGG; SHALES, 2000; SHIHIRA; KRAUSS, 1965), a *Chlorella sorokiniana* apresenta diâmetro variando de 2 a 4,5 μm (LI et al., 2013). Sua composição contém cerca de 50% de carbono na sua biomassa seca (CHISTI, 2007; MATA; MARTINS; CAETANO, 2010), onde uma parte do carbono fixado é usada para a manutenção celular e para o crescimento, enquanto a outra é estocada (FALKOWSKI, 1997). A *Chlorella sorokiniana* pode ser cultivada mixotroficamente, com diferentes fontes de carbono, uma característica bastante desejável para o tratamento de resíduos ricos em nutrientes (KIM; LEE; HWANG, 2013). Suporta também um grande intervalo de temperatura, podendo crescer em temperaturas entre 5 a 42°C (LI et al., 2013).

De acordo com De-Bashan et al. (2008), *Chlorella* sp. são adequadas ao tratamento de águas residuárias pela capacidade de se adaptar a grandes variações de temperatura (5 a 45°C). A espécie *Chlorella sorokiniana*, muito resistente a condições extremas de calor e intensidade luminosa, não necessita de sistema de resfriamento nem mesmo nos meses mais quentes, minimizando os custos da manutenção em seus reatores (MORITA; WATANABE; SAIKI, 2000; DE-BASHAN et al., 2008).

A utilização da *Chlorella sorokiniana* para a remoção de nutrientes de esgoto sanitário foi investigada por Fernandes et al. (2015), onde verificou-se o crescimento algal e depleção de nutrientes em escala de laboratório para as microalgas *Chlorella vulgaris*, *Scenedesmus obliquus*, *Synechococcus elongates*, *Anabaena flos-aquae*, *Synechocystis* sp. As microalgas foram cultivadas em fotobiorreator alimentado por água negra digerida anaerobicamente em reator UASB. O pH do efluente do UASB era controlado e mantido neutro para evitar a formação de amônia, que pode ser um limitante para o crescimento algal. E o CO₂ era injetado a partir de um fluxo de ar enriquecido com 3% de CO₂, a uma taxa de 0,5 L.min⁻¹. *Chlorella vulgaris*, *Chlorella sorokiniana* e *Scenedesmus obliquus* foram as espécies que demonstraram melhor crescimento em comparação com as outras microalgas, com crescimento de 0,28, 0,33 e 0,34 g de peso seco por litro por dia, respectivamente. O estudo demonstrou que *Chlorella sorokiniana* obteve melhores índices de remoção de nutrientes que as outras duas microalgas em cultivo em escala de laboratório, removendo 16 mg N.L⁻¹.d⁻¹ e 5,9 mg P.L⁻¹.d⁻¹. Posteriormente, *Chlorella sorokiniana* foi cultivada em um fotobiorreator *flat panel*, os

resultados deste cultivo demonstraram que a microalga removeu todo o fósforo na forma de fosfato dentro de 4 dias de cultivo, e todo o nitrogênio amoniacal dentro de 12 dias.

Lizzul et al. (2013) realizaram cultivo de *Chlorella sorokiniana* e demonstraram a viabilidade de utilizar esta microalga para remoção de nutrientes de esgoto sanitário e também obter biomassa com vistas à obtenção de lipídeos. Neste estudo, utilizaram aeração com 12 % em volume de adição de dióxido de carbono, a aeração foi de 0,2 vvm (volume de ar por volume de líquido por minuto). A temperatura foi mantida em 30°C e a intensidade luminosa foi de 80 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$. Os resultados demonstraram que amônio e nitrato foram reduzidos em quase 100 % dentro de 4 dias de cultivo, sendo a concentração inicial de 55 mg.L^{-1} .

Estudos realizados por Shrestha (2012) mostraram significativa capacidade da espécie *Chlorella sorokiniana* de crescer em águas negras, além da capacidade para remover fósforo e nitrogênio. Ao estudar o comportamento de 10 espécies de algas inoculadas em água negra digerida, obteve crescimento máximo através *Chlorella sorokiniana*. O nitrogênio e fósforo foram de 30% e 39%, respectivamente.

Como exposto, tanto Fernandez et al. (2015) como Lizzul et al. (2013) utilizaram a suplementação com o CO_2 , fato comum também observado em outros estudos com microalgas, como por exemplo Ugwo, Aoyagi e Uchiyama (2006), Liao et al. (2014), Wilt et al. (2016), Kliphuis et al. (2010) e Fernandes et al. (2017). Observa-se que o foco principal dos estudos têm-se sido apenas a remoção de macronutrientes (N e P) e micronutrientes (como metais traços), além da produção de lipídeos, carboidratos, enquanto a remoção de carbono orgânico e inorgânico é principalmente tratada como um subproduto negligenciável do processo (WAGENEN; FRANCISCI; ANGELIDAKI, 2015). Quando, na verdade, aliados a remoção de P e N poderia estar o estudo da utilização dos compostos carbonados presentes no meio, como no caso de esgoto sanitário, como fonte de carbono, tornando assim estes processos cada vez mais autossustentáveis.

3.4.4 Flotação por ar dissolvido

Quando do uso de algas para o tratamento de efluentes, a separação sólido-líquido ainda permanece como uma das principais dificuldades para a viabilidade técnico-econômica, sendo necessário o emprego de um ou mais sistemas de separação físico-químicos (GRIMA et al., 2003).

Como as algas apresentam densidades semelhantes à da água, estações de tratamento convencionais utilizando decantadores, acabam por enfrentar sérios problemas operacionais

com águas contendo algas, devido à dificuldade em se formarem flocos densos o suficiente para que a sedimentação ocorra. Comparada à sedimentação, a flotação por ar dissolvido (FAD) é mais eficiente para remover partículas com densidade igual ou menor que a densidade da água (GARCIA, 2007).

A FAD é técnica de separação de partículas sólidas ou líquidas de uma fase líquida através da utilização de microbolhas de ar. Estas são liberadas quando a água saturada com ar em pressão elevada é inserida na unidade de flotação. As microbolhas aderem à superfície das partículas, aumentando seu empuxo, provocando assim a ascensão destas em direção à superfície da fase líquida, onde podem ser devidamente coletadas após atingirem concentração adequada (REALI, 1991).

Generalizando, a câmara de flotação pode ser dividida em duas zonas (REALI; PATRIZZI, 2007):

- Zona de Contato (ZC) que é localizada imediatamente na região de entrada, onde ocorre a mistura da água floculada com as microbolhas, visando a colisão e agregação;
- Zona de Separação (ZS), com tamanho maior, onde ocorre a separação do agregado floco/bolha da água clarificada.

O processo de dissolução das microbolhas através da liberação de gases previamente dissolvidos em uma massa líquida ocorre em uma unidade separada, a câmara de saturação, a qual recebe parcela da vazão de saída do flotador (massa líquida utilizada) e ar comprimido. Dentro desta unidade, é possível adicionar um tipo de material suporte para aumentar a eficiência da troca gasosa com o meio líquido (SACCHI, 2015).

O projeto das duas unidades que compõem a câmara de flotação deve ser realizado cuidadosamente, a fim de permitir o bom desempenho da unidade como um todo (SACCHI, 2015), assim como a remoção de lodo também deve ser projetada com cautela, de forma que a remoção do material flotado seja realizada acima do nível de água, causando a menor turbulência possível, o que normalmente se consegue com raspadores que ficam acima do nível de água (BRATBY, 2012).

A eficiência da flotação pode ser maximizada se a carga das partículas agregadas for oposta à carga das microbolhas e se as partículas e as microbolhas apresentarem tamanho semelhante, permitindo uma colisão mais eficiente (HAN, 2011; HAN; KIM, 2007). A quantidade de ar adicionada para a flotação também é parâmetro importante, devendo possuir uma relação de aproximadamente 0,03g de ar para cada 1 grama de sólidos em suspensão, e pelo menos 8 mg de ar para cada 1 litro de água (BRATBY, 2012).

No caso de efluentes de fotobiorreatores, as concentrações de microalgas em suspensão alcançam valores bem mais elevados que as encontradas no tratamento de água e esgoto sanitário, podendo chegar a valores na faixa de 1 a 2 g biomassa.L⁻¹, se fazendo necessário o estudo e desenvolvimento de unidades de flotação capazes de operar eficientemente nessas condições (DASSEY; THEEGALA, 2013; SACCHI, 2015; ZHANG et al., 2012).

A separação da biomassa algal na verdade pode ser considerada um desafio devido ao pequeno tamanho das células das algas (3 – 30 µm), sendo necessário o processamento de grande volume para a obtenção de quantidades significativas de biomassa (ZHANG et al., 2010). Para maior eficiência, flocos de pequeno tamanho são justamente os ideais. Muitas vezes, pequenas dosagens de coagulantes são necessárias, sendo que para o tratamento de água contendo grandes densidades algais, podem ser utilizados os polímeros catiônicos (ARBOLEDA, 2000; HENDERSON; PARSONS; JEFFERSON, 2009).

Kwak e Kim (2015) demonstraram a viabilidade da FAD na separação sólido-líquido de algas. Foi obtido uma eficiência de 87,4% na remoção de *Anabaena* spp. utilizando o processo com uma dosagem de 500 ppm de policloreto de alumínio, em uma coluna de flotação em escala de laboratório com capacidade de 1,5 L, e operando na câmara de saturação com 5 atm de pressão em média.

Devido ao seu potencial de oxidação, o ozônio foi utilizado por Nguyen e Lee (2013) em águas contendo algas e esses autores observaram que a ozonização realizada previamente à FAD auxiliou na remoção de algas, já que a lise da membrana celular acarreta o aumento da hidrofobicidade das células algais, contribuindo assim para o sucesso do tratamento.

Apesar desses resultados promissores, são poucos os estudos que têm dado importância à pré-ozonização como possível auxiliar da FAD para a separação de algas do meio líquido. No presente estudo, foi utilizado tanto a FAD quanto a FAD auxiliada pelo ozônio de modo a verificar também diferenças na desinfecção provocada por este ao ser aplicado junto a FAD ou posteriormente.

3.4.5 Desinfecção de efluentes

Tradicionalmente chamados “desinfecção”, os processos que reduzem o risco à saúde associado aos microrganismos patogênicos por inativação diferenciam da esterilização, que representa a destruição de todos os organismos. A desinfecção não destrói todos os microrganismos presentes (ABDEL-RAOUF; AL-HOMAIDAN; IBRAHEEM, 2012; WERF, 1995), apenas inativa preferencialmente os microrganismos patogênicos. Portanto, recomenda-

se que a desinfecção seja aplicada após o tratamento biológico, obtendo-se assim, maior eficácia no tratamento de águas residuárias (LOURENÇÃO, 2009), minimizando o risco de proliferação de doenças de veiculação hídrica (COSTA, 2007).

A desinfecção é um processo complexo que depende de uma variedade de fatores, incluindo as características do desinfetante, a interação deste com o patógeno, além da qualidade do efluente (DANIEL, 2001; GONÇALVES, 2003; ORANGE COAST WATCH, 2002; WEF, 1996). A quantidade de desinfetante aplicada deve variar em função da qualidade pretendida, sendo que, as águas de abastecimento e as águas residuárias não devem possibilitar a veiculação de doenças, sendo consideradas microbiologicamente seguras ou desinfetadas (SILVA, 2008).

Entre os processos físicos de desinfecção, o mais utilizado é a radiação ultravioleta, tanto por radiação solar, como por reatores que se utilizam de lâmpadas germicidas especiais (GONÇALVES, 2003). Os agentes químicos mais utilizados na desinfecção são o cloro (o hipoclorito de sódio ou cálcio, dióxido de cloro e cloro gasoso), o permanganato de potássio, o ácido peracético, o ozônio e a mistura ozônio/peróxido de hidrogênio (DANIEL, 2001).

Os principais mecanismos que têm sido propostos para explicar a ação dos desinfetantes são os danos à parede celular, alteração na permeabilidade da célula, alteração da natureza coloidal do protoplasma, alteração no DNA ou RNA e inibição da atividade enzimática (METCALF & EDDY, 2003). Estas ações, ao interferir na biossíntese ou inibir a atividade enzimática dos microrganismos, resultam na destruição ou impossibilidade de reprodução dos patógenos (DANIEL, 2001). Na Tabela 3.1 é apresentada uma comparação dos desinfetantes atualmente utilizados.

A presença de matéria orgânica influencia negativamente a eficácia de um agente desinfetante, pois compete pelo oxidante e pode promover proteção aos patógenos (LOURENÇÃO, 2009). Sendo assim, dependendo da natureza do esgoto, do nível e tipo de sistema de tratamento existente e da qualidade do efluente que se deseje obter, pode-se optar por um ou mais tipos de desinfetantes a ser empregado como última barreira de proteção; no entanto, é importante que o efluente seja tratado adequadamente antes da desinfecção a fim de que o desinfetante seja efetivo (COSTA, 2007).

Tabela 3.1 - Comparação das características de alguns desinfetantes atualmente usados.

Característica	Cloro	Hipoclorito de sódio	Hipoclorito de cálcio	Dióxido de Cloro	Ozônio	Radiação UV
Disponibilidade/Custo	Baixo Custo	Moderada Baixo Custo	Moderada Baixo Custo	Moderada Baixo Custo	Moderada Alto Custo	Moderada Alto Custo
Capacidade de desodorização	Alta	Moderada	Moderada	Alta	Alta	Não aplicável
Homogeneidade	Homogêneo	Homogêneo	Homogêneo	Homogêneo	Homogêneo	Não aplicável
Interação com material estranho	Oxida matéria orgânica	Oxidante ativo	Oxidante ativo	Alto	Oxida matéria orgânica	Absorbância de radiação UV
Corrosível	Altamente corrosivo	Corrosivo	Corrosivo	Altamente corrosivo	Altamente corrosivo	Não aplicável
Não tóxico a formas de vida superiores	Altamente tóxico a formas de vida superiores	Tóxico	Tóxico	Tóxico	Tóxico	Tóxico
Penetração	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta	Moderada
Preocupação com a segurança	Alta	Moderada	Moderada	Alta	Moderada	Baixa
Solubilidade	Moderada	Alta	Alta	Alta	Alta	Não aplicável
Estabilidade	Estável	Ligeiramente instável	Relativamente estável	Instável, deve ser gerado no local de uso	Instável, deve ser gerado no local de uso	Não aplicável
Tóxico para microrganismos	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta
Toxicidade a temperaturas ambientes	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta

Fonte: METCALF & EDDY (2003).

No Brasil, são poucas as instalações destinadas a etapa de desinfecção nas estações de tratamento de esgoto, e as que existem geralmente usam o processo de cloração (TINÔCO, 2011). Porém no tratamento de águas residuárias, não é desejável um residual do desinfetante para descarga em corpos d'água, principalmente devido há alguns subprodutos da cloração serem prejudiciais à biota aquática, motivos que exemplificam a necessidade de se avaliar o emprego de outros desinfetantes (LOURENÇÃO, 2009).

A meta de se alcançar elevados níveis de desinfecção confronta com a possibilidade de formação de subprodutos da desinfecção - vários deles suspeitos de causarem câncer em seres

humanos. Os primeiros subprodutos da desinfecção detectados e estudados eram associados ao cloro, embora, seja consenso que todos os oxidantes produzam subprodutos (SOUZA, 2006).

A cloração é um dos processos mais amplamente utilizados de desinfecção para o tratamento da água, devido à sua elevada eficiência e baixo custo. No entanto, no caso de águas residuárias, a cloração não é, provavelmente, a melhor escolha devido ao seu potencial bem conhecido de reagir com a matéria orgânica presente em efluentes municipais e gerar subprodutos suspeitos de serem cancerígenos (BUSTOS et al., 2014).

Os fatores como a origem da água, o teor de precursores, a temperatura, o pH, assim como a concentração, o tempo de contato, local de adição e teor residual do desinfetante usado podem afetar a formação de subprodutos (ALMEIDA et al., [2002?]). Estudos demonstram que vários desinfetantes podem reagir com substâncias orgânicas naturais presentes nas águas superficiais e nos efluentes domésticos, originando numerosos subprodutos com atividade mutagênica e/ou carcinogênica (MONARCA et al., 2000 apud COSTA, 2007, p. 19). Porém, os efeitos tóxicos podem ser causados não apenas pelos subprodutos da desinfecção como também pelos residuais do próprio desinfetante (COSTA, 2007).

Na busca por um desinfetante que possa substituir o cloro adequadamente também deve ser levado em consideração a capacidade de se inativar protozoários. Apesar de alguns estudos indicarem que a radiação ultravioleta não é completamente eficiente para inativar cistos (BASSANI, 2003; CANTUSIO NETO; SANTOS; FRANCO, 2006; MEDEIROS, 2010), outros demonstraram que esse método é capaz de inativar tanto cistos de *Giardia* spp. quanto oocistos de *Cryptosporidium* spp. eficientemente (HIJNEN; BEERENDONK; MEDEMA, 2006). Já o ozônio, por exemplo, é o que apresenta o maior potencial para inativar estes protozoários (JARROLL; BINGHAM; MEYER, 1981; KHALIFA; EL TEMSAHY; ABOU EL NAGA, 2001).

3.4.5.1 Cloro

Considerado até 1930 um simples subproduto da fabricação eletrolítica da soda cáustica, na vida moderna, o cloro tem um papel muito importante na produção de fibras sintéticas, borrachas sintéticas, materiais plásticos, produtos sanitários, solventes orgânicos, inseticidas, produtos farmacêuticos e veterinários, tendo grande importância na desinfecção de água de abastecimento e na depuração de águas residuárias (LOURENÇÃO, 2009). Além disso, é empregado como oxidante para remoção de cor, odor, sabor, ferro, manganês e melhorar coagulação (SNOEYINK; JENKINS, 1980; WATER..., 2007; WHO, 2006).

O primeiro uso do cloro para desinfetar águas residuárias foi nos Estados Unidos em 1914 em Altoona, Pensilvânia e Milwaukee, Wisconsin (METCALF & EDDY, 2003). O cloro é o desinfetante mais utilizado no tratamento de água para abastecimento ou residuária devido a ser um germicida eficiente de relativa fácil aplicação (exceção para o cloro gasoso – alta reatividade) e baixo custo (SOARES, 2007). Age principalmente na membrana plasmática da célula, modificando sua permeabilidade e promovendo a ruptura da célula; pode também provocar danos aos ácidos nucleicos (BITTON, 2011; JUNG; OH; KANG, 2008; KOIVUNEN; HEINONEN-TANSKI, 2005; METCALF & EDDY, 2003; WANG et al., 2012; WEF, 1996).

As vantagens em se utilizar o cloro na desinfecção de águas residuárias, é que além de ser uma tecnologia bem estabelecida, é um desinfetante efetivo, relativamente barato, além de ser possível manter um residual caso queira, porém existem desvantagens como a toxicidade residual do efluente a biota aquática, que deve ser reduzida por descloração, a formação de subprodutos, ineficiência em inativar alguns vírus e protozoários, aumento no nível total de sólidos dissolvidos no efluente, entre outros (WERF, 1995).

O cloro, no estado gasoso, apresenta ainda como desvantagens o fato de ser venenoso e corrosivo, quando há presença de umidade. Por apresentar alto poder oxidante, reage com inúmeros compostos (orgânicos e inorgânicos) podendo ocorrer a formação de subprodutos, como trihalometanos (THM), ácidos haloacéticos e halocetonas (DANIEL, 2001; GONÇALVES, 2003; HUA; RECKHOW, 2008; WEF, 1996). O cloro é muito seletivo para compostos orgânicos e sua reatividade é limitada a sítios específicos da molécula orgânica, como grupamentos amina. As reações com compostos nitrogenados e a formação de subprodutos sendo dependentes do pH podem afetar a dose disponível de cloro residual livre apta à desinfecção (DEBORDE; VON GUNTEN, 2008).

O impacto ambiental do lançamento de efluentes contendo residual de cloro livre ou combinado é controlado por padrões ambientais no Brasil (TINÔCO, 2011), não permitindo a presença de concentrações superiores a 0,01 mg/L nos corpos de água doce de classe 2 (RESOLUÇÃO N° 357/CONAMA, 2005). Para que não ocorra danos a biota aquática, o efluente depois de clorado deve ser desclorado antes de lançado em um corpo d'água, o que também contribui para a elevação de custos operacionais (LOURENÇÃO, 2009; TINÔCO, 2011).

A descloração normalmente é realizada com compostos de enxofre, como dióxido de enxofre, sulfito de sódio e metabissulfito de sódio, pois a cinética da descloração com compostos sulfurosos é muito rápida (LOURENÇÃO, 2009).

3.4.5.1.1 *Mecanismo de reação dos compostos clorados*

Para a desinfecção são utilizados vários compostos que contém o cloro em sua composição, como cloro gasoso (Cl_2), hipoclorito de sódio (NaOCl), hipoclorito de cálcio [$\text{Ca}(\text{OCl})_2$], no entanto o cloro gasoso tem caído em desuso devido as questões de segurança (METCALF & EDDY, 2003).

Quando o Cl_2 na forma de gás é adicionado na água, duas reações tomam lugar: hidrólise e ionização. A hidrólise pode ser definida como uma reação na qual o cloro gasoso combina-se com a água (equação 3.1) para formar ácido hipocloroso (HClO) (METCALF & EDDY, 2003).

Devido a magnitude da constante de equilíbrio – $K_H = 4.5 \times 10^{-4} \text{ (mol/L)}^2$ a 25 °C – grandes quantidades de cloro podem ser dissolvidas em água. Todo cloro é transformando em ácido hipocloroso e ácido clorídrico quando o pH está acima de 4,0, sendo que apenas o ácido hipocloroso possui ação desinfetante, capaz de destruir a enzima essencial para o metabolismo dos microrganismos na oxidação da glicose (METCALF & EDDY, 2003; PIVELI; KATO, 2006). A ionização do ácido hipoclorosos em íon hipoclorito (OCl^-) pode ser definida segunda a equação 3.2.

A quantidade de HClO e OCl^- presentes na água é chamada de “cloro livre disponível”. A distribuição relativa dessas duas espécies é muito importante porque a eficiência de inativação do HClO é cerca de 40 a 80 vezes a do OCl^- , ou seja, o íon hipoclorito tem efeito desinfetante inferior à forma não dissociada. A distribuição dessas espécies é em função da temperatura e do pH. A dissociação em pH 6,5 a 8,5 é incompleta e as duas espécies estão presentes em pequenas concentrações. Abaixo de 6,5 não ocorre dissociação do HClO , enquanto que acima de pH 8,5 todo ácido se dissocia em íon hipoclorito, preferindo-se assim baixos pH para a desinfecção com esse agente (DANIEL, 2001; LOURENÇÃO, 2009; METCALF & EDDY, 2003).

O cloro disponível também pode ser adicionado na água na forma de sais de hipoclorito. Ambos, hipoclorito de sódio e hipoclorito de cálcio hidrolisam-se formando o ácido hipocloroso (HClO), segundo as equações 3.3 e 3.4:

A ionização do ácido hipocloroso formado segue a equação 3.2 já discutida anteriormente.

Os efluentes que contêm quantidades apreciáveis de amônia, ao serem clorados resultam na reação rápida da amônia para formar três tipos de cloraminas em reações sucessivas (METCALF & EDDY, 2003), como demonstrado nas equações 3.5 a 3.7:

Essas reações dependem do pH, temperatura, tempo de contato e da taxa de reação do cloro com a amônia. As duas espécies predominantes são o NH_2Cl e NHCl_2 . Sendo o cloro disponível nesses compostos chamado de “cloro combinado disponível”, já que as cloraminas também servem como desinfetantes, embora apresentem reação lenta. Quando somente as cloraminas são usadas como desinfetantes, a medida do cloro residual é chamada de “cloro residual combinado” em oposição ao cloro livre na forma de ácido hipocloroso e íon hipoclorito (METCALF & EDDY, 2003).

Além de reagir com a amônia, o ácido hipocloroso reage com aminoácidos, materiais protéicos e outras substâncias orgânicas que resultam em produtos de pouco ou nenhum poder desinfetante. Reação com sulfitos, sulfetos, nitritos e íons ferrosos ou manganosos também formará compostos sem efeito germicida (CETESB, 1974).

Acredita-se que ao ser difundido na célula, o cloro oxida o protoplasma celular. Mas somente esta oxidação não pode ser considerada germicida, como o cloro precipita proteína, acredita-se também que ele possa alterar o arranjo químico de enzimas e possivelmente inativá-las diretamente (LOURENÇÃO, 2009).

É possível também que compostos clorados presentes sejam capazes de destruir a permeabilidade seletiva da parede celular, permitindo a difusão de solutos vitais e nutriente para fora da célula (WERF, 1995). Ou então que, compostos de cloro hidrolisam os polissacarídeos da parede celular, o que causaria enfraquecimento da mesma e poderia resultar no soluto fluindo para fora da célula, desidratando-a e com isso o protoplasma celular colapsaria. Apesar de todos

esses mecanismos serem passíveis de ocorrerem, o predominante dependerá tanto do composto clorado utilizado como do microrganismo em questão e das características da água residuária (LOURENÇÃO, 2009).

No presente estudo foi utilizado uma solução de hipoclorito de sódio para os ensaios de desinfecção com cloro. O NaOCl é um líquido claro, amarelo, altamente alcalino e corrosivo, possuindo de 12,5 a 17,0% de cloro disponível no momento que se gera a solução (WHITE, 1999).

O hipoclorito de sódio tem uma tendência a elevar o pH da solução a que é adicionado, devendo ser observado já que maiores concentrações do íon hipoclorito (OCI^-) reduzem a eficiência de desinfecção (SILVA, 2008).

A estabilidade da solução de hipoclorito de sódio depende além da concentração de hipoclorito de sódio, do tempo de armazenamento, da temperatura de armazenamento, das impurezas contidas na solução e da exposição à luz. Uma solução de 16,0% de cloro disponível estocada a uma temperatura de 26,5 °C irá perder 10,0% de sua concentração em 10 dias, 20,0% em 25 dias e 30,0% em 43 dias (METCALF & EDDY, 2002; SILVA, 2008).

3.4.5.1.2 Inativação e Eficácia da Desinfecção por Cloro

A ação do cloro como desinfetante sobre as bactérias e outros microrganismos envolve uma série de fatores, de maneira que não foi possível até hoje se determinar com precisão sua atuação. Uma das principais teorias se refere à reação do ácido hipocloroso (HOCl) com um sistema enzimático (possivelmente sobre triosefosfato dihidrogenase), essencial na oxidação da glicose, processo importante para o metabolismo celular bacteriano (SILVA, 2008).

A maior facilidade de penetração do ácido, em relação ao íon hipoclorito, através da parede celular se deve a este ser uma molécula pequena e neutra. O íon hipoclorito apresenta maior dificuldade em atravessar a parede celular e atingir o sistema enzimático em função da sua carga negativa. Deste modo, é possível que a dificuldade maior em se eliminar as formas esporuladas se deva à resistência a penetração do agente desinfetante oferecido pelo seu envoltório de proteção (SILVA, 2008).

Como o material suspenso pode proteger os patógenos do contato com o cloro, raramente a cloração consegue eliminar todos os microrganismos presentes no efluente. Estes organismos sobreviventes podem servir de inóculo quando os agregados se desintegram, ocorrendo liberação de células viáveis, que poderão se alimentar da matéria orgânica parcialmente tratada se os sistemas forem mal operados (LOURENÇÃO, 2009).

Haas e Heller (1990) estudaram a inativação de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. por cloro por estudos de infecção *in vivo*, e relataram a inativação mais rápida de cistos de *Giardia* spp. em pH 7,0 em baixas temperaturas (2,5 e 5,0 °C) quando comparado com pH 6,0 e 8,0. Corona-Vazquez et al. (2002), por meio de ensaios de infecciosidade *in vivo* e excitação *in vitro*, precisaram, em pH 6,0, de valores de CT de 4000 mg.min.L⁻¹ (20°C) e de aproximadamente 20000 mg.min.L⁻¹ (1°C) para conseguir 2 log de inativação de oocistos de *Cryptosporidium* spp..

3.4.5.1.3 Subprodutos da cloração

A ação seletiva do cloro refere-se a sítios especiais de ataque (reduzidos, insaturados, nucleófilos) que causam mudanças estruturais resultando na formação de compostos mais oxidados. No entanto, a cloração pode criar compostos indesejáveis pelo ponto de vista de odor e sabor, tóxicos e/ou potencialmente carcinogênicos. A formação destes compostos dependerá do pH do meio, da concentração de cloro aplicada, da presença de orgânicos percussores e do tempo de contato da reação (LOURENÇÃO, 2009; METCALF & EDDY, 2003; TINÔCO, 2011).

O tipo e concentração do orgânico percussor irá afetar tanto a taxa de reação quanto a extensão na qual a reação é completada. A formação de THM é principalmente em presença de cloro livre, muito embora ainda se forma em taxas reduzidas na presença de cloro combinado (METCALF & EDDY, 2003).

Os THM que têm concentração mais significativa em água potável e residuárias são quatro: clorofórmio (CHCl₃), bromodiclorometano (CHBrCl₂), dibromoclorometano (CHBr₂Cl) e bromofórmio (CHBr₃), sendo o clorofórmio o mais facilmente detectável (SILVA, 2008).

Quando se observou a formação de trihalometanos, em 1974, a segurança quanto ao uso do cloro foi questionada. O trihalometano é um dos subprodutos mais formados na desinfecção e em mais alta concentração e dos subprodutos formados por desinfetantes a base de cloro, 30% são trihalometanos, sendo formados geralmente a partir de reações complexas com substâncias húmicas (AWWA, 1964; BAIRD, 2001; TOMINAGA; MIDIO, 1999).

De acordo com Jordão e Pessoa (2009), é grande a preocupação com a desinfecção de afluentes tratados por cloração, uma vez que a formação de halo-orgânicos, aldeídos e outros aromáticos clorados é facilitada pela presença de compostos orgânicos. Existe ainda a preocupação quanto ao lançamento de efluente clorado em corpos receptores, devido a toxicidade à vida aquática e que alguns subprodutos serem bioacumulativos nas cadeias tróficas

e em sua maioria considerados potencialmente cancerígenos e mutagênicos. Os subprodutos da desinfecção podem ser prejudiciais à saúde humana; por exemplo, os trihalometanos são carcinogênicos e mutagênicos (HUA; RECKHOW, 2008; JORDÃO; PESSOA, 2009; NIKOLAOU; LEKKAS; GOLFINOPOULOS, 2004; SOARES, 2007; TINÔCO, 2011).

O clorofórmio, THM mais comumente formado durante a cloração, é um carcinogênico, podendo causar câncer após exposto a altas concentrações por períodos longos de tempo. Investigações recentes demonstram uma correlação positiva entre os níveis de clorofórmio na água e os carcinomas da bexiga e do intestino baixo (SILVA, 2008).

A partir deste e outros estudos, a Agência Internacional para Pesquisa do Câncer (IARC) avaliou a evidência como "suficiente", classificando o clorofórmio como um possível carcinogênico aos seres humanos (Grupo 2B) (IARC, 1999).

No Brasil as normas e o padrão de potabilidade de água para consumo humano, atualmente em vigência (PORTARIA 518, 2004) o valor máximo permissível de trihalometanos totais (THMs) é de 0,1 mg.L⁻¹. Em 2008, União Europeia determinou um limite de 100 µg.L⁻¹ (EUROPE UNION, 1998).

3.4.5.2 Ozônio

Descoberto em 1839, pelo químico suíço Christian F. Schoenbein como molécula alótropa do oxigênio, porém com características diferentes: constituída por três átomos unidos por ligações simples e duplas, sendo um híbrido de ressonância com comprimento médio de ligação de 1,28 Å, formando ângulo de 116°49'; foi batizado de ozônio por causa do cheiro característico (do grego *ozein* cheiro). Devido a ter três átomos de oxigênio, possui uma reatividade especial, que reflete em uma alta instabilidade (BONCZ, 2002; SOARES, 2007).

Sendo um gás azul pálido com odor pungente e distinto, o ozônio se torna perceptível ao olfato humano em concentrações inferiores a 1 ppm no ar, no entanto a cor não é perceptível em concentrações produzidas e usadas normalmente. Apesar de ser aproximadamente 10 vezes mais solúvel na água que o oxigênio, a quantidade que pode ser dissolvida em condições operacionais é baixa (JOHNSON, 1975), principalmente devido a solubilidade diminuir com o aumento da temperatura, além de ser facilmente afetada pelo pH, luz ultravioleta, concentração de ozônio e concentração de sequestradores de radicais livres (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Devido à instabilidade da sua estrutura molecular, o ozônio pode produzir uma série de reações instantâneas com substâncias oxidáveis (LOURENÇÃO, 2009). Essas características o

tornam atrativo para a desinfecção, pois a instabilidade é uma característica desejável ao passo que ao lançar o efluente no corpo receptor, por exemplo, não haverá residual de oxidante que seria danoso à biota aquática. Outro fator é seu alto poder oxidante que diminui muito as concentrações e o tempo necessário para a desinfecção. Ainda com a vantagem da redução de cor, que mesmo nas dosagens relativamente baixas necessárias para a desinfecção, tem se mostrado efetiva (MIRANDA, 2014).

Foi realizado, em 1955, pelo exército norte-americano, o primeiro estudo aplicando ozônio em esgoto sanitário (VENOSA, 1972). Porém, só em 1975, foi construída a primeira estação de tratamento de esgoto que utilizava ozônio para a desinfecção (ROBSON; RICE, 1991).

O ozônio apresenta vantagem como poder ser gerado no local, e seus custos de implantação e de operação, que antes era um ponto negativo à sua aplicação, vem sendo reduzido devido a instituições públicas e privadas nacionais que têm desenvolvido novos aparelhos geradores de ozônio a custos mais acessíveis, ampliando a sua utilização na engenharia sanitária (OZONE..., c2008; SOARES, 2007). Uma desvantagem é que devido a sua alta instabilidade, é difícil prever como o ozônio reagirá na presença de matéria orgânica (CHO; CHUNG; YOON, 2003).

Além das muitas aplicações comerciais e industriais, tais como: o branqueamento (papel e celulose); esterilização em processamento de alimentos; aplicações médicas (esterilização); nas indústrias de água/bebidas engarrafadas; tratamento de águas de torres de resfriamento; entre outros (OZONE..., c2008), o ozônio é utilizado como oxidante na remoção ou controle de: ferro e manganês, sabor e odor, compostos fenólicos e pesticidas. O ozônio oxida o ferro e o manganês resultando em formas sólidas de $\text{Fe}(\text{OH})_3$ e MnO_2 , cuja remoção é realizada, posteriormente, por um processo de separação sólido-líquido (SOARES, 2007).

O ozônio ainda pode ser utilizado no pré-tratamento de águas de abastecimento com a função de auxiliar a coagulação/floculação, melhorando o agregamento das partículas, além de aumentar a biodegradabilidade de macropoluentes orgânicos e na destruição de precursores de trihalometanos (SOARES, 2007).

O ozônio é um desinfetante alternativo ao cloro que tem se mostrado muito eficaz principalmente na inativação de bactérias coliformes, vírus, colifagos e cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium*, ambos resistentes ao cloro (CORONA-VASQUEZ et al., 2002; COSTA; DANIEL, 2002; HUNT; MARIÑAS, 1997; JOHN et al., 2005; LAZAROVA et al., 1998), além de aumentar a concentração de oxigênio na água, poder reduzir matéria orgânica,

oxidar amônia, remoção de cor, nutrientes e sólidos em suspensão (BROSÉUS et al., 2009; MIRANDA, 2014; SILVA et al., 2010).

Também apresenta altos níveis de oxidação de produtos farmacêuticos em águas e águas residuárias (SNYDER et al., 2006). Destacando-se assim pela rapidez da ação de desinfecção, baixa toxicidade encontrada nos efluentes ozonizados e elevada eficiência na inativação de microrganismos (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991) e redução da absorção de radiação ultravioleta, podendo trazer vantagens para aplicação de reúso do efluente desinfetado (XU et al., 2002). A ação efetiva do ozônio também tem sido usada no controle ou na remoção de algas, as quais geram problemas de sabor e odor e liberam toxinas (SOARES, 2007).

A eficiência da ozonização é dependente da matriz (efluente) e da dosagem de ozônio aplicada, sendo geralmente necessárias dosagens de 0,5 a 5 mg.O₃.L⁻¹; para a remoção de micropoluentes, de 1 a 15 mg.O₃.L⁻¹; para remoção de cor, de 1 a 50 mg.O₃.L⁻¹, para o controle de odor, doses de 25 a 100 mg.O₃.L⁻¹; e para eliminação de DQO e de compostos orgânicos halogênicos, doses de 50 a 200 mg.O₃.L⁻¹. Porém, devido a ocorrer diferentes efeitos em paralelo, a dosagem exata requerida deve ser estudada conforme o caso para o tratamento ser efetivo (RIED; MIELCKE; WIELAND, 2009).

Seu mecanismo de desinfecção consiste em destruir a parede celular levando à lise das células microbianas e danos aos constituintes dos ácidos nucleicos. O interesse na ozonização de efluentes está associado ao impacto benéfico dele no meio ambiente, apresentando baixa toxicidade no efluente, redução de metais às suas formas insolúveis, quebra das cadeias dos hidrocarbonetos e precipitação dos compostos orgânicos dissolvidos causando sua coagulação e precipitação (BAAWAIN, 2013; BITTON, 2011; LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991; LAPOLLI et al., 2003; METCALF & EDDY, 2003; VON SPERLING, 2005; WEF, 1996; WHO, 2006).

A produção comercial do ozônio é realizada pelo "processo corona", baseado na aplicação de tensão alternada entre dois eletrodos separados por um fluxo de oxigênio puro seco ou ar. O campo elétrico aplicado fornece energia suficiente aos elétrons para que estes rompam as duplas ligações da molécula de O₂, o que gera dois átomos de oxigênio, os quais reagem com outra molécula de O₂ para formar as moléculas de O₃ (Figura 3.4) (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Figura 3.4 - Esquema do Processo Corona para Geração de Ozônio.

Fonte: SILVA (2008).

São utilizados, além da descarga corona, o método fotoquímico que utiliza radiação UV, o método radioquímico com o Cs-137, o Co-60 ou o Sr-90 como fonte de radiação e o método eletrolítico (COSTA, 2003).

3.4.5.2.1 *Mecanismo de Reação*

No processo de degradação, os produtos formados a partir da quebra das moléculas iniciais são mais oxidáveis, mais polares, possuindo menor peso molecular. Características que tornam estes muitas vezes mais biodegradáveis que seus precursores. Substâncias que não apresentam sítios nucleofílicos ou que têm estruturas muito simétricas são geralmente pouco reativas (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Ozônio reage com substâncias através de duas vias diferentes, indireta e direta, as quais conduzem a diferentes produtos de oxidação e são controladas por diferentes tipos de cinética (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

Normalmente, em condições ácidas ($\text{pH} < 4$), predomina a via direta, acima de $\text{pH} 10$, a via indireta. Em águas subterrâneas e superficiais ($\text{pH} \cong 7$) ambas podem ser importantes. Nas águas de resíduos especiais, mesmo a $\text{pH} = 2$, a oxidação indireta pode ser de importância, dependendo muito dos contaminantes presentes. Portanto ambas as vias devem ser sempre consideradas para desenvolvimento de sistemas de tratamento (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

Reação Indireta

A reação indireta ocorre em meio básico envolvendo radicais livres, que por terem um elétron não emparelhado, têm uma forte tendência de emparelhamento, sendo extremamente reativos e provocando reações em cadeia (GUOKAI; YIYUE; ZHI, 2011).

O decaimento do ozônio é o primeiro passo, sendo acelerado por iniciadores, como o íon OH^- , formando oxidantes secundários, tais como os radicais hidroxila (OH°), altamente ativos na inativação de vírus e bactérias (DIAZ; LAW; FRANK, 2001; KIM et al., 2003; SELMA et al., 2006, 2007). Estes radicais livres reagem não seletivamente e imediatamente com solutos, tornando a via radical muito complexa e influenciada por muitas substâncias (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

Segundo Gottschalk, Libra e Saupe (2000) e Soares (2007) a reação indireta envolve três fases: iniciação, propagação e inibição. A iniciação é a fase determinante e passo determinante da velocidade de decomposição do ozônio, onde os iniciadores de reação, como os íons hidroxila (OH^-) irão reagir com o ozônio resultando na formação de um radical ânion superóxido ($\text{O}_2^{\circ-}$) e um radical hidroperoxil (HO_2°), que está em um equilíbrio ácido-base (Equação 3.8 e 3.9).

Radicais livres são formados em seguida, em particular o radical hidroxila (OH°), sendo os principais responsáveis pela oxidação da matéria orgânica e inorgânica devido a sua elevada instabilidade, (WEF, 1996). O radical ($\text{O}_3^{\circ-}$), formado pela reação entre o ozônio e o radical ânion superóxido ($\text{O}_2^{\circ-}$), imediatamente se decompõe em um OH° (Equação 3.10).

A decomposição do ozônio é mantida desde que haja concentração suficiente de promotores na solução (SOARES, 2007). O decaimento do ozônio, que pode ser iniciado pelo íon hidróxido, leva a uma reação em cadeia com respostas rápidas e assim, radicais OH° não seletivos. Logo, o radical hidroxila (OH°) tem uma meia-vida muito curta, inferior a 10 μs numa concentração inicial de 10^{-4} M (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000). Quando os radicais hidroxila são consumidos, inicia-se a etapa de inibição (SOARES, 2007).

Substâncias orgânicas e inorgânicas podem reagir com OH° formando radicais secundários que não produzem $\text{O}_2^{\circ-}$ / HO_2° , como na Equação 6.11 e Equação 3.12. Estes inibidores geralmente terminam a reação em cadeia, inibindo o decaimento de ozônio (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000). Assim, a etapa de inibição tem início quando os íons superóxido são consumidos porém não são regenerados (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Íons carbonatos (CO_3^{2-}) e bicarbonatos (HCO_3^-), presentes naturalmente nas águas residuárias, inibem assim a decomposição do ozônio e em altas concentrações podem inibir totalmente as reações em cadeia dos radicais livres, prevalecendo a forma molecular do ozônio (SOARES, 2007). A reação de dois radicais, como apresentado na Equação 3.13, também pode terminar a reação em cadeia.

Possíveis iniciadores, promotores e inibidores do ozônio estão indicados na Tabela 3.2, além destes, a radiação ultravioleta a 253,7 nm pode ser um iniciador, capaz de iniciar a formação de radicais livres (SOARES, 2007).

Tabela 3.2 – Principais iniciadores, promotores e inibidores na decomposição do ozônio em água.

Iniciadores	Promotores	Inibidores
OH°	Ácido húmico	$\text{HCO}_3^-/\text{CO}_3^{2-}$
$\text{H}_2\text{O}_2/\text{HO}_2^\circ$	Aril - R	PO_3^{4-}
Fe^{2+}	Álcoois primários e secundários	Ácidos húmicos
-	-	Alquil - R
-	-	Álcool terc-butílico

Fonte: STAEHELIN E HOIGNE (1983); XIONG E GRAHAM (1992) apud GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE (2000).

Compostos com sítios nucleofílicos como oxigênio, nitrogênio, enxofre, fósforo e carvão ativado são suscetíveis à reação com ozônio. Porém, pode ser necessário combinar ozônio com outros agentes, tais como radiação ultravioleta e peróxido de hidrogênio para oxidar os compostos orgânicos no caso de substâncias pouco reativas (que não apresentam sítios

nucleofílicos e possivelmente com estruturas muito simétricas) (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Reação Direta

A ozonização direta é importante quando reações por radicais são inibidas, ou seja, a água ou não contém compostos que iniciam a reação em cadeia (iniciadores) ou contém muitos inibidores. Com concentrações crescentes de inibidores o mecanismo de oxidação tende à via direta. Assim, tanto o carbono inorgânico, bem como os compostos orgânicos desempenham um papel importante (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000; SOARES, 2007).

A oxidação direta ($\text{MO} + \text{O}_3$) de compostos orgânicos por ozônio é seletiva com constantes de velocidade de reação lenta, ocorrendo em meio ácido. A molécula de ozônio reage com a ligação insaturada, devido à sua estrutura dipolar e conduz a uma quebra da ligação, que se baseia no chamado mecanismo Criegee (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

O ozônio reage lentamente com muitos tipos de contaminantes da água, como os alicíclicos. Porém, reage mais rapidamente com certos tipos de compostos aromáticos, como o grupo hidroxil no fenol. Em geral, a forma ionizada ou dissociada de compostos orgânicos reage mais rapidamente com o ozônio do que a forma neutra (não dissociada). Olefinas (alcenos) são compostos geralmente mais reativos do que os compostos aromáticos, com os mesmos substituintes (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

3.4.5.2.2 Parâmetros que Influenciam a Ozonização

Condições presentes no processo como pH, temperatura, dose de ozônio, tempo de contato, turbidez, demanda química de oxigênio (DQO), carbono orgânico total e geometria da câmara de contato influenciam na eficiência da ozonização (ARSLAN; BALCIOGLU, 2001; GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000; LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991; WEF, 1996; WU; WANG, 2001). Assim, os fatores que intervêm na eficiência do processo de desinfecção por ozonização estão associados às características físico-químicas do efluente, que intervêm sobre a sua concentração, especiação e grau de contato com os organismos alvo, ou às características de resistência biológica dos microrganismos ao ozônio. Pode ocorrer ainda uma combinação entre ambos os fatores (MIRANDA, 2014).

Com o aumento da temperatura do meio líquido também aumenta a taxa de decaimento dos microrganismos, pois esta determina em parte a taxa de difusão do desinfetante através das membranas do microrganismo, além da taxa de reação com o substrato, que com um acréscimo

de 10 °C chega a dobrar ou triplicar. No entanto, um aumento de temperatura tornará o ozônio menos solúvel e estável em água (USEPA, 1999a).

Estudos demonstram que para uma faixa de temperatura compreendida entre 0 e 30 °C o efeito da instabilidade do ozônio em água é equilibrado pelo aumento da sua reatividade com o substrato orgânico dos microrganismos (ROY; ENGLEBRECHT; CHIAN, 1980).

Já o pH desempenha papel importante no equilíbrio ácido-base ao influenciar as concentrações de equilíbrio das formas dissociadas e não dissociada. Dados disponíveis na literatura indicam que a eficiência da desinfecção por ozônio é pouco afetada para a faixa de pH dos efluentes domésticos (pH entre 6 e 8), pois as constantes de velocidades praticamente não se alteram. No entanto, testes com concentrações residuais de ozônio constantes e diferentes valores de pH mostraram que não havia alteração na inativação dos microrganismos (SOARES, 2007; USEPA, 1999a).

Já Boncz (2002) cita que como o pH afeta o processo ao influenciar a estabilização do ozônio e determinar o grau de ionização dos compostos orgânicos, ele é o parâmetro mais importante, pois os ânions orgânicos altamente estabilizados reagem com o ozônio em taxas mais elevadas do que seus precursores não dissociados.

A presença de partículas sólidas de origem mineral ou orgânica pode proteger os microrganismos do contato direto com o agente desinfetante quando estes estão agregados as partículas. As bactérias e vírus podem ainda permanecer protegidos do desinfetante ao serem ingeridos por nematoides ou outros macroinvertebrados (BITTON, 1994).

Porém, a turbidez não é um parâmetro seguro para avaliar a demanda de ozônio residual necessário para a desinfecção, pois o efeito de inibição (ou proteção) está mais associado à composição das partículas do que ao seu tamanho ou concentração no líquida. Partículas de natureza mineral, que são de difícil oxidação, mostram pouco efeito de inibição sobre a taxa de decaimento dos microrganismos, enquanto que partículas orgânicas, mesmo em baixas concentrações demonstram ser mais efetivas em reduzir esta taxa (BASSANI, 2003).

Sólidos em suspensão interferem nas doses necessárias à desinfecção (BASSANI et al., 2002; LAZAROVA et al., 1998); conteúdos menores de sólidos em suspensão em efluentes permite atingir sistematicamente níveis mais altos de inativação (ASSIRATI, 2005). A presença de matéria orgânica em suspensão, por exemplo, compete com a desinfecção, pois a cinética de reação da matéria orgânica com o ozônio, geralmente, é mais favorável (MONACO, 2006).

Em contrapartida, a concentração de COT é um parâmetro importante na determinação da concentração de ozônio a ser aplicada. A matéria orgânica consome o oxidante que na ausência deste estaria disponível para reagir com os microrganismos. A amplitude desse

consumo é muito significativa. Por exemplo, a dosagem aplicada para a desinfecção em água filtrada pode ser cerca de duas vezes menor que a necessária para desinfetar esgotos tratados (BASSANI, 2003).

Em resumo, o desempenho global da ozonização em geral vai depender da eficiência da geração e transferência do gás para o efluente. Problemas na transferência de massa gás-líquido podem causar baixa representatividade na desinfecção de esgoto sanitário (Dias, 2001). Portanto, a concentração de ozônio deve ser estimada de modo a atender a demanda das reações rápidas de oxidação tanto com as espécies orgânicas como inorgânicas (MONACO, 2006). A diminuição da temperatura e do pH eleva a solubilidade do gás, o que favorece reações de oxidação e desinfecção devido ao aumento da concentração de ozônio disponível (WEF, 1996; MONACO, 2006).

3.4.5.2.3 Inativação e Eficácia da Desinfecção por Ozonização

Podendo ser considerada uma reação de oxidação causada pelo alto potencial de oxidação-redução do ozônio na água, a inativação de bactérias por ozônio (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991), tem como principais mecanismos de inativação de microrganismos patogênicos (SILVEIRA, 2004):

- Destruição da organização celular por ataque aos principais constituintes da célula;
- Interferência no metabolismo energético tornando as enzimas não funcionais;
- Interferência na biossíntese e no crescimento prejudicando a síntese de proteínas, ácidos nucléicos, coenzimas ou parede celular.

O ozônio atua primeiramente na membrana celular, reagindo com glicoproteínas, glicolípídeos ou certos aminoácidos como o triptofano, interagindo em seguida com substâncias presentes no citoplasma e no núcleo, degradando purinas e pirimidinas do DNA, alvo considerado mais sensível, sendo este um dos fatores responsáveis pela morte celular (CAMEL; BERMOND, 1998; GARDONI; VAILATI; CANZIANI, 2012; LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991).

Como fluidos celulares possuem pH próximo ao neutro e elevada concentração de íons bicarbonato, a ação do ozônio pode ser inibida devido a alguns compostos, entretanto, se o ozônio residual conseguir atravessar a membrana citoplasmática e o citoplasma, o material genético é degradado rapidamente (LANGLAIS; RECKHOW; BRINK, 1991). Portanto, a inativação é atingida quando os constituintes vitais do microrganismo sofrem danos irreversíveis (HUNT; MARIÑAS, 1999).

Portanto, o ozônio deve inicialmente difundir através da superfície do microrganismo para então permear pela membrana e citoplasma, (HUNT; MARIÑAS, 1999). Entretanto, medidas precisas da cinética de inativação com ozônio apresentam grandes dificuldades, já que as reações entre o ozônio e os componentes vitais dos microrganismos são muito rápidas (HUNT; MARIÑAS, 1997).

O ozônio tem se revelado efetivo na inativação da maioria dos microrganismos geralmente encontrados no esgoto, como vírus (poliovírus Tipo 3); diversos gêneros de bactérias e protozoários, como *Cryptosporidium* e *Giardia*, ambos resistentes à cloração. É efetivo, ainda, na oxidação da matéria orgânica, não sendo tão susceptível quanto o cloro aos efeitos da presença de amônia e variações de pH (DOE, 1998; GONÇALVES, 2003; HUNT; MARIÑAS, 1999; LAZAROVA et al., 1998; RENNECKER; MARINAS; OWENS, 1999; SILVA, 2008; TYRRELL; RIPPEY; WATKINS, 1995; WEF, 1996), além de apresentar altos níveis de oxidação de produtos farmacêuticos em águas e águas residuárias (SNYDER et al., 2006).

Langlais, Reckhow e Brink (1991) citam que, dentre as bactérias vegetativas, a *Escherichia coli* (*E. coli*) é uma das mais sensíveis ao ozônio, enquanto que, cocos gram-positivos (*Staphylococcus* e *Streptococcus*), bacilos gram-positivos (*Bacillus*), e *Micobacteria* são espécies mais resistentes. As formas esporuladas são sempre mais resistentes à inativação por ozônio que as formas vegetativas. Cistos de protozoários são reconhecidos como muito mais resistentes do que as bactérias vegetativas e vírus. Estudos indicam a inativação em até 99,9% dos cistos da *Giardia muris* e *Giardia lamblia* com ozônio (WEF, 1996).

Em estudo realizado por Bustos et al. (2014), o ozônio mostrou um baixo potencial de oxidação, e os melhores resultados foram obtidos para doses de ozônio de cerca de 20 mg/min com remoções de 72% e 78% de coliformes fecais e totais, respectivamente. A resistência bacteriana máxima foi observada em valores de pH próximo de 7. A redução da matéria orgânica no efluente, medida como DQO, foi de 36% para 20 mgO₃min⁻¹.

Estudo realizado por Bilotta e Daniel (2011) cita que os indicadores *E. coli* e colifagos apresentam a menor resistência à aplicação do ozônio (dose efetiva de 30,0 ± 4,0 mg.O₃.L⁻¹ e tempo de contato de 5 min), atingindo valores em torno de 4,2 log e 2,9 log de inativação, respectivamente. Os indicadores *Clostridium perfringens* e coliformes totais, embora menos suscetíveis a ação do ozônio, alcançaram níveis de inativação de 1,7 a 2,1 log, indicando a viabilidade do método mesmo frente a espécies mais resistentes.

Silva et al. (2010) alcançaram uma faixa de inativação de coliformes totais de 2,00 a 4,06 log e para *E. coli* foi de 2,41 a 4,65 log. A remoção da DQO foi de 37,6, 48,8 e 42,4% para as doses de 5,0, 8,0 e 10,0 mg.O₃.L⁻¹, respectivamente.

De acordo com o teste estatístico realizado por Silva (2008), o tempo de contato não foi significativo para a inativação de coliformes totais, porém foi significativo (5%) para *E. coli*. Para os ensaios de ozonização foi observado um aumento nos valores médios de pH dos efluentes ozonizados, onde o aumento médio máximo obtido foi de 0,96, 1,24 e 0,55, para a dose de 5 mg.O₃.L⁻¹ e tempo de contato de 10 min, 8 mg.O₃.L⁻¹ e tempo de contato de 15 min e dose de 10 mg.O₃.L⁻¹ e tempo de contato de 10 min, respectivamente. Esse aumento pode ser explicado devido a um *stripping* de CO₂, o que ocasiona diminuição na concentração de H⁺.

Bassani et al. (2002) realizou seis ensaios de desinfecção de efluente de reator UASB com diferentes concentrações de ozônio (12, 15, 20 e 25 mg.O₃.L⁻¹). A remoção de *E. coli* para este efluente foi insuficiente para atingir-se um padrão de desinfecção aceitável (descarte em corpo d'água segundo CONAMA 357/2005). A eficiência de remoção e inativação de *E. coli* depende muito da concentração de sólidos suspensos presentes no efluente a ser ozonizado. Na amostra que apresentou o menor valor de Sólidos Suspensos Totais (SST), a eficiência foi significativamente maior que nas demais, utilizando uma concentração de ozônio de 15 mg.O₃.L⁻¹. Porém, o ozônio se mostrou eficiente na inativação de cistos de *Giardia* e oocistos *Cryptosporidium* com uma concentração de 4,0 mg.O₃.L⁻¹ e ainda ausência de toxicidade aguda para *Daphnia magna* e nenhuma influência sobre a divisão celular dos eritrócitos dos peixes, quando aplicado 5,0 mg.O₃.L⁻¹ em um efluente de boa qualidade (efluente de lodo ativados), ou seja, com menor conteúdo de SST.

Wickramanayake, Rubin e Sproul (1984), utilizando técnica de excitação, conseguiram uma inativação de 2 log de cistos de *Giardia* spp., aplicando um Ct de 0,53 mg.min.L⁻¹, a 5°C. Labatiuk et al. (1991) detectaram até 3 log de remoção de cistos de *Giardia* spp. com Ct de 0,5 mg.min.L⁻¹, em pH 6,7 e a 22°C. Os pesquisadores utilizaram corantes vitais, excitação *in vitro* e ensaios *in vivo*. Corona-Vasquez et al. (2002) precisaram de um Ct mínimo de 2 mg.min.L⁻¹ para conseguir alcançar 2 log de inativação de *Cryptosporidium* spp., em pH 7,0 e a 20°C. A inativação foi mensurada por excitação *in vitro*.

Já nas pesquisas realizadas por Assirati (2005), doses de ozônio entre 8,0 e 21,0 mg.O₃.L⁻¹ foram necessárias para a adequação dos efluentes de lagoa anaeróbia aos padrões estabelecidos pela Organização Mundial da Saúde – OMS (WHO, 1989) para reúso agrícola (*E. coli* ≤ 1x10³ NMP/100 mL). Efluentes dos filtros de areia atingiram os padrões com doses de até 4,0 mg.O₃.L⁻¹. Sendo que a eficiência da inativação de coliformes totais e *E. coli* não foi

influenciada pelo tempo de contato entre o ozônio e os efluentes, devido à grande reatividade deste desinfetante.

A USEPA (1999b) afirma que o êxito do processo está no controle da dose, da mistura e do tempo de contato. Com dosagens menores ou iguais a $10,00 \text{ mg.O}_3\text{.L}^{-1}$, o ozônio pode inativar 99,0% dos coliformes em efluentes secundários de esgoto sanitário (WEF, 1996). XU et al. (2002) em seus estudos, citam que a dose de ozônio pareceu ser o parâmetro crítico para a desinfecção de águas residuárias.

Daniel (1993) cita que embora o ozônio seja um efetivo biocida, é necessário conhecer a possibilidade de geração de subprodutos tóxicos. Porém, os significados, na saúde pública, destas possibilidades prejudiciais ainda não são conhecidos, pois existe escassez de informação quanto aos subprodutos formados pela ozonização de efluentes municipais, devido à dificuldade prática de identificar e quantificar compostos individuais em baixas concentrações em uma matriz complexa como o esgoto sanitário.

3.4.5.2.4 Subprodutos da ozonização

Existe uma preocupação em relação à natureza dos subprodutos formados na ozonização. Os principais subprodutos formados são, em sua maioria, aldeídos e ácidos carboxílicos. A ozonização de efluentes secundários e terciários provoca ainda o aumento da concentração de ácidos graxos de cadeia curta, álcoois, alcanos, cetonas e aminoácidos livres (ASSIRATI, 2005).

De acordo com Assirati (2005), a toxicidade potencial do ozônio a organismos aquáticos está associada aos subprodutos da desinfecção e não ao gás ozônio, pois sua concentração residual atinge valores nulos em minutos. Quanto à geração de subprodutos, a ozonização normalmente produz compostos oxigenados polares e às vezes instáveis (GLAZE; KOGA; CANCELLA, 1989; SILVA et al., 2010; WERT et al., 2007).

A natureza do mecanismo de reação do ozônio com a matéria orgânica (reação direta ou indireta) determina os subprodutos formados. Alguns pesquisadores têm identificado a formação de compostos específicos (aldeídos, cetonas, ácidos carboxílicos) como os principais subprodutos da ozonização (CHIANG et al., 1999; DABROWSKA; SWIETLIK; NAWROCKI, 2003; KARNIK et al., 2005; MILTNER; SHUKAIRY; RZSUMMERS, 1992; SWIETLIK et al., 2004). Sendo que a formação de aldeídos e ácidos carboxílicos é significativamente relacionada com a dose de ozônio e o tempo de contato utilizado (AMIN et al., 2013).

Os aldeídos são considerados como um dos principais subprodutos da ozonização devido aos seus efeitos à saúde, sendo o formaldeído o subproduto mais formado durante a ozonização (NAWROCKI; KALKOWSKA, 1998; NAWROCKI et al., 2002; WERT et al., 2007), tanto na desinfecção de água quanto de efluente. Além do formaldeído ainda são produzidos outros aldeídos como o acetaldeído, glioxal e metilglioxal (DABROWSKA; SWIETLIK; NAWROCKI, 2003; KARNIK et al., 2005; SWIETLIK et al., 2004). O formaldeído e acetaldeído são compostos voláteis que podem causar tumores no aparelho respiratório e o glioxal pode causar tumores no estômago (CAN; GUROL, 2007).

No Japão, a concentração de aldeídos nas águas de abastecimento é monitorada regularmente (SUGAYA et al., 2001), já na França, onde o ozônio é aplicado há várias décadas, não se expressa nenhuma preocupação em relação à formação de subprodutos, mesmo assim, seus estudos em relação aos seus efeitos na saúde pública, devido a possíveis toxicidades continuam (SILVA, 2008).

Silva (2008) destaca que muito pouco, ou mesmo a não detecção na formação de glioxal e metilglioxal foi observado nos ensaios de ozonização. As pesquisas realizadas por Nawrocki et al. (2002) confirmam que tempos de contatos curtos (4 a 6 min) foram suficientes para a reação de desinfecção, no entanto, que aldeídos como o formaldeído e o acetaldeído dependem da dose aplicada enquanto que glioxal e metilglioxal não dependem.

Silva et al. (2010) citam em seu estudo que a formação de aldeídos variou com a dose aplicada, porém não dependia significativamente do tempo de contato, sendo que as concentrações encontradas para formaldeído estavam abaixo do nível permitido ($900 \mu\text{g.L}^{-1}$) pela OMS (WHO, 2002). O autor cita também que a formação de aldeído variou com a dose somente quando a dose foi de 5,0 para 8,0 $\text{mg.O}_3\text{.L}^{-1}$ para acetaldeído e de 5,0 para 8,0 e de 8,0 para 10,0 $\text{mg.O}_3\text{.L}^{-1}$ para glioxal.

Formaldeído

O formaldeído é um gás incolor com um forte odor irritante, altamente solúvel em água, produz hidrato e possui alta reatividade química (NATIONAL, 1981). Estudos realizados por Nawrocki e Kalkowska (1998), Nawrocki et al. (2002) e Wert et al. (2007) comprovaram que o formaldeído é o subproduto mais formado durante a ozonização.

Estudo realizado por Nawrocki e Kalkowska (1998) indica que a formação do mesmo é por via direta da ozonização, ou seja, em meio ácido, portanto a disponibilidade de ozônio molecular é o fator limitante na produção de aldeídos.

No entanto, Silva (2008) obteve uma maior formação de acetaldeído do que de formaldeído durante a ozonização, porém o autor cita que pode ter ocorrido maior formação de acetaldeído devido a um maior tempo de contato utilizado, o que possibilitou tanto o consumo total de precursores, quanto à oxidação do formaldeído pelo ozônio, transformando-o em outros subprodutos.

Os resultados obtidos por Can e Gurol (2007) mostraram que a formação de formaldeído é quase imediata na desinfecção por ozonização, porém atinge um pico e então começa a diminuir, o que sugere que tempos maiores de contato podem ajudar a eliminar, eventualmente, o formaldeído formado. Porém o acúmulo de formaldeído foi mais drástico em doses baixas de ozônio. O que evidencia a importância de parâmetros como tempo de contato e doses de aplicação.

O formaldeído pode reagir com o DNA, RNA e proteínas danificando as células, o que favorece a morte de microrganismos. Devido a seus efeitos mutagênicos e carcinogênicos, descargas diretas de efluentes contendo formaldeído nos corpos d'água receptores podem causar prejuízos à vida aquática, além de o formaldeído poder causar mutação em células humanas, afetando diretamente o DNA (PASQUALINI, 2010).

Em quatro instituições internacionais de pesquisa - Agencia Internacional de Pesquisa em Câncer (IARC), Agencia de Proteção Ambiental (EPA) dos EUA, a Associação de Saúde e Segurança Ocupacional (OSHA) e também o Programa Nacional de Toxicologia dos EUA (Fourth Annual Report on Carcinogens) - já comprovaram o potencial carcinogênico do formaldeído (INCA..., 1996-2012). Pesquisadores também encontraram resultados que demonstram o potencial carcinogênico e mutagênico do formaldeído em animais (CRAFTSTORM et al., 1983; SCHEUPLEIN, 1985; TOMKINS; MCMAHON; CALDWELL, 1989).

No Brasil, como em muitos outros países, não há níveis permissíveis de formaldeído para as descargas de águas residuárias tratadas em corpos receptores. Portanto, para se fazer uma comparação, algumas diretrizes para os níveis permitidos de formaldeído em água potável foram encontradas. No Japão, o limite é de 80 $\mu\text{g.L}^{-1}$ (SUGAYA et al., 2001), na Polónia, o limite é de 50 $\mu\text{g.L}^{-1}$ (NAWROCKI; BILOZOR, 1997), para a OMS (WHO, 2002) é de 900 $\mu\text{g.L}^{-1}$ e na Austrália, é de 500 $\mu\text{g.L}^{-1}$ (AUSTRALIAN DRINKING WATER GUIDELINES 6, 2011).

3.4.5.3 Peroxônio

Peroxônio é a combinação de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e ozônio (O_3). O peróxido de hidrogênio tem demonstrado sua eficácia na desinfecção, apesar de ser menos reativo que o ozônio (HUGHES, 1992). A vantagem deste processo reside na eliminação de compostos relativamente não reativos com o ozônio (contaminantes de difícil oxidação) (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000; SILVA, 2008).

O peróxido de hidrogênio (H_2O_2) é um agente oxidante versátil; pode ser utilizado para diversas finalidades, tanto na forma isolada quanto combinada. A ação antimicrobiana está relacionada com a capacidade do H_2O_2 em formar espécies oxigenadas reativas, como os radicais hidroxil ($\text{OH}^\bullet$) e superóxido ($\text{O}_2^\bullet$), sendo esses radicais passíveis de causar danos ao DNA microbiano, bem como os componentes da membrana celular (VARGAS, 2008).

As condições de reação requeridas para o uso isolado do peróxido são próximas às condições ambientais, permitindo a eliminação de uma série de poluentes orgânicos sem elevado consumo energético. Entretanto, este processo é, atualmente, pouco utilizado de forma isolada, uma vez que sua ação pode ser potencializada pela combinação com sistemas catalíticos (BRITO; RANGEL, 2008), como o peroxônio.

O peroxônio é obtido em duas etapas: dissolução de ozônio e adição de peróxido de hidrogênio, que pode ser adicionado depois do ozônio, permitindo que o ozônio aja como desinfetante em primeiro lugar, ou antes do ozônio, de forma que o peróxido de hidrogênio atue como pré-oxidante, seguido da formação de radicais hidroxila. A adição direta dos dois oxidantes pode ser também de forma simultânea. Entretanto, a adição do peróxido de hidrogênio após o ozônio seria a melhor opção, pois o peróxido de hidrogênio irá atuar por meio dos radicais hidroxila (vide Equação 3.14), melhorando a eficiência de inativação de organismos patogênicos (SILVA, 2008).

Foi demonstrado que a oxidação do ácido oxálico, que é muitas vezes um produto final no caso de reações moleculares de ozônio, foi significativamente acelerada com a adição de peróxido de hidrogênio (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

A eficiência da peroxização é dependente da relação entre as concentrações de peróxido de hidrogênio e ozônio. Uma relação ótima para a dose de $\text{H}_2\text{O}_2/\text{O}_3$ tem mostrado ser de 0,5 a 1,0 (mol/mol) dependendo da presença de promotores e consumidores de radicais livres

(inibidores) e por isso a relação ótima de dosagem é importante (GOTTSCHALK; LIBRA; SAUPE, 2000). Segundo a USEPA (1999b) a relação ótima é de 0,2 a 0,3.

De acordo com esses dados apresentados, mais pesquisas devem ser realizadas para ser encontrada uma faixa mais próxima para o correto uso da dose de $\text{H}_2\text{O}_2/\text{O}_3$. A importância da dose correta reside no fato de que o excesso de peróxido de hidrogênio leva a uma redução de eficiência no processo de degradação da matéria orgânica, causada por reações competitivas com os radicais OH° (PASQUALINI, 2010; USEPA, 1999a). Além do residual de ozônio ser menor no processo de peroxidação porque o peróxido de hidrogênio acelera sua decomposição.

Wert et al. (2007) em seus estudos verificaram uma formação de aldeídos quando da utilização de peroxônio, em torno de 31 a 47% maior quando comparado a utilização de doses semelhantes de ozônio. Além disso, o peróxido de hidrogênio é propenso a deixar um residual em água. Este fato demonstra a importância da dose correta para uma melhor eficiência e menor formação de subprodutos, dose esta que foi obtida através de mais estudo sobre o tema.

Miranda (2014), ao comparar a eficiência da aplicação de ozônio e peroxônio na desinfecção de efluente proveniente de reator compartimentado anaeróbio/aeróbio em tempos de contato de 7 e 15 min, demonstrou que a peroxidação foi eficiente na redução de cor verdadeira e turbidez. Em seu estudo, os ensaios de peroxidação com dose de $5 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$ promoveram uma formação média de formaldeído maior que apenas aplicando somente a mesma dose de ozônio. Já para a dose de $10 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$, a formação de formaldeído foi menor que quando aplicada somente a mesma dose de ozônio. As doses de peróxido de hidrogênio aplicado era uma relação de 0,2 e 0,6 da respectiva dose de ozônio aplicada. Os resultados obtidos indicam que, a oxidação de formaldeído pela adição de peróxido de hidrogênio é dependente tanto da dose de peróxido de hidrogênio utilizada quanto da dose de ozônio. De modo que doses maiores de ozônio favorecem mais a oxidação do formaldeído durante a peroxidação.

3.4.5.3.1 Mecanismo de Reação

O peróxido de hidrogênio acelera a decomposição de ozônio que conduz à produção de concentrações relativamente mais altas de radicais hidroxil (DANIEL, 2001; SILVA, 2008), que a ozonização. Como o uso conjunto do $\text{O}_3/\text{H}_2\text{O}_2$ resulta na formação mais rápida dos radicais hidroxil, aumenta em torno de 35%, a energia envolvida no processo (ROSENFELDT et al., 2006; VARGAS, 2008). Com adição do peróxido de hidrogênio, a produção líquida do radical hidroxil é de 1:1 de ozônio (DANIEL, 2001).

O peróxido de hidrogênio reage com o ozônio quando presentes como um ânion, HO_2^- (Equação 3.15 e 3.16). A velocidade de reação do sistema ozônio/peróxido de hidrogênio é baseada na concentração inicial de ambos os oxidantes (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000):

A reação do ozônio com o peróxido de hidrogênio não dissociado é negligenciável, como apresentado na Equação 3.17.

A reação continua ao longo da via indireta, descrita anteriormente e radicais OH° são produzidos. Comparação da reação inicial com HO_2^- ($k_9 = 2,2 \cdot 10^6 \text{ M}^{-1}\text{s}^{-1}$), e com OH^- ($k_1 = 70 \text{ M}^{-1}\text{s}^{-1}$) mostra que no sistema $\text{O}_3/\text{H}_2\text{O}_2$ a etapa de iniciação por OH^- é negligenciável. Sempre que a concentração de peróxido de hidrogênio está acima de 10^{-7} M e o valor de pH inferior a 12, HO_2^- tem um efeito maior do que o OH^- tem sobre a taxa de decomposição do ozônio na água (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

A equação 3.18 demonstra que duas moléculas de ozônio produzem dois OH° :

3.4.5.3.2 Parâmetros que influenciam a Peroxização

Os valores de pH e alcalinidade desempenham importante papel na eficiência deste processo (GLAZE; KANG, 1988), estando relacionados principalmente à competição do bicarbonato e carbonato para reagir com os radicais hidroxila no caso de alto valor de alcalinidade e o carbonato em altos valores de pH (SILVA, 2008).

O peróxido de hidrogênio em excesso pode limitar a formação de radicais hidroxila e diminuir a eficiência do processo de peroxização, pois pode ele mesmo atuar como um inibidor como também como um iniciador, portanto é de suma importância encontrar uma ótima relação de dose (GOTTSCALK; LIBRA; SAUPE, 2000).

3.4.5.3.3 Inativação e Eficácia da Desinfecção por Peroxização

O uso do peroxônio e outros oxidantes avançados têm alcançado resultados semelhantes, ou até mais efetivos que ozônio na inativação de microrganismos patogênicos (METCALF & EDDY, 2003; USEPA, 1999a). A combinação de ozônio e peróxido de hidrogênio é usada para contaminantes de difícil oxidação, que consomem grandes quantidades de oxidantes (SILVA, 2008).

Muttamara, Sales e Gazali (1995) comprovaram que o ozônio combinado com peróxido de hidrogênio (peroxônio), além de ser eficiente na inativação de coliformes, aumenta a remoção de carbono orgânico total em relação ao uso de ozônio apenas. Rosal et al. (2009) citam que foi obtido também uma remoção de 99% dos produtos farmacêuticos encontrados em águas residuárias com concentrações da ordem de ppb ou ppt.

Duguet et al. (1985), ao tratarem água do lago Cholet, demonstram a importância de ponto de aplicação do peróxido de hidrogênio durante a ozonização. Que pode ser antes da aplicação do ozônio, simultaneamente ou depois da aplicação do ozônio. Em seus estudos, Duguet et al. (1985) demonstrou que quando o peróxido de hidrogênio foi adicionado depois da oxidação de substâncias altamente reativas com ozônio, o desempenho alcançado foi melhor.

Costa (2003) estudou a peroxidação de efluente anaeróbio de esgoto sanitário proveniente de um reator anaeróbio de leito expandido, aplicando $14,40 \pm 1,90 \text{ mg.O}_3.\text{min}^{-1}$ em tempos de contato de 1, 3, 5, 10, 15, 20, 25 e 30 minutos e a razão da mistura peróxido de hidrogênio e ozônio foi de $0,33 \pm 0,01$; verificou-se com essas dosagens que a eficiência de remoção de DQO e carbono orgânico total melhoraram significativamente.

Miranda (2014) obteve resultados superiores na inativação de coliformes totais durante a peroxidação, em relação aos ensaios de ozonização, sendo que o consumo de ozônio durante a peroxidação foi menor que na ozonização. Pode assim concluir que a adição de peróxido de hidrogênio foi favorável à inativação de coliformes totais.

3.4.5.4 Radiação Ultravioleta

Com descoberta da formação de subprodutos da cloração, a desinfecção com radiação ultravioleta (radiação UV) tornou-se popular na Noruega e Holanda, sendo implantados, nos anos de 1975 e 1980, respectivamente, os primeiros reatores para o tratamento de água. Em 1985, já haviam sido instaladas 500 estações de tratamento de água com radiação UV na Suíça e 600 na Áustria. E a partir do ano 2000, mais de 400 instalações de desinfecção UV no mundo estavam tratando água potável, com vazões de até $1.000 \text{ m}^3.\text{dia}^{-1}$ (USEPA, 2006).

Antes usada apenas na desinfecção de água de abastecimento, somente em 1975 foi provada, em escala de laboratório, a viabilidade da radiação UV como agente desinfetante em efluente secundário de esgoto sanitário; pois se acreditava que a matéria em suspensão, cor e turbidez, presentes em maiores quantidades, absorveriam grande parte da radiação incidente, prejudicando a desinfecção (COLETTI, 2003; OLIVER; COSGROVE, 1975). No Brasil, as pesquisas com UV tiveram início em 1977, na Escola de Engenharia de São Carlos (EESC), Universidade de São Paulo (CAMPOS; PIZZIRANI, 1977).

O número de instalações que utilizam desinfecção por UV tem aumentado nos últimos anos e espera-se continuar a aumentar nos próximos anos (BUSTOS et al., 2014). A aplicação da radiação UV na desinfecção de águas residuárias começou a ser mais utilizada devido à cloração promover a formação de subprodutos e quando comparada ao ozônio, tem pouca exigência de manutenção e é de operação simples. É cada vez mais utilizada para desinfetar água de abastecimento, efluentes domésticos e industriais (GONÇALVES, 2003; KOLLER, 1952; METCALF & EDDY, 2003; TINÔCO, 2011).

O sistema por radiação UV pode atingir eficiências superiores à cloração, (USEPA, 2006), surgindo como método alternativo por possuir vantagens como não manter residual desinfetante e minimizar a potencialidade de geração de subprodutos prejudiciais à saúde. Na realidade, a radiação UV, na desinfecção, é reconhecida por sua mínima produção de subprodutos (WATER..., 2007). A radiação UV também possui como vantagem no tratamento de esgoto o fato de sua eficiência não ser afetada por pH e temperatura (HIJNEN; BEERENDONK; MEDEMA, 2006; JORDÃO; PESSOA, 2009).

A radiação UV (radiação eletromagnética) está compreendida entre os Raios-X e a luz visível (100 a 400 nm), sendo mais potente no intervalo entre 245 e 285 nm (USEPA, 1999a, 2006). O espectro do UV no entanto é dividido em quatro faixas: UV-A, UV-B, UV-C e UV-V, os quais apresentam variações de comprimento de onda de 315 a 400 nm (UV- A), de 280 a 315 nm (UV-B), de 200 a 280 nm (UV-C) e de 100 a 200 nm (UV-V) (USEPA, 1999a)

Seu mecanismo se baseia em alterações no DNA e RNA dos microrganismos. O DNA absorve radiação (GONÇALVES, 2003; USEPA, 1999a, 2006; WEF, 1996). A energia absorvida pelos ácidos nucleicos rompe as ligações não saturadas e provoca a dimerização de bases nitrogenadas pirimídicas adjacentes citosina e timina, no DNA e de uracila e citosina no RNA (CARON, 2006). E com isso, a replicação dos ácidos nucleicos se torna mais difícil, pois caso ocorra replicação, foram produzidas células mutantes incapazes de replicar (GONÇALVES, 2003; USEPA, 2006).

A dose de radiação UV necessária à inativação é variável a cada tipo de organismo e espécie. As bactérias, com exceção das esporuladas, e os vírus são mais sensíveis a radiação UV. Para protozoários e helmintos são necessárias doses mais elevadas, alguns destes, como é o caso das formas encistadas dos protozoários e os ovos de helmintos, exigem doses excessivas, acarretando em custos altos com energia elétrica (TINÔCO, 2011).

A radiação UV artificial é gerada pela aplicação de uma tensão através de uma mistura de gases, resultando em uma descarga de fótons. Os comprimentos de onda específicos da luz emitida pela descarga de fótons dependem da composição química do gás e do nível de potência da lâmpada. Normalmente, as lâmpadas UV concebidas para o tratamento de águas e águas residuárias usam uma mistura de gás contendo vapor de mercúrio. Outros gases, como o gás xenônio, também emitem radiação na faixa germicida (USEPA, 2006).

A distinção entre lâmpadas de baixa, média e alta pressão se deve as diferentes pressões dos gases no interior do bulbo, o que varia o espectro de emissão. As fontes de média e alta pressão apresentam espectro de emissão caracterizado por linhas mais largas na região do UV e também na região do visível (CAVICCHIOLI; GUTZ, 2003). Porém as lâmpadas de baixa pressão e baixa intensidade são as mais utilizadas na desinfecção de água para consumo humano e de esgoto sanitário. Essas lâmpadas emitem de 85 a 90% da sua energia no comprimento de onda de 254 nm (SOUZA; SARTORI; DANIEL, 2000).

Operando a uma temperatura ótima de 40 °C, com uma pressão interna de 0,007 mmHg, a mistura mercúrio-argônio é usada para gerar radiação no comprimento de onda UV-C. A durabilidade deste tipo de lâmpada varia de 3.000 a 13.000 h, em função principalmente do número de ciclos a que é submetida (METCALF & EDDY, 2003). Os tubos de quartzo apresentam vida útil entre 4 e 8 anos (TINÔCO, 2011).

Com relação aos componentes de um sistema de desinfecção por radiação UV, estão presentes normalmente itens como os reatores, que geralmente são do tipo canal aberto ou fechado, as lâmpadas, principalmente de arco de mercúrio, o quadro de comando e controle elétrico e acessórios, como sensores para medição da radiação UV e sistemas automáticos de limpeza das lâmpadas (USEPA, 1999c; USEPA, 2006). Ao projetar um reator deve-se ter consciência que a radiação UV interage com os materiais componentes do reator e do líquido a ser tratado através de processos de absorção, refração, reflexão e dispersão. A absorção é a transformação da radiação para outras formas de energia, quando ela atravessa uma substância e é variável com o comprimento de onda (λ) da luz (USEPA, 2006).

A presença de sais dissolvidos ou matéria orgânica na água afeta a transmissão da radiação. O quartzo possui transmissão entre 80-90% da radiação, em comprimento de onda

entre 200-260 nm, motivo pelo qual se reveste as lâmpadas germicidas. No tocante à reflexão, o alumínio é um dos melhores refletos, de 60-90%, além de ser resistente à corrosão e leve, fazendo-o com que seja utilizado em muitos reatores (KOLLER, 1952).

Segundo a USEPA (1999a,c), entre as vantagens da desinfecção por radiação UV citam-se:

- Dispensa a manipulação, transporte e armazenamento de produtos químicos tóxicos, perigosos ou corrosivos;
- Eficaz na inativação de microrganismos como vírus, esporos e cistos de protozoários, considerados resistentes a alguns desinfetantes;
- Sem efeito residual danoso ao homem, animal ou vida aquática;
- Fácil operação e requer menores tempos de contato, quando comparada a outros desinfetantes, geralmente da ordem de segundos com lâmpadas de baixa pressão;
- O reator requer menor área do que outros métodos de desinfecção.
- Inofensivo aos operadores, desde que não se exponham à radiação;
- Os equipamentos requerem menores áreas do que em outros métodos.

As desvantagens do uso da radiação UV são (USEPA, 1999a):

- Doses baixas podem não ser suficientes para inativar alguns vírus, esporos ou cistos;
- Alguns microrganismos podem reparar ou reverter os efeitos causados pela radiação UV através de mecanismos de fotorreativação ou recuperação no escuro;
- Necessidade do controle de deposição de sólidos no envoltório das lâmpadas;
- A concentração de sólidos suspensos totais e a turbidez das águas residuárias podem prejudicar a desinfecção;
- Necessidade de eletricidade contínua (WITT; REIFF, 1994);
- Decrescimento da eficiência das lâmpadas com o uso (WITT; REIFF, 1994);
- Problemas operacionais como rompimento do quartzo das lâmpadas e necessidade de limpeza periódica das mesmas (SCHIRCH; RODRIGUEZ, 1993).
- Se a qualidade do esgoto é ruim, a luz UV é incapaz de penetrar os sólidos e a eficiência do processo decresce. Por esta razão, recomenda-se tratar o efluente com SST ≤ 30 mg/L para se obter assim, uma elevada eficiência na desinfecção com UV (SPELLMAN, 1999).

3.4.5.4.1 Mecanismo de Reação

O estudo sobre a morte de células por radiação UV, em particular por comprimentos de ondas presentes na luz solar, já se desenvolve a mais de um século (LOURENÇÃO, 2009). A

radiação UV atua por ação física, penetrando a parede de uma célula, através da transferência de energia eletromagnética das lâmpadas de mercúrio para o material genético dos organismos. Estes sofrem alterações por fotólise, perdendo a habilidade de reprodução da célula (USEPA, 1999c). Dessa maneira, a ação germicida da luz UV envolve determinados danos no conteúdo genético dos organismos. Os ácidos nucleicos são os mais importantes absorvedores de energia da luz no comprimento de onda na faixa de 240 a 280 nm (WERF, 1995).

O ácido nucleico é a molécula responsável por definir as funções metabólicas e de reprodução de todas as formas de vida, fazem parte dos cromossomos e carregam a informação hereditária (HARM, 1980). As duas formas mais comuns de ácidos nucleicos são ácido desoxirribonucleico (DNA) e o ácido ribonucleico (RNA). O DNA é a molécula que armazena a informação genética e consiste de duas cadeias de nucleotídeos unidas pela interação das bases complementares, denominadas de bases emparelhadas, que são: Adenina e Guanina (Purinas) e Citosina e Timina (Pirimidinas) (USEPA, 2006). Essas bases emparelhadas são ligadas por pontes de hidrogênio fazendo com que as duas fitas do DNA permaneçam unidas, dando origem a dupla hélice (GONÇALVES, 2003).

Todas as purinas e pirimidinas absorvem a luz UV, no entanto, maior absorção é observada nas pirimidinas (JAGGER, 1967). O principal dano causado pela radiação ocorre quando a energia absorvida pelo microrganismo quebra as ligações não saturadas do DNA, ocasionando a dimerização. Os dímeros formados podem ser: timina-timina, timina-citosina e citosina-citosina. As moléculas pirimídicas formadas alteram a estrutura helicoidal do DNA, dificultando a replicação do ácido nucleico. Mesmo assim, se houver replicação do ácido nucleico, células filhas mutantes foram produzidas e foram inábeis para se replicar (TINÔCO, 2011; WERF, 1995). Segundo Adler (1996), microrganismos com o DNA rico em timina tendem a ser mais sensíveis à desinfecção UV.

Os microrganismos possuem a capacidade, quando expostos a uma dose subletal de radiação UV, de reparar os danos causados na estrutura do seu ácido desoxirribonucleico- DNA e voltar ao estado ativo em que a reprodução é novamente possível (TINÔCO, 2011). Os microrganismos irradiados podem se recuperar através de dois mecanismos distintos, denominados de fotorreativação (reversão das alterações) e recuperação no escuro (substituição dos nucleotídeos lesados) (DANIEL, 1989). Bjorn e McKenzie (2008) assinalam que os efeitos fisiológicos da fotorreativação foram observados em 1933, muito antes da descoberta da função do DNA.

Esses sistemas incluem enzimas que revertem as modificações químicas das bases de nucleotídeos, bem como sistemas multienzimáticos mais complicados que dependem da

redundância inerente da informação em DNA de fita dupla para restaurar a molécula danificada (VOET; VOET; PRATT, 2008). Portanto, a reversão das alterações é obtida por meio da recuperação fotoenzimática (fotorreativação) que monomeriza, principalmente, os dímeros de pirimidina. Isso ocorre através da ação de uma enzima fotorreativante durante a exposição em radiação ultravioleta de comprimento de onda de 300 a 500nm. Em 254 nm a formação de dímeros é aproximadamente 8 vezes mais frequente que a desdimerização (COLLETTI, 2003). Ou por substituição dos nucleotídeos lesados (reparo no escuro), que ocorre na ausência da luz e pode ser realizada mediante a remoção da parte lesada e de uma sequência de nucleotídeos adjacentes, com posterior re-síntese da sequência original de nucleotídeos (LOCAS; DEMERS; PAYMENTO, 2008; LOURENÇÃO, 2009).

3.4.5.4.2 Parâmetros que influenciam a desinfecção

A qualidade da água a ser tratada pode ter uma grande influência sobre o papel da desinfecção com radiação UV (WANG et al., 2012), já que constituintes presentes no esgoto podem dificultar a desinfecção (CARON, 2006; GONÇALVES, 2003; KOLLER, 1952; METCALF & EDDY, 2003), entre eles materiais húmicos, ferro, manganês, sólidos suspensos totais (SST), alcalinidade e dureza. A eficácia da desinfecção por radiação UV depende assim das características qualitativas do efluente, em particular da concentração de sólidos suspensos, da intensidade de radiação de UV, do tempo de exposição dos microrganismos à radiação, da configuração do reator (distribuição espacial da radiação UV) e consequente comportamento hidrodinâmico (USEPA, 1999c).

Segundo recomendações da USEPA (1999c), a concentração de sólidos suspensos totais não deve exceder a 30 mg.L⁻¹ para que a radiação emitida atinja o microrganismo. Pesquisas desenvolvidas no PROSAB mostraram boa inativação de coliformes termotolerantes por radiação UV em efluentes com até 40 mg.L⁻¹ de SST (CHERNICHARO, 2001). O tamanho das partículas também influencia; quanto maior o diâmetro médio do sólido, menor a eficiência do processo de desinfecção (DANIEL, 1993).

Enquanto a dureza da água afeta a solubilidade de metais que podem absorver a luz UV, podendo causar problemas para manter as lâmpadas limpas e funcionais, em razão de incrustações formadas pela precipitação de carbonatos nos tubos de quartzo (TINÔCO, 2011). As substâncias húmicas e ferro podem elevar a absorbância de radiação UV. Se grande parte da DBO for húmica ou de compostos não saturados, a transmissão de UV pode ser reduzida (USEPA, 1999c).

Resumindo, os fatores interferentes na desinfecção com UV, segundo CHEREMISINOFF (1995), são:

- A dose, que é afetada pela potência radiante das lâmpadas, tempo de contato e turbidez;
- Presença de constituintes interferentes na água residuária, especialmente ferro, manganês e dureza (cálcio e magnésio);
- A agregação ou oclusão dos microrganismos na matéria particulada impede a penetração da radiação ultravioleta, reduzindo a eficiência da inativação (DANIEL, 1993).
- Formação de curtos circuitos na câmara de contato.

3.4.5.4.3 Inativação e Eficácia da Desinfecção por Radiação Ultravioleta

Para *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp., a radiação UV, aplicada em doses relativamente baixas (5 a 15 mJ.cm⁻²), apresenta-se bastante eficiente (METCALF & EDDY, 2003). Belosevic et al. (2001) sugeriram que oocistos de *Cryptosporidium* spp. são mais susceptíveis à inativação por radiação UV (média pressão) que cistos de *Giardia* spp., pois quando cistos de *Giardia* spp. foram submetidos a doses inferiores a 25 mJ.cm⁻² apresentaram reativação. Os resultados desse estudo vieram de ensaios *ex vivo* e *in vivo* de infecciosidade.

Cantusio Neto, Santos e Franco (2006) observaram a presença de infectividade de cistos de *Giardia* spp. desinfetados com dose entre 25 e 30 mJ.cm⁻² em 33% dos animais submetidos a ensaio *in vivo*. Li et al. (2008) encontraram trofozoítos de *Giardia* spp. ainda infectivos quando submetidos à dose de 1 mJ.cm⁻², em ensaios *in vivo*. Evidências de sobrevivência e reativação a doses de 20 e 40 mJ.cm⁻² foram ambíguas e inconclusivas estatisticamente.

Radiação UV foi investigada como alternativa de desinfecção na Estação de Tratamento de Água Residuária (ETAR) no campus da Universidade Autónoma Metropolitana-Azcapotzalco, avaliou-se a inativação de coliformes totais e fecais. A radiação UV apresentou uma inativação bacteriana alta, mais de 80%, enquanto que os coliformes fecais foram menos afetados pelo aumento de energia do que os coliformes totais. Sendo que menor inativação bacteriana foi observada em pH = 7 (BUSTOS et al., 2014).

Bilotta (2000) ao investigar de modo comparativo a ação do ozônio e da radiação ultravioleta na remoção de coliformes totais e coliformes termotolerantes, quando aplicados a efluentes domésticos de tratamento anaeróbio, demonstrou que a radiação UV foi superior ao ozônio. Assim como Dias (2001), que avaliou o desempenho por radiação ultravioleta e ozônio quando aplicados a desinfecção de efluentes secundários. A desinfecção por UV com dosagens de radiação volumétricas aplicadas de 4, 8, 12,5 Wh.m⁻³ (com altura de lâmina líquida de 2 cm)

e 8, 25 e 50 Wh.m⁻³ (com altura de lâmina líquida de 4 cm), mostrou-se como uma técnica mais simples e eficaz para a inativação de coliformes totais e coliformes termotolerantes, quando comparado a ozonização, utilizando-se de dosagens de 77 e 121 mg.O₃.L⁻¹ (com tempo de contato de 20 minutos), 77 e 123 mg.O₃.L⁻¹ (com tempo de contato de 30 minutos) e 92 mg.O₃.L⁻¹ (com tempo de contato de 25 minutos).

Coletti (2003) ao estudar a inativação de microrganismos indicadores presentes em dois diferentes efluentes secundários de esgoto sanitário com radiação ultravioleta (doses variando entre 1 a 100 Wh.m⁻³), obteve percentuais de inativação de *C. perfringens*, coliformes totais, *E. coli* e colifagos nos ensaios em batelada variando de zero a 99,882 %, 36,30 a 99,999%, 21,80 a 100,00 % e de 86,50 a 100,00 %, respectivamente.

3.4.5.5 Desinfecção interativa

Como nenhum processo de desinfecção pode ser considerado o mais eficiente para todas as situações (BASSANI, 2003), busca-se a conjunção de dois ou mais desinfetantes para alcançar um nível maior de inativação. O processo no qual dois ou mais desinfetantes produzem efeito sinérgico por aplicação simultânea ou sequencial é conhecida pela USEPA (1999a) como desinfecção interativa. O sinergismo ocorre quando a aplicação combinada de desinfetantes promove maior inativação de microrganismo que a soma das inativações dos mesmos desinfetantes aplicados separadamente (USEPA, 1999a).

As razões do crescente interesse por estes processos são o uso de menores concentrações de desinfetantes a ser utilizada e do tempo de contato requerido para alcançar o mesmo nível de inativação, corroborando a redução de custos operacionais e consequentemente diminuição da formação de subprodutos de desinfecção, bem como elevados níveis de inativação de microrganismos patogênicos, inclusive os mais resistentes, como os protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. (CHO; KIM; YOON, 2006; USEPA, 1999a).

4 MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi parte do projeto de pesquisa “Recovering Nutrients and Carbon from Concentrated Black Water: A Sustainable Decentralized Approach for Wastewater Treatment” desenvolvido em conjunto pela Escola de Engenharia de São Carlos – USP, Faculdade de Engenharia de Bauru – UNESP e Neetherlands Institute of Ecology NIOO – Wageningen University, Holanda, com recursos da FAPESP (FAPESP/NWO – Processo 2013/50351-4). Na Holanda foi utilizada água negra proveniente de sanitários do NIOO, onde no qual é realizado a separação de fontes, tratamento anaeróbio, recuperação de nutrientes por FBR e liberação do efluente em um sistema de alagados construídos. No Brasil, por não ser possível segregar a água negra, foi utilizado para estudo uma água negra simulada, realizada com a mistura de dejetos de suínos e efluente sanitário, em proporção que simula as características que seriam encontradas no Brasil da água negra (DQO, nitrogênio, fósforo e sólidos) (seção 4.1.1). As unidades componentes da instalação experimental do projeto em conjunto pelas três instituições estão esquematicamente representadas na Figura 4.1. No entanto, no presente estudo não foram estudados o wetlands (alagados construídos) e a biomassa seca das algas, ou o biogás do UASB. O esquema do sistema de tratamento utilizado no presente estudo é apresentado na Figura 4.2.

Figura 4.1 – Sistema de tratamento.

Fonte: Projeto FAPESP/NIOO, 2013.

A avaliação do sistema de tratamento de água negra constou da realização de medição das variáveis físico-químicas e microbiológicas de cada etapa do sistema (afluente, efluente do reator UASB, efluente do fotobiorreator, efluente da flotação ou ozônio-flotação e efluentes desinfetados) para verificar eficiência do mesmo na remoção de matéria orgânica, nitrogênio,

fósforo, microrganismos indicadores (coliformes totais, *E. coli*), cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. com foco principal na desinfecção.

Os ensaios de desinfecção foram feitos em batelada com o efluente do sistema de flotação por ar dissolvido, para todos os desinfetantes e combinação de desinfetantes utilizados na pesquisa. Entretanto, também foi de interesse avaliar o efeito da aplicação de ozônio anterior à flotação. Deste modo foi avaliada tanto a aplicação do ozônio após a flotação por ar dissolvido quanto o processo sequencial ozônio/flotação. Para avaliar o efeito dos outros desinfetantes individuais foi excluída a aplicação de ozônio junto à flotação.

Figura 4.2 – Sistema de tratamento a ser utilizado na presente pesquisa.

Fonte: Própria autora.

O estudo do sistema de tratamento pode ser dividido em quatro fases distintas de acordo com a alimentação do reator UASB, conforme Tabela 4.1. O detalhamento sobre a alimentação do reator UASB e tipo de água residuária tratada constam na seção 4.1.1.

Tabela 4.1 – Fases operacionais do sistema de tratamento utilizado.

Fase	Período	Observação
1	Set/2015 a Fev/2016	Partida e estabilização do reator UASB, foco do estudo realizado por Fernando Queiroz Valdez (VALDEZ, 2016). Neste período apenas o reator UASB esteve em operação e sendo monitorado.
2	Mar/2016 a Dez/2016	Após a estabilização, continuou-se o monitoramento do reator UASB. Nesta etapa começou a operação do fotobiorreator, da flotação por ar dissolvido e ensaios de desinfecção
3	Jan/2017 a Abr/2017	O reator UASB operou apenas com efluente sanitário, devido ao encerramento das operações da granja que fornecia dejetos suíno. Não foram realizados ensaios de desinfecção, apenas operação do reator UASB e fotobiorreator.
4	Mai/2017 a Out/2017	Readaptação do reator UASB e posterior monitoramento de sua estabilidade com nova água negra simulada. Nesse período também foi necessária a readaptação do fotobiorreator antes de reiniciar os ensaios de desinfecção, que foram concluídos nesta etapa.

4.1 REATOR UASB

O reator UASB foi instalado na Estação de Tratamento de Esgoto Monjolinho, do Serviço Autônomo de Água e Esgoto de São Carlos, SAAE-São Carlos, SP. Construído em resina estruturada com fibra de vidro (Figura 4.3), com diâmetro interno de 0,45 m, altura útil de 4,0 m e volume útil de 640 L. O vertedor de saída do efluente encontra-se a 0,20 m do topo do reator (Figura 4.4). Devido a vazão adotada (9 L.h^{-1}) não conseguir suspender a biomassa, em seu interior, o reator contava com pás de aço inoxidável para rotação mecanizada continua (11 rpm), evitando o adensamento de sólidos em sua parte inferior (Figura 4.5).

Figura 4.3 – Reator UASB.

Fonte: Própria autora.

Figura 4.4 – Esquema Reator UASB.

Figura 4.5 – Detalhes do agitador do reator UASB.

Fonte: Valdez (2016).

Para a proteção do reator UASB foi construída uma “casa” de estrutura metálica e paredes de painéis metálicos, recheados com isopor, para evitar mudanças bruscas de temperatura do líquido em função de mudanças na temperatura ambiente, onde o reator foi abrigado. Uma sala auxiliar também foi construída para a realização de análises rotineiras ao monitoramento do reator (Figura 4.6).

Figura 4.6 – Casa construída para abrigo do reator UASB e para realização das análises de monitoramento.

Fonte: Própria autora.

4.1.1 Operação

O reator UASB foi operado de modo contínuo com um TDH de aproximadamente três dias, ou seja, vazão de 9 L.h^{-1} . Sua alimentação era feita com água negra simulada, preparada semanalmente. Essa mistura era acondicionada em um tanque de equalização com capacidade de 1600 L (Figura 4.12), volume útil para 1 semana de operação. A proporção de dejetos suíno adicionada ao esgoto sanitário era em função da quantidade que era possível coletar e transportar (até 750 L) e de acordo com a DQO pretendida, a qual buscava-se manter em torno de 2000 mg/L. A pesquisa envolve diferentes processos/etapas, conforme seção 4, deste modo, durante sua execução, diferentes subprojetos estavam integrados e sendo executados por pós-graduandos, portanto, as análises de monitoramento do reator UASB foram feitas pelos mestrandos: Fernanda Queiroz Valdez, Karen Sayuri Sakurai, Juliana Dias da Silva, Thadeu Salin Sahão, Rafael dos Santos Ferrer, Maria Beatriz Coelho, **Hiago xx**, Letícia Slompo e a doutoranda Nathalie Dyane Miranda Slompo.

Figura 4.7 – Tanque de equalização da mistura (água negra simulada).

Fonte: Própria autora.

O efluente do reator UASB foi coletado semanalmente (100 L) para o repique dos dois fotobiorreatores tipo *flat painel* a partir da Fase 2, quando se iniciou a operação deste último. Para facilitar a coleta, foi instalada uma caixa, com capacidade de 150 L para armazenamento do efluente do UASB (Figura 4.13). A escolha pelo uso da caixa foi devido a vazão do reator, que é de apenas 9 L.h^{-1} , além do fato de outros alunos também necessitarem do efluente do reator UASB para desenvolvimento de seus estudos, como ensaios de flotação/sedimentação, fotobiorreatores etc.

Figura 4.8 – Caixa de armazenamento de efluente de saída do reator UASB.

Fonte: Própria autora.

4.1.2 Efluente de Estudo (água negra simulada)

A água negra simulada – efluente de estudo – era constituída da mistura de esgoto sanitário e dejetos suínos, em proporções adequadas para se obter DQO elevada, próximo a 2000 mg/L.

O esgoto sanitário foi proveniente da Estação de Tratamento de Esgoto (ETE) Monjolinho, após passar por unidades de tratamento preliminar (gradeamento e caixa de areia aerada) (Figura 4.7). Foi instalada bomba centrífuga na saída da caixa de areia para recalcar o esgoto para a caixa de preparação de água negra simulada. Devido a sujeira provinda do esgoto sanitário, como cabelo, era necessária uma limpeza regular desse sistema de recalque.

A simulação de água negra pela mistura de dejetos de suínos e esgoto sanitário foi feita com base nos resultados das análises preliminares de DQO total e sólidos totais, de amostras coletadas tanto na granja Big Boar, como na ETE Monjolinho (VALDEZ, 2016).

O efluente de dejetos de suínos proveio na Fase 1 e Fase 2 da Granja Big Board localizada na área rural de São Carlos, 22°04'09,84" S e 47°58'37,74" O à 752m de altitude (Figura 4.8 e 4.9). Entretanto, a referida granja encerrou suas atividades em dezembro/2016, assim na Fase 3, utilizou-se apenas esgoto sanitário e na Fase 4, o efluente de dejetos suínos proveio da granja situada no município de Brotas, com acesso pela rodovia Eng. Paulo Nilo Romano Km 110, 22°14'06.8"S 47°58'06.0"O, na Fazenda Santo Ignácio de Loiola (Figura 4.10).

Figura 4.9 – Ponto de desvio para coleta de efluente sanitário.

Fonte: Valdez (2016).

Figura 4.10 – Lagoa para coleta do efluente suíno na granja Big Board.

Fonte: Própria autora.

Ambas as granjas ficavam afastadas do local onde estava instalado o reator UASB e em área rural, sendo necessário veículo para realizar a coleta e caixa de transporte de elevado volume (capacidade de 800L). No entanto, devido a capacidade de carga do veículo, era possível coletar cerca de 750 de dejetos suíno. A caixa de transporte onde o efluente suíno era coletado para ser levado a ETE-Monjolinho é apresentado na Figura 4.11.

Figura 4.11 – Aparelhagem utilizada para coleta (cesta de coleta, bomba para coleta de efluente).

Fonte: Própria autora.

Figura 4.12 – Lagoa para coleta de efluente suíno na Fazenda Santo Ignácio de Loiola.

Fonte: Própria autora.

Figura 4.13 – Caixa de transporte do efluente suíno.

Fonte: Própria autora.

4.2 FOTOBIORREATOR

Para cultivo das microalgas utilizou-se fotobiorreator tipo *Flat Pannel*, como pode ser observado na Figura 4.14. Os FBRs estão instalados na sala de reatores do Latar – USP, localizada no piso superior, a qual possui controle de acesso, e revestimento para evitar a entrada de luz externa. Um sistema de exaustão também foi utilizado, para auxiliar na troca gasosa no interior da sala, funcionando por ciclos de 15 minutos. A alga utilizada foi *Chlorella sorokiniana* 211/8K, que foi adquirida na Culture Collection of Algae and Protozoa – CCAP (Oban, Escócia).

O fotobiorreator *flat panel* (Figura 4.15) foi construído por Sacchi (2015) em acrílico, com forma geométrica de paralelepípedo (dimensões: 120 cm de largura, 60 cm de altura, 10 cm de profundidade) e capacidade total para 64 L. A iluminação do sistema foi fornecida por 16 lâmpadas fluorescente tubulares de 40W e 120cm de comprimento, distribuídas igualmente nas duas laterais (8 de cada lado), e fixas em uma placa de aço inoxidável escovado para aumentar a intensidade luminosa, como observado na Figura 4.14. O FBR continha uma área iluminada de 0,72 m² de cada lado e um caminho óptico de 10 mm. O fotoperíodo utilizado foi de 12 horas, sendo a intensidade luminosa dentro do FBR de 196 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ (valor medido).

Figura 4.14 – Flat Pannel instalado na USP – São Carlos.

Fonte: Sueitt, 2016.

Figura 4.15 - Desenho esquemático com as dimensões do Fotobiorreator do tipo flat panel utilizado para os experimentos com a microalga *Chlorella sorokiniana*.

Fonte: Sueitt, 2016.

O FBR continha ainda injeção contínua de ar comprimido ($10 \text{ L}\cdot\text{min}^{-1}$), feita por meio de uma mangueira porosa colocada na parte inferior do reator, garantindo a aeração e agitação das culturas. A vazão de ar foi de $0,2 \text{ vvm}$ (volume por volume de ar por minuto), ou seja, 10 L/min , vazão suficiente apenas para suspender a biomassa, sendo a quantidade de CO_2 fornecida por esse meio, mínima. Deste modo, há que se salientar que não foi realizada a suplementação de CO_2 (ar enriquecido com CO_2) para a cultura como realizado na maioria dos estudos. Não era realizado também o controle da temperatura do líquido, apenas da temperatura ambiente, a qual foi mantida em $25 \pm 1^\circ\text{C}$, com uso de ar condicionado.

O fotobiorreator *flat panel* foi operado, com volume de 50 L , em regime de batelada. Com base em estudos, o ciclo de cultivo foi de sete dias, englobando a inoculação no dia zero e o descarte do efluente gerado no sétimo dia. Este período é suficiente para que grande parte dos nutrientes tenham sido absorvidos pelas microalgas. Uma parcela do próprio efluente (5 L) da batelada anterior era utilizada como inóculo para o início de um novo ciclo de cultivo, além de 45 L do efluente do reator UASB, coletados conforme descrito anteriormente.

A adaptação da alga ao efluente do reator UASB foi feita a partir de 5 L de inóculo fornecido pelo aluno Thadeu Salin Sahão, o qual era mantido em meio M8A (KLIPHUIS et al., 2010). Este então foi adicionado a mais 45 L do meio BOLD (ANDERSEN, 2005), totalizando 50 L . Após o período de 7 dias, o efluente desta batelada foi utilizado como inóculo (5 L) para a segunda batelada, na qual se utilizou, em vez do meio BOLD, 45 L de efluente do reator UASB. A partir da segunda batelada foram mantidos 2 fotobiorreatores em funcionamento (fotobiorreator A e B), por segurança, caso apresentassem algum problema, pois, em função dos ensaios de desinfecção, para a flotação era preciso em torno de 30 L do efluente dos fotobiorreatores.

4.3 FLOTAÇÃO POR AR DISSOLVIDO

A separação da biomassa algal do efluente líquido foi feita por flotação por ar dissolvido em sistema desenvolvido por Reali (1991). Essa unidade contava com câmara de saturação, na qual era injetado ar, e câmara de flotação. As variáveis empregadas tiveram como base o estudo de Vieira (2016), e apenas se ajustou a dose de coagulante, pois neste estudo foi utilizado um efluente diferente. Em um primeiro momento, os ensaios de flotação foram realizados pelo aluno de mestrado Thadeu Salin Sahão, em cooperação, porém com o término de sua respectiva pesquisa, a flotação passou a ser realizada pelo aluno de mestrado Hiago Francisco Schiano da Silva, também em cooperação.

O flotatest usado, estava instalado no piso inferior do Latar – USP e era composto por uma câmara de saturação, para injeção de ar e câmara de flotação (Figura 4.16). A câmara de saturação pressurizada era interligada às quatro colunas do Flotatest. Esta câmara possui duas entradas: uma de água e outra de ar comprimido. O ar é injetado à elevada pressão (3,5 a 7,0 atm) até atingir o ponto de saturação da pressão desejada. Como era necessária à coleta do efluente de flotação, foi feita adaptação no flotatest para permitir que se fosse retirado o efluente flotado. A adaptação constou da instalação de registros e mangueiras para facilitar a coleta do líquido na parte inferior de cada coluna.

Para os ensaios de desinfecção foram coletados apenas o efluente líquido, descartando o lodo (algas aglutinadas). Foram feitas várias repetições dos ensaios de flotação para que se obtivesse efluente suficiente para os ensaios de desinfecção, pois cada ensaio de flotatest fornece pouco mais de 1,5 L, sendo necessários cerca de 30 L de efluente flotado para os ensaios de desinfecção.

Assim como Santos (2015) e Vieira (2016), devido ao efeito de diluição do efluente em tratamento, ocasionado pela recirculação da água da câmara de saturação, os valores lidos ou medidos das variáveis foram corrigidos em função à adição de água da câmara de saturação que foi utilizada como água de recirculação, e que através do efeito da diluição provocou redução dos parâmetros citados. O valor da correção depende da porcentagem de recirculação, assim o valor final do parâmetro foi aumentado de acordo com a porcentagem da razão de recirculação utilizada.

Figura 4.16 - Flotateste utilizado nos ensaios de flotação por ar dissolvido.

Fonte: adaptado de Vieira, 2016.

4.3.1 Otimização e Operação

Os testes para otimização do processo de Flotação por ar dissolvido, com *C. Sorokiniana*, foram inicialmente feitos pelo aluno de mestrado Rodrigo Vieira (VIEIRA, 2016). Nos ensaios de otimização de pH, dosagem de polímero e de otimização da mistura rápida, floculação e flotação por ar dissolvido, feitos por Vieira (2016), utilizou-se a mesma alga, porém adaptada ao meio M8A.

Como neste estudo, o meio de cultivo foi o efluente do reator UASB, foram feitos alguns ensaios complementares, tendo como base esse estudo inicial de Vieira (2016). Estes ensaios complementares foram feitos pelo aluno de mestrado Thadeu Salin Sahão, o qual também auxiliou nos ensaios de flotação que forneceram efluente para posterior ensaios de desinfecção, porém com o término de sua respectiva pesquisa, a flotação passou a ser realizada pelo aluno de mestrado Hiago Francisco Schiano da Silva, também em cooperação. A cooperação neste caso consistia do fornecimento de efluente do FBR para estes alunos para que realizassem testes/ensaios relativos às suas pesquisas e em troca realizavam o ensaio de FAD necessário a esta pesquisa. Esta opção foi considerada devido a elevada demanda de tempo que demais etapas causavam.

O polímero catiônico de poliacrilamida foi utilizado para os testes de modo a encontrar a dose de polímero que fornecesse a maior remoção de algas. O pH inicial foi ajustado para 8,5 para favorecer a coagulação em função das características do polímero utilizado.

4.4 ENSAIOS DE DESINFECÇÃO

De acordo com as características esperadas para o efluente a ser desinfetado e com base em diversos estudos, é apresentado nas Tabelas 4.4 e Tabela 4.5 as doses e tempos de contato bem como os desinfetantes utilizados.

Tabela 4.2 - Doses dos desinfetantes e tempos de contato aplicados isoladamente.

Desinfetante	Dose	Tempo de Contato (min)	Nº de repetições de ensaios
Ozônio (mg.L ⁻¹)	10,0	5 10	3
	15,0		
	20,0		
Cloro (mg.L ⁻¹)	2,0	10 20	3
	5,0		
	10,0		
	15,0		
Radiação Ultravioleta (Wh.m ⁻³)	10,0	Calculado em função da Abs em 254 nm	3
	15,0		
	20,0		

Tabela 4.3 - Dosagens de desinfetantes aplicados nas desinfecções sequenciais.

Ozônio/Cloro	Dose de ozônio (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Dose de Cloro (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Nº de repetições de ensaios
	5,0	5	5,0 e 10,0	10	3
	10,0	5	5,0 e 10,0	10	
Radiação Ultravioleta/Ozônio	Dose de ozônio (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Dose de Radiação Ultravioleta (Wh.m ⁻³)	Tempo de Contato (min)	Nº de repetições de ensaios
	5,0	5	10,0 e 15,0	Calculado em função da Abs. em 254 nm	3
	10,0	5	10,0 e 15,0		
Radiação Ultravioleta/Cloro	Dose de Cloro (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Dose de Radiação Ultravioleta (Wh.m ⁻³)	Tempo de Contato (min)	Nº de repetições de ensaios
	2,0	10	10,0 e 15,0	Calculado em função da Abs. em 254 nm	3
	10,0	10	10,0 e 15,0		
Ozônio/Peróxido de Hidrogênio	Dose de ozônio (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Dose de Peróxido de hidrogênio (mg.L ⁻¹)	Tempo de Contato (min)	Nº de repetições de ensaios
	5,0	5	1,0 e 3,0	Mesmo que ozônio, adição conjunta	3
	10,0	5	2,0 e 6,0		

4.4.1 Ozonização

A unidade experimental piloto para ozonização foi composta de: concentrador de oxigênio por concentração do oxigênio do ar atmosférico, gerador de ozônio, coluna de ozonização e frasco lavador de gás para a captura do ozônio que não reagiu no processo de ozonização e peroxidação.

O aparelho gerador de ozônio utilizado nos ensaios é o modelo PXZ3507 da marca *Eaglesat*. O aparelho é alimentado por oxigênio separado do ar atmosférico através de um gerador de oxigênio, que utiliza peneiras de adsorção para a separação dos gases. Para operação, o aparelho ozonizador é composto de válvulas de controle de pressão, tensão elétrica e de vazão de ozônio/oxigênio. A pressão foi mantida durante os experimentos em 0,5 bar. O aparelho ozonizador produz ozônio através do efeito corona. A vazão de ozônio/oxigênio foi regulada através de rotâmetro marca Dwyer modelo RMA.

Os ensaios envolvendo ozônio foram feitos utilizando-se uma coluna de ozonização (Figura 4.17 a), construída em acrílico, possuindo 2 m de altura, 55 mm de diâmetro externo, 3 mm de espessura e 49 mm de diâmetro interno, resultando em uma capacidade útil de 3,8 L. A utilização desta coluna deu-se por já estar disponível para uso no Latar.

O gás ozônio foi gerado no aparelho ozonizador (Figura 4.17 b), o qual era transferido para a coluna por meio de uma mangueira cristal de 1/8 polegada de diâmetro. A coluna era vedada na extremidade superior com tampa acrílica, presa com parafusos e borboletas. A alimentação da coluna foi feita manualmente, utilizando um funil inserido no registro esfera aberto (Figura 4.17 c). Ao chegar na coluna, o ozônio gasoso era transferido para o meio líquido por meio de pedra porosa cilíndrica presa à parte inferior da coluna (Figura 4.17 d)..

O ozônio que não reagiu na coluna (*Offgas*) passava pelo frasco lavador, onde era destruído pela reação com solução de iodeto de potássio 2% (mv^{-1}). O sistema de destruição do ozônio consiste de dois frascos lavadores em série, ambos com capacidade de 500 mL. Se o iodeto de potássio do primeiro frasco for totalmente oxidado a iodo, a solução de iodeto de potássio no segundo frasco impedirá a saída de ozônio na forma gasosa para o ar atmosférico. Os frascos lavadores de gás eram de vidro e com tampa de plástico vazada e vedada por septo de silicone.

Figura 4.17 - Tratamento por meio de ozonização: a) coluna de ozonização; b) gerador de ozônio (Marca *Eaglesat*, modelo PXZ3507); c) tampa superior da coluna de ozonização, com registro esfera e saída do *offgas*; d) tampa inferior da coluna de ozonização, mangueira de silicone utilizada para retirar amostras e mangueira cristal com válvula de retenção para entrada de ozônio na coluna; e) gerador de oxigênio; f) rotâmetro para regular vazão.

Fonte: Vieira, 2016.

No septo do frasco lavador foram feitos dois orifícios de 13 mm de diâmetro. No primeiro frasco lavador e em um dos orifícios foi inserida mangueira de silicone de 6,4 mm proveniente da coluna de ozonização (fase gasosa), na extremidade da qual foi inserida pedra porosa para difusão do gás na solução de iodeto de potássio. O outro orifício foi interligado ao

segundo frasco lavador, também preenchido de solução de iodeto de potássio e que também possuía dois orifícios, um para receber o gás proveniente do primeiro frasco lavador e o outro aberto para contato com ar atmosférico.

No APENDICE B está descrito em detalhes o procedimento para se calibrar a produção de ozônio do ozonizador. Foram realizados vários ensaios com vistas a avaliar a quantidade gerada de ozônio pelo equipamento, utilizando-se o método iodométrico Cl 4500 B – O₃ descrito em *Standard Methods for Examination of Water and Wastewater* (AWWA, 2012). A calibração do ozonizador permitiu estabelecer a vazão de gás (ar enriquecido com oxigênio do concentrador de oxigênio), bem como a porcentagem de produção de ozônio (ozonizador) necessária para obter as doses requeridas em cada ensaio. A metodologia utilizada possibilitou a determinação dos melhores intervalos de vazões para o equipamento gerador de ozônio.

Durante os ensaios de desinfecção, a concentração de ozônio residual gasoso (*off-gas*) foi determinada também de acordo com o método iodométrico Cl 4500 B – O₃ (AWWA, 2012) descrito anteriormente. As análises foram feitas imediatamente após os ensaios. Para a determinação da concentração de ozônio residual na fase líquida dissolvido foi utilizado o método colorimétrico índigo (kit Ozono HR AV), para espectrofotometria. Foi utilizado o programa 456 do espectrofotômetro DR 2800 (Hach), para faixa de 0 a 1,5 mg.O₃.L⁻¹.

4.4.1.1 Ozônio/FAD

Foi aplicado ozônio imediatamente antes da flotação por ar dissolvido para verificar se o ozônio favorece a coagulação, aumentando a eficiência da separação das algas, além da remoção/inativação de patógenos.

4.4.2 Cloração

A solução de hipoclorito de sódio utilizada foi de grau comercial. Essa solução, chamada de estoque, foi mantida refrigerada ao abrigo de luz, pois, devido ao seu alto poder de oxidação, soluções de hipoclorito de sódio são instáveis. Calor, luz, tempo de armazenamento e impurezas, como o ferro, aceleram a decomposição do produto (SPELLMAN, 1999).

Essa instabilidade também exige que se tenha o rigor de sempre aguardar que a solução estoque se equalize com a temperatura ambiente e quantificar sua concentração imediatamente antes de seu uso. Desde modo foram realizados testes para se determinar as concentrações de hipoclorito de sódio na solução estoque adicionadas ao esgoto. As análises foram feitas

utilizando o método DPD colorimétrico, com a finalidade de produzir doses de cloro conhecidas.

O ensaio de desinfecção com cloro, segundo Lourenção (2009), consiste em aplicar uma alíquota de solução estoque de cloro, que corresponda à concentração desejada, no efluente do reator UASB; misturar o desinfetante e agitar durante todo o tempo de contato desejado. O cloro aplicado e as concentrações de cloro total e livre na fase líquida foram quantificados pelo método DPD Colorimétrico, em comprimento de onda de 530 nm.

Os ensaios foram feitos em béqueres de 2,0 litros de capacidade. O volume de amostra utilizada foi 2,0 L, transferido para o jarro do “jartest”, mantendo-se rotação de 200 rpm. As doses e tempos de contato aplicados estão descritos na seção 4.4. Previamente aos ensaios, foram feitas as seguintes operações:

- As palhetas do aparelho “jartest” foram desinfetadas com solução de hipoclorito de sódio e álcool.
- Os béqueres de dois litros foram desinfetados e enxaguados com solução Tween 80 (0,1%).

Em seguida, foi quantificada a concentração da solução de NaOCl a ser usada nos ensaios, devido ao decaimento dessa com o tempo. Deve ser definido antes de cada ensaio, o volume de solução estoque de hipoclorito de sódio a ser adicionado no efluente do reator UASB de forma a se obter a dosagem desejada. O procedimento constitui em transferir uma alíquota de solução estoque de hipoclorito de sódio para um béquer contendo água deionizada em volume igual ao do esgoto a ser desinfetado. A solução é então homogeneizada e a concentração do cloro nessa solução determinada pelo método DPD colorimétrico (LOURENÇÃO, 2009).

O cálculo para se determinar a concentração de solução estoque a ser adicionada foi realizado de acordo com Medeiros (2010), ou seja, um volume da solução concentrada de hipoclorito de sódio (NaOCl) de 1000 mg.L^{-1} , por exemplo, deve ser adicionado para se atingir a concentração desejada para os testes, conforme a equação 4.1.

$$C_{\text{soluçãoNaOCl}} \times V_{\text{soluçãoNaOCl}} = C_{\text{desejada}} \times V_{\text{efluente}} \quad (4.1)$$

$C_{\text{SoluçãoNaOCl}}$: 1000 mg.L^{-1}

$V_{\text{SoluçãoNaOCl}}$: volume a ser adicionado da solução concentrada de NaOCl.

C_{desejada} : concentração de cloro desejada para teste.

V_{efluente} : volume de efluente a ser desinfetado (1,5 L)

Concluído o tempo de contato, coleta-se alíquota para as análises de cloro livre e do cloro total. Outra alíquota foi destinada às análises físico-químicas e aos exames para

quantificação de *E. coli*, coliformes totais e protozoários, à qual foi adicionado metabissulfito de sódio para remover o cloro residual livre e combinado. O metabissulfito reage com o cloro segundo a reação 4.2:

4.4.3 Radiação ultravioleta

A desinfecção com radiação ultravioleta foi feita em reator de bancada (batelada), constituído de base em aço inoxidável e com as dimensões: 40,2 cm de largura, 44,8 cm de comprimento e 10 cm de profundidade. Sobre essa base está fixado um refletor em alumínio com 44,4 cm de comprimento, 39,6 cm de largura e 10 cm de altura, contendo 6 lâmpadas de 15 W, de baixa pressão de vapor de mercúrio e uniformemente espaçadas, conforme apresentado na Figura 4.18. Trata-se de reator de lâmpadas emersas, as quais não têm contato direto com o líquido.

Figura 4.18 – Detalhamento do reator para desinfecção por radiação UV.

Fonte: Coletti, 2003.

Anteriormente aos ensaios com UV, foram feitos testes para a avaliação da intensidade média de radiação no interior do reator por radiometria, pois o valor de intensidade da radiação UV emitida pelas lâmpadas diminui com o passar do tempo. Essa quantificação foi feita definindo-se o número de pontos equidistantes das paredes do reator. Para isso, nove pontos foram estipulados para medição de radiação em comprimento de onda de 254 nm (Figura 4.19).

Figura 4.19 – Localização dos pontos para medição de radiação no reator UV.

Fonte: Lourenção, 2009.

Com o valor de intensidade de radiação em cada um dos pontos, se determinou a intensidade média ponderada de radiação emitida pelas lâmpadas (I_o), a partir da equação (4.3):

$$I_o = \frac{\sum_{i=1}^n I_i \cdot A_i}{\sum_{i=1}^n A_i} \quad (4.3)$$

I_o : Intensidade de radiação na superfície do reator ($\text{mW} \cdot \text{cm}^{-2}$)

I_i : Intensidade de radiação no ponto i ($\text{mW} \cdot \text{cm}^{-2}$)

A_i : Área de influência do ponto de medição i ($a \times a$)

n : pontos de medição (1, 2, 3, ...).

Uma vez obtidos os valores de I_o e de absorbância a 254 nm (antes de cada ensaio com ultravioleta), pôde-se calcular a intensidade média de radiação (I_m), pela equação 4.4:

$$I_m = \frac{I_o}{aL} [1 - \exp(-a \cdot L)] \quad (4.4)$$

A : absorbância a 254 nm, em cubeta de 1,0 cm;

L : espessura da lâmina líquida ou trajetória percorrida pela radiação ultravioleta (cm).

a: coeficiente de extinção (cm^{-1})

a= 2,203.A

Com o valor de Im, pode-se determinar a dose recebida por volume pela equação 4.5.

$$Dr = \frac{Im \times t}{L} \times 0,2778 \quad (4.5)$$

Im: intensidade média de radiação no reator

Dr: dose recebida por volume (Wh.m^{-3})

0,2778: fator de conversão de mW para W, s para h e cm para m.

t: tempo de contato – calculado

A dose recebida, ou seja, a energia total absorvida, estando efetivamente disponível para a inativação dos microrganismos, é influenciada pelas características das águas residuárias desinfetadas, principalmente absorvância e SST e pela espessura da lâmina líquida (COLETTI, 2003). O tempo de contato foi calculado a partir da dose recebida e estipulado para cada ensaio, utilizando a equação 4.5.

4.4.4 Ensaios de desinfecção sequencial

Nos ensaios sequencias radiação UV/Cloro, primeiramente foi feita a desinfecção com radiação UV e em seguida encaminhado o efluente para desinfecção com cloro. Quando da aplicação do ozônio (Ozônio/Radiação UV, Ozônio/Cloro), primeiramente foi feita a ozonização e posterior encaminhamento para a desinfecção com o outro agente desinfetante. Para os ensaios de Radiação UV/Cloro e Ozônio/Cloro foram analisados o cloro livre e total. Como o residual de ozônio na massa líquida é desprezível, este não foi avaliado após aplicação da radiação UV.

Em relação aos ensaios de peroxização, a dose de peróxido de hidrogênio para a peroxização foi determinada de modo a se ter razão peróxido de hidrogênio:ozônio de 0,2 e 0,6. As soluções de peróxido de hidrogênio foram aplicadas na parte inferior da coluna por meio de uma seringa. A aplicação do peróxido de hidrogênio foi feita da seguinte forma: o volume total da solução de peróxido de hidrogênio foi aplicado no início da ozonização. Imediatamente após cada etapa de contato, uma alíquota da amostra foi retirada para a medição do peróxido de hidrogênio dissolvido residual e o restante da amostra encaminhada para determinação das variáveis físicas, químicas e microbiológicas.

4.5 ANÁLISES

Na Tabela 4.4 estão apresentadas as análises feitas, bem como os equipamentos e métodos utilizados. As análises das variáveis físicas e químicas seguiram o *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (AWWA, 2012), quando não explicito o contrário.

Tabela 4.4 - Métodos e equipamentos utilizados.

Variáveis	Método e equipamentos
Absorbância em comprimento de onda 254nm	Espectrofotômetro DR 5500
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	Titulação potenciométrica até pH 5,75. Método 2320B.
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	Titulação potenciométrica até pH 4,3. Método 2320B.
Ácidos orgânicos voláteis (mg.L ⁻¹)	Método Kapp, titulação com ácido sulfúrico do pH 5,0 ao 4,0
Amostra filtrada para DQO	Filtração em membrana com porosidade de 1,2µm
Cloro residual livre e total (mg.L ⁻¹)	Método DPD colorimétrico (4500 G)
Coliformes Fecais (UFC/100 mL)	Membrana filtrante (meio Chromocult® Coliform Agar)
Coliformes Totais (UFC/100 mL)	Membrana filtrante (meio Chromocult® Coliform Agar)
Concentração O ₃ residual dissolvido (mg.L ⁻¹)	Método colorimétrico índigo – 4500 O ₃ -B
Concentração O ₃ residual gasoso (mg.L ⁻¹)	Método Iodométrico – 4500 Cl – B
Concentração residual de H ₂ O ₂ (mg.L ⁻¹)	Método Iodométrico modificado (JEFFERY et al., 1989)
Condutividade (µS.cm ⁻¹)	Condutivímetro - Digimed
DQO (mg.L ⁻¹)	Colorimétrico – DR 5000 Hach (Refluxo fechado) -5220 D
DBO (mg.L ⁻¹)	Procedimento simplificado do equipamento BOD Trak™ II
Formaldeído (µg L ⁻¹)	Método 8110 (MBTH Method) – kit da HACH- DR 5000
Nitrato (NO ₃ ⁻) (mgN. L ⁻¹)	Método 10020 (Chromotropic Acid Method) – kit da HACH
Nitrito (NO ₂ ⁻) (mgN. L ⁻¹)	Método 8507 (Diazotization Method) – kit da HACH
Nitrogênio amoniacal (NH ₃) (mg. N. L ⁻¹)	Análise por Injeção de fluxo (FIA) Espectrofotômetro Femton600S, comprimento de onda 659 nm (4500 NH ₃)
Fósforo total (mg.L ⁻¹)	Digestão pelo Método do Perssulfato (4500-P B) e determinação pelo Método Colorimétrico de Ácido Ascórbico (4500-P E)
Fósforo inorgânico (mg.L ⁻¹)	Método Colorimétrico de Ácido Ascórbico (4500-P E)
Nitrogênio Total (mg.L ⁻¹)	Método Ácido cromotropico - HACH
pH	SM 4500H+B, pHmetro DM 20- DIGIMED
Série de Sólidos em Suspensão Totais (mg.L ⁻¹)	Gravimétrico- Filtração em membrana (1,2µm) _2540 D
Série de sólidos totais (mg.L ⁻¹)	Gravimétrico – 2540B
Peso seco (mg.L ⁻¹)	
Temperatura (°C)	Leitura direta com termômetro de mercúrio
Tempo de contato (min)	Cronômetro

As análises de DQO foram divididas em DQO total, filtrada e solúvel de acordo com metodologia aplicada. Logo, no presente estudo, considerou-se as seguintes informações ao se discutir a DQO:

- DQO total: referente às amostras brutas, sem passar por qualquer tipo de filtração, sendo o valor total da matéria orgânica presente.
- DQO filtrada: referente às amostras brutas filtradas em membrana com porosidade de 1,2 µm.
- DQO suspensa: a fração suspensa é calculada a partir da diferença entre a DQO total e a DQO filtrada.
- DQO solúvel: a fração solúvel resulta da filtração das amostras, previamente filtradas em membrana com abertura de 1,2 µm, em membrana com porosidade de 0,45 µm.
- DQO coloidal: a fração coloidal refere-se a diferença entre a DQO filtrada e a DQO solúvel.

A concentração de clorofila-a foi realizada por método espectrofotométrico e todos os procedimentos foram realizados no escuro, para evitar a degradação do pigmento. O protocolo seguido foi o de Nush (1980) modificado por Nederlandse Norm Ne 6520 (1981). Um volume de 8 mL da suspensão algal foi filtrado em membrana de vidro com poro de 1.2 µm, previamente lavada com 20 mL de água deionizada. Para a extração do pigmento, a membrana enrolada foi colocada em um tubo de vidro com tampa de rosca contendo 10 mL de etanol 80%. Os tubos contendo as membranas foram submetidos ao banho-maria (75 °C, por 5 minutos). Transcorrido o tempo, realizou-se o choque térmico das amostras em banho de gelo por 5 minutos. Os extratos foram armazenados a 4°C, por 12 horas. Após esse período, quando os extratos atingiram a temperatura ambiente, a densidade óptica (665 e 750 nm) foi determinada, primeiramente de forma não-acidificada e, em seguida, de forma acidificada (HCl 0,1 M). O cálculo da concentração de clorofila é realizado com o uso da equação 4.1:

$$C_{\text{Clorofila } a} (\mu\text{g L}^{-1}) = 29,6[(D_{\text{On}665} - D_{\text{On}750}) - (D_{\text{Oa}665} - D_{\text{Oa}750})] \frac{V_{\text{etanol}}}{V_{\text{amostra filtrada}}} \quad (\text{Eq 4.1})$$

Sendo:

Cclorofila-a: Concentração de clorofila-a (µg L⁻¹);

DOn665: Absorbância da amostra não acidificada, em comprimento de onda de 665 nm;

DOn750: Absorbância da amostra não acidificada, em comprimento de onda de 750 nm;

DOa665: Absorbância da amostra acidificada, em comprimento de onda de 665 nm;

DOa750: Absorbância da amostra acidificada, em comprimento de onda de 750 nm;

Vetanol: Volume de etanol usado na extração (mL);

Vamostra filtrada: Volume de amostra filtrada (mL);

Absorbâncias, ou densidades ópticas, medidas em cubeta com trajeto óptico de 1,0 cm.

4.5.1 Exames microbiológicos

Para a quantificação de *E. coli* e coliformes totais foram utilizados os métodos sugeridos por Medeiros (2013) e Loureção (2009):

- A técnica de “*pour plate*” foi utilizada quando o aporte de sólidos na membrana filtrante dificultou a identificação das colônias. Nesta técnica, a partir de diluições decimais, coloca-se 1 mL de amostra em placa de Petri esteril. Logo a seguir, 9 mL do meio Chromocult® Coliform Agar (Merk Cat.No.1.10426) são acrescentados, ainda líquido, na temperatura de 45 a 50 °C. As placas são, então, incubadas a 36 ± 1 °C por 24 ± 1 hora. As colônias com coloração azul-escuro/violeta são identificadas como *E. coli*, e as com coloração salmão/vermelha, somadas às colônias de *E. coli*, são identificadas e quantificadas como coliformes totais. O resultado é lido como Unidade Formadora de Colônia (UFC) por mL.
- Em amostra com baixa quantidade de sólidos foi utilizado o método da membrana filtrante para quantificação de coliformes totais e *E. coli*. Neste caso, após a filtração de 100 mL de amostra, transfere-se a membrana para placa de Petri contendo meio de cultura Chromocult® Coliform Agar (Merk Cat.No.1.10426) já solidificado. A incubação e leitura são similares ao método anterior; no entanto, o resultado foi lido como unidade formadora de colônia (UFC) por 100 mL.

4.5.2 Exames parasitológicos

O Método 1623.1 (USEPA, 2012) é a versão mais atualizada do método de detecção de protozoários patogênicos proposto pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos para água, enquanto que para águas residuárias, a mesma publicou em 2014 o Método 1693 (USEPA, 2014). Ele é reconhecido e adotado em diversos países, além de apresentar diversas vantagens e melhor desempenho em recuperação dos protozoários *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. (FRANCO; BRANCO; LEAL, 2012; HSU et al., 2001). Há a possibilidade de modificações em suas etapas, desde que as porcentagens de recuperação estejam dentro dos critérios de aceitação estabelecidos por método utilizado.

A análise e quantificação de cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. foi feita de duas maneiras diferentes, conforme sugere Medeiros (2013) e com base no Método 1693 (USEPA, 2014): caso a amostra apresente média ou elevada turbidez (acima de 25 UNT), o método da dupla centrifugação foi utilizado para concentração da amostra; porém, com baixa

turbidez, foi empregado o método da filtração em membrana. Em seguida foi realizada a separação imunomagnética, além da reação de imunofluorescência direta (RID), com verificação de viabilidade pelo corante vital iodeto de propídeo de acordo com Medeiros (2013). As amostras foram examinadas em microscópio de imunofluorescência (Olympus BX51) sob aumento de 400X a 800X. O detalhamento do procedimento encontra-se no APÊNDICE E.

4.6 ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS

Para avaliar se existem diferenças significativas nos valores médios das variáveis analisadas, tais como pH, inativação de *E. coli*, concentrações de formaldeído entre outros, o método estatístico de comparação das médias de duas amostras foi utilizado (MILLER; MILLER, 1993).

Esta análise estatística utiliza os valores de média, desvio padrão e número de amostras, na determinação do valor de “t de Student” segundo a equação 4.6:

$$t_{\text{calculado}} = |x_1 - x_2| / (S_1^2/n_1 + S_2^2/n_2)^{0,5} \quad (4.6)$$

X_1 : média da amostra 1 em módulo;

X_2 : média da amostra 2 em módulo;

S_1 : desvio padrão da amostra 1;

S_2 : desvio padrão da amostra 2;

n_1 : número de amostras da amostra 1 que geraram a média;

n_2 : número de amostras da amostra 2 que geraram a média.

O grau de liberdade é calculado por meio da equação 4.7:

$$g = \{ (S_1^2/n_1 + S_2^2/n_2) / ((S_1^2/n_1)^2/(n_1+1) + (S_2^2/n_2)^2/(n_2+1)) \} - 2 \quad (4.7)$$

g : grau de liberdade;

S_1 : desvio padrão da amostra 1;

S_2 : desvio padrão da amostra 2;

n_1 : número de amostras da amostra 1, que geraram a média;

n_2 : número de amostras da amostra 2, que geraram a média.

De acordo com o grau de liberdade calculado, é possível por meio de uma tabela encontrar o valor de t_{tabelado} , para um valor de significância de $P = 0,05$.

Quando o resultado de $|t_{\text{calculado}}|$ for menor que o de $|t_{\text{tabelado}}|$ a variável em estudo não apresenta diferença significativa ao nível $\alpha = 0,05$ entre as diferentes fases em estudo.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

A seguir são apresentados os resultados obtidos e discussões referentes a estes, os quais foram divididos em várias seções para melhor entendimento.

5.1 ÁGUA NEGRA E REATOR UASB

Para obtenção de um efluente adequado a processos de desinfecção para obtenção de águas de reúso não potável, o primeiro passo é a remoção de matéria orgânica. Conforme informado anteriormente, a operação do sistema e consequentemente do reator UASB foi dividida em quatro fases distintas. Durante a Fase 1, o reator UASB foi foco de estudo de mestrado da Fernanda Queiroz Valdez (VALDEZ, 2016) e em seu estudo apresenta os resultados da partida e adaptação deste, além de suas características de operação. Os valores médios de caracterização do afluente e efluente inicial do reator UASB são apresentados na Tabela 5.1.

Tabela 5.1 – Caracterização do reator UASB durante a Fase 1.

Parâmetro	Água Negra Simulada (ANS)	Efluente UASB	Eficiência Remoção (%)
pH	7,40	7,48	-
Temperatura (°C)	24,64	24,93	-
DQO (mg.L ⁻¹)	1.712	450	73,7
AOV (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	189,17	72,60	61,2
<i>E. coli</i> (UFC.100 mL ⁻¹)	8,43x10 ⁶	0,99x10 ³	99,988
Coliformes totais (UFC.100 mL ⁻¹)	2,57x10 ⁷	2,3x10 ⁶	91,051

Nota: Valores médios referentes ao período de setembro de 2015 a janeiro de 2016 (VALDEZ, 2016).

Na fase de partida e adaptação, foi possível obter uma água negra simulada próximas as características que seriam encontradas no Brasil, no entanto, não foi possível obter uma DQO de 5.000 mg.L⁻¹ no afluente, como normalmente ocorre em águas negras na Europa, em função da grande variabilidade da concentração do dejetos suíno (1511 a 19868 mg.L⁻¹) (Valdez, 2016). No entanto, a matéria orgânica presente no efluente é de boa degradabilidade visto a remoção de DQO promovida pelo reator UASB, de aproximadamente 73,7%.

Devido a sua estabilidade, até o mês de dezembro/2016 a simulação de água negra estava sendo feita pela mistura de dejetos de suínos e esgoto sanitário na proporção de 750 L de dejetos de suínos e 850 L de esgoto sanitário (Fase 2), formando um total de 1600 L de água negra simulada, sendo feita semanalmente, com o intuito de manter o reator UASB em contínua operação. Portanto, nas Fase 1 e 2 utilizou-se o dejetos suíno da granja Big Board, entretanto, a

referida granja encerrou suas atividades em dezembro/2016, de modo que o efluente contido na lagoa de acondicionamento deles, após essa data não mais se enquadrava a necessidades deste estudo, no que diz respeito à DQO, acarretando, na verdade, uma diluição do esgoto sanitário utilizado na mistura. Com este problema, foi suspenso a adição deste efluente, permanecendo o reator UASB em operação apenas com esgoto sanitário até que se encontrou outra granja, a qual permitisse a utilização de seu efluente para a pesquisa, período determinado como Fase 3 e Fase 4, respectivamente. Na Fase 3, quando o reator operou apenas com esgoto sanitário, foi mantida a vazão de operação da fase anterior.

No final de março/2017 a granja situada na Fazenda Santo Ignácio de Loiola, permitiu a coleta de efluente suíno para uso na pesquisa, dando início a Fase 4. Deste modo, na primeira quinzena de abril/2017 foram feitas análises para caracterização deste efluente e as instalações necessárias para a realização da coleta, a qual incluiu toda a esterilização do equipamento de coleta, como bomba, cesto de filtragem etc. - devido à necessidade de controle sanitário para criação dos suínos - bem como a instalação dos mesmos. A coleta do efluente suíno começou a ser feita na segunda quinzena de abril/2017, de modo a fazer, o reator UASB, a passar assim por um período de readaptação à carga orgânica da água negra simulada.

Na Fase 4, foi determinado em função das características do reator UASB e do novo dejetos suíno que seria, inicialmente, utilizado volume de 200 L de efluente suíno para mistura. Deste modo, foram coletados cerca de 400 L a cada duas semanas, dos quais 200 L são utilizados para a mistura e os outros 200 L seriam utilizados na semana seguinte, quando não era feita a coleta e apenas a mistura do suíno com o esgoto sanitário. Esta decisão foi tomada, pois permitiu não só uma economia de tempo (realização da coleta em outro município), como financeira (gasto com combustível, etc.), além de que nesse período a degradação do efluente pouco influenciou a DQO final da mistura. Após readaptação, de modo gradativo, o volume de dejetos suíno na mistura passou de 200 L para 350 L, satisfazendo a DQO pretendida, próxima de 2000 mg/L.

5.1.1 Análises físico-químicas

Durante o estudo, foi monitorado diversos parâmetros físico-químicos do reator UASB objetivando avaliar sua eficiência de remoção de matéria orgânica. Os valores médios mensais, para cada fase, são apresentados nas Tabelas 5.2 a 5.5. Devido a estabilidade no período, foram também calculados os valores médios durante a Fase 2 e 4 de operação.

Tabela 5.2 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 1 e porcentagens de remoção, entre setembro/2015 e fevereiro/2016.

Variável	Ponto Coleta	Setembro 2015	Outubro 2015	Novembro 2015	Dezembro 2015	Janeiro 2016	Fevereiro 2016
Alcalinidade parcial (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	153,41±85,72	428,01±274,57	717,19±201,53	833,35±102,61	913,38±350,25	806,74±233,39
	Efluente	150,48±0,00	459,23±135,29	989,55±80,45	974,31±146,58	646,49±442,33	1146,56±73,61
	Remoção (%)	1,91	-7,29	-37,98	-16,92	29,22	-42,12
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	234,08±127,69	565,65±326,53	1085,41±292,78	1224,11±148,05	1354,38±516,44	1099,98±283,71
	Efluente	194,79±0,00	556,84±177,97	1253,32±118,40	1288,37±212,54	869,81±586,05	1557,86±54,83
	Remoção (%)	16,78	1,56	-15,47	-5,25	35,78	-41,63
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	129,50±12,52	135,52±37,34	398,22±148,35	354,77±144,90	406,83±193,61	1388,38±357,31
	Efluente	7,85±0,00	31,55±18,07	87,96±14,78	127,55±10,01	96,28±50,06	1902,70±268,25
	Remoção (%)	93,94	76,72	77,91	64,05	76,34	-37,04
DBO₅ (mg.L⁻¹)	Afluente	NR	625±24	1011±333	769±437	810±256	809±235
	Efluente	NR	164±91	170±37	127±6	137±66	94±46
	Remoção (%)	NR	73,71	83,23	83,55	83,08	88,44
DQO total (mg.L⁻¹)	Afluente	650±173	1070±87	1923±1005	1484±789	1577±536	1677±677
	Efluente	117±0,00	345±171	462±90	407±81	338±112	342±102
	Remoção (%)	82,00	67,71	75,96	72,56	78,58	79,62
Sólidos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	798,67±335,64	1148,25±176,68	1914,38±556,90	1809,00±905,80	1721,71±493,60	1741,71±479,45
	Efluente	373,33±0,00	717,00±102,36	1013,88±118,61	992,00±59,40	816,00±254,56	967,00±235,91
	Remoção (%)	53,26	37,56	47,04	45,16	52,61	44,48
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	207,67±22,15	365,46±148,14	809,03±360,41	826,59±757,90	843,61±464,64	793,94±251,17
	Efluente	17,33±0,00	143,31±115,35	158,02±48,36	113,71±49,44	83,89±52,64	98,84±13,91
	Remoção (%)	91,65	60,79	80,47	86,24	90,06	87,55

Nota: NR – Não Realizado

Tabela 5.3 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 2, entre março/2016 e dezembro/2016 (continua).

Variável	Ponto Coleta	Março 2016	Abril 2016	Maió 2016	Junho 2016	Julho 2016
Temperatura (°C)	Afluente	25,77±0,25	27,00±0,71	22,50±1,91	20,63±1,25	20,38±3,59
	Efluente	25,80±0,26	26,25±1,77	19,88±2,84	18,05±3,72	18,75±3,23
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC
pH	Afluente	7,32±0,11	7,28±0,10	7,25±0,19	7,17±0,12	7,16±0,20
	Efluente	7,84±0,24	7,77±0,17	7,78±0,21	7,82±0,03	7,70±0,14
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	Afluente	1172,63±383,33	843,96±230,67	1042,49±194,92	713,18±258,28	682,18±231,59
	Efluente	1374,19±491,07	1244,10±261,63	1168,90±172,14	995,85±341,44	758,40±29,38
	Remoção (%)	-17,19	-47,41	-12,12	-39,63	-11,17
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	Afluente	1513,95±494,21	1196,96±323,15	1556,17±30644	1005,43±427,05	920,26±230,61
	Efluente	1608,60±522,62	1548,13±288,25	1549,16±193,32	1361,42±571,03	1011,96±66,83
	Remoção (%)	-6,25	-29,34	0,45	-35,41	-9,97
AOV (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	Afluente	284,89±87,20	390,26±211,04	488,74±166,47	186,07±83,54	149,48±43,10
	Efluente	70,72±89,88	154,91±89,97	157,21±46,78	116,81±95,96	89,33±45,48
	Remoção (%)	75,18	60,31	67,83	37,22	40,24
DBO ₅ (mg.L ⁻¹)	Afluente	772±0	906±219	932±331	729±405	533±422
	Efluente	77±0	85±46	123±46	101±71	78±53
	Remoção (%)	90,03	90,65	86,75	86,23	85,29
DQO total (mg.L ⁻¹)	Afluente	1777±825	2396±1398	2019±447	1027±317	1122±326
	Efluente	388±173	461±62	296±75	362±88	265±46
	Remoção (%)	78,19	80,76	85,35	64,74	76,39
Sólidos totais (mg.L ⁻¹)	Afluente	1660,88±689,65	2294,08±898,60	2041,32±452,76	1348,25±396,63	1377,63±33,14
	Efluente	1213,29±316,70	1210,88±93,90	1064,30±154,37	955,88±304,82	834,54±93,44
	Remoção (%)	26,95	47,22	47,86	29,10	39,42
Sólidos suspensos totais (mg.L ⁻¹)	Afluente	NR	1682,87±1061,73	912,54±270,30	408,11±456,30	575,58±244,84
	Efluente	NR	174,22±118,95	75,83±22,52	115,00±28,87	54,75±40,90
	Remoção (%)	NC	89,65	91,69	71,82	90,49
Nitrogênio total (mg.L ⁻¹)	Afluente	351,57±9,66	241,31±97,68	251,59±86,19	184,99±59,51	246,34±53,73
	Efluente	303,93±3,23	249,73±74,04	193,78±51,32	201,41±39,04	206,27±22,69
	Remoção (%)	13,55	-3,49	22,98	-8,87	16,27
Fósforo total (mg.L ⁻¹)	Afluente	91,67±36,66	65,08±17,27	53,34±30,90	41,61±19,95	34,06±8,40
	Efluente	53,57±20,57	47,93±5,61	41,83±11,30	48,97±29,01	28,85±4,15
	Remoção (%)	41,56	26,34	21,58	-17,69	15,31

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.3 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 2, entre março/2016 e dezembro/2016 (conclusão).

Variável	Ponto Coleta	Agosto 2016	Setembro 2016	Outubro 2016	Novembro 2016	Dezembro 2016	Média ± Desvio Padrão
Temperatura (°C)	Afluente	22,23±1,30	23,38±0,48	24,90±1,52	24,25±1,26	25,10±0,14	23,32±2,47
	Efluente	19,45±3,62	23,50±1,29	23,60±2,68	22,88±1,75	23,70±0,99	21,81±3,55
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC	NC
pH	Afluente	7,08±0,12	7,12±0,09	7,07±0,24	7,10±0,15	7,01±0,51	7,16±0,18
	Efluente	7,52±0,14	7,70±0,11	7,48±0,22	7,53±0,22	7,53±0,28	7,67±0,21
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC	NC
Alcalinidade parcial (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	607,51±173,44	516,19±85,48	459,64±14,20	551,63±321,94	557,21±407,65	721,51±313,30
	Efluente	746,51±212,51	659,91±69,07	654,35±156,46	535,69±163,45	820,98±246,31	896,67±349,21
	Remoção (%)	-22,88	-27,84	-42,36	2,89	-47,34	-24,28
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	896,26±258,49	799,03±169,09	705,34±178,49	826,06±431,36	818,60±575,06	10,35,92±420,27
	Efluente	997,66±272,42	859,40±108,82	869,17±229,22	733,89±205,77	1108,43±384,71	1165,62±420,97
	Remoção (%)	-11,31	-7,56	-23,23	11,16	-35,41	-12,52
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	255,15±228,58	272,46±92,49	193,26±52,68	187,61±52,71	157,73±76,98	264,98±161,10
	Efluente	85,24±26,93	91,59±17,66	62,52±22,00	138,67±121,65	128,10±74,48	108,96±68,70
	Remoção (%)	66,59	66,39	67,65	26,08	18,79	58,88
DBO₅ (mg.L⁻¹)	Afluente	392±381	781±86	518±64	477±80	430±117	639±324
	Efluente	95±62	134±4	138±13	117±59	136±18	109±49
	Remoção (%)	75,89	82,90	73,41	75,54	68,34	83
DQO total (mg.L⁻¹)	Afluente	1480,87±653	1654,83±328	1090,01±426	902,28±319	2116,25±1182	1529±762
	Efluente	494,87±250	416,75±55	435,89±149	304,32±169	354,92±42	381±143
	Remoção (%)	66,58	74,82	60,01	66,27	83,23	75
Sólidos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	1503,50±493,53	1597,00±169,03	1420,20±291,70	1167,17±406,24	1336,00±534,57	1602,75±549,27
	Efluente	924,83±312,03	1005,63±71,91	1074,70±111,15	804,50±173,88	1100,75±24,40	1020,38±221,83
	Remoção (%)	38,49	37,03	24,33	31,07	17,61	36,34
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	386,09±178,51	610,83±333,66	444,97±244,69	430,46±122,84	397,33±296,04	628,17±510,34
	Efluente	140,00±107,75	160,44±33,38	204,12±116,09	117,50±121,03	61,17±16,74	126,80±90,96
	Remoção (%)	63,74	73,73	54,13	72,70	84,61	79,82
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	Afluente	353,11±52,45	308,61±0,00	241,60±79,24	231,27±113,61	226,52±106,79	256,05±84,65
	Efluente	230,62±73,24	220,53±0,00	257,19±50,94	186,52±56,37	274,02±16,61	228,65±56,68
	Remoção (%)	34,69	28,54	-6,45	19,35	-20,97	10,70
Fósforo total (mg.L⁻¹)	Afluente	37,04±9,57	32,88±0,00	27,73±3,85	21,21±7,34	26,75±8,06	43,31±25,69
	Efluente	24,84±4,19	28,63±0,00	25,41±4,32	24,87±23,46	26,10±0,71	36,17±16,82
	Remoção (%)	32,95	12,93	8,37	-17,23	2,43	16,47

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.4 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 3, entre janeiro/2017 e abril/2017.

Variável	Ponto Coleta	Janeiro 2017	Fevereiro 2017	Março 2017	Abril 2017
Temperatura (°C)	Afluente	26,75±0,35	25,25±1,06	26,03±0,91	22,55±1,69
	Efluente	27,00±0,00	25,00±1,41	26,08±0,88	23,40±1,59
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
pH	Afluente	7,27±0,38	7,33±0,25	7,20±0,11	7,25±0,20
	Efluente	7,74±0,16	7,68±0,03	7,50±0,11	7,52±0,13
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
Alcalinidade parcial (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	317,80±105,51	131,86±28,76	91,51±5,93	222,88±143,15
	Efluente	421,82±106,29	258,94±41,50	158,26±17,85	286,51±247,91
	Remoção (%)	-32,73	-96,38	-72,94	-28,55
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	467,86±170,92	180,73±41,28	144,32±5,96	476,75±379,57
	Efluente	552,53±174,26	320,07±100,11	202,54±16,95	406,23±388,75
	Remoção (%)	-18,10	-77,10	-40,34	14,79
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	107,62±71,71	43,45±2,33	57,75±23,52	408,62±427,18
	Efluente	54,50±54,58	22,36±32,19	10,23±7,97	107,53±178,32
	Remoção (%)	49,35	48,55	82,29	73,68
DBO₅ (mg.L⁻¹)	Afluente	286±82	307±64	272±80	1093±1161
	Efluente	82±9	107±21	64±10	372±528
	Remoção (%)	71,50	65,35	76,56	65,94
DQO total (mg.L⁻¹)	Afluente	560±442	588±19	393±97	1760±2293
	Efluente	233±73	384±333	158±64	604±824
	Remoção (%)	58,40	34,83	59,87	65,69
Sólidos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	868,00±262,56	727,25±147,43	437,50±0,00	1208,75±727,26
	Efluente	643,33±117,21	795,25±245,01	387,50±0,00	467,25±76,72
	Remoção (%)	25,88	-9,35	11,43	61,34
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	340,74±169,46	177,33±17,91	132,00±0,00	433,11±363,61
	Efluente	99,11±76,23	297,33±289,44	60,00±0,00	16,81±8,28
	Remoção (%)	70,91	-67,67	54,55	96,12
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	Afluente	151,60±14,14	67,75±48,82	86,68±24,81	242,57±213,38
	Efluente	178,76±12,39	105,78±2,84	84,31±15,14	131,13±174,80
	Remoção (%)	-17,91	-56,12	2,73	45,94
Fósforo total (mg.L⁻¹)	Afluente	19,25±6,46	8,09±3,70	5,06±1,30	19,98±17,15
	Efluente	18,92±2,97	10,02±1,00	5,54±0,69	12,63±15,65
	Remoção (%)	1,73	-23,81	-9,39	36,80

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.5 – Valores médios mensais do monitoramento do reator UASB durante a Fase 4, entre maio/2017 e outubro/2017.

Variável	Ponto Coleta	Maio 2017	Junho 2017	Julho 2017	Agosto 2017	Setembro 2017	Outubro 2017	Média ± Desvio Padrão
Temperatura (°C)	Afluente	22,50±2,17	21,75±1,71	20,84±1,00	21,60±1,06	24,25±1,06	23,25±1,06	22,37±1,24
	Efluente	21,77±1,07	20,08±1,45	20,10±1,41	20,87±1,33	23,50±2,12	21,50±2,12	21,30±1,28
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC	NC	NC
pH	Afluente	7,20±0,11	7,12±0,09	7,20±0,16	7,30±0,35	6,760±0,17	6,91±0,16	7,08±0,20
	Efluente	7,58±0,13	7,50±0,07	7,45±0,06	7,60±0,16	7,51±0,07	7,47±0,10	7,52±0,06
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC	NC	NC	NC
Alcalinidade parcial (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	304,37±83,03	281,36±39,30	301,04±55,25	321,55±113,85	223,61±72,36	320,44±108,65	292,06±36,63
	Efluente	865,97±292,91	641,72±84,58	643,66±55,76	775,24±133,09	564,56±67,69	801,66±48,66	715,47±115,78
	Remoção (%)	-184,52	-128,08	-113,81	-141,09	-152,48	-150,17	-149,14
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	640,33±183,44	617,46±55,09	615,38±90,93	698,54±173,67	639,41±125,24	833,82±139,94	674,16±83,79
	Efluente	1134,86±384,92	842,00±144,15	854,88±60,94	1035,80±139,00	770,62±88,57	1089,95±71,20	954,68±150,92
	Remoção (%)	-77,23	-36,36	-38,92	-48,28	-20,52	-30,72	-41,61
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	Afluente	548,19±169,81	537,22±38,09	488,57±129,72	581,99±134,20	753,10±101,46	907,63±79,18	636,12±161,01
	Efluente	111,42±93,23	66,48±41,98	102,46±34,36	112,19±11,63	92,11±9,70	117,10±14,42	100,29±18,78
	Remoção (%)	79,67	87,63	79,03	80,72	87,77	79,67	83,08
DBO₅ (mg.L⁻¹)	Afluente	1308,00±620	1243,00±194	1239,00±409	1594,67±273	1258,67±171	2212,78±595	1476±385
	Efluente	484,00±248	112,25±20	116,60±29	135,00±19	123,33±4	239,20±115	202±146
	Remoção (%)	63,00	90,97	90,59	91,53	90,20	89,19	85,00
DQO total (mg.L⁻¹)	Afluente	1969,16±781	3800,31±3864	1887,17±471	2828,40±775	2452,03±579	3611,29±1721	2758±320
	Efluente	523,44±439	215,90±38	305,06±100	495,73±188	281,32±85	620,70±235	407±125
	Remoção (%)	73,42	94,32	83,84	82,47	88,53	82,81	84,41
Sólidos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	1810,33±635,38	1746,50±266,58	1385,50±278,60	2298,50±0,00	2586,50±935,50	2118,25±135,41	1990,93±429,98
	Efluente	1195,00±628,56	742,50±45,25	825,25±180,67	1298,50±0,00	686,00±0,00	1063,25±20,86	968,42±253,21
	Remoção (%)	33,99	57,49	40,44	43,51	73,48	49,81	49,67
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	Afluente	723,70±163,28	945,28±289,52	588,89±62,07	876,67±0,00	1394,17±894,49	803,33±240,42	888,67±276,85
	Efluente	198,44±153,50	55,33±1,00	127,44±101,04	236,67±0,00	181,67±172,06	175,83±73,07	162,56±63,33
	Remoção (%)	72,58	94,15	78,36	73,00	86,97	78,11	82,29
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	Afluente	238,87±49,57	292,34±25,28	349,87±127,84	280,61±111,38	332,53±113,34	424,06±46,30	319,71±64,46
	Efluente	304,47±91,06	260,85±30,76	259,72±40,71	217,53±25,20	240,34±80,50	351,36±20,32	272,38±48,16
	Remoção (%)	-27,46	10,77	25,77	22,48	27,72	17,14	10,03
Fósforo total (mg.L⁻¹)	Afluente	23,66±5,60	20,84±2,37	21,74±6,16	35,45±7,21	26,97±10,78	41,15±4,77	28,30±8,23
	Efluente	28,96±8,17	16,05±1,01	15,78±4,68	20,00±1,98	18,38±1,50	33,94±7,92	22,18±7,51
	Remoção (%)	-22,40	22,98	27,43	43,58	31,83	17,53	17,25

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

O comportamento relativo a temperatura, pH, alcalinidade, AOV, DBO₅, DQO, sólidos em suspensão, sólidos totais e nutrientes (nitrogênio e fósforo) durante todo o estudo são discutidos nas seções seguintes.

5.1.1.1 Temperatura e pH

O reator UASB foi operado na faixa mesófila (20 – 45°C), em temperatura ambiente (Figura 5.1). Sendo a menor temperatura percebida em junho de 2016, com média de 18,05 °C para o efluente do UASB. As maiores temperaturas foram atingidas em abril de 2016 e janeiro de 2017, com média de 27,00 °C, para o afluente e efluente, respectivamente. A temperatura média menor nos meses de maio a agosto de 2016 e 2017 se deve ao período (estação) do ano, porém a variação não foi suficiente, mantendo-se de modo geral na faixa mesofílica

Figura 5.1 – Valores médios mensais da temperatura do afluente e efluente do reator UASB.

O pH (Figura 5.2), manteve média de $7,15 \pm 0,14$ (afluente) e $7,61 \pm 0,13$ (efluente) no período, demonstra a estabilidade obtida pelo reator, já que alterações no pH podem ser reflexo de um consumo na alcalinidade presente no meio, ou mesmo a não produção desta por consequência de falta de estabilidade e/ou inibição da população microbiana presente. A menor média de pH registrada foi em setembro de 2017 para o afluente, com 6,76. Já a maior média foi em março de 2016 para o efluente, com 7,84.

Figura 5.2 – Valores médios mensais do pH do afluente e efluente do reator UASB.

Ao observar as Tabelas 5.2 a 5.5, torna-se evidente uma mudança nas características do afluente do reator UASB, com queda de concentração de quase todas as variáveis observadas, na Fase 3. Que não se caracterizava mais como água negra, mesmo que simulada; apenas um esgoto sanitário fraco (METCALF & EDDY, 2012). No entanto, no período, o pH apresentou um ligeiro aumento no efluente, devido talvez ao menor valor de AOV, consequente de seu consumo ou menor produção, conforme discutido na seção 5.1.1.2.

5.1.1.2 Alcalinidade parcial, total e AOV

A alcalinidade, que atua como tampão e evita mudanças bruscas no pH, deve ser monitorada e controlada, pois mudanças no pH podem afetar a atividade enzimática bem como a toxicidade de inúmeros compostos. Assim, a não produção de alcalinidade e/ou caso seu consumo seja maior que sua respectiva produção, pode significar a ocorrência de instabilidade no reator.

A alcalinidade, como esperado da partida ao decorrer dos meses seguintes (Fase 1), apresentou um aumento de seus valores médios na maioria dos meses (Tabela 5.2 e 5.3 e Figura 5.3), resultado tanto da produção pelo processo de degradação da matéria orgânica no reator quanto da maior proporção de dejetos de suínos adicionados na mistura com esgoto sanitário para simular a água negra. Sendo a produção de alcalinidade um fator de importância para o controle e operação adequada do processo anaeróbio.

Mesmo com a diminuição acentuada nos valores médios de alcalinidade para o afluente do reator UASB na Fase 3 (Figura 5.7), o reator UASB continuou a produzir alcalinidade total,

com produção média de 24,2% no efluente no período. Sugerindo que o reator conseguiu se adaptar à nova água residuária a ser tratada.

Figura 5.3 – Valores médios mensais de alcalinidade total do afluente e efluente do reator UASB.

Após atingir médias em torno de 200 mg/L em março/2017, durante a Fase 3, a alcalinidade total, tanto no afluente quanto no efluente voltou a subir, atingindo no período média de $674,16 \pm 83,79$ mg.CaCO₃.L⁻¹ e $954,68 \pm 150,92$ mg.CaCO₃.L⁻¹ no afluente e no efluente, respectivamente, o que corresponde a uma produção média de alcalinidade total de 41,61% no período (Fase 4). Apesar de a produção de alcalinidade total ser maior que a apresentada durante a Fase 2 (12,52%), há que se salientar que o valor médio no período foi menor quando comparado ao da Fase 2 na qual foi de $1035,92 \pm 420,27$ mg.CaCO₃.L⁻¹ e $1165,62 \pm 420,97$ mg.CaCO₃.L⁻¹ para o afluente e efluente, respectivamente.

De modo geral, os valores de alcalinidade total aumentaram após a passagem do efluente pelo reator UASB, indicando a ocorrência de produção de alcalinidade no interior do reator, com produção média de 21,25% de alcalinidade total no efluente durante todo período de funcionamento do reator UASB.

Os ácidos orgânicos voláteis (AOV) apresentaram, em quase todos os meses (Tabela 5.2 a 5.5 e Figura 5.4), diminuição de concentração do afluente para o efluente, indicando que estes podem ter sido convertidos a metano durante o processo (SILVA, 2013), já que a degradação de acetato é responsável por cerca de 70% do metano produzido em um reator UASB (OLIVA, 1997). Estando os ácidos, em sua grande maioria, na forma ionizada, não

tóxica às bactérias metanogênicas (PEREIRA; FREIRE, 2005). Durante todo período de estudo, os AOVs mantiveram uma relação de 10% da concentração de alcalinidade total efluente do reator UASB.

Em fevereiro de 2016, os AOV apresentaram um aumento no efluente em relação a concentração no afluente, esta que já estava muito superior aos meses anteriores. E embora alguns pesquisadores sustentem a ideia de que uma alta concentração de AOV é prejudicial para a atividade de metanogênicos, outros autores afirmam que os efeitos de altas concentrações de AOV são mais bem considerados como resultado de um desequilíbrio, em vez da causa da desestabilização do reator (LEITÃO et al., 2006). Esse desequilíbrio, ocorreu possivelmente devido ao aumento de dejetos suíno de 500 L para 750 L na mistura para simulação da água negra, que pode ter ocasionado uma perturbação dentro do reator.

Na Fase 3, como nas fases anteriores, a concentração dos AOVs apresentou redução/consumo de 49,8%, no entanto, devido as mudanças no afluente, seu consumo variou bastante, de 18 a 83%, sendo maior seu consumo quanto menor a concentração de AOV inicial (afluente), que no caso, se deu em fevereiro de 2017. Porém, mesmo com a mudança do afluente o reator e o processo anaeróbico conseguiram se manter estável com produção de alcalinidade, dióxido de carbono, metano, etc. Já na Fase 4, a redução média (consumo) foi de 84,23%. Superior, em porcentagem, ao consumo nas fases anteriores, assim como para a alcalinidade total.

Figura 5.4 – Valores médios mensais de AOV do afluente e efluente do reator UASB.

5.1.1.3 DBO e DQO

A DBO₅ efluente se manteve mais estável que a DBO₅ afluyente (Figura 5.5). Mostrando a capacidade do reator UASB de absorver mudanças em sua composição orgânica. A média de remoção de DBO₅ para todo período de estudo foi de 83%. Em março de 2017, atingiu apenas 56,99% do valor de novembro/2016 (para o afluyente), resultando em diminuição de 43,01% da DBO₅ no afluyente do reator UASB. Assim, as menores remoções foram obtidas durante a Fase 3, com 70% e as maiores durante a Fase 4, com 85%, ambos resultados de mudanças no afluyente do reator UASB.

Figura 5.5 – Valores médios mensais de DBO₅ do afluyente e efluente do reator UASB.

A remoção de DQO total (Figura 5.6) é interessante quando observado seu comportamento no decorrer dos meses. Apesar da variação da DQO total afluyente, os valores de DQO total do efluente se mantêm relativamente estáveis, mostrando sua capacidade de amortecer os picos de DQO aplicados (Tabela 5.2 a 5.5), o que se encontra de acordo com o observado por Oliva (1997), que em seu estudo tratando esgoto sanitário, observou que as concentrações afluentes, da maioria das variáveis avaliadas, variaram bastante durante os dias da semana, enquanto as concentrações no efluente se mostraram mais constantes, durante o dia todo. O aumento nos valores médios de DQO total afluyente, principalmente durante a Fase 1 e Fase 4, se deve ao aumento da proporção de dejetos de suínos adicionados na mistura para a simulação da água negra.

Figura 5.6 – Valores médios mensais de DQO do afluente e efluente do reator UASB.

O desempenho de reatores anaeróbicos pode se deteriorar quando ocorre uma mudança na composição da água residual (SCHMIDT; AHRING, 1997), como ocorreu na Fase 3. Quando as mudanças na fonte de carbono durar por um longo tempo, como no caso, podem ocorrer mudanças na proporção dos vários grupos presentes dentro do reator (digestão), o que significa que um novo estado estável foi estabelecido. Além disso, o uso deste sistema para o tratamento de esgoto com concentrações relativamente baixas ou altas de COD, ou seja, em torno de 200 mg.L⁻¹ ou em torno de 1500 mg.L⁻¹ ainda são estudados, já que o conhecimento do desempenho de reatores anaeróbios tratando águas residuárias em situações extremas é bastante limitado (LEITÃO et. al, 2006).

Entretanto, mesmo com a diminuição da DQO inicial (DQO afluente), que atingiu seu menor valor em março/2017 (393,13 mg/L), muito aquém da DQO inicial pretendida em torno de 2.000 mg/L, a DQO efluente manteve-se próxima aos valores que estavam sendo apresentados nos meses anteriores.

Embora tenha ocorrido uma descaracterização do esgoto a ser tratado e da diminuição da carga orgânica, o reator UASB demonstrou capacidade de amortecer as variações de DQO e DBO₅ aplicadas, conforme apresentado na Tabela 5.6, na qual é possível observar as remoções obtidas tanto para a DQO quanto para a DBO₅. A remoção de DBO₅ manteve-se superior a 65%, enquanto a DQO apresentou sua pior remoção em fevereiro/2017 (34,83%), porém ao voltar a adicionar os dejetos de suínos para a simulação da água negra, observa-se que o reator UASB consegue absorver essa variação, conforme remoção de abril/2017, demonstrando a

grande capacidade do reator UASB em tratar diversos tipos de efluentes e se readaptar as diversas condições, conforme necessário.

Tabela 5.6 – Remoção média de DQO e DBO₅ para o reator UASB durante a Fase 3.

Eficiência remoção (%)	Janeiro 2017	Fevereiro 2017	Março 2017	Abril 2017
DQO	58,40	34,83	59,87	65,69
DBO	71,50	65,35	76,56	65,95

Com a nova água negra simulada (Fase 4), a remoção de DQO foi de 85,24% e de DBO₅ de 86,33%, superiores às da Fase 2 – 83,01% e 75,07% para DQO e DBO₅, respectivamente. Esse aumento na remoção é significativo visto que a média do afluente na Fase 2 foi de $1529,26 \pm 761,57 \text{ mg.L}^{-1}$ para DQO total e de $639,32 \pm 324,43 \text{ mg.L}^{-1}$ para a DBO₅, enquanto que nesta Fase 4 a média da DQO total chegou a $2538,33 \pm 1740,36 \text{ mg.L}^{-1}$ e da DBO₅ a $1313,35 \pm 385,38 \text{ mg.L}^{-1}$. Outro fator a reforçar a importância desse nível de remoção nesta fase foi a DQO total no efluente ($407,03 \pm 161,13 \text{ mg.L}^{-1}$) que se manteve próxima ao obtido na Fase 2 ($381,20 \pm 142,81 \text{ mg.L}^{-1}$), mesmo com o aumento da DQO total de entrada. Um fator relevante é que a água negra no Brasil pode apresentar valores de DQO inferiores aos da água negra da Europa, devido a diluição causada pela quantidade de água utilizada nos sanitários, comumente entre 6 e 12 L.

A remoção média de DQO durante todo o período de estudo foi de 78%, de acordo com o indicado por Jordão e Pessoa (2009), que para um reator UASB no tratamento de esgoto sanitário é na ordem de 70%, mostrando a eficiência para a remoção de matéria. Dias et al. (2014), Aisse et al. (2000) e Colares e Benetti (2001) obtiveram remoção entre 60 a 72% de remoção de DQO em UASB tratando esgoto sanitário. Colares e Benetti (2001) observou queda de 7% na remoção para épocas mais frias do ano, com temperaturas de 16,2 a 17,1 °C.

Voorthuizen (2008) tratando água negra com DQO total média de 1139 mg.L^{-1} , em reator UASB de 5L e TDH de 12h, obteve remoção média de 64%, com média de DQO total no efluente de 409 mg/L. De-Graaf et al. (2010), que operaram reator UASB de 50 L tratando água negra à 25°C, obtiveram eficiência de remoção de DQO de 78%, no entanto o TDH médio foi de 8,7 dias, superior ao aplicado no presente estudo, que foi de 3 dias. As pesquisas indicam a eficácia do reator UASB para tratar altas cargas orgânicas, como o observado no presente estudo e, por exemplo:

- Santana e Oliveira (2005) avaliaram o desempenho de dois reatores UASB em série, com volumes de 908 L e 188 L, respectivamente, alimentados com águas residuárias de

suinocultura. No primeiro reator, com TDH de 62,3 e 31,1 h, se obteve eficiências médias de remoção de DQO total 74,0% a 89,6%.

- Rodrigues et al. (2010) avaliaram um reator UASB de 11.500 L também no tratamento de águas residuárias de suinocultura, operado com TDH variando de 40,8 a 98,4 h, observaram eficiências médias de remoção de 85% para DQO.
- Silva (2013) avaliou dois sistemas de tratamento anaeróbio para efluente de suinocultura, com diferentes TDH (40, 30, 20, 16 e 11 h) para os reatores UASB, não observando diferenças estatísticas entre as médias de remoção de DQO para o efluente estudado, indicando que o reator poderia ser operado com TDH baixo, de até 11 h, sem prejuízos para a eficiência de remoção de DQO. Oliveira e Santana (2011) avaliaram um sistema de tratamento constituído por dois reatores UASB em série e escala-piloto, tratando de efluente de suinocultura e observaram redução de 88% para 53% da remoção de DQO total do sistema, em virtude da redução dos TDH aplicados aos reatores (R1 e R2) de 28 e 11 h para 14 e 6 h, respectivamente, demonstrando se deve conhecer bem as características do efluente antes de se decidir pela redução do TDH apenas em função da DQO, por exemplo.

A capacidade de amortecer os picos de DQO aplicados, corrobora o reator UASB como uma alternativa viável para o tratamento de águas negras, observando, no entanto, o uso de tempos de detenção hidráulico mais elevados. Porém, apesar das elevadas remoções alcançadas, seu efluente ainda apresentava altas concentrações de diversos poluentes, necessitando etapas subsequentes para remoção de matéria orgânica remanescente, nutrientes, sólidos e patógenos. Sendo assim, também na Fase 2, começou-se a operar o FBR para recuperação dos nutrientes presentes, conforme será discutido na seção 5.2.

5.1.1.4 Sólidos em suspensão e sólidos totais

Os sólidos totais (Figura 5.7) apresentam um comportamento mais estável que os sólidos suspensos totais (Figura 5.8). Os sólidos totais, considerando todo o período de estudo, tiveram uma remoção de 42,17% após passagem da água negra simulada pelo reator UASB. Enquanto que os sólidos suspensos totais, variaram consideravelmente, tendo meses que ocorreu uma remoção, e outros onde ocorreu aumento de sólidos suspensos totais no efluente. Devido a esse comportamento, de um modo geral ocorreu um aumento de 9,71% de sólidos suspensos do afluente para o efluente.

Figura 5.7 – Valores médios mensais de sólidos totais do afluente e efluente do reator UASB.

Figura 5.8 – Valores médios mensais de sólidos em suspensão totais do afluente e efluente do reator UASB.

Valores menores, tanto para sólidos totais quanto para sólidos suspensos totais, no início da Fase 1 significa aumento da proporção de dejetos suínos na água negra simulada, enquanto que na Fase 3 é devido a mudança de afluente.

Medeiros (2013), avaliando reator UASB instalado na USP-São Carlos, com volume de 18,8 m³ e TDH de 12 horas, observou remoções médias de sólidos totais e sólidos suspensos totais de 46 e 48%, respectivamente, ou seja, muito maiores que as encontradas para o reator UASB foco de estudo, que operou com TDH de 3 dias.

Santos (2015) observou remoção mais significativa de sólidos suspensos que sólidos totais para tratamento de esgoto sanitário em reator UASB. Dias et al. (2014), também para reator UASB, observou remoção de sólidos suspensos totais de 69 a 71% para períodos chuvosos e secos, respectivamente.

5.1.1.5 Nutrientes

Como o reator UASB não foi projetado pra remoção de nutrientes, ele tende a mantê-los no efluente, no entanto, pequenas frações, podem ficar retidas devido a precipitação dentro do reator UASB, em razão do fluxo ascensional e altura do reator. Durante o presente estudo, ocorreu uma remoção média de 18,7% de nitrogênio (Figura 5.9) e 12,7% de fósforo (Figura 5.10). Mantendo ainda pelo menos 80% de seus nutrientes no efluente, possibilitando sua recuperação pelas microalgas na etapa seguinte de tratamento.

Figura 5.9 – Valores médios mensais de nitrogênio total do afluente e efluente do reator UASB.

Conforme apresentado nas Figuras 5.9 e 5.10, foram observadas reduções nas concentrações afluentes de nitrogênio total e de fósforo total na Fase 3. Comparando com o mês de novembro de 2016 (ainda com adição de dejetos de suínos/uso da água negra simulada) suas concentrações eram de $231,27 \pm 113,61 \text{ mg.L}^{-1}$ e $21,21 \pm 7,34 \text{ mg.L}^{-1}$, de nitrogênio total e fósforo total, respectivamente. Em março de 2017, esses valores chegaram a $67,75 \pm 48,82 \text{ mg.L}^{-1}$ de nitrogênio total em fevereiro/2017 e $5,06 \pm 1,30 \text{ mg.L}^{-1}$ de fósforo total em março/2017, para o afluente do reator UASB, ou seja, uma queda de aproximadamente 70,7%

para o nitrogênio e de 76% para o fósforo. Essa elevada redução de nutrientes poderia interferir no funcionamento dos fotobiorreatores, etapa seguinte do tratamento.

Figura 5.10 – Valores médios mensais de fósforo total do afluente e efluente do reator UASB.

Outra ocorrência observada foi o aumento das concentrações de nitrogênio no efluente em relação a concentração afluente. Uma explicação possível para isso, é que devido à queda de matéria orgânica disponível, ou seja, de alimentos para as bactérias, em razão do uso apenas de esgoto sanitário como afluente, o número de bactérias que normalmente morrem aumentam, liberando nitrogênio de sua biomassa no efluente. Essa ocorrência também foi relatada por Valdez (2016), a qual estudou a partida e adaptação deste mesmo reator UASB.

Com relação a remoção de nutrientes pelo reator UASB, alguns estudos apresentam resultados semelhantes. De Graaf et al. (2010), por exemplo, operando um reator UASB (50 L), alimentado com água negra, com TDH médio de 8,7 dias, observaram que mais de 91% do nitrogênio ficou conservado no efluente, principalmente sob a forma de amônio, enquanto 40% do fósforo foi removido, devido, principalmente, à remoção de sólidos em suspensão.

Campos et al. (2006) avaliando um sistema de tratamento de dejetos suínos, composto por um tanque de equalização e acidificação, seguido de um reator UASB e uma lagoa aerada facultativa, operado com diferentes TDH (55, 40, 30, 25, 18 e 15 h), observaram que os valores médios da concentração de nitrogênio no afluente e efluente do reator UASB foram praticamente iguais, de 259 e 258 mg.L⁻¹, respectivamente. Enquanto que os valores médios de fósforo no afluente e efluente do UASB foram de 864 e 523 mg.L⁻¹, respectivamente, equivalente a uma média de remoção de 39,5%.

Duda e Oliveira (2011) ao avaliar um reator UASB, alimentado com efluente de suinocultura e operado com TDH de 24 e 12 h, observaram eficiências médias de remoção de entre 42 a 68% para fósforo total. Os autores atribuíram as maiores eficiências à retenção de sólidos no lodo do reator e à possibilidade de remoção por precipitação do fósforo.

Oliveira e Santana (2011) avaliaram um sistema de tratamento constituídos por dois reatores UASB em série, tratando efluente de suinocultura, com TDH aplicados de 28 e 11 h, e de 14 e 6 h, nos reatores 1 e 2, respectivamente. A remoção de Nitrogênio total kjeldahl pelo sistema variou de 21 a 63%, estando o menor valor correlacionado com o arraste de lodo devido à redução do TDH do R2 de 11 para 6 horas. As remoções médias de fósforo total no R1 variaram de 49 a 59%, enquanto no R2, devido aos baixos TDH (11 e 6 h), ocorreu arraste de lodo e, conseqüentemente, aumentou a concentração no efluente. Estes resultados demonstram o cuidado que se deve ter ao escolher o TDH com o qual o reator UASB irá trabalhar.

Com base nesses estudos, observa-se que diversos trabalhos também observaram boas remoções de nutrientes em reatores UASB, sendo que muitos deles atribuíram esses resultados aos tempos de detenção hidráulico mais elevados, como possivelmente ocorreu no reator foco deste estudo. Silva (2013) ressaltou ainda que, apesar de os reatores anaeróbios não apresentarem a remoção de nutrientes como objetivo principal, além da possível remoção por meio da sedimentação e precipitação no lodo, pode ocorrer também uma assimilação pelos microrganismos.

5.1.2 Análises microbiológicas e parasitológicas

5.1.2.1 Remoção de *E. coli* e Coliformes totais

Tal como não foi projetado para remoção de nutrientes, o reator UASB também não foca a remoção de patógenos, alcançando geralmente 1 log de remoção segundo literatura. Na Tabela 5.7 é possível observar os valores médios de *E. coli* e coliformes totais para o afluente e efluente do reator UASB, tendo ambos, concentrações acima de 10^4 no efluente. As análises foram realizadas concomitantes aos ensaios de desinfecção (ensaio 1 – desinfecção com cloro e assim por diante), conforme é possível observar na Figura 5.11, onde é apresentado o log de inativação alcançado.

Tabela 5.7 – Concentrações de *E. coli* e coliformes totais para o afluente e efluente do reator UASB.

		Ensaio							
		1	2	3	4	5	6	7	8
<i>E. coli</i>	Afluente	$1,3 \times 10^7$	$1,3 \times 10^7$	$2,8 \times 10^7$	$1,6 \times 10^7$	$1,0 \times 10^7$	$2,8 \times 10^7$	$7,8 \times 10^6$	$3,7 \times 10^7$
<i>Coli</i>	Efluente	$1,2 \times 10^4$	$7,0 \times 10^5$	$1,7 \times 10^5$	$7,4 \times 10^4$	$3,0 \times 10^5$	$2,9 \times 10^5$	$2,2 \times 10^5$	$4,5 \times 10^5$
<i>C. coli</i>	Afluente	$5,7 \times 10^7$	$2,5 \times 10^7$	$1,2 \times 10^8$	$1,6 \times 10^8$	$1,9 \times 10^8$	$1,2 \times 10^8$	$1,2 \times 10^8$	$1,5 \times 10^8$
Total	Efluente	$2,7 \times 10^5$	$1,2 \times 10^6$	$8,9 \times 10^5$	$3,2 \times 10^5$	$4,0 \times 10^5$	$6,5 \times 10^5$	$3,3 \times 10^6$	$2,5 \times 10^6$

Figura 5.11 – Log de remoção de *E. coli* e coliformes totais do afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.

As remoções alcançadas para *E. coli* e de coliformes totais variaram de 1,26 a 3,04 log e de 1,32 a 2,71 log, respectivamente. Essas remoções foram bastante elevadas para um reator UASB, que não tem como objetivo a remoção de microrganismos.

Dessa forma, é possível que as elevadas remoções observadas nesse reator tenham ocorrido devido ao elevado tempo de detenção hidráulico (3 dias), porém não necessariamente a remoção de sólidos suspensos (RABONI; GAVASCI; URBINI, 2014), já que ao contrário de Valdez (2016) que estudou a partida e adaptação desse reator e obteve remoções de quase 90%, praticamente não ocorreu remoção de sólidos suspensos, tendo de modo geral uma liberação (seção 5.1.1.4).

Outro estudo que reforça a interferência do TDH na remoção de coliformes é o de Oliveira e Santana (2011), que ao avaliarem dois reatores em série e escala piloto, operando com efluente de suinocultura, observaram eficiências de remoção de coliformes termotolerantes, no primeiro reator, entre 71,33 e 98,93%, para TDH de 28 e 14 horas. No

efluente do segundo reator, os números de coliformes se mantiveram, ou até aumentaram em relação a concentração afluyente, em virtude dos menores TDH (11 e 6 h).

Dama et al. (2002) avaliaram um reator anaeróbio compartimentado em escala piloto, com TDH de 20h. O efluente de estudo foi uma mistura de esgoto sanitário e efluente têxtil, e observaram concentração de coliformes totais no afluyente e efluente do reator de $>3,9 \times 10^5$ e $4,3 \times 10^4$ UFC/100mL, respectivamente. A concentração de *E. coli*, no afluyente e efluente foi de $>3,9 \times 10^5$ e 7×10^3 UFC/100mL, respectivamente – equivalente a remoções de coliformes totais e *E. coli* de, aproximadamente, 88,79 e 98,20%, respectivamente, ou seja, menor que a obtida na Fase 1 no presente estudo, a qual foi de 91,05% para coliformes totais e 99,99% para *E. coli*, eficiência alcançada provavelmente devido ao TDH aplicado de 3 dias.

Resultados de remoções elevadas também foram apresentados no trabalho de Kooten (2015) que avaliou amostras de um reator UASB mesofílico (25°C, TDH não informado), tratando águas negras (água de vasos sanitários, pia e chuveiro). A média total de coliformes totais e *E. coli* encontrada na água negra sem tratamento foi de $3,9 \times 10^6$ e $3,2 \times 10^6$ UFC/mL, respectivamente, e a média observada no efluente do reator foi de $1,5 \times 10^2$ UFC/mL, tanto para coliformes totais como para *E. coli*, representado uma remoção de 99,996% (4,4log) para coliformes totais e 99,995% (4,3 log) para *E. coli*. As concentrações encontradas por Kooten (2005) foram menores que as observadas no presente estudo, não somente no efluente como também no afluyente, o que talvez tenha favorecido a sua maior remoção.

5.1.2.2 Remoção de protozoários

Devido a concentração remanescente de *E. coli* e coliformes totais, fica evidente a preocupação e necessidade de se monitorar outros patógenos, como protozoários, além da presença de uma etapa específica para remover/inativar estes patógenos.

Ao avaliar protozoárias, Valdez (2016) observou que para o reator UASB foco deste estudo, durante a Fase 1, dentro da qual foi realizado seu estudo, o número de cistos de *Giardia* spp. foi muito maior que o número de oocistos de *Cryptosporidium* spp., chegando a não detectá-los em três ensaios na amostra bruta (afluyente). A média geométrica de cistos detectados no afluyente e efluente foi de $1,08 \times 10^4$ e $1,36 \times 10^3$ cistos/L, respectivamente. Oocistos de *Cryptosporidium* spp. só foram detectados em duas amostras do afluyente (40%), com valores de 32 e 40 oocistos/L, e no efluente foram detectados em todas as amostras, com média geométrica de $2,06 \times 10^1$ oocistos/L. A baixa detecção, de oocistos de *Cryptosporidium* spp., obtida por Valdez (2016) no afluyente se deve a dificuldade em detecção devido à alta quantidade de sólidos presentes, os quais interferem na metodologia disponível, diminuindo a eficiência de

recuperação do mesmo, tornado difícil a estimativa real da presença destes no efluente e também na viabilidade dos presentes.

Durante o presente estudo foram analisadas 4 amostras, referentes ao período em que foram realizados os ensaios de desinfecção de cloro, radiação UV, radiação UV-Cloro e ozônio, conforme observado nas Figura 5.12 e 5.13, onde é possível observar os valores de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. tanto no afluente quanto efluente do reator UASB.

Figura 5.12 – Concentração de *giardia* sp. no afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.

Figura 5.13 – Concentração de *cryptosporidium* spp. no afluente e efluente do reator UASB, durante os respectivos ensaios de desinfecção.

As remoções de protozoários obtidas pelo reator UASB (Tabela 5.8) foram de no mínimo 71,0% para *Giardia* spp. e de 68,8% para *Cryptosporidium* spp. Resultados condizentes com o encontrado por Valdez (2016), que foi de 67,73 a 93,69% para *Giardia* durante a partida e adaptação do presente reator. As eficiências alcançadas podem, assim como para coliformes, estarem associadas ao tempo de detenção hidráulico mais elevado desse reator.

Tabela 5.8 – Remoção (%) de protozoários promovidos pelo reator UASB.

Remoção (%)	Período ensaio			
	Cloro	UV	UV- Cloro	Ozônio
<i>Giardia</i> spp.	91,4	71,0	95,7	85,7
<i>Cryptosporidium</i> spp.	96,6	82,3	94,5	68,8

É complexa a comparação destes resultados com a literatura já que estudos que avaliam remoções de protozoários em reatores anaeróbios tratando águas negra, ou até mesmo efluentes de suinocultura, ainda são bastante escassos.

Kinyua et al. (2016) avaliaram o tratamento de dejetos suíno diluído em um digestor anaeróbio em escala de bancada (0,9 L), operado a 21°C com TDH de 24 dias, e observaram uma remoção de, aproximadamente, 90% para *Giardia lamblia* e de 60% para *Cryptosporidium parvum*. Côté, Massé e Quessy (2006) avaliaram a digestão de rejeitos suínos em biorreatores sequenciais, a 20°C e TDH de 20 dias, e o tratamento resultou em níveis não detectáveis de *Giardia* e *Cryptosporidium* no efluente. Enquanto que Kato, Fogarty e Bowman (2003) avaliaram digestores anaeróbios, operando com biossólidos primários, que foram mantidos a 37, 47 e 55°C, com um TDH de 10 dias. Os autores observaram que cerca de 87 a 97% dos oocistos foram inativados após 6 dias a 37°C, e >99% foi inativado a 47°C dentro de dois dias.

5.1.3 Considerações preliminares

De modo geral, durante as 4 fases o reator UASB manteve níveis elevados de remoção de matérias orgânica, DQO, ficando em torno de 70% ou mais. Mesmo, no período em que ele tratou apenas esgoto sanitário, o mesmo conseguiu manter estável a DQO efluente e absorver os picos de carga. O reator também apresentou uma média de remoção de *E. coli* e coliformes fecais que variou de 1 a 3 log para ambos os microrganismos. Sendo que para protozoários essa remoção foi entre 0,5 e 1,5 log.

Essa eficiência e estabilidade pode ser correlacionada, provavelmente, ao seu elevado tempo de detenção hidráulico, que favorece altas remoções de matéria orgânica e patógenos, já

que o TDH, de três dias, possibilita um maior contato do efluente com a biomassa, podendo aumentar a associação dos (oo)cistos e microrganismos às partículas do lodo, implicando em menores valores no efluente.

De acordo com os dados é então possível concluir que o reator UASB foi uma ótima escolha como primeira etapa do sistema de tratamento devido a sua capacidade de absorver choques de cargas orgânica e hidráulica. No entanto, mesmo com as elevadas remoções alcançadas, o efluente ainda apresentava altas concentrações de poluentes, necessitando de pós tratamento para a remoção dos remanescentes de matéria orgânica, sólidos, patógenos e nutrientes.

5.2 FOTOBIORREATOR (FBR)

Como a qualidade do efluente do reator UASB pode influenciar na performance do FBR, os resultados referentes ao FBR também foram separados por fase, sendo o início da operação do FBR durante a Fase 2. A Fase 2 corresponde ao período de março de 2016 até dezembro de 2016, porém, o fotobiorreator tipo *flat painel* entrou em operação somente em junho de 2016. Inicialmente buscou-se adaptar a biomassa algal da *Chlorella sorokiniana* ao efluente do reator UASB. Para monitoramento foram analisadas apenas as variáveis necessárias a verificação de sua estabilidade. Na Tabela 5.9 está apresentada a nomenclatura utilizada para os pontos de amostragem nos fotobiorreatores a qual será utilizada no texto. Como descrito anteriormente, foram mantidos simultaneamente dois fotobiorreatores em funcionamento (fotobiorreator A e fotobiorreator B).

Tabela 5.9 – Nomenclatura utilizada para os Fotobiorreatores.

Nomenclatura	Descrição	Observação
AI	Fotobiorreator A, referente ao início da batelada	Dia 0 da batelada
BI	Fotobiorreator B, referente ao início da batelada	Dia 0 da batelada
AF	Fotobiorreator A, referente ao final da batelada	Dia 7 da batelada
BF	Fotobiorreator B, referente ao final da batelada	Dia 7 da batelada

Outro fator a indicar é que, apesar da primeira batelada, partida do FBR, ter sido realizada com *C. sorokiniana*, devido ao FBR tratar água negra simulada anaerobicamente tratada, a presença natural de outras microalgas, bactérias e demais microrganismos presentes no efluente criam com o tempo (decorrer das bateladas), junto à *C. sorokiniana*, um consórcio, o qual será verdadeiramente responsável pelo tratamento do efluente e recuperação dos nutrientes, independente da *C. sorokiniana* ser predominante ou não. Sendo, portanto, deste

ponto em diante do presente estudo, quando citar biomassa algal, *C. sorokiniana*, microalga, etc., na verdade estará referenciando o consórcio presente no FBR.

5.2.1 Análises físico-químicas

Durante o estudo, foi monitorado diversos parâmetros físico-químicos do FBR objetivando avaliar sua eficiência de remoção nutrientes e crescimento da biomassa. Os valores médios mensais, para cada fase, são apresentados nas Tabelas 5.10 a 5.15. Devido a estabilidade no período, foram também calculados os valores médios durante a fases de operação.

Devido ao período citado anteriormente (Fase 3), em que o reator UASB foi alimentado apenas com esgoto sanitário (janeiro/2017 a abril/2017), observou que o crescimento de células algal diminuiu (seção 5.2.1.6), devido provavelmente a mudanças nas características do efluente UASB utilizado para o repique.

Ao recomençar a adição de dejetos de suínos para a preparação da água negra simulada (Fase 4), tais características foram novamente alteradas, principalmente, no período de readaptação do reator UASB (abril e maio/2017), no qual foi alterado o volume de dejetos suínos adicionados de modo a obter uma eficiência esperada de remoção de DQO, período que levou cerca de 1 mês. E, apesar do aumento dos nutrientes disponíveis, as algas não conseguiram crescer como esperado (diminuição na concentração de Densidade óptica, peso seco, etc.). Decidiu-se, portanto, realizar um repique com 15 L de inóculo (valor arbitrário) da batelada anterior, ao invés dos 5 L normalmente utilizados, utilizando um volume três vezes maior de inóculo para favorecer a recuperação e crescimento das algas. Este repique foi feito na segunda semana de maio/2017. Na semana seguinte, foram adicionados apenas 10 L, devido a recuperação de crescimento das algas, retornando à adição de 5 L de inóculo na quarta semana. Em concomitância à readaptação do FBR, foram também otimizadas as variáveis da flotação para as novas características do efluente.

Tabela 5.10 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L⁻¹) (continua).

Variável	Ponto Coleta	Junho 2016	Julho 2016	Agosto 2016	Setembro 2016
pH	AI	8,27±0,21	8,16±0,05	8,09±0,15	8,21±0,11
	AF	9,49±0,22	8,71±0,40	8,62±0,37	7,74±0,88
DO540	AI	0,569±0,144	0,599±0,164	0,498±0,076	0,497±0,040
	AF	1,609±0,468	1,651±0,238	1,431±0,047	1,098±0,177
DO682	AI	0,508±0,164	0,595±0,174	0,471±0,066	0,438±0,112
	AF	2,562±1,035	2,668±0,503	2,146±0,117	1,472±0,323
DO750	AI	0,432±0,138	0,490±0,156	0,385±0,056	0,373±0,100
	AF	1,335±0,359	1,362±0,175	1,199±0,035	0,940±0,149
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	1118,25±281,04	829,99±67,30	875,12±200,40	747,44±172,66
	AF	328,77±58,48	146,86±47,89	93,44±17,50	53,24±16,02
	Remoção (%)	70,60	82,31	89,32	92,88
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	49,46±15,73	50,09±17,61	40,16±13,43	60,02±23,02
	AF	33,47±6,53	70,14±23,87	85,70±21,05	94,28±19,87
	Remoção (%)	32,33	-40,01	-113,41	-57,08
DQO total (mg.L⁻¹)	AI	506±118	459±159	423±67	423±143
	AF	1207±698	1334±361	1040±70	828±134
	Remoção (%)	-138,53	-190,73	-146,05	-95,84
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	AI	135±24	133±13	155±26	141±17
	AF	152±69	123±29	134±30	156±30
	Remoção (%)	-12,63	7,10	13,37	-10,35
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	AI	NR	NR	NR	NR
	AF	NR	NR	NR	NR
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
Peso seco (mg.L⁻¹)	AI	NR	NR	NR	NR
	AF	NR	NR	NR	NR
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	AI	NR	NR	144,10±26,70	130,95±9,15
	AF	NR	NR	NR	74,90±13,71
	Remoção (%)	NC	NC	NC	42,80
Fósforo total (mg.L⁻¹)	AI	NR	NR	22,43±3,74	NR
	AF	NR	NR	4,09±1,56	5,15±2,41
	Remoção (%)	NC	NC	81,75	NC

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.10 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L⁻¹) (conclusão).

Variável	Ponto Coleta	Outubro 2016	Novembro 2016	Dezembro 2016	Média ± Desvio Padrão
pH	AI	8,09±0,05	7,96±0,12	8,24±0,06	8,13±0,16
	AF	8,08±0,34	8,22±0,57	7,92±1,23	8,45±0,74
DO540	AI	0,597±0,124	0,465±0,131	0,684±0,180	0,546±0,172
	AF	1,318±0,048	1,082±0,192	1,188±0,203	1,293±0,352
DO682	AI	0,547±0,112	0,455±0,093	0,636±0,127	0,509±0,154
	AF	1,922±0,093	1,708±0,138	1,663±0,416	1,944±0,678
DO750	AI	0,462±0,100	0,361±0,092	0,537±0,130	0,425±0,139
	AF	1,118±0,041	1,033±0,068	1,006±0,152	1,105±0,266
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	580,07±26,61	437,16±130,67	689,67±71,61	749,43±256,58
	AF	50,84±11,19	52,74±22,19	41,98±27,83	139,45±178,15
	Remoção (%)	91,24	87,94	93,91	81,39
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	41,25±9,02	41,09±16,88	64,37±16,53	48,37±16,95
	AF	28,62±12,46	6,87±5,82	14,08±11,46	49,92±35,94
	Remoção (%)	30,63	83,27	78,12	-3,20
DQO total (mg.L⁻¹)	AI	444±68	361±83	499±0	434,98±106,33
	AF	747±93	849±93	NR	982,06±353,34
	Remoção (%)	-68,18	-135,23	NC	-125,77
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	AI	146±66	105±16	134±0	135,42±32,74
	AF	128±53	55±19	NR	123,44±50,15
	Remoção (%)	12,44	47,46	NC	8,85
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	AI	NR	178,00±33,05	196,00±0,00	182,50±28,44
	AF	NR	479,00±106,51	NR	479,00±106,51
	Remoção (%)	NC	-169,10	NC	162,47
Peso seco (mg.L⁻¹)	AI	285,00±0,00	169,33±98,11	176,00±0,00	193,80±86,14
	AF	555,00±0,00	602,00±69,10	NR	594,17±64,71
	Remoção (%)	-94,74	-255,51	NR	206,59
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	AI	NR	90,77±41,02	NR	119,54±36,73
	AF	NR	43,71±22,75	NC	59,31±24,09
	Remoção (%)	NC	51,84	NC	50,38
Fósforo total (mg.L⁻¹)	AI	NR	5,21±5,21	NR	12,86±9,38
	AF	NR	3,27±1,34	NR	4,17±1,84
	Remoção (%)	NC	37,30	NC	67,57

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.11 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L⁻¹) (continua).

Variável	Ponto Coleta	Junho 2016	Julho 2016	Agosto 2016	Setembro 2016
pH	BI	8,14±0,11	8,17±0,11	8,11±0,09	8,23±0,14
	BF	8,90±0,37	8,18±0,11	8,18±0,77	7,33±0,67
DO540	BI	0,585±0,134	0,595±0,138	0,497±0,063	0,509±0,053
	BF	1,042±0,588	1,573±0,072	1,433±0,085	1,085±0,124
DO682	BI	0,520±0,153	0,589±0,148	0,472±0,055	0,454±0,053
	BF	1,523±1,043	2,563±0,190	2,181±0,202	1,460±0,204
DO750	BI	0,444±0,126	0,486±0,130	0,387±0,049	0,385±0,051
	BF	0,864±0,493	1,298±0,051	1,197±0,058	0,932±0,098
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	1110,55±290,53	814,58±69,35	857,03±193,91	731,34±181,51
	BF	363,56±232,78	106,86±11,43	91,05±24,65	39,42±13,31
	Remoção (%)	67,26	86,88	89,38	94,61
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	58,42±15,42	42,71±11,44	53,80±16,24	57,59±24,08
	BF	61,85±33,05	85,00±23,93	100,47±26,65	63,22±33,27
	Remoção (%)	-5,87	-99,00	-86,73	-9,78
DQO total (mg.L⁻¹)	BI	480±102	425±99	416±66	425±149
	BF	811±496	1228±159	988±212	804±112
	Remoção (%)	-69,00	-188,95	-137,24	-89,04
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	BI	135±31	147±20	154±39	136±13
	BF	128±26	140±27	141±39	139±37
	Remoção (%)	5,48	5,12	8,49	-2,05
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	BI	NR	NR	NR	NR
	BF	NR	NR	NR	NR
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
Peso seco (mg.L⁻¹)	BI	NR	NR	NR	NR
	BF	NR	NR	NR	NR
	Remoção (%)	NC	NC	NC	NC
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	BI	NR	NR	147,80±40,74	132,40±9,11
	BF	NR	NR	67,67±0,00	82,80±15,16
	Remoção (%)	NC	NC	54,22	37,46
Fósforo total (mg.L⁻¹)	BI	NR	NR	23,19±5,43	NR
	BF	NR	NR	5,27±3,84	5,87±2,77
	Remoção (%)	NC	NC	77,26	NC

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.11 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre maio e dezembro de 2016 – Fase 2 (*mg.L⁻¹) (conclusão).

Variável	Ponto Coleta	Outubro 2016	Novembro 2016	Dezembro 2016	Média ± Desvio Padrão
pH	BI	8,07±0,05	7,95±0,12	8,25±0,05	8,11±0,14
	BF	8,41±0,47	8,42±0,78	9,08±0,71	8,33±0,73
DO540	BI	0,610±0,108	0,486±0,128	0,687±0,192	0,566±0,131
	BF	1,378±0,005	1,195±0,196	1,371±0,139	1,258±0,338
DO682	BI	0,560±0,096	0,481±0,093	0,644±0,137	0,529±0,116
	BF	2,021±0,040	1,885±0,188	2,013±0,304	1,894±0,599
DO750	BI	0,470±0,083	0,383±0,093	0,541±0,140	0,442±0,107
	BF	1,163±0,008	1,137±0,062	1,157±0,110	1,077±0,276
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	569,24±33,28	431,91±129,10	672,62±75,85	736,74±256,57
	BF	54,61±14,62	60,61±26,30	74,13±23,19	136,56±181,83
	Remoção (%)	90,41	85,97	88,98	81,46
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	47,52±7,08	34,18±13,58	70,01±7,76	50,86±17,08
	BF	18,05±15,61	5,36±9,08	9,52±9,52	51,44±41,76
	Remoção (%)	62,02	84,33	86,40	-1,14
DQO total (mg.L⁻¹)	BI	448±67	367±59	464±0	424,86±89,45
	BF	760±145	999±162	NR	911,94±294,52
	Remoção (%)	-69,71	-172,24	NC	-114,64
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	BI	148±64	111±26	120±0	137,01±35,33
	BF	94±47	52±7	NR	114,41±44,46
	Remoção (%)	36,55	52,99	68,20	16,50
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	BI	NR	212,67±51,16	194,00±0,00	208,00±30,26
	BF	NR	525,25±97,68	NR	525,25±97,68
	Remoção (%)	NC	-146,98	NC	-152,52
Peso seco (mg.L⁻¹)	BI	315,00±0,00	156,67±94,50	164,00±0,00	189,80±96,82
	BF	615,00±0,00	666,75±96,89	NR	656,40±87,04
	Remoção (%)	-95,24	-325,59	NC	-245,84
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	BI	NR	76,98±31,11	NR	115,82±42,65
	BF	NR	39,47±23,83	NR	61,86±27,81
	Remoção (%)	NC	48,73	NC	46,59
Fósforo total (mg.L⁻¹)	BI	NR	5,59±0,79	NR	13,41±9,70
	BF	NR	2,59±1,42	NR	4,32±2,95
	Remoção (%)		53,57	NC	67,79

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.12 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre janeiro e abril de 2017 – Fase 3 (*mg.L⁻¹).

Variável	Ponto Coleta	Janeiro 2016	Fevereiro 2016	Março 2016	Abril 2016	Média ± Desvio Padrão
pH	AI	8,18±0,15	8,12±0,15	8,03±0,05	8,03±0,13	8,09±0,05
	AF	8,78±1,38	9,29±0,08	9,01±0,85	8,91±0,24	9,00±0,60
DO540	AI	0,501±0,067	0,380±0,078	0,280±0,042	0,399±0,281	0,390±0,110
	AF	0,837±0,053	1,177±0,126	0,756±0,329	0,900±0,354	0,917±0,149
DO682	AI	0,509±0,059	0,384±0,094	0,254±0,040	0,336±0,208	0,371±0,075
	AF	1,303±0,135	1,410±0,019	0,854±0,444	1,053±0,448	1,155±0,218
DO750	AI	0,415±0,058	0,320±0,071	0,227±0,035	0,286±0,171	0,312±0,060
	AF	0,825±0,079	1,053±0,115	0,679±0,339	0,768±0,304	0,831±0,131
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	374,18±99,36	222,17±17,48	177,12±15,14	226,48±70,60	249,99±41,36
	AF	43,30±30,62	98,18±7,20	82,82±15,49	78,39±9,30	75,67±10,58
	Remoção (%)	88,43	55,81	53,24	65,39	69,73
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	32,91±15,91	1,84±15,51	11,36±4,07	40,63±51,04	21,68±20,36
	AF	13,57±19,45	0,28±3,43	3,81±2,62	6,24±2,36	5,98±8,34
	Remoção (%)	58,76	84,55	66,42	84,64	72,42
DQO total (mg.L⁻¹)	AI	532±128	360±0	244±24	233±4	342,29±66,36
	AF	660±1	619±0	593±0	525±242	599,17±170,32
	Remoção (%)	-24,11	-71,71	-143,37	-125,00	-75,84
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	AI	121±87	63±0	53±16	111±5	87,35±36,24
	AF	56±4	39±0	34±0	42±13	43,04±5,99
	Remoção (%)	53,44	38,13	36,13	61,97	50,73
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	AI	331,50±65,76	224,00±0,00	120,00±2,83	114,00±0,00	197,38±44,50
	AF	315,00±15,56	372,00±0,00	372,00±0,00	312,00±0,00	342,75±0,00
	Remoção (%)	4,98	-66,07	-210,00	-173,68	-73,65
Peso seco (mg.L⁻¹)	AI	305,56±77,63	246,67±0,00	176,67±90,25	83,33±0,00	203,06±8,92
	AF	476,67±0,00	410,00±0,00	413,33±0,00	240,00±0,00	385,00±0,00
	Remoção (%)	-56,00	-66,22	-133,96	-188,00	-89,60
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	AI	71,32±22,06	21,60±0,00	36,70±0,00	26,35±0,00	38,99±0,00
	AF	54,02±24,95	16,90±0,00	16,10±0,00	NR	29,01±0,00
	Remoção (%)	24,25	21,76	56,13	NC	25,60
Fósforo total (mg.L⁻¹)	AI	5,55±0,00	5,32±0,00	2,57±0,00	2,54±0,00	3,99±0,00
	AF	4,26±1,58	0,26±0,00	NR	0,25±0,00	1,59±0,00
	Remoção (%)	23,33	95,13	NC	90,08	60,15

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.13 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre janeiro e abril de 2017 – Fase 3 (*mg.L⁻¹).

Variável	Ponto Coleta	Janeiro 2016	Fevereiro 2016	Março 2016	Abril 2016	Média ± Desvio Padrão
pH	BI	8,22±0,22	8,17±0,16	8,06±0,03	7,99±0,14	8,11±0,08
	BF	8,83±0,84	8,92±0,08	9,00±0,58	8,56±0,81	8,33±0,35
DO540	BI	0,524±0,093	0,399±0,068	0,288±0,049	0,421±0,295	0,408±0,114
	BF	0,918±0,047	1,448±0,074	0,978±0,201	0,858±0,322	1,050±0,126
DO682	BI	0,535±0,097	0,408±0,085	0,264±0,046	0,358±0,227	0,391±0,079
	BF	1,497±0,113	2,117±0,166	1,142±0,310	0,955±0,375	1,428±0,122
DO750	BI	0,437±0,087	0,339±0,059	0,235±0,040	0,307±0,190	0,330±0,067
	BF	0,932±0,074	1,247±0,046	0,880±0,172	0,724±0,273	0,946±0,103
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	371,56±89,29	218,01±22,32	176,30±13,77	226,16±73,89	248,01±37,38
	BF	54,61±19,20	45,70±39,39	78,06±3,94	77,41±3,08	63,95±17,02
	Remoção (%)	85,30	79,04	55,72	65,77	74,21
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	39,62±16,44	7,26±10,86	8,83±6,56	40,65±48,63	24,09±19,10
	BF	3,40±3,29	2,37±1,55	8,42±10,35	8,03±2,47	5,55±4,02
	Remoção (%)	91,42	67,40	4,65	80,26	76,96
DQO total (mg.L⁻¹)	BI	548,79±115	350,76±0	217,06±23	271,13±38	346,94±49,17
	BF	792,23±40	961,74±0	720,99±0	558,32±266	758,32±159,38
	Remoção (%)	-44,36	-174,18	-232,17	-105,92	-118,57
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	BI	139,07±98	56,79±0	48,79±9	100,37±46	86,25±44,47
	BF	52,59±1	51,11±0	37,84±0	51,17±23	48,18±15,58
	Remoção (%)	62,18	10,00	22,44	49,02	44,14
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	BI	364,00±74,08	252,00±0,00	114,00±5,66	102,00±0,00	208,00±48,38
	BF	334,50±9,19	572,00±0,00	480,00±0,00	250,00±0,00	409,13±0,00
	Remoção (%)	8,10	-126,98	-321,05	-145,10	-96,70
Peso seco (mg.L⁻¹)	BI	350,39±92,60	230,00±0,00	185,56±96,28	110,00±0,00	218,99±2,60
	BF	516,88±42,12	696,67±0,00	300,00±0,00	223,33±0,00	434,22±173,55
	Remoção (%)	-47,52	-202,90	-61,68	-103,03	-98,29
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	BI	65,87±22,70	31,30±0,00	38,40±0,00	40,20±0,00	43,94±0,00
	BF	48,07±16,87	16,70±0,00	16,30±0,00	2,70±0,00	20,94±0,00
	Remoção (%)	27,02	46,65	57,55	93,28	52,34
Fósforo total (mg.L⁻¹)	BI	6,22±1,24	5,47±0,00	2,67±0,00	2,18±0,00	4,13±0,00
	BF	3,42±2,46	0,20±0,00	NR	NR	1,81±0,00
	Remoção (%)	44,98	96,27	NC	NC	56,17

Nota: NR – Não Realizado; NC – Não Calculado

Tabela 5.14 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator A, início (AI) e fim da batelada (AF) entre maio e outubro de 2017 – Fase 4 (*mg.L⁻¹).

Variável	Ponto Coleta	Mai 2017	Junho 2017	Julho 2017	Agosto 2017	Setembro 2017	Outubro 2017	Média ± Desvio Padrão
pH	AI	8,21±0,08	8,16±0,07	8,08±0,04	8,07±0,02	8,11±0,03	7,90±0,22	8,09±0,07
	AF	8,95±0,08	8,42±0,44	7,16±1,92	8,45±0,36	8,93±0,24	8,71±0,04	8,43±0,71
DO540	AI	0,716±0,140	0,386±0,035	0,417±0,026	0,586±0,069	0,680±0,218	0,702±0,102	0,581±0,072
	AF	1,132±0,288	1,079±0,062	1,067±0,095	1,408±0,286	1,488±0,212	1,678±0,048	1,309±0,111
DO682	AI	0,671±0,058	0,382±0,034	0,395±0,029	0,540±0,032	0,604±0,190	0,637±0,109	0,528±0,064
	AF	1,646±0,531	1,549±0,088	1,514±0,178	1,992±0,401	1,896±0,268	2,217±0,041	1,802±0,188
DO750	AI	0,527±0,069	0,303±0,029	0,323±0,020	0,444±0,026	0,518±0,173	0,588±0,093	0,450±0,059
	AF	0,919±0,242	0,897±0,052	0,897±0,063	1,179±0,248	1,262±0,183	1,403±0,075	1,093±0,091
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	1031,28±353,35	662,94±78,11	781,01±90,63	802,96±75,27	732,73±62,38	765,07±141,31	796,00±111,13
	AF	194,76±44,67	85,36±45,24	58,82±64,81	167,95±60,08	182,87±18,63	196,75±10,31	147,75±21,93
	Remoção (%)	81,11	87,12	92,47	79,08	75,04	74,28	81,44
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	AI	114,02±103,18	32,06±26,86	77,52±14,02	97,40±24,43	99,30±31,96	91,24±13,84	85,26±33,82
	AF	35,91±15,33	11,87±5,66	8,04±7,09	23,42±18,51	18,85±11,01	23,47±4,50	20,26±5,63
	Remoção (%)	68,50	62,98	89,63	75,96	81,01	74,28	76,24
DQO total (mg.L⁻¹)	AI	641±148	332±18	337±23	483,81±39	454±94	530±118	463±54
	AF	779±184	899±90	768±56	1391±446	1281±219	1238±120	1059±141
	Remoção (%)	-21,50	-170,67	-127,66	-187,50	-182,41	-133,60	-128,81
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	AI	264±83	133±18	147±50	183±23	162±43	152±6	173±27
	AF	152±0	55±19	58±15	61±4	63±7	95±23	81±0,00
	Remoção (%)	42,33	58,96	60,37	66,79	61,18	37,36	53,51
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	AI	115,00±162,63	118,00±8,49	133,50±34,69	190,00±20,30	235,33±76,85	224,00±59,40	169,31±56,01
	AF	317,50±449,01	569,84±44,78	568,89±73,21	950,00±347,24	846,67±129,14	680,00±122,57	655,48±164,12
	Remoção (%)	-176,09	-382,92	-326,13	-400,00	-259,77	-203,57	-287,15
Peso seco (mg.L⁻¹)	AI	138,33±195,63	133,00±22,81	160,00±44,80	204,44±16,44	215,56±24,57	270,00±66,00	186,89±68,09
	AF	473,33±419,68	510,83±159,48	550,42±80,67	922,22±281,29	942,22±168,83	923,33±146,14	720,39±121,74
	Remoção (%)	-242,17	-284,09	-244,01	-351,09	-337,11	-241,98	-285,46
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	AI	102,57±34,55	105,95±18,35	140,66±16,83	126,27±5,88	62,25±15,34	105,40±32,24	107,18±10,90
	AF	40,00±13,17	39,33±15,53	80,35±20,37	31,55±19,88	3,25±1,83	4,50±4,67	33,16±7,76
	Remoção (%)	61,00	62,88	42,88	75,01	94,78	95,73	69,06
Fósforo total (mg.L⁻¹)	AI	19,75±4,74	14,07±1,33	14,26±6,90	13,91±0,46	13,40±2,33	19,00±5,02	15,73±2,48
	AF	6,53±3,66	5,24±2,79	5,07±3,28	2,30±1,93	1,22±0,45	2,08±2,08	3,74±1,20
	Remoção (%)	66,92	62,80	64,46	83,49	90,92	89,08	76,22

Tabela 5.15 – Valores médios mensais do monitoramento fotobiorreator B, início (BI) e fim da batelada (BF) entre maio e outubro de 2017 – Fase 4 (*mg.L⁻¹).

Variável	Ponto Coleta	Maio 2017	Junho 2017	Julho 2017	Agosto 2017	Setembro 2017	Outubro 2017	Média ± Desvio Padrão
pH	BI	8,18±0,10	8,17±0,06	8,01±0,03	8,01±0,04	8,09±0,05	7,87±0,017	8,06±0,05
	BF	9,06±0,11	8,48±0,47	4,53±1,02	7,49±2,39	8,86±0,08	7,44±1,43	7,64±0,89
DO540	BI	0,712±0,153	0,394±0,039	0,422±0,059	0,589±0,070	0,676±0,216	0,597±0,233	0,565±0,082
	BF	1,102±0,216	1,127±0,072	1,131±0,243	1,150±0,125	0,924±0,247	1,274±0,125	1,118±0,074
DO682	BI	0,665±0,070	0,391±0,036	0,406±0,072	0,545±0,036	0,601±0,189	0,622±0,116	0,538±0,059
	BF	1,573±0,365	1,634±0,137	1,658±0,506	1,653±0,262	1,206±0,337	1,612±0,078	1,556±0,157
DO750	BI	0,524±0,079	0,308±0,033	0,330±0,051	0,446±0,026	0,511±0,172	0,514±0,103	0,439±0,055
	BF	0,902±0,185	0,934±0,055	0,951±0,173	0,958±0,088	0,775±0,200	1,032±0,083	0,925±0,062
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	1036,57±346,79	648,11±75,87	767,84±85,20	848,23±120,06	741,97±74,09	806,65±188,17	808,23±106,32
	BF	152,23±56,60	92,39±49,87	6,94±12,02	124,23±104,23	144,35±36,40	70,27±69,93	98,40±31,20
	Remoção (%)	85,31	85,75	99,10	85,35	80,54	91,29	87,83
AOV (mg.CaCO₃.L⁻¹)	BI	199,35±124,22	45,72±11,42	71,05±18,93	80,05±2,91	106,01±18,30	139,65±34,75	106,97±42,73
	BF	36,84±10,56	5,97±7,49	5,07±8,74	36,54±18,04	17,58±11,36	28,52±19,78	21,75±5,05
	Remoção (%)	81,52	86,95	92,87	54,35	83,42	79,58	79,67
DQO total (mg.L⁻¹)	BI	650±124	338±24	330±28	494±43	424±61	513±112	458±48
	BF	848±180	937±102	749±100	1025±164	732,94±208	1042±418	888,81±117
	Remoção (%)	-30,45	-177,43	-127,25	-107,50	-73,03	-102,96	-94,07
DQO solúvel (mg.L⁻¹)	BI	267±97	124±24	130±38	193±36	141,62±28	154±22	168±28
	BF	167±0	55±16	36±33	74±23	70,06±17	107±3	85±0
	Remoção (%)	37,84	55,64	72,68	61,67	50,53	30,60	49,76
Sólidos suspensos totais (mg.L⁻¹)	BI	112,00±158,39	129,00±7,07	142,50±44,22	156,67±63,57	229,33±87,96	225,00±60,81	165,75±50,76
	BF	308,00±435,58	626,19±24,51	663,33±263,59	632,22±92,16	463,33±121,97	721,67±351,20	569,12±160,99
	Remoção (%)	-175,00	-385,42	-365,50	-303,55	-102,03	-220,74	-243,36
Peso seco (mg.L⁻¹)	BI	140,00±197,99	115,50±25,13	151,67±61,61	187,78±27,95	191,67±40,07	276,67±51,85	177,21±65,45
	BF	451,11±393,07	778,33±387,83	635,00±211,55	591,11±64,06	520,00±174,36	746,67±339,41	620,37±132,97
	Remoção (%)	-222,22	-573,88	-318,68	-214,79	-171,30	-169,88	-250,08
Nitrogênio total (mg.L⁻¹)	BI	108,30±30,30	103,15±12,21	126,29±22,08	115,40±14,33	94,90±16,83	99,60±33,94	107,94±8,85
	BF	40,88±7,25	33,33±10,76	162,75±126,53	48,15±42,01	17,18±9,97	48,30±38,61	58,43±45,43
	Remoção (%)	62,26	67,69	-28,87	58,28	81,89	51,51	45,87
Fósforo total (mg.L⁻¹)	BI	19,12±4,18	13,96±1,10	15,75±4,94	14,02±1,05	13,55±0,92	15,43±3,64	15,30±1,82
	BF	6,06±3,03	4,88±2,64	21,76±23,65	8,05±5,20	4,57±2,17	14,23±10,35	9,92±8,31
	Remoção (%)	68,31	65,08	-38,18	42,57	66,27	7,75	35,16

O comportamento relativo a temperatura, pH, alcalinidade, AOV, DQO, sólidos em suspensão, crescimento da biomassa e nutrientes (nitrogênio e fósforo) durante todo o estudo são discutidos nas seções seguintes.

5.2.1.1 pH

Conforme observado nas Tabela 5.10 a 5.15 e Figura 5.14, o pH médio após a batelada permaneceu acima de 8,0 e, embora *C. sorokiniana* tenha preferência por meios com pH entre 6,0 e 7,0, Morita, Watanabe e Saiki (2000) relataram que pH superior a 7,0 não exibe efeito negativo sobre o crescimento da espécie. No entanto, há que se salientar que o pH era analisado sempre no início da fase luminosa, sendo assim, este aumento no pH também pode estar correlacionado a fase escura.

Figura 5.14 – Valores médios mensais de pH do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

O pH próximo a 9, observado ao final da batelada, pode também ser explicado devido à cultura não ser aerada com ar enriquecido com CO₂, resultando num consumo da alcalinidade como fonte de carbono inorgânico, que resultada na liberação de íons OH⁻ conforme anteriormente explicado.

No mês de julho de 2017 foi observado uma queda acentuada no pH ao final da batelada, sendo excessivamente maior para o FBR B. No entanto, o pH do afluente (início da batelada) não apresentou qualquer desvio ao comportamento observado nos demais meses de monitoramento.

5.2.1.2 Alcalinidade total e AOV

Ao observar os valores médios de alcalinidade total (Figura 5.15), observa-se um grande consumo deste por parte da biomassa algal, variando entre 69,73% (FBR A – Fase 3) e 87,83% (FBR B – Fase 4), sendo que ao considerar todo o período de monitoramento, ocorre uma média de 79,34% de consumo da alcalinidade total. Observa-se também que apesar da menor concentração afluyente de alcalinidade total na Fase 3, sua concentração no efluente, ao fim da batelada, pouco varia em comparação aos demais pontos de amostragem.

Um consumo da alcalinidade, nos processos comumente estudados (anaeróbios, por exemplo) espera-se que seja resultante de um aumento das concentrações de ácidos no meio, porém um aumento de ácidos no meio diminuiria o valor do pH, ao contrário do que ocorreu nos FBRs.

Figura 5.15 – Valores médios mensais de alcalinidade total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

O equilíbrio ácido-base da água, que está diretamente relacionado com o pH e a alcalinidade são influenciadas pelo processo de fotossíntese realizado pelas algas. Quando necessitam, algumas algas são capazes de utilizar outras fontes de carbono inorgânico que não somente o CO₂. Durante a fotossíntese, certas microalgas podem utilizar o bicarbonato presente, resultando no consumo deste, e por consequência na diminuição da alcalinidade do meio. E, em decorrência do uso dos bicarbonatos, ocorre a liberação de OH⁻ no meio, ocasionando um

aumento do pH além da redução da alcalinidade do meio (MARKOU; VANDAMME; MUYLAERT, 2014) conforme foi observado no presente estudo.

Com relação aos AOVs, os quais a sua concentração são em sua maioria devida a acetatos, ambos os FBRs, A e B, apresentaram um aumento em sua concentração ao fim da batelada, principalmente nos quatro primeiros meses de operação. Esse comportamento ocasionou uma produção de 3,20% e 1,14% para os FBRs A e B, respectivamente, durante a Fase 2, apesar do consumo ocorrido nos meses de outubro a dezembro. Assim, apesar do consumo da alcalinidade presente no meio, não houve de modo geral, um consumo dos AOV, ou seja, do acetato presente no meio, logo, pode-se dizer que não/ou pouco ocorreu crescimento heterotrófico durante esta fase de avaliação.

Figura 5.16 – Valores médios mensais de AOV do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Porém, ao contrário da Fase 2, na Fase 3, ocorreu um grande consumo dos AOVs presentes no meio com remoção média superior a 72% para ambos os FBRs. Esse maior consumo pode ser reflexo da menor quantidade micro e macro nutrientes presentes, como de bicarbonato, forçando o crescimento heterotrófico a atuar de forma mais presente, através do consumo de acetatos para tentar manter a taxa de crescimento dentro de níveis considerados “saúdáveis” para as microalgas.

Já na Fase 4, ocorre um aumento do AOV ao início da batelada, assim como ocorre com a alcalinidade total, entretanto isso pouco altera seu consumo que foi de 76% e 80%, para os FBRs A e B, respectivamente, semelhante ao consumo na fase anterior.

5.2.1.3 Densidade óptica

Na Figura 5.17 é apresentado uma imagem onde é possível observar a coloração do início e fim da batelada. O aumento da coloração verde foi refletido no aumento dos valores de densidade óptica (DO) observados durante o estudo.

Figura 5.17 – Amostras do efluente do UASB (UI), do início da batelada (AI e BI) e do fim da batelada (AF e BF) do FBR.

Nas Figura 5.18 a 5.20 é possível observar as densidades ópticas DO para o início e para o final da batelada, durante todo período de monitoramento, sendo que foram avaliadas em comprimento de onda de 540, 682 e 750 nm. A escolha pela avaliação da densidade óptica em três comprimentos de onda se deve ao fato de que não há um consenso na literatura científica de qual o melhor comprimento de onda é mais adequado para avaliação de biomassa de *C. sorokiniana*. Griffiths et al. (2011) recomendam que pesquisadores avaliem cuidadosamente os comprimentos de onda utilizados em experimentos com algas, uma vez que variações no conteúdo de pigmentos devido à idade da cultura ou condições de crescimento, podem levar a erros significativos. No entanto, apesar dos valores (número absoluto) serem diferentes para cada comprimento de onda, é possível observar um mesmo padrão para os três comprimentos de onda.

Figura 5.18 – Valores médios mensais de DO540 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Figura 5.19 – Valores médios mensais de DO682 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Figura 5.20 – Valores médios mensais de DO750 do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

A razão entre DO682 e DO540 é uma medida relativa da quantidade de clorofila-a pôr célula (Kliphuis et al., 2010), pois em 540 nm as algas quase não absorvem luz e em 682 nm, a luz é absorvida pela clorofila-a. Logo, quanto maior a quantidade de células presentes, melhor adaptação e crescimento. Na Figura 5.21 é apresentada essa relação, onde é possível observar que durante todo estudo, esta relação permaneceu acima de 1,0, ou seja, o FBR apresentou um crescimento saudável (adequado) durante todo monitoramento.

Em março de 2017 foram observados os menores valores de DO para o efluente do fotobiorreator A (AF), como também a relação entre a densidade óptica a 682 nm e 540 nm que atingiu seu menor valor (em torno de 1,1). Esta ocorrência pode estar relacionada a mudança de afluente do UASB, ocorrida na Fase 3, assim como foram observadas mudanças na alcalinidade total e AOV.

Figura 5.21 – Valores médios mensais da relação DO682/DO540 do fim de batelada (AF e BF) do FBR.

5.2.1.4 DQO total e solúvel

O aumento dos valores da DQO total (Figura 5.22) é esperado, visto que há o crescimento de biomassa algal. Este variou entre 74,8 (FBR A – Fase 3) e 128,8 (FBR A – Fase 4), com média superior a 109%. No entanto, a DQO solúvel (Figura 5.23), apresentou diminuição ao fim da batelada devido à assimilação de matéria orgânica pela biomassa, devido ao provável crescimento heterotrófico (assimilação de carbono orgânico).

Figura 5.22 – Valores médios mensais de DQO total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Figura 5.23 – Valores médios mensais de DQO solúvel do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Assim como ocorreu para os AOVs, no início da operação dos FBRs, o comportamento desta variável nos primeiros meses foi diferente do decorrer do estudo. Ocasionalmente uma remoção de DQO solúvel de apenas 12,7%, na Fase 2, enquanto que nas fases seguintes a remoção foi de 47,4% e 51,7% respectivamente.

5.2.1.5 Peso seco

Na Figura 5.24 estão representados os resultados médios do peso seco para os FBRs ao início e final da batelada. Nos quatro primeiros meses de monitoramento decidiu-se não realizar este parâmetro, de modo a esperar por uma maior estabilização do processo, como a adaptação da biomassa ao tipo de efluente a ser tratado.

Na Fase 2, quando da realização da análise, foi observado um aumento médio de 226% na biomassa, apresentando uma concentração média de peso seco de 625,29 mg.L⁻¹. Na fase 3, assim como ocorreram perturbações nas concentrações de alcalinidade total, AOV e DQO é possível observar uma queda produção de peso seco ao final da batelada (AF e BF) no período - apenas 94,0%, com uma queda superior a 60%, para ambos os FBRs, da biomassa obtida de novembro/2016, por exemplo, para abril/2017. A redução do peso seco é visível ao início da batelada também, pois além do efluente do reator UASB, é usado como inóculo parcela do volume da batelada anterior, conforme consta na seção 4.2. Deste modo, ao se utilizar o inóculo

proveniente de batelada com crescimento limitado pela deficiência de nutrientes, as concentrações iniciais de uma nova batelada foram menores, desencadeando sequência de concentrações progressivamente menores de algas. A alternativa para interromper o ciclo de progressivas menores concentrações de alga a cada novo ciclo foi inocular volume maior conforme explicado na seção 5.2. O período de readaptação durou cerca de 3 bateladas e foram feitas em maio/2017.

Após este período, o crescimento se normalizou e apresentou um aumento de peso seco de 267,8% na Fase 4, com concentração média de peso seco de 670,38 mg.L⁻¹. Apesar de ser considerado um baixo crescimento quando comparado a fotobiorreatores que utilizam a suplementação de CO₂, vale lembrar que os FBR foram operados apenas com o controle de temperatura ambiente (aprox. 25 °C) e fotoperíodo de 12h e sem enriquecer o ar com CO₂.

Figura 5.24 – Valores médios mensais de peso seco do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Ao comparar a produção de biomassa com demais estudos, embora fique claro que este valor é muito abaixo do obtido por Fernandes et al. (2015), onde utilizando a mesma microalga conseguiu uma produção de 4 g.L⁻¹, ressalta-se mais uma vez que neste estudo não foi suplementado o FBR com CO₂. Como exposto, tanto Fernandez et al. (2015) como Lizzul et al. (2013) utilizaram a suplementação com o CO₂, fato comum também observado em outros estudos com microalgas, como por exemplo Ugwo, Aoyagi e Uchiyama (2006), Liao et al. (2014), Wilt et al. (2016), Kliphuis et al. (2010) e Fernandes et al. (2017). Observa-se que o foco principal dos estudos têm-se sido apenas a remoção de macronutrientes (N e P) e

micronutrientes (como metais traços), além da produção de lipídeos, carboidratos, enquanto a remoção de carbono orgânico e inorgânico é principalmente tratada como um subproduto negligenciável do processo (WAGENEN; FRANCISCI; ANGELIDAKI, 2015). Quando, na verdade, aliados a remoção de P e N poderia estar o estudo da utilização dos compostos carbonados presentes no meio, como no caso de esgoto sanitário, como fonte de carbono, tornando assim estes processos cada vez mais autossustentáveis como nos demais estudos apresentados para fins de comparação.

Portanto, de acordo com as condições operacionais utilizadas conclui-se que é possível obter em torno de 700 mg/L de peso seco. Ressaltando mais uma vez a necessidade de mais estudos sobre o custo-benefício do uso ou não da suplementação com CO₂ para obter um maior crescimento da biomassa, visto que estes são escassos.

5.2.1.6 Nutrientes

Os valores médios de nitrogênio total e fósforo total estão representados, respectivamente, nas Figuras 5.25 e 5.26. As referentes análises foram realizadas em amostras filtradas em membranas de 0,45 µm de porosidade, de modo a obter a concentração de N e P dissolvida no efluente, ou seja, aquela que não foi incorporada pela biomassa algal. Portanto, quando se referir a nitrogênio total ou fósforo total, se refere a fração dissolvida no líquido.

Figura 5.25 – Valores médios mensais de nitrogênio total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

Figura 5.26 – Valores médios mensais de fósforo total do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR.

A assimilação de nitrogênio pela biomassa algal na Fase 2 foi de 50,4% para o FBR A e de 46,6% para o FBR B, resultando em uma remoção média de 48,5% de remoção de nitrogênio no período, enquanto o fósforo a assimilação foi de 67,6 para o FBR A e de 67,8% para o FBR B, resultando em uma remoção média de 67,7% de fósforo no período.

Já na Fase 3 foi de 25,6% para o FBR A e de 52,3% para o FBR B, resultando em uma remoção média de 39,0% de remoção de nitrogênio no período, enquanto que para o fósforo a assimilação foi de 60,2% para o FBR A e de 56,2% para o FBR B, resultando em uma remoção média de 58,2% de fósforo no período. Apesar da remoção obtida é possível verificar redução superior a 56% tanto de fósforo quanto de nitrogênio no início da batelada para ambos os FBRs (AI e BI), ao se comparar os meses de novembro/2016 e abril/2017.

Essa queda nos valores dos nutrientes ao início da batelada pode ser um dos fatores para a limitação no crescimento da biomassa, conforme observado na redução do peso seco e da relação DO682/DO540, por exemplo, pois além do carbono, o nitrogênio e fósforo são essenciais ao crescimento das algas (biomassa). *C. sorokiniana* apresenta razão de N:P ótima de 16:1 (razão de Redfield), ou seja, concentrações limitantes de fósforo para algumas espécies de algas pode limitar o uso do nitrogênio por estas (FERNANDES et al., 2015; MAYERS; FLYNN; SHIELDS, 2014; REDFIELD, 1958), assim as concentrações encontradas principalmente para o FBR B, podem ter limitado de certa forma o crescimento das microalgas, apresentando menor valor de peso seco que o FBR A.

No mês de julho de 2017, devido a quantidade de nitrogênio total no efluente do FBR B, bem como a quantidade de nitrato observada durante os ensaios de desinfecção realizados no período (seção 5.4) variando entre 20 a 50 mg.L⁻¹, e a queda acentuada do pH, suspeita-se que houve o crescimento e prevalência de algum microrganismo interferente ao processo neste reator, apesar de as condições de operação e assepsia de ambos FBRs A e B serem as mesmas. Devido a esta ocorrência, decidiu-se por inoculá-lo novamente com 15 L de inóculo do FBR que era mantido a *Chlorella sorokiniana* em meio M8a, para sua recuperação, que pode ser observada nos meses subsequentes.

Na Fase 4, a remoção de nitrogênio total por parte dos FBRs foi em média de 69,1% para o FBR A e de 45,9% para o FBR B. Essa baixa remoção também foi um indicativo da presença de algum interferente no FBR B, visto que as concentrações iniciais para ambos eram muito próximas. Como reflexo do consumo de nitrogênio total por parte das algas, está o consumo de fósforo, que pode ser um limitante. A remoção de fósforo total pelo FBR A foi de 76,2%, enquanto que para o FBR B foi de apenas 35,2%, menos que a metade do FBR A. Sendo que assim, como para o nitrogênio total, as concentrações iniciais de ambos os reatores eram praticamente as mesmas.

5.2.1.7 Perfil do fotobiorreator *flat panel*

Para melhor entendimento destes resultados obtidos, foi também traçado o perfil de crescimento das microalgas durante uma batelada, para verificar o comportamento em relação a assimilação dos nutrientes. Os resultados apresentados são uma média entre os dois fotobiorreatores A e B. Durante o período de acompanhamento, a temperatura média no efluente foi de $26,27 \pm 3,5$ °C e o pH foi em média de $7,78 \pm 0,62$ (Tabela 5.16). Observa-se também que ao fim da batelada ocorre um aumento de 54,9% na DQO total, devido ao crescimento da biomassa.

Embora *C. sorokiniana* (microalga predominante no meio) tenha preferência por meios com pH entre 6,0 e 7,0, Morita et al. (2000) relataram que pH superior a 7 não causa efeito negativo sobre o crescimento da espécie. Sendo que não foi possível estabelecer um padrão no valor de pH ao decorrer dos dias, porém apesar desta variação, seu valor ao fim da batelada foi superior ao dia 0.

De acordo com a Figura 5.27, observa-se que a alcalinidade no efluente cai bruscamente a partir do dia 3, demonstrando quando ocorre em maior taxa o consumo da alcalinidade como fonte de carbono inorgânico pelas microalgas. A concentração de ácidos orgânicos voláteis

inicialmente aumenta, porém com a diminuição da concentração da alcalinidade o mesmo começa a ser consumido também. Demonstrando que inicialmente as microalgas presentes no FBR preferem fontes de carbono inorgânico, porém quando estes estão escassos as mesmas podem consumir carbono orgânico, no caso, acetatos.

Tabela 5.16 – Valores médios diários de temperatura, pH e DQO durante o perfil do FBR.

Variável	DIA								Média±Desvio
	0	1	2	3	4	5	6	7	
Temperature (°C)	27,00	28,50	28,25	27,50	-	-	-	20,10	26,27 ± 3,5
pH	8,02	-	8,63	7,33	6,83	7,65	8,39	7,66	7,78 ± 0,62
DQO Total (mg/L)	456	-	-	-	-	-	-	706 ± 10	-

Figura 5.27 – Valores diários médios de alcalinidade parcial, total e AOV durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

A densidade ótica apresenta valor crescente no decorrer dos dias, sugerindo o aumento do número de células algais nos fotobiorreatores. Com relação aos dados de densidade ótica (Figura 5.28), os valores obtidos em 682 nm (máxima absorção de clorofila-a – Figura 5.29, portanto, correlaciona-se com o crescimento algal), indicaram um possível início da fase lag (período de latência em que a multiplicação celular ocorre na mesma taxa que as morte, tendo crescimento mínimo ou nulo no período) ao fim da batelada, sugerindo que a espécie se adaptou bem ao efluente. Fato também demonstrado pela relação DO682/DO540 nm que se mantém entre 0,68 e 1,09.

Figura 5.28 – Valores diários médios de densidade óptica durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

Figura 5.29 – Valores diários médios de clorofila-a durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

A remoção de ortofosfato no período foi de 84,40%, enquanto que a de fósforo total foi de 63,45% (Figura 5.30). A remoção de nitrogênio total foi de 50,00% (Figura 5.31). Observa-se que ocorre a conversão de todo nitrogênio amoniacal para formas oxidadas de nitrato e nitrito, sendo que o nitrito que inicialmente aumenta, é transformado (oxidado) a nitrato. É válido ressaltar que altos valores de pH aumentam a concentração de amônia livre que inibe a

nitrificação, e altas temperaturas também limitam o processo de nitrificação, o que não foi observado no sistema.

Figura 5.30 – Valores médios diários de ortofosfato e fósforo total durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

Figura 5.31 – Valores médios diários de nitrito, nitrato, nitrogênio amoniacal e nitrogênio total durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

A Figura 5.32 representa a variação de concentração (perfil) do peso seco com relação a densidade óptica, onde cada ponto no gráfico representa o passar de um dia, assim não só o peso seco e a densidade óptica aumentaram no decorrer dos dias como é possível observar a

relação entre as duas grandezas, facilitando o controle ou mesma a estimativa de peso seco produzido, já que a análise de densidade óptica é rápida e de fácil execução.

Figura 5.32 – Valores médios diários de peso seco durante a batelada para acompanhamento do desempenho (perfil) do FBR.

5.2.2 Análises microbiológicas

5.2.2.1 Remoção de *E. coli* e Coliformes totais

Inicialmente não eram realizadas análises de *E. coli* e coliformes totais para os afluentes e efluentes do FBR, apenas para o UASB, além dos pontos de amostragens dos ensaios de desinfecção. Porém, como será apresentado na seção 5.4, durante alguns ensaios de desinfecção, não foram observados a presença de *E. coli* após a FAD. De modo a verificar onde estava ocorrendo esta remoção, a partir dos ensaios de desinfecção com ozônio optou-se por também realizar as análises para o FBR.

De acordo com a Figura 5.33 é possível observar que quase não ocorreu uma remoção de coliformes totais pelo FBR, enquanto que para *E. coli* essa remoção/inativação variou de 0,82 a 4,5 log, ou seja, valores bem expressivos. No entanto, durante a pesquisa não foi possível determinar se ocorreu uma remoção ou necessariamente uma inativação desses patógenos dentro do FBR.

Figura 5.33 – Valores médios mensais de remoção/inativação de *E. coli* e coliformes totais do início (AI e BI) e fim de batelada (AF e BF) do FBR, durante os respectivos ensaios de desinfecção.

5.2.3 Considerações preliminares

Analisando os resultados, pode-se concluir que o consorcio formado a partir da inoculação da *Chlorella sorokiniana* foi capaz de crescer e remover nutrientes de forma satisfatória sem controle de temperaturas ou mesmo suplementação de CO₂, conforme normalmente é recomendado pela literatura. Isso representa uma economia relacionada à energia e recursos envolvidos nos processos de tratamento de esgoto. Esses resultados são relevantes especialmente para os países tropicais e em desenvolvimento, como o Brasil, onde as temperaturas são altas durante a maior parte do ano e o investimento no setor de saneamento não é tão alto quanto deveria ser.

O fotobiorreator apresentou também remoção/inativação de *E. Coli* e coliformes totais, com valores entre 0,50 a quase 3,0 log, apresentando de modo geral maior remoção/inativação para *E. Coli*, no entanto, essa remoção/inativação variou bastante entre as bateladas, não sendo possível estabelecer um padrão.

Quanto a remoção de nutrientes (assimilação pelas microalgas), nas fases 2 e 4 (tratamento de água negra anaerobiamente tratada), o fotobiorreator apresentou remoções de 45,9 a 69,1% para nitrogênio total e de 35,2 a 76,2% para fósforo total. Tais remoções demonstram a eficiência do reator mesmo quando não suplementado com CO₂.

5.3 FLOTAÇÃO POR AR DISSOLVIDO

Para separação da biomassa algal do líquido, foi utilizado o processo de flotação por ar dissolvido. Para tal, realizou-se ensaios de otimização das variáveis inerentes a operação do mesmo. O polímero catiônico de poliácridamida foi utilizado para os testes de modo a encontrar a dose de polímero que fornecesse a maior remoção de algas. Alguns resultados obtidos nestes testes são indicados nas Tabelas 5.17, 5.18 e 5.19. O pH inicial foi ajustado para 8,5 para favorecer a coagulação em função das características do polímero utilizado. Em função dos resultados obtidos nos ensaios complementares, decidiu-se por utilizar a dosagem de 6 mg.L⁻¹ de polímero poliácridamida. As análises deste efluente foram feitas quando dos ensaios de desinfecção.

Tabela 5.17 – Variáveis definidas para ensaios complementares de flotação por ar dissolvido para separação de *C. sorokiniana*.

Gradiente de mistura rápida	550 s ⁻¹
Tempo de mistura rápida	30 s
Pressão na câmara de saturação	500 kPa
Razão de recirculação	4%
Velocidade de flotação	12, 18 e 24 cm.min ⁻¹
Volume de amostra	1,92 L
Volume de recirculação	0,08 L

Tabela 5.18 – Concentrações iniciais no efluente do fotobiorreator utilizado para estudo.

Cor Aparente (uC)	10450
pH Inicial*	8,5
Absorbância em comprimento de onda (λ) 540 nm, 1,000 cm	1,337
Absorbância em comprimento de onda (λ) 682 nm, 1,000 cm	1,975
Absorbância em comprimento de onda (λ) 750 nm, 1,000 cm	1,128

*pH ajustado

Essa otimização foi realizada quando se utilizava o dejetos suíno da Granja Birg Board, a qual interrompeu suas atividades em 22 de dezembro de 2016 (Fase 2). Ao retornar o uso do dejetos suíno em abril/2017 (Fase 4), fornecido pela Fazenda Santo Ignácio de Loyola, e assim com o tratamento de água negra simulada, e em concomitância a readaptação do FBR, foi realizado um ensaio de flotação após esta água negra passar pelo sistema de tratamento (UASB + FBR), com o objetivo de verificar se era possível manter a mesma dosagem de coagulante bem como demais variáveis utilizadas.

Tabela 5.19 – Eficiência de remoção (%) obtida nos ensaios complementares para diferentes dosagens de polímero e velocidade de flotação.

Dosagem/Velocidade De Flotação	Cor (uC)	λ 540 nm	λ 682 nm	λ 750 nm	Turbidez (Ntu)
6 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	95,65±1,74	95,32±3,99	97,04±3,00	94,91±6,26	97,08±2,11
6 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	95,70±1,68	97,14±1,62	98,50±1,19	97,92±1,96	98,02±0,87
6 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	96,00±1,54	97,48±0,98	98,81±0,76	98,44±1,21	97,63±1,46
7 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	96,15±2,07	97,84±0,53	99,06±0,40	98,75±0,64	97,50±0,84
7 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	96,54±2,01	97,24±1,71	98,52±1,34	97,80±2,35	97,69±1,19
7 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	96,49±2,01	97,79±0,67	98,99±0,51	98,66±0,79	97,82±1,11
8 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	96,44±2,01	97,66±0,47	98,89±0,32	98,51±0,39	97,16±1,42
8 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	96,57±1,98	97,59±0,48	98,85±0,35	98,46±0,41	97,37±1,63
8 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	96,64±1,99	97,65±0,33	98,920,24	98,52±0,34	97,22±1,88
9 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	96,29±1,99	97,60±1,01	98,84±0,70	98,56±0,83	96,40±2,53
9 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	96,41±2,08	97,58±0,63	98,86±0,45	98,56±0,58	96,29±2,96
9 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	96,61±1,87	97,69±0,81	98,94±0,58	98,63±0,78	96,58±2,97
10 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	97,62±0,87	97,16±0,16	98,53±0,00	98,09±0,30	93,83±0,00
10 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	97,53±0,84	97,18±0,36	98,53±0,14	98,11±0,07	95,25±0,00
10 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	97,61±0,80	97,16±0,16	98,55±0,03	98,14±0,24	94,50±0,00
11 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	97,56±0,73	97,08±0,05	98,47±0,08	98,11±0,47	93,99±0,00
11 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	97,47±0,74	96,96±0,23	98,42±0,01	98,04±0,37	94,02±0,00
11 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	97,52±0,72	97,17±0,18	98,64±0,39	98,23±0,90	94,60±0,00
12 mg.L ⁻¹ /24 cm.min ⁻¹	97,58±1,00	97,36±0,10	98,65±0,10	98,28±0,44	95,39±0,00
12 mg.L ⁻¹ /18 cm.min ⁻¹	97,55±0,80	97,38±0,04	98,67±0,21	98,30±0,60	95,64±0,00
12 mg.L ⁻¹ /12 cm.min ⁻¹	97,63±0,90	97,46±0,07	98,68±0,07	98,32±0,37	95,49±0,00

No entanto, os resultados foram insatisfatórios. Conforme é possível observar na Figura 5.34, durante a mistura rápida ou mesmo após a flotação o efluente continua com uma quantidade considerável de biomassa algal que não foi removida/separada. Logo, foram feitos novos ensaios de otimização, devido às características diferentes deste efluente.

Figura 5.34 – (a) mistura rápida (b) flotação.

Fonte: Própria autora.

Na tabela 5.20 são apresentadas as variáveis utilizadas para esse novo ensaio de otimização da flotação e na Tabela 5.21 são apresentados os resultados obtidos para novas dosagens testadas do polímero. Para testar a porcentagem de recirculação foi fixada a dose de

polímero escolhida (13 mg.L^{-1}) e variaram-se as taxas de recirculação conforme Tabela 5.41. A partir dos resultados, foi definida a dose de polímero de 13 mg.L^{-1} e taxa de recirculação de 10%.

Tabela 5.20 - Parâmetros definidos para novos ensaios de otimização.

Gradiente de mistura rápida	550 s^{-1}
Tempo de mistura rápida	30 s
Pressão na câmara de saturação	500 kPa
Razão de recirculação	8%
Velocidade de flotação	12 cm.min^{-1}
pH natural da amostra	9,1
Volume da amostra/Volume de recirculação	1,84L/0,16 L

Tabela 5.21 - Eficiência obtida nos ensaios de otimização da flotação por ar dissolvido para diferentes dosagens de polímero.

Dosagem (mg.L^{-1})	Cor (uC)	Turbidez (Ntu)	Observação
7	1130,0	29,4	-
8	954,0	22,1	-
9	819,0	18,0	-
10	520,0	13,5	-
11	470,0	11,2	-
12	451,0	8,99	-
13	319,0	6,61	Dose escolhida
14	288,0	6,08	Aderência das algas as paredes do jarro
15	264,0	6,02	Aderência das algas as paredes do jarro
Amostra bruta (sem flotação)	6800	161,0	-

Tabela 5.22 – Valores remanescentes obtidos nos ensaios de otimização para diferentes taxa de recirculação.

Taxa de Recirculação (%)	Cor (uC)	Turbidez (Ntu)	Observação
4	471,0	8,83	-
6	416,0	8,68	-
8	398,0	8,45	-
10	326,0	7,52	Taxa de Recirculação escolhida
12	457,0	9,26	-
Amostra bruta (sem flotação)	6650,0	152,0	-

5.4 REMOÇÃO E INATIVAÇÃO DE PATÓGENOS

Sendo evidente os riscos associados à não existência de uma etapa de desinfecção em um sistema de tratamento, mesmo que variáveis devido ao uso (reúso) e/ou vazão do corpo receptor, de modo geral, ocorre a necessidade de uma etapa de desinfecção de modo a garantir a proteção à saúde (SANTOS et al., 2016). Logo, aqui são discutidos, não somente os resultados obtidos diretamente pelos ensaios de desinfecção (inativação), mas também as eficiências de

remoção de patógenos relativas as etapas anteriores a desinfecção: reator UASB, fotobiorreator e Flotação por ar dissolvido, no período do referente ensaio de desinfecção, permitindo assim uma visão global da eficiência do sistema.

Para efeitos de comparação, são apresentados resultados do afluente e efluente do reator UASB e do início e fim da batelada do FBR, facilitando a visualização de mudanças nas concentrações dos parâmetros analisados.

5.4.1 Ensaios de desinfecção com cloro

Os ensaios de desinfecção com cloro foram realizados durante da Fase 2 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.23 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos dois fotobiorreatores no período referente aos testes e ensaios de desinfecção com cloro; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao fim da batelada.

O consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores, superior a 90%, assim como o consumo dos AOV ao fim da batelada foi superior a 80% no período dos ensaios de desinfecção. A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm se manteve em torno de 1,5, mostrando a estabilidade e eficiência dos fotobiorreatores, devido às células saudáveis. A DQO solúvel ao fim das bateladas foi em média de 92 mg.L⁻¹, o que significou uma remoção de 36,6% da matéria solúvel pelas microalgas. Ao considerar o sistema, do afluente do reator UASB até o efluente dos FBRs, houve remoção acumulada de nitrogênio total e fósforo total superior a 75%, para ambos. No entanto, vale ressaltar que o efluente dos fotobiorreatores passa pela etapa de flotação por ar dissolvido antes de serem feitos os ensaios de desinfecção, sendo este considerado o efluente bruto antes da desinfecção.

O reator UASB promoveu remoção/inativação de 3,03 log de *E. coli* e 2,32 log de coliformes totais no período, porém a concentração ainda é da ordem de 10⁴ e 10⁵ UFC/100 mL, para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente.

A remoção de protozoários pelo reator UASB foi de 91,40% para cistos de *Giardia* spp. e de 96,60% para oocistos de *Cryptosporidium* spp., respectivamente 1,1 e 1,5 log de remoção. Remoções superiores as encontradas por Kinyua et al. (2016), que ao avaliarem o tratamento de dejetos suíno diluído em um digestor anaeróbico em escala de bancada (0,9 L), com TDH de 24 dias, observaram remoção de, aproximadamente, 90% para *Giardia lamblia* e de 60% para *Cryptosporidium parvum*. Os autores sugerem ainda que a presença de ácidos voláteis pode ter

desempenhado um papel significativo na inativação de (oo)cistos, uma hipótese válida também para as remoções observadas no reator deste estudo. Assim, este efeito dos ácidos voláteis juntamente com o TDH que, quanto mais elevado, possibilita um maior tempo de contato do efluente com a biomassa podendo aumentar a associação dos (oo)cistos às partículas do lodo, implica em menores concentrações de (oo)cistos no efluente (VALDEZ, 2016).

Tabela 5.23 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante ensaios de desinfecção com cloro (*mg/L).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	7,02±0,20	7,42±0,05	7,96±0,13	7,95±0,52
Nitrogênio Total*	183,48±102,04	193,63±57,46	93,43±44,99	45,36±23,89
Fósforo Total*	20,49±6,20	31,12±20,58	5,78±0,64	3,13±1,50
DO λ 540nm	NR	NR	0,553±0,115	1,245±0,183
DO λ 682nm	NR	NR	0,528±0,076	1,867±0,203
DO λ 750nm	NR	NR	0,430±0,083	1,084±0,084
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	416,49±169,86	557,87±201,52	386,55±91,38	30,01±13,10
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	645,19±234,98	768,54±22,64	507,66±118,55	43,05±15,72
AOV*	187,27±52,88	118,33±127,88	44,63±13,04	8,63±6,44
DQO total*	779±256	306±169	402±68	813±73
DQO solúvel*	NR	NR	145±61	92±59
Sólidos em Suspensão Totais*	359,22±155,27	138,44±134,68	232,00±22,63	543,67±69,60
Sólidos em Suspensão Fixos*	61,21±37,92	32,00±45,00	54,00±19,80	46,67±21,42
Sólidos em Suspensão Voláteis*	70,78±40,09	42,67±48,53	178,00±2,83	497,00±58,09
Sólidos Totais*	987,25±142,48	939,75±62,58	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	277,50±31,82	592,13±47,01
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,3x10 ⁷ ±2,8x10 ⁶	1,2x10 ⁴ ±2,5x10 ⁴	NR	NR
Coliformes Totais (UFC/100mL)	5,7x10 ⁷ ±2,9x10 ⁹	2,7x10 ⁵ ±2,0x10 ⁵	NR	NR
<i>Giardia</i> spp.(cistos/L)	7186,67 ±1989,33	618,34±464,33	NR	NR
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos/L)	196,67±51,85	6,67±9,43	NR	NR

NR – Não Realizado

Medeiros (2013) encontrou elevadas concentrações de patógenos, com médias geométricas de: 1,5x10⁵ de coliformes totais por mL, 1,4x10⁴ de *E. coli* por mL no efluente do reator UASB (volume útil de 18,8 m³ e TDH de 12h) da ETE piloto tratando esgoto do Campus da USP de São Carlos-SP e de bairros próximos. Encontrou ainda efluente bruto com 1,5x10⁴ por litro de *Giardia*, a saber, que as concentrações de cistos se mantiveram altas após o tratamento anaeróbio por reator UASB - 6,6x10³ por litro, houve decréscimo, em média, de apenas 0,36 log. Em relação a oocistos de *Cryptosporidium* a porcentagem de amostras positivas em efluentes de UASB foi de 23,5% com uma média geométrica de 2,0x10² de

oocistos por litro. Oliveira e Von Sperling (2005) relataram valores entre 4×10^6 e 7×10^7 coliformes fecais em 100 mL para efluentes de 10 reatores UASB em operação no país.

Robertson et al. (2000) estimaram, através de tratamento de esgoto primário e secundário, remoção de 60 a 90% para cistos de *Giardia*, e de 10 a 90% para oocistos de *Cryptosporidium*. Inúmeros fatores podem afetar a remoção incluindo propriedades dos próprios microrganismos, o tipo de tratamento e interações entre patógenos e o tratamento. Em relação ao tratamento de esgoto doméstico, há uma convergência de ideias de que os tratamentos de esgoto não são capazes de garantir um efluente seguro principalmente quando se visa o reúso, sendo imprescindível a desinfecção (MEDEIROS, 2010, 2013; OLIVEIRA, 2012; TOSETTO, 2005). Cheng et al. (2009) constataram remoções de 64 a 99% de oocistos de *Cryptosporidium* e 98 a 100% de cistos de *Giardia* em diferentes ETEs, e alertam para a infectividade dos cistos encontrados nos efluentes finais pesquisados. Medeiros (2013) verificou que a grande maioria dos oocistos de *Cryptosporidium*, contabilizados nos diferentes efluentes do tratamento, estavam viáveis (90,5%) e que a porcentagem viável de cistos de *Giardia* não se modificou durante o tratamento, o que mostra que os processos de tratamento estão causando danos morfológicos na parede dos cistos e oocistos, mas ainda não tão "profundos" para deixá-los inviáveis.

Na Tabela 5.24 consta a nomenclatura utilizada nos ensaios de desinfecção com cloro. Os resultados apresentados na Tabela 5.25 são a média dos valores observados e seu respectivo desvio-padrão, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Tabela 5.24 –Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com cloro.

Nomenclatura	BRUTO *	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
Dose de cloro (mg/L)	-	2	2	5	5	10	10	15	15
Tempo de contato (min)	-	10	20	10	20	10	20	10	20
CT (mg.min/L)	-	20	40	50	100	100	200	150	300

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.25 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com cloro (*mg.L⁻¹).

Variável	BRUTO	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
Temperatura amostra (°C)	24,3±0,6	24,2±0,8	24,0±0,5	24,1±0,6	24,0±0,5	24,3±0,6	24,3±0,6	24,5±0,6	24,5±0,7
Cloro livre residual*	0,045±0,016	0,056±0,012	0,069±0,012	0,118±0,067	0,090±0,026	0,222±0,144	3,903±6,543	1,021±1,046	0,792±0,854
Cloro total residual*	0,073±0,021	0,326±0,048	0,306±0,022	0,684±0,122	0,979±0,636	1,201±0,262	1,087±0,140	2,969±0,899	2,469±0,457
pH	8,42±0,23	8,54±0,21	8,61±0,16	8,67±0,17	8,63±0,13	8,66±0,23	8,67±0,20	8,67±0,38	8,67±0,29
Condutividade elétrica (µScm ⁻¹)	933,23±208,69	972,85±235,48	958,72±240,44	990,38±236,79	964,48±225,15	1002,40±230,94	1001,46±213,83	948,91±258,17	1009,48±288,00
Turbidez (NTU)	5,39	3,02	3,07	4,88	4,71	6,24	5,36	-	-
Absorbância 254 nm	0,441±0,119	0,425±0,119	0,423±0,119	0,407±0,117	0,404±0,117	0,390±0,122	0,387±0,117	0,354±0,148	0,353±0,144
Absorbância 272 nm	0,382±0,137	0,231±0,327	0,364±0,141	0,341±0,137	0,340±0,141	0,317±0,135	0,316±0,136	0,301±0,126	0,298±0,127
Nitrito (NO ₂ -)*	0,0543±0,0463	0,0522±0,0425	0,0528±0,0470	0,0368±0,0152	0,0331±0,0132	0,0121±0,0103	0,0148±0,0115	0,0073±0,0018	0,0040±0,0053
Nitrogênio Total*	50,63±24,06	44,41±38,49	48,47±42,13	51,52±24,25	51,04±25,44	53,63±25,73	45,30±39,24	32,91±23,92	44,83±34,25
Fósforo Total*	4,11±1,96	3,35±2,90	5,19±0,07	4,20±1,88	4,25±1,98	4,00±2,00	5,27±0,16	3,69±2,46	3,69±2,40
DQO total*	459±112	474±117	433±108	499±85	478±79	545±93	489±91	477±94	425±160
DQO filtrada*	318±89	384±25	393±72	396±60	356±86	416±103	410±102	327±103	315±83
DQO solúvel *	311±86	349±51	325±90	344±58	307,12±78,14	379±102	359±84	267±92	279±112
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	31,43±14,99	28,93±14,66	29,84±14,08	30,98±16,98	31,43±16,79	31,43±17,77	32,34±16,98	35,88±19,81	36,22±18,36
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	43,51±21,63	40,54±20,56	41,00±19,13	42,14±22,14	42,82±19,50	43,96±21,11	43,28±19,95	49,20±26,09	49,20±25,13
AOV*	5,11±5,58	0,83±0,72	1,83±2,38	1,78±1,56	0,27±0,47	6,88±7,53	2,73±1,74	0,56±0,79	5,36±6,07
Sólidos em Suspensão Totais*	24,48±12,83	11,46±7,37	8,85±5,16	16,67±5,63	11,98±7,67	17,88±10,29	17,53±7,11	17,45±10,68	17,19±5,89
Sólidos em Suspensão Fixos*	8,51±9,55	0,26±0,37	0,00	0,00	0,00	2,78±2,62	2,60±2,60	1,04±1,47	1,82±2,58
Sólidos em Suspensão Voláteis*	15,97±5,57	11,20±7,00	8,85±5,16	16,67±5,63	11,98±7,67	15,10±8,61	14,93±5,24	16,41±9,21	15,36±3,31
Sólidos Totais*	820,49±211,74	926,04±48,61	913,54±27,99	809,37±203,50	813,19±225,96	846,18±221,38	846,18±216,17	796,35±286,53	796,35±260,01
Sólidos Fixos*	578,12±122,90	623,44±13,99	606,25±20,62	556,60±119,38	546,87±144,20	563,19±101,56	573,26±109,63	568,75±179,72	571,35±165,73
Sólidos Voláteis*	242,36±89,06	302,60±62,61	307,29±7,37	252,78±87,19	266,32±91,91	282,99±136,97	272,92±128,67	227,60±106,80	225,00±94,28
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	3,1x10 ² ±3,8x10 ²	8,7x10 ¹ ±9,5x10 ¹	7,4x10 ¹ ±8,8x10 ¹	5,2x10 ¹ ±5,2x10 ¹	4,2x10 ¹ ±4,2x10 ¹	2,2x10 ¹ ±2,8x10 ¹	2,6x10 ¹ ±3,7x10 ¹	ND	ND
Col. totais (UFC/100mL)	3,0x10 ⁴ ±8,2x10 ⁴	2,1x10 ⁴ ±6,0x10 ⁴	1,4x10 ⁴ ±3,1x10 ⁴	1,3x10 ⁴ ±3,0x10 ⁴	1,0x10 ⁴ ±2,3x10 ⁴	1,8x10 ³ ±2,0x10 ³	1,5x10 ³ ±9,3x10 ²	3,5x10 ³ ±3,5x10 ³	1,0x10 ³ ±1,0x10 ³
<i>Giardia</i> spp. (cistos/L)	10,97±14,53	1,11±1,57	NR	NR	NR	NR	2,04±0,00	NR	2,44±1,89
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos/L)	0,41±0,57	ND	NR	NR	NR	NR	ND	NR	0,27±0,38

NR – Não Realizado

ND – Não detectado

De acordo com os dados apresentados na Tabela 5.25, a temperatura das amostras durante os ensaios variou entre 24,0 a 24,5 °C e o pH variou de 8,42 a 8,67. Esse pequeno aumento no pH, pode ser devido a adição de hipoclorito de sódio, que pode consumir os H^+ presentes no meio (WHITE, 1999), comportamento também observado por Medeiros (2013) ao desinfetar com cloro seu efluente anaeróbio. A análise de nitrogênio amoniacal apesar de feita, não foi informada, pois todas as amostras ficaram abaixo do nível de detecção do método utilizado, apresentando valores inferiores a 70µg/L. Isso ocorre pois a nitrogênio amoniacal é o primeiro a ser consumido pelas algas no FBR, portanto na etapa de cloração a presença de amônia é mínima.

O nitrito (Figura 5.35), que apresentou uma redução em função do aumento de CT aplicado, sendo que para doses iguais porém tempos de contatos diferentes, essa redução foi maior no maior tempo de contato aplicado. Apresentando diferença significativa ($P \leq 0,05$) apenas entre os ensaios E8 e os ensaios E3 e E4, segundo teste estatístico aplicado. Como as concentrações de nitrito são baixas, se pode concluir que as concentrações de nitrogênio total (Figura 5.36) são devidas à forma oxidada (nitrato) e complexas desse nutriente. A cloração pouco alterou as variáveis como nitrogênio total e fósforo total, o que era esperado pelo fato de o cloro não remover nitrogênio e fósforo. Não houve um padrão nos valores de nitrogênio total após a desinfecção com cloro, sendo observados tanto reduções como aumentos de forma aleatória. Sendo que as diferenças nos valores encontrados não foram consideradas significantes, devido aos desvios observados.

Figura 5.35 – Remoção de nitrito durante os ensaios de desinfecção com cloro.

Figura 5.36 – Remoção de nitrito durante os ensaios de desinfecção com cloro.

Apesar da alcalinidade pouco se alterar, é observado (Tabela 5.25) um ligeiro aumento em seus valores. Este comportamento é oposto ao observado por Medeiros (2010), que obteve perda de alcalinidade à medida que se elevava a dose de cloro aplicada. Já os AOV apresentaram valores muito discrepantes, ou muito baixos ou muitos altos, sem nenhum padrão em função do CT aplicado.

Na maioria dos ensaios de desinfecção com cloro, ocorreu aumento da DQO total após os ensaios (Figura 5.37), no entanto, esse aumento não foi significativo ($P \leq 0,05$). El-Rehaili (1995), Lourenção (2009) e Silva et al. (2015) também observaram aumento na DQO quando do uso do cloro como desinfetante. A explicação seria uma possível modificação na matriz orgânica pela ação dos desinfetantes, tornando-a mais facilmente biodegradável e oxidável durante os testes de DQO (SILVA et al., 2015). Na Figura 5.37, que apresenta a DQO total em suas frações, é possível observar que a fração coloidal aumentou consideravelmente após os ensaios de desinfecção, corroborando com uma possível modificação na matriz orgânica pela ação do desinfetante.

Figura 5.37 – Valores médios de DQO total dividido em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção com cloro.

Os sólidos em suspensão totais (Figura 5.38) foram removidos, sendo as maiores remoções obtidas pelas menores doses aplicadas, assim como também ocorreu com a fração fixa, que foi removida. Entretanto nenhuma remoção foi considerada significativa pelo teste t-student ($P \leq 0,05$).

Diferentemente dos sólidos em suspensão, os sólidos totais (Figura 5.39) praticamente não foram removidos e na maioria dos ensaios apresentou um ligeiro aumento em seus valores médios, não seguindo um padrão nesses aumentos. No entanto, essas variações após os ensaios de desinfecção não foram significativas ($P \leq 0,05$). Esse aumento nos sólidos totais também foi observado por Lourenção (2009), onde independente da dose e tempo de contato aplicados, foi observado esse aumento quando da aplicação do cloro. Sendo que esse aumento pode ser advindo da adição de solutos, que possam estar presentes na composição da solução de hipoclorito de sódio ou na de metabissulfito de sódio utilizadas.

Figura 5.38 – Valores médios de sólidos em suspensão totais discriminados em fixos e voláteis durante os ensaios de desinfecção com cloro.

Figura 5.39 – Valores médios de sólidos totais discriminados em fixos e voláteis durante os ensaios de desinfecção com cloro.

A absorvância em 254 nm pode representar a concentração de matéria orgânica presente na matriz. Visto que grande parte da matéria orgânica apresenta ligações duplas, as quais absorvem a radiação nesse comprimento de onda. Logo, quanto maior sua redução após os ensaios de desinfecção, maior pode-se considerar a remoção de matéria orgânica pelo agente desinfetante, junta a comparação dos valores de DQO encontrados. Nos ensaios com o cloro

(Figura 5.40) observa-se o aumento na porcentagem de remoção com o aumento das doses e tempo de contato, variando de 3,54% a 20,04%.

Figura 5.40 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com cloro.

Como ocorre um aumento na remoção, ou seja, uma menor absorção da radiação nesse comprimento de onda após os ensaios de desinfecção, e concomitante a este, na maioria dos casos, um ligeiro aumento da DQO, sugere-se que na verdade não houve uma remoção de matéria orgânica, e sim uma mudança no perfil da matéria orgânica presente, de compostos insaturados para compostos saturados, os quais absorvem menos radiação em 254 nm, porém é susceptível a oxidação ocorrente nas análises de DQO.

O cloro após os ensaios de desinfecção pode estar presente nas formas de cloro residual livre ou combinado, sendo a soma destes, o cloro residual total. Na Figura 5.41 é apresentado as formas e concentrações presentes depois dos ensaios de desinfecção. Apesar de não ter sido detectado nitrogênio amoniacal no efluente, a forma principal de cloro após os ensaios de desinfecção é na forma combinada.

Figura 5.41 – Cloro Residual Total após os ensaios de desinfecção com cloro discriminados nas formas livre e combinado.

Na Tabela 5.26 está apresentada a inativação em log de microrganismos indicadores e protozoários monitorados, sendo constatada ausência de *E. coli*, nos ensaios E7 e E8. Para representação gráfica dos resultados o cálculo do log de inativação foi feito considerando N=1. Neste caso a inativação deve ser considerada como maior ou igual ao valor obtido.

Tabela 5.26 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados.

	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8
CT (mg.min/L)	20	40	50	100	100	200	150	300
<i>E. coli</i> (log)	1,19	1,24	1,91	1,95	1,15	1,55	2,62	2,62
Coliformes Totais (log)	0,18	0,44	0,38	0,47	1,23	1,30	1,59	2,13
<i>Giardia</i> spp. (log)	1,0	-	-	-	-	-	-	0,7
<i>Cryptosporidium</i> spp. (log)	1,6	-	-	-	-	-	-	0,2

Nas Figuras 5.42 e 5.43 são apresentados o log de inativação em função do CT aplicado em cada ensaio. Tanto para *E. coli* quanto para coliformes totais observa-se que o CT=150 mg.min/L foi mais eficiente que o CT=200 mg.min.L⁻¹. Pode-se considerar que apesar de um CT maior, neste caso o que influenciou a desinfecção foi a dose aplicada, que para CT=150 foi de 15 mg.L⁻¹ e para CT = 200 foi de 10 mg.L⁻¹, conforme informado na Tabela 5.45. Para a inativação de *E. coli* houve diferença significativa (P = 0,05) entre E5 e as amostras E7 e E8. Para os coliformes totais, houve diferença significativa (P = 0,05) entre o E8 e as amostras E2, E3 e E4.

Figura 5.42 –Inativação de *E. coli* com cloro.

Figura 5.43 –Inativação de coliformes totais com cloro.

Quanto aos protozoários, a flotação promoveu grande remoção, e como a uma limitação no nível de detecção dos métodos disponíveis e no caso utilizado, as concentrações encontradas após a flotação foram baixas e até mesmo não detectável como é o caso do *Cryptosporidium* na maioria dos ensaios realizados (Tabela 5.26). Entretanto, uma baixa concentração de oocistos no efluente tratado, ainda deve ser motivo de preocupação e cautela devido aos riscos à saúde pública, visto que doses infectantes destes são extremamente baixas e o fato destes não poderem ser correlacionados à presença ou não de outros patógenos, implica na necessidade de uma etapa de desinfecção para garantir proteção à saúde do ser humano (OKHUYSEN et al., 1999;

CHAPPELL et al., 2006). Como o cloro é pouco eficaz contra protozoários, acredita-se que essa remoção é devida a provável perda de indivíduos durante os ensaios por aderência a parede do frasco, mesmo que este tenha sido enxaguado com Tween para evitar esta ocorrência.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do reator UASB ao efluente da cloração que obteve maior inativação), observa-se ótima remoção e ou inativação de *E. coli*, na ordem de 7 log, e para coliformes totais na ordem de 4,7 log, sendo a sobrevivência na ordem de 10^1 e 10^3 UFC/100mL respectivamente, possibilitando assim, várias aplicações de reúso para este efluente tratado. Lembrando que o reator UASB promoveu remoção/inativação de 3,03 log de *E. coli* e 2,32 log de coliformes totais no período. Há que se considerar apenas que o cloro não promove redução significativa da turbidez (Tabela 5.44) ou cor, o que poderia causar rejeição nos casos de reúso com contato direto da população, visto que águas com cores são erroneamente associadas à poluição ou contaminação, ou seja, perigosas pela população.

5.4.2 Ensaios de desinfecção com radiação UV

Os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta foram feitos durante a Fase 2 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.46 as concentrações médias no afluente e efluente do reator UASB, e no afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos testes e ensaios de desinfecção com ultravioleta; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

Assim como ocorrido no período dos ensaios de desinfecção com cloro, é possível observar o grande consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores, superior a 96%. O consumo dos ácidos voláteis ao fim do processo (UASB até FBR) foi de 97,7%, sendo o consumo por parte dos FBRs em média de 93%. A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi superior a 1,5, mostrando mais uma vez a estabilidade e eficiência dos fotobiorreatores, devido às células saudáveis.

A DQO total, que é em parte removida pelo reator UASB, volta a aumentar após o FBR devido ao crescimento da biomassa algal, enquanto que o FBR remove 78,7% da DQO solúvel do efluente, muito superior a remoção obtida durante os ensaios de desinfecção com cloro (36,6%); o valor médio da DQO solúvel neste período foi apenas 61% do valor no período da desinfecção com cloro. Considerando o sistema todo, do afluente do reator UASB até o efluente

dos FBRs, a remoção acumulada de nitrogênio total foi de 60,8% e a de fósforo total foi de 80,3%.

Tabela 5.27 - Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	6,99±0,00	7,77±0,00	7,89±0,06	7,41±0,53
Nitrogênio Total*	167,88±0,00	168,52±0,00	82,93±17,92	65,83±8,24
Fósforo Total*	26,70±0,00	22,35±0,00	7,10±0,00	5,27±0,14
DO λ 540nm	NR	NR	0,543±0,018	0,813±0,050
DO λ 682nm	NR	NR	0,541±0,027	1,250±0,121
DO λ 750nm	NR	NR	0,434±0,018	0,783±0,065
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	401,94±0,00	515,59±0,00	380,15±27,37	15,74±5,57
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	609,84±0,00	639,00±0,00	526,11±12,99	20,99±7,42
AOV*	184,54±0,00	48,35±0,00	60,94±4,46	4,18±5,64
DQO total*	1066±0	233±0	586±84	712±73
DQO solúvel*	NR	NR	266±23	56±4
Sólidos em Suspensão Totais*	508,89±0,00	71,33±0,00	296,50±16,26	327,00±1,41
Sólidos em Suspensão Fixos*	121,11±0,00	19,00±0,00	105,00±89,10	28,50±0,71
Sólidos em Suspensão Voláteis*	387,78±0,00	52,33±0,00	191,50±72,83	298,50±0,71
Sólidos totais*	1171,00±0,00	712,00±0,00	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	344,00±5,66	487,00±0,00
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,3x10 ⁷ ±0,00	7,0x10 ⁵ ±0,00	NR	NR
Coliformes Totais (UFC/100mL)	2,5x10 ⁷ ±0,00	1,2x10 ⁶ ±0,00	NR	NR
<i>Giardia</i> spp. (cistos.L ⁻¹)	1750,00	510,00	NR	NR
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos.L ⁻¹)	110,00	20,00	NR	NR

NR – Não Realizado

O reator UASB promoveu remoção de 1,27 log de *E. coli* e 1,32 log de coliformes totais no período, porém a concentração ainda é da ordem de 10⁵ e 10⁶ UFC/mL, para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. Sendo que como a coleta do efluente UASB é realizada na caixa de coleta, ocorreu um acúmulo de *E. coli* e coliformes totais, diminuindo a eficiência do reator UASB em 0,24 e 0,38 log, respectivamente.

A remoção de protozoários pelo reator UASB, no período, foi de 70,86%, para cistos de *Giardia* spp. e de 81,82% para oocistos de *Cryptosporidium* spp., 0,54 e 0,74 log respectivamente, sendo que essas remoções foram menores que as obtidas durante os ensaios com cloro. No entanto, a concentração de giardia spp. no afluente do UASB também é muito menor neste período – 75,6%, que quando nos ensaios de desinfecção com cloro.

Os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta foram feitos com o efluente dos fotobiorreatores após a etapa de flotação por ar dissolvido para remoção da biomassa da fase

líquida. Na Tabela 5.28 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta. Os resultados apresentados na Tabela 5.29 são a média dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Tabela 5.28 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3
Dose (Wh.m ⁻³)	-	10	15	20

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.29 - Dados referentes aos ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta (*mg.L⁻¹).

Variável	BRUTO	E1	E2	E3
Temperatura amostra (°C)	24,00±0,00	24,00±0,00	24,00±0,00	24,00±0,00
pH	8,95±0,00	9,08±0,59	8,86±0,17	8,82±0,09
Condutividade elétrica (µS.cm ⁻¹)	937,08±0,00	934,79±9,06	904,83±30,31	921,08±5,12
Turbidez (NTU)	5,54±0,00	7,57±0,24	8,23±0,76	7,57±0,42
Absorbância 254 nm	0,564±0,000	0,549±0,009	0,533±0,009	0,527±0,006
Nitrato*	74,48±0,00	48,44±1,90	46,25±4,09	48,23±3,48
Nitrito (NO ₂)*	0,0384±0,00	0,0733±0,0015	0,0869±0,0006	0,1099±0,0010
DQO total*	42±0	62±9	61±7	52±10
DQO filtrada*	29±0	37±2	39±5	43±6
DQO solúvel *	29±0	34±3	34±5	40±7
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	20,50±0,00	15,72±1,18	20,73±3,08	20,73±1,04
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	28,70±0,00	23,01±1,42	27,56±4,85	26,88±1,58
AOV*	4,83±0,00	0,55±0,96	2,18±1,89	3,14±0,10
Fósforo total*	5,91±0,00	6,95±1,14	6,99±0,73	6,71±0,05
Nitrogênio total*	74,65±0,00	34,43±30,00	34,11±30,13	55,26±16,00
Sólidos em Suspensão Totais*	26,04±0,00	15,45±3,91	15,63±3,13	14,84±1,10
Sólidos em Suspensão Fixos*	3,13±0,00	1,91±2,41	0,00±0,00	0,26±0,37
Sólidos em Suspensão Voláteis*	22,92±0,00	13,54±4,51	15,63±3,13	14,58±1,47
Sólidos Totais*	969,79±0,00	977,43±30,77	902,02±56,32	893,40±42,76
Sólidos Fixos*	587,50±0,00	631,94±27,61	570,83±9,55	585,42±24,56
Sólidos Voláteis*	382,29±0,00	345,49±51,12	331,25±51,17	307,99±37,29
<i>E. coli</i> (UFC/100 mL)	ND	ND	ND	ND
Coliformes Totais (UFC/100 mL)	1,1x10 ⁴ ±0,00	1,5x10 ⁴ ±1,8x10 ⁴	9,1x10 ³ ±8,3x10 ³	1,3x10 ³ ±1,5x10 ³
<i>Giardia</i> spp. (cistos.L ⁻¹)	1,65±0,00	0,208±0,180	NR	0,21±0,33
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos.L ⁻¹)	ND	ND	NR	ND

NR – Não Realizado; ND – Não Detectado

O pH variou de 8,82 a 9,08, salientando que o pH foi corrigido para 8,5 na etapa anterior de flotação, passo decidido durante a realização dos ensaios e para a otimização da coagulação. Devido à variabilidade da amostra provocada pela FAD é possível observar aumento significativo ($P \leq 0,05$) na turbidez após a desinfecção para todos os ensaios feitos.

A alcalinidade pouco se alterou, apresentando valores ligeiramente menores após os ensaios de desinfecção com radiação UV. No entanto, observa-se consumo dos AOV nos

ensaios, sendo que o consumo foi maior quanto menor a dose aplicada, com os ensaios E1 e E3 apresentaram diferença significativa em relação ao BRUTO, o mesmo não foi encontrado para o E2 devido ao maior desvio-padrão durante este ensaio.

A concentração de nitrogênio amoniacal, apesar de analisada, não foi informada, pois todas as amostras ficaram abaixo do nível de detecção do método utilizado, apresentando valores inferiores a $70\mu\text{g.L}^{-1}$. Assim, como os níveis de nitrito também são baixos, se pode concluir que as concentrações de nitrogênio total são devidas à forma oxidada (nitrato) deste nutriente. Porém, houve um aumento na concentração de nitrito em função da dose de UV aplicada, sendo significativa ($P \leq 0,05$) para as três doses aplicadas (E1, E2 e E3), além de serem significativas entre si.

Após a desinfecção, é possível observar diminuição na concentração de nitrogênio total (Tabela 5.29), que foi significativo ($P \leq 0,05$) nos ensaios E1 e E2. Enquanto que para o fósforo total é observado um aumento que foi significativo para o E3.

Após os ensaios de desinfecção, observa-se a formação de DQO coloidal e um aumento na DQO total (Figura 5.44), entretanto esses aumentos não foram considerados significativos ($P = 0,05$).

Figura 5.44 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.

Houve remoção significativa ($P \leq 0,05$) dos sólidos em suspensão (Figura 5.45) após os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta, principalmente a remoção da fração fixa. O ensaio E3 foi o que apresentou a melhor remoção, no entanto, não há diferença ($P \leq 0,05$) entre as doses aplicadas, sugerindo que uma menor dose pode ser utilizada.

Figura 5.45 – Valores médios de sólidos em suspensão explicitados em suas frações voláteis e fixa, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.

Em relação à concentração dos sólidos totais (Figura 5.46), ocorreu pouca variação após os ensaios de desinfecção, não sendo estatisticamente significativas ($P \leq 0,05$).

Figura 5.46 – Valores médios de sólidos em suspensão explicitados em suas frações voláteis e fixa, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.47), avaliada pela redução da absorbância em 254 nm, foi menor que a obtida pela desinfecção com cloro, variando apenas entre 2,53 e 6,41%. Essa redução não foi compatível com os resultados de DQO, que sofreram aumentos após a desinfecção, incluindo a DQO solúvel. Logo, pode ter ocorrido uma transformação da matéria

orgânica presente tornando-a mais susceptível a oxidação química ocorrente na análise de DQO.

Figura 5.47 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta.

Na Tabela 5.30 é apresentada a inativação, em log, dos microrganismos indicadores *E. coli* e coliformes totais e dos protozoários monitorados, e na Figura 5.48 o log de inativação de coliformes totais em função da dose de ultravioleta aplicada. Não foi detectada a presença de *E. coli* após a flotação, ou seja no efluente BRUTO e após os ensaios de desinfecção, demonstrando ser este, mais susceptível a remoção. Essa remoção pode ser devida tanto ao FBR, à flotação, quanto ao nível de detecção do método utilizado. O log de inativação para coliformes totais obtido no ensaio E3 foi significativamente ($P \leq 0,05$) maior que os obtidos nos ensaios E1 e E2, porém nenhum ensaio inativou mais que 1 log.

Tabela 5.30 – Log de inativação para *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados.

Nomenclatura	E1	E2	E3
Dose UV (Wh.m ⁻³)	10	15	20
<i>E. coli</i> (log)	ND	ND	ND
Coliformes Totais (log)	0,02	0,10	0,92
<i>Giardia</i> spp. (log)	0,90	-	0,90
<i>Cryptosporidium</i> spp. (log)	ND	-	ND

ND = Não Detectado

Como para a desinfecção com o cloro, a flotação promoveu grande remoção dos cistos e oocistos dos protozoários, devido ao provável arraste pelas microbolhas de ar aderidas aos cistos e oocistos. As concentrações de cistos e oocistos encontradas após a flotação foram

baixas e até mesmo não detectável como é o caso do *Cryptosporidium* na maioria dos ensaios realizados (Tabela 5.30). Entretanto, mesma com a remoção de giárdia spp. ainda ocorre presença após os ensaios de desinfecção.

Figura 5.48 – Log de inativação de coliformes totais em função da dose de radiação ultravioleta

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da desinfecção), observa-se ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 7,1 log, e para coliformes totais na ordem de 4,28 log, ficando na ordem de 10³ UFC/100mL para coliformes totais e tendo ausência de *E. coli* no efluente final (não detectável), sendo que o reator UASB promoveu remoção de 1,27 log de *E. coli* e 1,32 log de coliformes totais no período. Como na desinfecção com cloro, há várias possibilidades de reúso para este efluente tratado.

5.4.3 Ensaios de desinfecção com UV-Cloro

Os ensaios de desinfecção sequencial com radiação Ultravioleta e Cloro foram feitos durante a Fase 2 de operação do sistema. Os ensaios de desinfecção com UV-Cloro também foram feitos em batelada, sendo que primeiramente o efluente era desinfetado com a respectiva dose de UV e em seguida era feita a aplicação da dose e tempo de contato relativos ao cloro, configurando então a desinfecção sequencial, sendo que a radiação UV não mantém residual para agir durante a desinfecção com cloro. São apresentadas, na Tabela 5.50, as concentrações médias no afluente e efluente do reator UASB, e no afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos testes e ensaios de desinfecção com cloro; para este último considerar

FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

Tabela 5.31 - Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com UV - Cloro (*mg/L).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	7,26±0,21	7,64±0,07	8,28±0,06	8,73±0,39
Nitrogênio Total*	83,55±66,48	134,31±50,49	51,20±31,20	26,53±11,24
Fósforo Total*	11,44±4,17	12,33±4,37	5,39±0,11	1,32±1,39
DO λ 540nm	NR	NR	0,482±0,057	1,093±0,289
DO λ 682nm	NR	NR	0,496±0,034	1,626±0,413
DO λ 750nm	NR	NR	0,406±0,039	1,006±0,191
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	205,25±128,74	320,47±110,53	259,12±47,77	61,83±33,73
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	292,35±195,53	415,73±180,19	318,16±87,17	53,79±36,05
AOV*	60,86±30,21	52,20±56,49	19,90±24,13	0,86±1,84
DQO total*	511±133	231±85	462±124	765±157
DQO solúvel*	136±27	58±9	83±30	49±6
Sólidos em Suspensão Totais*	254,00±126,34	139,00±65,53	270,67±58,29	397,25±119,77
Sólidos em Suspensão Fixos*	52,00±41,48	36,33±41,96	71,33±11,72	33,50±1,91
Sólidos em Suspensão Voláteis*	202,00±84,85	102,37±23,57	199,33±52,62	363,75±120,38
Sólidos Totais*	665,25±59,75	666,00±62,23	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	274,51±63,22	532,50±122,85
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	2,8x10 ⁷ ±3,3x10 ⁷	1,7x10 ⁵ ±2,1x10 ⁶	NR	NR
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,2x10 ⁸ ±6,4x10 ⁷	8,9x10 ⁵ ±6,9x10 ⁶	NR	NR
<i>Giardia</i> spp. (cistos.L ⁻¹)	2723,33 ±3144,27	91,69±87,21	NR	NR
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos.L ⁻¹)	116,67±23,57	5,00±7,07	NR	NR

NR – Não Realizado

Assim como para o período dos ensaios com cloro e com radiação UV, é possível observar o grande consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores, superior a 83%. O consumo dos ácidos voláteis ao fim do processo foi de 98,6%, e a relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi superior a 1,5, característico dos FBR, como nos demais períodos.

A DQO total que foi em parte removida pelo reator UASB, volta a aumentar após o FBR devido ao crescimento algal, no entanto, a DQO solúvel apresenta remoção constante pelo sistema, acumulando um valor de 64%. Sendo que o FBR foi capaz de remover 41,0% da DQO solúvel afluente (início da batelada – FBR I). Ao considerar o sistema, do afluente do reator UASB até o efluente dos FBRs, a remoção acumulada de nitrogênio total foi de 68,2% e para o fósforo total foi de 88,5%.

O reator UASB promoveu remoção de 2,22 log de *E. coli* e 2,13 log de coliformes totais no período, porém a concentração ainda era da ordem de 10^5 UFC/100mL para ambos. A remoção de protozoários é superior a 90%, 1,47 e 1,37 log respectivamente para *Giardia spp.* e *Cryptosporidium spp.* Porém, a quantidade restante ainda é preocupante visto a dose infectante destes.

Os ensaios de desinfecção com UV-Cloro foram feitos com o efluente dos fotobiorreatores após a etapa de flotação por ar dissolvido. Antes dos ensaios de desinfecção a absorbância em 254 nm foi medida e o tempo de contato a ser aplicado foi calculado, conforme informado na seção 4.4.

Na Tabela 5.32 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção com UV-Cloro. Os resultados médios, apresentados na Tabela 5.33, estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3. Os ensaios E1 e E2 foram feitos em dia diferente dos ensaios E3 e E4, assim a amostra bruta, proveniente da flotação por ar dissolvido não é a mesma. Para os ensaios E1 e E2, foi considerada a amostra bruta como o Bruto 1 e para os ensaios E3 e E4, como Bruto 2. Portanto, não foi calculada a média entre as amostras do Bruto, pois neste caso não representaria as características reais deste em cada ensaio de desinfecção, devido a sua grande variação. As análises foram feitas apenas após a aplicação de ambos os desinfetantes, cloro e radiação ultravioleta, inclusive para a inativação de *E. coli* e coliformes totais.

Tabela 5.32 - Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com UV – Cloro e CT aplicados.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3	E4
Dose UV (Wh/m ³)	-	10	10	15	15
Dose Cloro (mg/L) (a)	-	2	10	2	10
Tempo de contato Cloro (b)	-	20	20	20	20
CT (a x b)	-	40	200	40	200

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.33 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com UV – Cloro (*mg.L⁻¹).

Variável	Bruto 1	E1	E2	Bruto 2	E3	E4
Temperatura amostra (°C)	24,00±0,00	25,07±0,12	24,90±0,10	24,00±0,00	25,17±0,29	25,33±0,58
Cloro livre residual*	0,03±0,00	0,04±0,01	0,15±0,03	0,04±0,00	0,38±0,16	1,11±0,04
Cloro total residual*	0,04±0,00	0,21±0,16	1,29±0,05	0,04±0,00	0,27±0,01	2,19±0,17
pH	8,19±0,00	8,94±0,06	9,31±0,03	8,06±0,00	8,00±0,07	8,02±0,10
Condutividade elétrica (µS.cm ⁻¹)	706,77±0,00	823,99±17,90	828,68±31,51	501,46±0,00	527,60±1,99	593,72±1,59
Turbidez (NTU)	4,83±0,00	5,65±0,50	4,77±0,50	3,60±0,00	5,10±0,31	5,19±0,35
Absorbância 254 nm	0,457	0,425±0,003	0,394±0,005	0,290	0,257±0,002	0,220±0,002
Nitrato (NO ₃ ⁻)*	54,17±0,00	52,08±1,38	44,79±1,04	4,17±0,00	0,59±0,06	0,83±0,0
Nitrito (NO ₂ ⁻)*	0,0634±0,00	0,0966±0,0096	0,0502±0,0021	0,0057±0,00	0,0043±0,0013	0,0057±0,0003
DQO Total*	43±0	77±10	60±10	31±0	42±7	47±4
DQO filtrada*	38±0	60±7	52±5	29±0	40±2	37±9
DQO solúvel *	31±0	56±5	49±6	16±0	36±4	29±14
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	25,97±0,00	24,14±2,20	40,54±7,77	53,98±0,00	53,30±1,18	60,36±1,42
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	34,17±0,00	33,94±0,39	52,39±4,80	77,90±0,00	78,13±1,58	85,42±2,05
AOV*	0,90±0,00	0,32±1,05	5,76±8,58	0,00±0,00	10,76±3,51	4,92±3,72
Fósforo total*	5,67±0,00	3,65±3,16	3,89±0,30	0,33±0,00	0,34±0,05	0,34±0,03
Nitrogênio total*	63,45±0,00	46,57±9,71	43,25±2,87	6,35±0,00	5,42±0,83	5,69±0,37
Sólidos em Suspensão Totais*	9,90±0,00	18,58±2,10	11,63±1,31	7,29±0,00	2,26±1,08	5,38±2,67
Sólidos em Suspensão Fixos*	0,00±0,00	1,04±1,80	0,35±0,60	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
Sólidos em Suspensão Voláteis*	9,90±0,00	17,53±2,96	11,28±1,50	7,29±0,00	2,26±1,08	5,38±2,67
Sólidos Totais*	781,25±0,00	810,42±14,32	764,58±4,77	341,67±0,00	332,64±18,29	381,25±18,52
Sólidos Fixos*	551,04±0,00	516,67±29,39	557,29±11,83	273,96±0,00	235,07±32,65	301,74±26,56
Sólidos Voláteis*	230,21±0,00	293,75±41,16	207,29±7,86	67,71±0,00	97,57±14,45	79,51±10,22
<i>E. coli</i> (NMP/100 mL)	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Coliformes Totais (NMP/100 mL)	3,2x10 ⁵ ±0,00	4,4x10 ⁵ ±4,6x10 ⁵	6,5x10 ³ ±3,5x10 ³	2,0x10 ⁵ ±0,00	2,5x10 ⁴ ±2,9x10 ⁴	1,7x10 ³ ±1,5x10 ³
<i>Giardia</i> spp. (cistos/L)	0,73±0,00	ND	NR	ND	NR	ND
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos/L)	ND	ND	NR	ND	NR	ND

NR – Não Realizado

ND – Não Detectado

A temperatura média das amostras durante os ensaios variou de 24,0°C a 25,3 °C, e pH variou de 8,00 a 9,31, salientando que o pH foi corrigido para 8,5 na etapa anterior de flotação, passo decidido durante a realização dos ensaios e para a otimização da coagulação. Enquanto que para os ensaios E1 e E2 não houve um padrão para o valor de turbidez, é possível observar um aumento significativo na turbidez após a desinfecção para os ensaios E3 e E4, em relação ao Bruto 2.

Assim como nos ensaios anteriores, com cloro ou radiação ultravioleta, a concentração de nitrogênio amoniacal ficou abaixo do nível de detecção do método utilizado, apresentando valores inferiores a 70µg.L⁻¹. Os valores encontrados para nitrito não seguiram um padrão, onde alguns ensaios promoveram redução enquanto que outros um aumento, sendo que apenas o E4 não foi significativo após a desinfecção. Após a desinfecção, é possível observar a diminuição na concentração de nitrogênio total, que foi significativa ($P = 0,05$) nos ensaios E3 e E4, em relação ao Bruto 2.

Ocorreu um aumento na concentração de alcalinidade total após o ensaio sequencial com radiação UV-Cloro, sendo que esse aumento foi significativo ($P = 0,05$) quando da aplicação de dose de 10 mg.L⁻¹ de cloro, ou seja, nos ensaios E2 e E4, mesmo comportamento demonstrado pela alcalinidade parcial. No entanto, como a variação dos valores de pH não foi semelhante à variação da alcalinidade total, a variabilidade da alcalinidade total pode estar associada a outros parâmetros físicos e/ou químicos (MEDEIROS, 2010).

Assim como nos ensaios de desinfecção com cloro, ocorreu aumento na DQO após a aplicação dos desinfetantes, o qual foi significativo para o E1 e E4 (Figura 5.49) em relação aos seus respectivos efluente bruto. Ao analisar a Figura 5.49, conclui-se que grande parte dessa variação se deve ao aumento da DQO solúvel. A explicação seria uma possível modificação na matriz orgânica pela ação dos desinfetantes, tornando mais facilmente biodegradável e oxidável durante os testes de DQO (SILVA et al., 2015).

Figura 5.49 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Para a menor dose de UV (10 Wh.m^{-3} , ensaios E1 e E2) ocorreu aumento nos sólidos suspensos totais (Figura 5.50), enquanto que para a maior dose de UV (15 Wh.m^{-3} , ensaios E3 e E4) ocorreu uma diminuição na concentração destes. Diferentemente, a concentração de sólidos totais (Figura 5.51) não apresentou grandes variações após a desinfecção sequencial.

Figura 5.50 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Figura 5.51 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

A remoção da absorbância em 254 nm (Figura 5.52) para uma mesma dose de radiação UV foi maior quanto maior a dose de cloro aplicada, no entanto, comparando as mesmas doses de cloro, a remoção foi maior para a maior dose de radiação UV aplicada. Silva (2007) afirma que a absorbância 254 nm pode ser entendida como a demanda de radiação UV pelo efluente, o qual exercida a priori pela presença de compostos orgânicos e inorgânicos específicos, corroborando a alta correlação encontrada entre absorbância e os valores de DQO. Entretanto, como não houve uma redução da DQO, e sim um aumento após os ensaios de desinfecção, acredita-se que tenha ocorrido mudança no perfil da matéria orgânica presente, tornando-a mais biodegradável.

Figura 5.52 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorvância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Apesar do nitrogênio amoniacal ficar abaixo do limite de detecção ($< 70,0 \mu\text{g.L}^{-1}$), observa-se a formação de cloro combinado (Figura 5.53) após a aplicação de cloro nos ensaios de desinfecção sequencial, sendo maior essa formação quando da aplicação da menor dose de radiação ultravioleta (10 Wh.m^{-3}). Quando aplicado a maior dose de radiação ultravioleta (15 Wh.m^{-3}), foi menor a formação de cloro combinado em comparação a mesma dose de cloro aplicada, sendo assim maior a formação de cloro livre.

Figura 5.53 – Valores médios de cloro residual livre e total os ensaios de desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Na Tabela 5.34 é apresentada a inativação em log dos microrganismos indicadores *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados, e na Figura 5.54, o log de inativação de coliformes totais em função do CT aplicado. Não foi detectada a presença de *E. coli*, nos ensaios feitos, mesmo no BRUTO (inferior ao limite de detecção do método). Essa remoção pode ser devida tanto ao FBR quanto à flotação. Quanto aos protozoários, assim como para os outros ensaios feitos, a flotação por ar dissolvido promoveu grande remoção de (oo)cistos, devido ao arraste pelas microbolhas de ar aderidas aos (oo)cistos, não sendo detectados pelo método utilizado após a flotação e ensaios de desinfecção.

Tabela 5.34 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados.

Nomenclatura	E1	E2	E3	E4
Dose UV (Wh/m ³)	10	10	15	15
Dose Cloro (mg/L)	2	10	2	10
CT	40	200	40	200
<i>E. coli</i> (log)	ND	ND	ND	ND
Coliformes Totais (log)	0,00	1,68	0,90	2,08
<i>Giardia</i> spp. (log)	ND	-	-	ND
<i>Cryptosporidium</i> spp. (log)	ND	-	-	ND

ND – Não Detectado

Figura 5.54 – Log de inativação coliformes totais em função de CT nos ensaios de UV-Cloro.

Ao considerar a mesma dose de radiação ultravioleta – comparação entre E1 e E2 e entre E3 e E4 – a inativação foi maior quanto maior a dose de cloro aplicada. E, ao considerar a mesma dose de cloro – comparação entre E1 e E3 e entre E2 e E4 – a maior dose de radiação ultravioleta promoveu uma maior inativação, no entanto essa inativação não foi

significativamente maior. O log de inativação obtido no ensaio E4 foi significativamente ($P \leq 0,05$) maior que os obtidos nos ensaios E1 e E3, nos quais utilizou-se uma dose de cloro de 2 mg.L⁻¹. Logo, a dose de cloro aplicada interferiu mais significativamente nesta desinfecção sequencial.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da cloração), observa-se uma ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 7,5 log, e para coliformes totais na ordem de 4,9 log, ficando na ordem de 10³ UFC/mL coliformes totais, e apresentando uma inativação até UFC inferior ao limite de quantificação do método para *E. coli*, porém como citado anteriormente, é preciso verificar em qual etapa está sendo removido esse patógeno, se nos FBRs ou se na flotação.

O sinergismo ocorre quando a desinfecção sequencial promove uma maior inativação que a soma da inativação na aplicação dos desinfetantes separadamente (desinfecção individual). Em relação a ocorrência ou não de sinergismo na desinfecção sequencial, foi comparada as eficiências obtidas de inativação dos microrganismos indicadores em função das doses aplicadas na desinfecção sequencial com radiação ultravioleta seguida de cloro (Tabela 5.35), com as eficiências obtidas quando da aplicação individual de cada desinfetante com as mesmas doses e tempos de contato.

Tabela 5.35 – Sinergismo na desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Doses aplicadas	Microrganismo indicador	Desinfecção individual com Cloro	Desinfecção individual com Radiação UV	Σ das desinfecções individuais	Desinfecção sequencial com Radiação UV-Cloro	Sinergia
E1 UV = 10 Wh.m ⁻³ Cloro = 2 mg.L ⁻¹	<i>E. coli</i>	1,24	ND	*	ND	*
	C. total	0,44	0,02	0,46	0,00	-0,46
E2 UV = 10 Wh.m ⁻³ Cloro = 10 mg.L ⁻¹	<i>E. coli</i>	1,55	ND	*	ND	*
	C. total	1,30	0,02	1,32	1,68	0,36
E3 UV = 15 Wh.m ⁻³ Cloro = 2 mg.L ⁻¹	<i>E. coli</i>	1,24	ND	*	ND	*
	C. total	0,44	0,10	0,54	0,90	0,36
E4 UV = 15 Wh.m ⁻³ Cloro = 10 mg.L ⁻¹	<i>E. coli</i>	1,55	ND	*	ND	*
	C. total	1,30	0,10	1,40	2,08	0,68

* Não foi possível calcular a somatória ou sinergismo devido a não detecção do patógeno.

Para as menores doses de radiação UV e cloro não foi encontrado sinergismo, sendo a desinfecção individual muito mais eficiente. Já os ensaios E2 e E3 da desinfecção sequencial obtiveram a mesma diferença e sinergismo, enquanto que o melhor resultado foi obtido pela aplicação de uma dose de 15 Wh.m^{-3} de radiação UV seguida de 10 mg.L^{-1} de cloro, com um log de inativação 0,68 maior que a somatória da inativação individual de cada um.

5.4.4 Ensaios de desinfecção com Ozônio

Os ensaios de desinfecção com ozônio foram feitos durante da Fase 4 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.36 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos testes e ensaios de desinfecção com ozônio; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada. Para os ensaios de desinfecção com ozônio tal, foi realizada a calibração do equipamento de ozonização, para que os ensaios sejam precisos e exatos. A calibração do gerador de ozônio está descrita no APÊNDICE B.

Como era de se esperar, pela não suplementação com CO_2 , na Tabela 5.36 é possível observar o grande consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores, superior a 89%. Isso ocorre pois, conforme já explicado, as microalgas consomem a alcalinidade como fonte de carbono inorgânico. O consumo dos ácidos voláteis ao fim do processo foi de 98,2%, sendo que o FBR removeu/consumiu aproximadamente 70% dos AOVs no início da batelada. A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi em torno de 1,4, apenas 0,1 menor que nos períodos anteriores de ensaios de desinfecção, mostrando uma grande estabilidade do FBR.

Enquanto que o sistema foi capaz de remover acima de 93% da DQO solúvel, o FBR removeu 50,8% da DQO solúvel de seu afluente (início da batelada). Considerando o sistema, do afluente do reator UASB até o efluente dos FBRs, a remoção acumulada de nitrogênio total de 85,7% e de fósforo total 70,3%.

O reator UASB promoveu remoção de 2,33 log de *E. coli* e 2,67 log de coliformes totais no período, porém a concentração ainda é da ordem de 10^4 e 10^5 UFC/mL, para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. Sem falar que como o efluente para repique do FBR é coletado na caixa de saída, acaba que ocorrendo um acúmulo de patógenos na mesma (Tabela 5.55), aumentando a concentração destes no FBR. A remoção de protozoários pelo reator UASB

no período foi de 85,7%, para cistos de *Giardia* spp. e de 68,8% para oocistos de *Cryptosporidium* spp., 0,85 e 0,51 log de remoção, respectivamente; sendo que essas remoções foram menores que as obtidas durante os ensaios com cloro e sequencial UV-cloro.

Tabela 5.36 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com ozônio (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	7,12±0,09	7,50±0,07	8,18±0,05	8,26±0,29
Nitrogênio Total*	292,34±25,28	260,85±30,76	106,80±14,09	41,88±8,95
Fósforo Total*	20,84±2,37	16,05±1,01	14,38±1,05	6,19±1,64
DO λ 540nm	NR	NR	0,407±0,016	1,078±0,047
DO λ 682nm	NR	NR	0,403±0,012	1,548±0,075
DO λ 750nm	NR	NR	0,320±0,015	0,895±0,039
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	281,36±39,30	641,72±84,58	545,34±47,64	53,09±19,83
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	617,46±55,09	842,00±144,15	678,15±68,87	68,88±27,88
AOV*	537,22±38,09	66,48±41,98	33,83±20,90	9,92±7,28
DQO total*	3800±3864	216±38	343±15	888±75
DQO solúvel*	881±73	115±11	120±15	59±18
Sólidos em Suspensão Totais*	945,28±289,52	55,33±0,94	124,00±0,00	598,02±44,66
Sólidos em Suspensão Fixos*	138,06±33,39	8,00±2,83	5,00±4,24	25,90±9,23
Sólidos em Suspensão Voláteis*	807,22±256,13	47,33±1,89	119,00±4,24	572,11±44,95
Sólidos Totais*	1746,50±266,58	742,50±45,25	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	130,56±24,94	583,33±55,26
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,6x10 ⁷ ±7,4x10 ⁶	7,4x10 ⁴ ±9,0x10 ⁴	2,9 x10 ⁵ ±2,5x10 ⁵	1,0x10 ³ ±0,00
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,6x10 ⁸ ±3,4x10 ⁷	3,4x10 ⁵ ±1,2x10 ⁵	1,7x10 ⁶ ±5,3x10 ⁵	5,4x10 ⁵ ±1,3x10 ⁶
<i>Giardia</i> (cistos/L)	5625,56±3471,05	801,81±895,03	NR	NR
<i>Cryptosporidium</i> (oocistos/L)	255,56±118,57	79,61±20,59	NR	NR

Os ensaios de desinfecção com ozônio foram feitos com o efluente dos fotobiorreatores após a etapa de flotação por ar dissolvido. Na Tabela 5.37 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção com ozônio e na Tabela 5.38, a eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção.

Os resultados, das demais variáveis avaliadas nos ensaios de desinfecção com ozônio, estão apresentados na Tabela 5.39 e são a média dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Tabela 5.37 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção com ozônio.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3	E4	E5	E6
Dose (mg/L)	-	10	10	15	15	20	20
Tempo de contato (min)	-	5	10	5	10	5	10

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.38 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção (*mg.L⁻¹)

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência	Ozônio residual*	Ozônio consumido*	% Consumido
E1	10	0,010	9,990	99,90	0,01	9,980	99,80
E2	10	0,007	9,993	99,93	0,02	9,976	99,76
E3	15	0,137	14,863	99,09	0,03	14,836	98,91
E4	15	0,022	14,978	99,85	0,01	14,964	99,76
E5	20	0,145	19,855	99,27	0,02	19,838	99,19
E6	20	0,048	19,952	99,76	0,01	19,939	99,69

As temperaturas médias das amostras durante os ensaios de desinfecção ficaram entre 23,3 e 23,6°C, ou seja, como houve mínima variação na temperatura, esta não influenciou na transferência de ozônio entre as doses, que ficaram próximas conforme observado na Tabela 5.57. O pH apresentou ligeira queda após a desinfecção em função da dose e tempo de contato aplicados, variando de 9,16 a 8,32, no entanto essa variação no pH não foi significativa ($P \leq 0,05$).

Ao contrário dos ensaios de desinfecção feitos durante a Fase 2, todos os ensaios de desinfecção feitos na Fase 4, como o com ozônio, não tiveram o pH do efluente corrigido na etapa anterior de flotação, decisão tomada a partir das novas características do efluente do reator UASB devido ao novo dejetado suíno e portanto, para otimização da FAD.

Houve reduções na alcalinidade parcial e total em função da dose e tempo de contato aplicados (Tabela 5.39), entretanto devido as variações obtidas nos resultados, essas reduções não foram significativas ($P \leq 0,05$). Os AOVs, apresentaram variações com um comportamento em função da dose e tempo de contato aplicados. Para uma mesma dose aplicada, ocorria redução/remoção para o menor tempo de contato (5 min) e aumento para o maior tempo de contato (10 min). Uma possível explicação para essas variações são a reação de formação e/ou oxidação promovidas pelo ozônio durante o ensaio de desinfecção.

Após a desinfecção com ozônio, como era de se esperar, não ocorreu variações significativa ($P \leq 0,05$) nas concentrações de fósforo total. Em relação as formas de nitrogênio presentes, o nitrogênio amoniacal ficou abaixo do nível de detecção, por isso seu resultado não foi apresentado. As concentrações de nitrato sofreram pequenas variações não significativas ($P \leq 0,05$). Provavelmente devido a oxidação do nitrito que sofreu pequenas reduções após a desinfecção.

Tabela 5.39 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com ozônio (*mg.L⁻¹).

	BRUTO	E1	E2	E3	E4	E5	E6
Temperatura amostra (°C)	23,33±1,26	23,50±1,32	23,60±1,22	23,57±1,60	23,40±1,59	23,43±1,40	23,43±1,40
Formaldeído (µg L⁻¹)	99,63±22,45	208,52±139,25	332,96±149,89	377,41±177,23	437,78±216,63	491,85±233,66	521,11±236,81
Ozônio residual*	ND	0,01±0,01	0,02±0,02	0,03±0,02	0,01±0,02	0,02±0,01	0,01±0,02
pH	9,16±0,31	8,71±0,37	8,65±0,60	8,59±0,56	8,47±0,71	8,32±0,63	8,33±0,58
Condutividade (µScm⁻¹)	982,74±14,52	1040,07±103,76	974,89±26,21	991,41±13,88	961,74±25,15	967,30±19,85	946,52±40,15
Turbidez (NTU)	3,87±0,45	3,69±0,93	3,37±0,78	2,61±1,25	2,09±1,38	1,78±1,46	1,66±1,45
Cor verdadeira (Pt-Co)	125,19±18,67	63,33±15,67	52,22±28,35	48,15±15,13	45,19±10,79	42,59±19,13	33,33±20,21
Absorbância 254 nm (nm)	0,44±0,01	0,42±0,19	0,30±0,07	0,28±0,09	0,23±0,09	0,22±0,10	0,21±0,11
Nitrato (NO₃⁻)*	47,48±16,06	41,41±23,05	45,74±14,41	48,11±15,51	48,07±13,30	48,93±12,93	49,89±15,13
Nitrito (NO₂⁻)*	2,04±3,37	1,65±2,84	1,61±2,72	1,13±1,95	0,95±1,64	0,43±0,74	0,54±0,92
Ortofosfato*	6,74±0,84	6,51±1,60	6,60±1,08	6,93±1,02	6,80±0,89	7,59±1,85	7,66±2,03
DQO total*	62±8	73±30	53±9	51±13	48±11	42±8	52±18
DQO filtrada*	52±7	68±33	47±8	47±9	45±9	41±9	43±10
DQO solúvel*	51±7	66,19±34,99	46±9	46±10	45±9	41±8	40±10
Alcalinidade parcial (mg.CaCO₃.L⁻¹)	58,60±10,37	57,06±8,12	50,51±17,71	55,13±16,85	53,21±14,21	50,89±19,25	47,42±27,78
Alcalinidade total (mg.CaCO₃.L⁻¹)	80,58±18,45	75,95±15,79	71,33±22,85	74,41±21,83	71,33±20,99	68,24±23,39	65,54±33,89
AOV*	11,28±8,63	9,54±8,03	15,90±6,99	9,64±6,38	17,93±11,10	7,99±1,44	8,16±1,96
Nitrogênio total*	72,89±5,03	94,00±0,00	96,56±26,56	86,33±24,98	76,44±6,29	95,33±24,20	74,33±3,93
Fósforo total*	5,70±1,15	5,62±1,01	5,87±1,04	5,86±1,08	5,96±1,41	6,99±2,70	6,56±2,36
Sólidos em Suspensão Totais*	10,93±1,40	7,96±5,16	8,15±5,01	6,30±4,02	4,63±3,70	4,63±3,70	3,89±4,55
Sólidos em Suspensão Fixos*	1,67±2,89	0,56±0,56	0,00±0,00	2,04±3,53	0,19±0,32	0,74±1,28	0,37±0,64
Sólidos em Suspensão Voláteis*	9,26±1,95	7,41±4,79	8,15±5,01	4,26±3,57	4,44±3,85	3,89±4,41	3,52±4,72
Sólidos Totais *	700,37±85,52	787,41±143,49	686,67±75,95	662,96±85,07	680,74±73,89	679,63±76,68	683,33±68,38
Sólidos Fixos *	494,07±70,49	536,30±67,31	471,85±65,22	494,07±77,24	492,96±63,41	491,11±58,72	472,22±79,87
Sólidos Voláteis *	206,30±56,16	251,11±79,50	214,81±88,71	168,89±61,17	187,78±66,01	188,52±31,43	211,11±76,91
E. coli (UFC/100mL)	3,0x10 ³ ±7,2x10 ³	2,0x10 ¹ ±5,4x10 ¹	1,0x10 ³ ±1,7x10 ³	1,5x10 ² ±4,4x10 ¹	1,7x10 ² ±1,6x10 ²	3,1x10 ¹ ±3,0x10 ¹	9,4x10 ¹ ±3,5x10 ²
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,2x10 ⁵ ±2,9x10 ⁵	1,4x10 ⁴ ±1,9x10 ⁴	2,2x10 ⁴ ±3,4x10 ⁴	4,5x10 ³ ±3,4x10 ³	3,6 x10 ³ ±2,6x10 ³	8,8x10 ² ±7,1x10 ²	1,4x10 ³ ±1,7x10 ³
Giardia (cistos/L)	ND	ND	NR	NR	NR	NR	ND
Cryptosporidium (oocistos/L)	ND	ND	NR	NR	NR	NR	ND

NR – Não Realizado

ND – Não Detectado

A DQO (Figura 5.55) apresentou aumento nos valores médios para o ensaio E1, porém diminuições nos valores médios para os demais ensaios. No entanto, essas variações não foram significativas ($P \leq 0,05$). Esse mesmo comportamento foi observado por Xu et al. (2002), onde esses autores apesar de aplicarem doses de até $21 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$, não foram observadas alterações significativas na DQO de efluentes secundários altamente poluídos.

Figura 5.55 – Valores médios de DQO total explicitados entre suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Ocorreu remoção da turbidez (Figura 5.56) após a desinfecção com ozônio em função da dose e tempo de contato aplicados. Diferentemente do que foi encontrado por Miranda (2015), que após os ensaios de ozonização de um efluente sanitário proveniente do tratamento por um reator compartimentado, encontrou um aumento da turbidez após a aplicação do ozônio. Xu et al. (2002) e Bichara (2014) também observaram comportamento análogo à Miranda (2015). Xu et al. (2002), por exemplo, obtiveram aumento de até 8% na turbidez após doses de $10 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$, onde somente com doses maiores obteve remoção.

Já a remoção de cor verdadeira (Figura 5.57) obtida no presente estudo, é coerente com os resultados obtidos por Miranda (2015), sendo que as remoções encontradas foram significativas ($P \leq 0,05$) para ao teste estatístico aplicado.

Figura 5.56 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Figura 5.57 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Independentemente de ser ou não significativas, as remoções na turbidez e cor verdadeira são importantes para águas de reúso, visto que ainda há preconceito por parte da população em relação a estas características, muitas vezes considerada limpa (sem patógenos/própria ao uso) as águas sem sólidos ou cor, quando a ausência destes na verdade não é sinônimo estrito de qualidade.

A desinfecção com ozônio promoveu remoções nos sólidos em suspensão (Figura 5.58), sendo maior quanto maior a dose e quanto maior o tempo de contato para uma mesma dose. O mesmo comportamento foi observado por Silva (2008), onde o autor cita que essa remoção

pode ser referente a uma hidrolização exercida pela ozonização dos SST. Diferentemente, os sólidos totais (Figura 5.59) tiveram poucas variações após a aplicação do ozônio.

Figura 5.58 – Valores médios de sólidos em suspensão totais, explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Figura 5.59 – Valores médios de sólidos totais, explicitados em suas frações voláteis e fixo, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.60) avaliada em função da absorbância em 254 nm, foi maior quanto maior a dose e o tempo aplicado, variando entre 5,77% e 53,34%. Alcançando assim uma remoção maior que a desinfecção com cloro, radiação UV ou sequencial

com radiação UV seguida de cloro. E ao contrário do ocorrido nestes outros ensaios de desinfecção, no presente, ocorre remoção de DQO junto redução da absorção de radiação a 254 nm, significando que de fato ocorreu remoção da matéria orgânica presente. Xu et al. (2002) observou em seus estudos que mesmo quando não houve remoção significativa de DQO, é possível obter de 28 a 55% de remoção na absorbância a 254 nm, quando aplicado doses de 2 a 13 mg.O₃.L⁻¹ em efluentes secundários.

Figura 5.60 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Na Figura 5.61 estão representados os valores médios de formação de formaldeído em função das doses e tempo de contato aplicados. O efluente BRUTO já apresentava concentração média de 99,63 µg.L⁻¹ de formaldeído, tendo o efluente após a desinfecção entre 208,52 e 521,11 µg.L⁻¹. Em todas as doses aplicadas foi observado a formação de formaldeído, porém em concentração inferior a valor máximo permitido pela OMS (900 µg.L⁻¹).

Figura 5.61 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

O valor encontrado no efluente BRUTO foi maior que o encontrado por Miranda (2015) que encontrou entre 50 e 80 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no efluente proveniente de reator compartimentado tratando esgoto universitário. Sendo que os efluentes tratados por ambos eram provenientes de um campus universitário, enquanto que no presente estudo é uma água negra simulada, proveniente da mistura de dejetos suínos com esgoto doméstico após tratamento preliminar.

Na Tabela 5.40 é apresentada a inativação em log dos microrganismos indicadores *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados, e as Figura 5.62 e 5.63 são apresentados o log de inativação de coliformes totais em função do CT aplicado. Quanto aos protozoários, assim como para os outros ensaios feitos, a flotação por ar dissolvido promoveu grande remoção de (oo)cistos, não sendo detectados pelo método utilizado após a flotação e ensaios de desinfecção.

Tabela 5.40 – CT para cada ensaio realizado e log de inativação para *E. coli* e coliformes totais e protozoários monitorados.

	E1	E2	E3	E4	E5	E6
CT (mg.min/L)	50	100	75	150	100	200
<i>E. coli</i> (log)	2,18	0,47	1,31	1,25	1,99	1,84
Coliformes Totais (log)	1,61	0,74	1,42	1,52	2,13	1,93
<i>Giardia</i> spp. (log)	ND	-	-	-	-	ND
<i>Cryptosporidium</i> spp. (log)	ND	-	-	-	-	ND

Para um mesmo CT (ensaios E2 e E5), a maior dose de ozônio (E5) promoveu uma maior inativação em um menor tempo de contato me comparação a dose menor, tanto para *E. coli* quanto para coliformes totais. Ao considerar a mesma dose de ozônio – comparação entre E1 e E2, E3 e E4 e entre E5 e E6 – a inativação foi maior quanto menor foi o tempo de contato aplicado, para ambos microrganismos indicadores, com exceção do E4 para coliformes totais. O ensaio E2 apresentou valores médios de inativação destoantes dos demais, sendo as menores inativações obtidas. No entanto, essas diferenças em função da dose ou tempo de contato aplicados não foram significativas, sugerindo a possibilidade de se usar as menores doses para este efluente.

Figura 5.62 – Log médio de inativação para *E. coli* durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Figura 5.63 – Log médio de inativação para coliformes totais durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da ozonização), observa-se ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 5,9 log, e para coliformes totais na ordem de 5,3 log, com sobrevivência de coliformes totais e *E. coli* na ordem de 10^2 UFC/mL e 10^1 UFC/mL, respectivamente. Porém, como citado anteriormente, foi constatado a necessidade de se verificar em qual etapa os microrganismos indicadores estão sendo removidos, se nos FBRs ou na flotação. Deste modo, a partir da Fase 4, foram avaliadas também amostras do FBR. As remoções médias para cada etapa do sistema de tratamento estão representadas na Figura 5.64, na qual se observa que grande parte da *E. coli* é removida/inativada pelos FBRs.

Figura 5.64 – Valores médios de inativação e ou remoção de microrganismos indicadores durante os ensaios de desinfecção com ozônio.

5.4.5 Ensaios de desinfecção com Ozônio/flotação por ar dissolvido

Os ensaios de ozônio/flotação por ar dissolvido (FAD) e também posterior desinfecção com ozônio foram feitos durante da Fase 4 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.41 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos testes e ensaios de desinfecção com ozônio; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

O consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores, foi em torno de 79% no período, enquanto que o consumo dos AOVs ao fim do processo foi de 94%, sendo que o FBR foi capaz de remover 61,5% dos AOVs presentes em seu afluente (início da batelada – FBR I). A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi em torno de 1,5, mostrando crescimento adequado no período. A DQO solúvel do sistema (UASB até FBR) foi reduzida em 91,9%, enquanto que o FBR removeu 59,8% da DQO solúvel em seu afluente, apesar do aumento em sua DQO total pelo crescimento da biomassa. Considerando o sistema, do afluente do reator UASB até o efluente dos FBRs, a remoção acumulada de nitrogênio total de 89,9% e de fósforo total 81,3%.

O reator UASB promoveu remoção de 1,52 log de *E. coli* e 2,68 log de coliformes totais no período, no entanto devido ao uso da caixa de coleta na saída do UASB, ocorre uma concentração dos patógenos presentes no efluente para repique do FBR, diminuindo a eficiência

em 0,12 e 0,25 log, respectivamente, sendo a concentração ainda da ordem de 10^5 UFC/mL, para ambos. Todavia, o FBR ainda foi capaz de remover 1,52 log de *E. coli* e 0,27 de coliformes totais, sendo conforme análises feitas durante a desinfecção somente com ozônio, a *E. coli* mais sensível a esta remoção/inativação promovida no FBR.

Tabela 5.41 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção com ozônio/FAD (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	7,10±0,07	7,55±0,06	8,04±0,05	8,62±0,40
Nitrogênio Total*	293,32±23,97	241,81±37,22	115,15±9,46	29,51±16,81
Fósforo Total*	19,50±3,11	15,60±1,13	13,61±0,44	3,64±2,28
DO λ 540nm	NR	NR	0,548±0,017	1,294±0,243
DO λ 682nm	NR	NR	0,525±0,016	1,887±0,344
DO λ 750nm	NR	NR	0,430±0,009	1,076±0,211
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	249,48±23,52	598,75±15,68	606,38±110,80	129,08±36,65
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	571,03±19,60	763,69±49,00	803,88±111,87	168,90±48,38
AOV*	507,32±19,39	51,28±7,28	77,93±17,18	29,97±19,86
DQO total*	1821±1032	212±13	470±30	1230±381
DQO solúvel*	829±0	112±2	171±2	67±16
Sólidos em Suspensão Totais*	1150,00±0,00	54,67±0,00	167,50±58,20	802,50±311,58
Sólidos em Suspensão Fixos*	161,67±0,00	6,00±0,00	14,50±11,24	32,50±9,57
Sólidos em Suspensão Voláteis*	988,33±0,00	48,67±0,00	153,00±49,06	770,00±304,89
Sólidos Totais*	1935,00±0,00	710,50±0,00	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	202,50±24,70	748,33±267,63
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,0x10 ⁷ ±0,00	3,0x10 ⁵ ±0,00	2,0x10 ⁵ ±0,00	6,0x10 ³ ±0,00
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,9x10 ⁸ ±0,00	4,0x10 ⁵ ±0,00	6,9x10 ⁵ ±0,00	3,7x10 ⁵ ±0,00

NR – Não Realizado

A flotação é eficiente em remover partículas e flocos de baixa densidade, permitindo a remoção de cistos e oocistos devido às suas características (EDZWALD, 2010). Santos (2015) através de processo de FAD em escala de bancada, obteve remoções médias de cistos de *Giardia* spp. entre 2,5 e 2,7 log. Como após vários exames não se encontrava protozoários após os ensaios de flotação por ar dissolvido, foi decidido por não mais proceder estes exames, deste ponto em diante, sendo que os resultados já obtidos foram pertinentes para se verificar a eficiência do reator UASB na remoção de cistos de *Giardia* spp. e de oocistos de *Cryptosporidium* spp.. No entanto, como a faixa de recuperação desses organismos pelo método existente é muito ampla – considera aceitáveis valores de recuperação de 32% a 100 % para

Cryptosporidium spp. e de 8% a 100% para *Giardia* spp. (USEPA, 2012) –, a não identificação deste após a flotação ou desinfecção não é sinônimo de que o mesmo não esteja presente, demonstrando a necessidade e segurança de se manter a etapa de desinfecção.

Primeiramente, foram feitos testes para verificação de qual seria a melhor dose de ozônio que favorecesse a separação das algas durante a FAD. Primeiramente eram aplicadas as doses de ozônio em tempo de contato de 5 min e imediatamente a seguir era feita a flotação, sendo utilizado uma dose de 10 mg.L⁻¹ de coagulante, adição feita pois favorecia a inativação. Na Tabela 5.42 consta a nomenclatura utilizada para identificação dos testes. Foi considerado para cálculo da razão da dose de ozônio a ser aplicada pela massa de peso seco, peso seco igual a 700 mg/L, média de produção observada pelo sistema em etapa anterior. Na Tabela 5.43 estão apresentados a eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os testes de desinfecção. Não foi feita análise para ozônio residual devido à interferência causada pelas algas (e sua coloração característica) ao método analítico que emprega espectrofotometria.

Tabela 5.42 – Nomenclatura para os testes de desinfecção com ozônio e flotação por ar dissolvido.

Nomenclatura	Razão ozônio/peso seco	Dose Ozônio (mg.L ⁻¹)	Tempo de contato (min)
BRUTO T	-	-	-
T1	0,010	7,0	5
T2	0,015	10,5	5

Tabela 5.43 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção ozônio/FAD(*mg/L)

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência
T1	7,0	0,026	6,974	86,76
T2	10,5	0,099	10,401	99,06

Ao se analisar a Tabela 5.43 verifica-se que com a dose de 10,5 mg.L⁻¹ de ozônio (T2) foi obtida maior eficiência na transferência da massa de ozônio para o líquido. Portanto, a massa de ozônio transferida, que efetivamente reagiu com o meio líquido, foi muito próxima das doses aplicadas. Os resultados das demais variáveis avaliadas nos testes com ozônio/FAD estão apresentadas na Tabela 5.44 e são a média dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

A partir da avaliação dos resultados dos testes feitos, conclui-se que a remoção de DQO turbidez, sólidos totais, sólidos em suspensão e AOVs, foram melhores no Teste 1 (T1). Deste modo, decidiu-se por realizar a segunda etapa com essa dose de ozônio para a ozônio/FAD.

Tabela 5.44 – Dados referentes aos testes de ozônio/FAD (*mg.L⁻¹).

Variáveis	BRUTO T	T1	T2
Temperatura amostra (°C)	21,00±0,00	21,00±0,00	21,00±0,00
Offgas	NR	0,03±0,01	0,11±0,02
pH	8,12±0,00	8,30±0,02	8,08±0,03
Condutividade	1024,72±0,00	942,67±40,17	982,63±22,01
Turbidez (NTU)	202,25±0,00	8,93±1,16	19,44±0,69
Cor verdadeira (Pt-Co)	52,81±0,00	18,89±0,00	12,59±1,70
Absorbância 254 nm	0,54±0,00	0,34±0,01	0,33±0,01
DQO total*	1018±0	86±8	156±5
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	74,86±0,00	65,16±2,91	60,92±4,38
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	105,27±0,00	92,53±2,00	88,68±4,67
AOV*	18,14±0,00	12,57±6,08	19,90±10,59
Sólidos em Suspensão Totais*	642,32±0,00	17,41±7,54	58,52±5,67
Sólidos em Suspensão Fixos*	86,14±0,00	0,74±1,28	2,59±2,51
Sólidos em Suspensão Voláteis*	556,18±0,00	16,67±7,52	55,93±6,39
Sólidos Totais*	1374,16±0,00	688,89±6,94	758,15±13,58
Sólidos Fixos*	503,37±0,00	438,89±33,79	447,41±11,18
Sólidos Voláteis*	870,79±0,00	250,00±33,13	310,74±15,61
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	3,9x10 ⁵ ±0,00	5,3x10 ³ ±3,6x10 ³	6,1x10 ³ ±1,0x10 ⁴
Coliformes Totais (UFC/100mL)	2,3x10 ⁶ ±0,00	3,1x10 ⁵ ±1,1x10 ⁵	2,5x10 ⁴ ±7,3x10 ⁴

NR – Não Realizado

Na segunda etapa, além da aplicação do ozônio/FAD, segundo parâmetros estabelecidos nos testes, foi feita imediata posterior desinfecção com ozônio, de modo que as somas de ambas doses aplicadas ficassem próximas das aplicadas dos ensaios de desinfecção com ozônio (vide seção 5.4.4), para verificar a ocorrência de sinergia no processo. As doses aplicadas de ozônio são apresentadas na Tabela 5.45, bem como demais informações referentes aos ensaios. Na Tabela 5.46, são apresentadas as eficiências de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção.

Tabela 5.45 – Nomenclatura para os ensaios de ozônio/FAD.

Nomenclatura	BRUTO	E1	E2
Dose Ozônio (mg/L)	-	3,5	7,0
Tempo de contato (min)	-	5	5

Tabela 5.46 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD (*mg.L⁻¹).

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência
O ₃ /FAD	7,0	0,028	6,972	99,60
E1	3,5	0,010	3,490	99,71
O ₃ /FAD	7,0	0,052	6,948	99,26
E2	7,0	0,121	6,879	98,27

A eficiência na transferência de ozônio foi muito próxima para todas as suas aplicações (FAD ou desinfecção), independente da dose aplicada. A temperatura média dos ensaios e o pH pouco sofreram alterações, logo estes não influenciaram na eficiência da desinfecção entre as

doses aplicadas, o que ajudou a manter constante a taxa de transferência do ozônio. E ao contrário dos ensaios de desinfecção realizado na Fase 2, os ensaios de desinfecção realizado na Fase 4, como o com ozônio, não teve o pH do efluente corrigido na etapa anterior de flotação, decisão tomada a partir das novas características do efluente do reator UASB devido ao novo dejetos suíno e portanto, para otimização da FAD.

Os resultados das demais variáveis avaliadas nos ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD são apresentadas na Tabela 5.47 e são a média dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Tabela 5.47 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD (*mg.L⁻¹).

Variáveis	BRUTO	E1	E2
Temperatura amostra (°C)	23,00±0,00	23,00±0,00	23,00±0,00
Offgas	0,00±0,00	0,01±0,00	0,12±0,02
Ozônio residual	0,00±0,00	0,00±0,00	0,01±0,01
	8,73±0,00	8,86±0,05	8,73±0,08
Condutividade	841,44±0,00	799,15±34,66	748,78±49,58
Turbidez (NTU)	11,22±0,00	5,81±0,14	3,10±0,51
Cor verdadeira (Pt-Co)	38,89±0,00	22,22±1,11	11,48±1,70
Absorbância 254 nm	0,35±0,00	0,31±0,01	0,19±0,01
Absorbância 272 nm	0,31±0,00	0,26±0,01	0,15±0,01
Nitrato (NO ₃ ⁻)*	0,44±0,00	0,44±0,00	0,59±0,06
Nitrito (NO ₂ ⁻)*	0,0032±0,0000	0,0041±0,0009	0,0053±0,0017
Formaldeído*	675,56±0,00	836,30±75,83	835,56±72,04
DQO total*	580±0	524±24	456±57
DQO filtrada*	438±0	438±13	407±8
DQO solúvel*	438±0	430±10	396±18
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	160,78±0,00	149,98±3,53	143,81±5,22
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	212,83±0,00	204,07±3,44	203,96±1,34
AOV*	14,28±0,00	16,84±1,86	27,99±1,84
Nitrogênio total*	6,22±0,00	6,59±1,11	4,89±2,35
Fósforo total*	0,46±0,00	0,66±0,63	0,77±0,20
Sólidos em Suspensão Totais*	15,00±0,00	14,44±2,00	7,78±7,09
Sólidos em Suspensão Fixos*	1,11±0,00	2,04±3,53	0,56±0,96
Sólidos em Suspensão Voláteis*	13,89±0,00	12,41±3,61	7,22±6,96
Sólidos Totais*	537,78±0,00	514,07±16,86	519,26±20,65
Sólidos Fixos*	388,89±0,00	414,81±25,35	396,30±17,01
Sólidos Voláteis*	148,89±0,00	99,26±27,90	122,96±14,07
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	2,7x10 ⁴ ±0,00	2,8x10 ³ ±1,3x10 ³	6,5x10 ⁰ ±1,3x10 ²
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,4x10 ⁵ ±0,00	2,2x10 ⁴ ±5,0x10 ³	1,3x10 ³ ±9,0x10 ²

Neste caso o efluente BRUTO refere-se ao efluente após a ozônio/FAD, verificando assim de modo mais conciso a etapa da desinfecção e possível sinergia e custo-benefício, portanto para comparação da eficiência da ozônio/FAD durante os ensaios de desinfecção foram observados os resultados do FBR F, ou seja, o efluente do FBR.

Houve reduções significativas ($P \leq 0,05$) nas concentrações de alcalinidade parcial e total, porém iguais para ambas as doses de ozônio aplicadas (Tabela 5.46). Em contrapartida, os AOVs, apresentaram aumento após os ensaios de desinfecção, sendo a diferença entre o BRUTO e o E2 significativa ($P \leq 0,05$). Uma possível explicação para essas variações são a reação de formação e/ou oxidação de compostos orgânicos promovidos pelo ozônio durante o ensaio de desinfecção. Como grande parte do formaldeído presente foi formado durante a ozônio/FAD, durante os ensaios de desinfecção pode ter ocorrido a oxidação deste levando a formação de ácidos orgânicos.

Após a desinfecção, como era de se esperar não ocorreu variação significativa ($P \leq 0,05$) nas concentrações de nitrito, nitrato, nitrogênio total e fósforo total. No entanto observa-se uma tendência a remoção do nitrogênio total.

A DQO (Figura 5.65) apresentou diminuição, principalmente pela remoção da DQO suspensa, devido provavelmente ao mecanismo de arraste através das bolhas de gás durante a ozonização, na forma de espuma. Percebe-se também uma tendência a aumentar a DQO coloidal em função da dose de ozônio aplicada, transformando a matéria orgânica presente. Entretanto essas variações observadas não foram significativas ($P = 0,05$), considerando a fração total da DQO.

Ocorreu remoção significativa ($P \leq 0,05$) de turbidez (Figura 5.66) e de cor verdadeira (Figura 5.67) para ambas as doses de ozônio aplicadas, sendo a remoção obtida pelo ensaio E2 (dose maior) significativamente melhor que a obtida pelo E1.

Figura 5.65 – Valores médios de DQO total explicitados entre as suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após a ozônio/FAD.

Figura 5.66 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

Figura 5.67 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

Após a ozônio/FAD não foram observadas remoções significativas nos sólidos presentes. Os sólidos em suspensão totais (Figura 5.68) apesar de não ser significativa segundo os testes aplicados ($P \leq 0,05$), obtiveram boas remoções, chegando o E2 a quase metade do efluente BRUTO. Enquanto que os sólidos totais (Figura 5.69) sofreram mínimas variações. Essa discrepância entre eficiência e significância dela se deve a variação da eficiência (desvio-padrão) em sua remoção durante os ensaios de desinfecção com o ozônio.

Figura 5.68 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados entre suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

Figura 5.69 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados entre suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.70) avaliada em função da absorbância em 254 nm foi significativa ($P \leq 0,05$) para ambas as doses de ozônio aplicados, sendo que foi aproximadamente quatro vezes maior no E2 que no E1, sendo uma das maiores remoções obtidas nos ensaios de desinfecção. Como não foi observada equiparável remoção de DQO, acredita-se que esta remoção de matéria orgânica se deva a grande transformação das formas

Observa-se assim que, quase toda a formação de formaldeído se deu durante a etapa ozônio/FAD, devido a maior quantidade de matéria orgânica presente (biomassa algal), no entanto, em todas as doses houve formação de formaldeído mesmo que não significativa ($P \leq 0,05$), permanecendo a concentração abaixo do valor máximo recomendado pelo OMS ($900 \mu\text{g.L}^{-1}$), porém bem próximas ao limite.

Na Figura 5.72 estão apresentados o log de inativação de *E. coli* e de coliformes totais. Foi avaliado a remoção tão somente a eficiência obtida pela etapa de desinfecção quanto a obtida pelo sistema Ozônio/FAD mais a desinfecção com ozônio. Se forem considerados apenas os ensaios de desinfecção (E1 e E2) após a Ozônio/FAD, o ensaio E2, referente à dose de $7 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$, apresentou as melhores inativações, sendo significativamente ($P \leq 0,05$) maior que a inativação obtida no E1, para coliformes totais. Se for considerado o processo completo de ozônio/FAD mais a desinfecção posterior com ozônio (EC1 e EC2), percebe-se um aumento na eficiência de inativação (log de remoção) de 0,40 e 0,47 log para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. Sendo portanto, a posterior desinfecção, a principal responsável pela inativação.

Figura 5.72 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da desinfecção com ozônio – posterior a ozônio/FAD), observa-se ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 5,9 log, e para coliformes totais na ordem de 5,3 log, com sobrevivência de coliformes totais e *E. coli* na ordem de 10^2 UFC/mL e 10^1 UFC/mL, respectivamente. As remoções médias para cada

etapa do sistema de tratamento estão representadas na Figura 5.73, na qual se observa que ao contrário do vinha acontecendo, com grande parte da *E. coli* sendo removida pelos FBRs, neste ensaio ela foi removida principalmente pelo E2.

Figura 5.73 – Log de inativação de *E. coli* e coliformes totais para o sistema de tratamento, durante os ensaios de desinfecção com ozônio após ozônio/FAD.

Na Tabela 5.48 é apresentado uma comparação entre a eficiência de inativação obtida pelo ensaio de desinfecção com ozônio, sem a aplicação deste junto a FAD, frente a ozônio/FAD mais a desinfecção posterior com ozônio. O objetivo foi verificar se realmente a aplicação do ozônio junto a flotação favorece a remoção de patógenos. Assim foi comparada doses aplicadas semelhantes, considerando como dose total aplicada, no caso, quando do uso da ozônio/FAD, a somatória da dose aplicada junto a FAD mais a dose aplicada na etapa de desinfecção posterior.

Tabela 5.48 – Sinergismo na ozônio/FAD mais desinfecção com ozônio.

Doses total aplicada*	Microrganismo indicador	Desinfecção individual com O ₃	O ₃ /FAD + Desinfecção O ₃	Sinergismo
E1	<i>E. coli</i>	2,18	1,38	-0,80
O ₃ = 10 mg.L ⁻¹				
O ₃ /FAD + O ₃ = 10 mg.L ⁻¹	C. total	1,61	1,28	-0,33
E2	<i>E. coli</i>	1,31	4,01	2,70
O ₃ = 15 mg.L ⁻¹				
O ₃ /FAD + O ₃ = 14 mg.L ⁻¹	C. total	1,42	2,66	1,24

Para o ensaio E1, referente a uma dose de 7 mg.L⁻¹ na ozônio/FAD mais 3 mg.L⁻¹ na desinfecção, totalizando 10 mg.L⁻¹, a eficiência obtida foi menor (resultado negativo do

sinergismo) que quando aplicado somente o ozônio para a desinfecção com a mesma dose. Já o ensaio E2, onde foi aplicado uma dose de 7 mg.L⁻¹ na ozônio/FAD mais 7 mg.L⁻¹ na desinfecção, totalizando 14 mg.L⁻¹, a eficiência foi superior que quando aplicado somente ozônio, com uma dose de 15 mg.L⁻¹. Sendo neste caso, 2,70 e 1,24 log superiores para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. Deste modo, fica claro, que a vantagem do uso da ozônio/FAD só será vantajosa em determinados casos, ou seja, é preciso avaliar a dose requerida para cada tipo de efluente, determinando seu custo-benefício.

5.4.6 Ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro

Os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro foram feitos durante da Fase 4 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.49 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos ensaios de desinfecção com ozônio e cloro; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

Como fonte de carbono, as microalgas (FBR) consumiram cerca de 80% da alcalinidade presente no meio, enquanto que seu consumo de AOV foi de 88,8%. Considerando o sistema todo o consumo de AOV foi de 97,8%, A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi em torno de 1,3; apesar de ainda ser considerável um bom valor, este foi menor que nos períodos anteriores dos ensaios de desinfecção.

A DQO solúvel foi mais uma vez removida quantidade maior que 93%, o que tem sido uma constante para os ensaios realizados durante a Fase 4. Nesta fase houve a mudança do dejetos suíno que era utilizado para simulação da água negra. A remoção acumulada, do afluente do reator UASB até o efluente dos FBRs, foi de 91,3% tanto para nitrogênio total quanto fósforo total.

O reator UASB promoveu remoção de 1,99 log de *E. coli* e 2,27 log de coliformes totais no período, no entanto, o uso da caixa de coleta reduz essa eficiência em 0,45 e 0,53 log respectivamente, aumentando a concentração no FBR, onde a concentração sobrevivente ainda é da ordem de 10⁵ UFC/mL.

Tabela 5.49 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	6,85±0,13	7,55±0,05	8,09±0,01	8,75±0,13
Nitrogênio Total*	210,05±11,60	176,19±33,26	NR	18,32±11,23
Fósforo Total*	24,03±8,94	19,03±3,36	NR	2,10±0,36
DO λ 540nm	NR	NR	0,913±0,006	1,308±0,264
DO λ 682nm	NR	NR	0,815±0,004	1,694±0,374
DO λ 750nm	NR	NR	0,706±0,008	1,115±0,229
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	203,74±17,64	616,77±103,89	571,03±3,92	118,33±33,09
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	572,42±76,44	838,53±139,17	787,25±7,84	154,07±47,40
AOV*	616,45±149,75	97,64±12,02	119,00±15,93	13,33±9,50
DQO total*	2690±451	463±175	NR	1254±331
DQO solúvel*	896±143	143±15	NR	63±9
Sólidos em Suspensão Totais*	761,67±0,00	60,00±0,00	323,00±4,24	841,11±255,92
Sólidos em Suspensão Fixos*	106,67±0,00	4,00±0,00	34,00±0,00	23,33±27,28
Sólidos em Suspensão Voláteis*	655,00±0,00	56,00±0,00	289,00±4,24	817,78±234,81
Sólidos Totais*	1925,00±0,00	686,00±0,00	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	196,67±0,00	862,22±227,97
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	2,8x10 ⁷ ±1,7x10 ⁶	2,9x10 ⁵ ±1,9x10 ⁵	6,6x10 ⁵ ±4,7x10 ⁵	1,2x10 ⁵ ±2,3x10 ⁶
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,2x10 ⁸ ±5,7x10 ⁷	6,5x10 ⁵ ±2,4x10 ⁵	1,9x10 ⁶ ±9,2x10 ⁵	9,7x10 ⁶ ±5,8x10 ⁷

NR – Não Realizado

Os ensaios de desinfecção foram feitos com o efluente dos fotobiorreatores após a etapa de flotação por ar dissolvido. Na Tabela 5.50 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção com ozônio e cloro e na Tabela 5.51, a eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção.

Tabela 5.50 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3	E4
Dose ozônio (mg/L)	-	5	5	10	10
Tempo de contato (min)	-	5	5	5	5
Dose de cloro (mg/L)	-	5	10	5	10
Tempo de contato (min)	-	10	10	10	10

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.51 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L⁻¹)

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência	Ozônio residual*	Ozônio consumido*	% Consumido
E1	5	0,032	4,968	99,36	0,08	4,888	97,76
E2	5	0,031	4,969	99,38	0,05	4,916	98,32
E3	10	0,227	9,773	97,73	0,08	9,689	96,89
E4	10	0,232	9,768	97,68	0,08	9,688	96,88

Na Tabela 5.52 são apresentados os resultados das demais variáveis avaliadas nos ensaios de desinfecção com ozônio sendo a média dos valores observados corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

A eficiência da transferência de ozônio foi ligeiramente menor que nos ensaios individuais com ozônio ou mesmo na ozônio/FAD, no entanto se manteve acima de 96% de transferência. O pH apresentou algumas pequenas variações sem padrão após a desinfecção não sendo estas alterações significativas ($P \leq 0,05$) e variando de 8,37 a 8,53. As temperaturas médias dos ensaios de desinfecção ficaram entre 26,00 e 27,00 °C. Portanto, assim como nos ensaios anteriores com ozônio, esses parâmetros não variaram a ponto de influenciar a transferência de ozônio e suas.

Houve reduções não significativas ($P \leq 0,05$) na alcalinidade parcial e total em função da dose e tempo de contato aplicados (Tabela 5.71). No entanto, os AOV, assim como nos demais ensaios com ozônio, apresenta leve aumento em suas concentrações. Esse comportamento não foi observado na aplicação do cloro, que ao contrário, promoveu na maioria dos ensaios uma remoção de AOVs. Conforme já explicado anteriormente, esse aumento pode ser devido a provável oxidação de compostos orgânicos a ácidos ocasionado pelo ozônio.

As variações nas concentrações de nitrogênio total e fósforo total após a desinfecção foram mínimas, conforme era esperado. Já a concentração de nitrito, apesar de muito baixa, sofreu leve remoção, ou seja, oxidação a nitrato. Enquanto que houve aumento na concentração de nitrato após a desinfecção, porém não foi observado um padrão claro em função da dose e tempo de contato aplicado.

Tabela 5.52 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro (*mg.L⁻¹).

Variáveis	BRUTO	E1	E2	E3	E4
Temperatura amostra (°C)	26,00±0,00	26,83±0,76	27,00±1,00	26,73±0,87	27,00±0,87
Formaldeído	124,44±26,94	440,74±110,16	505,19±136,88	758,52±168,60	682,22±152,82
Ozônio residual	NR	0,08±0,04	0,05±0,02	0,08±0,06	0,08±0,03
pH	8,50±0,51	8,49±0,48	8,53±0,41	8,41±0,49	8,37±0,46
Condutividade	853,48±323,19	952,74±408,80	987,44±458,65	974,93±341,71	982,26±405,26
Turbidez (NTU)	3,57±0,40	2,46±1,11	2,41±0,95	1,22±0,70	0,98±0,62
Cor verdadeira (Pt-Co)	93,70±42,98	39,63±37,01	23,33±25,02	5,56±1,92	14,07±16,68
Absorbância 254 nm	0,48±0,19	0,29±0,17	0,27±0,16	0,15±0,07	0,17±0,12
Nitrato (NO ₃ ⁻)*	23,70±40,09	23,81±40,48	31,48±49,76	28,33±43,38	27,59±42,10
Nitrito (NO ₂ ⁻)*	0,0434±0,0628	0,0097±0,0119	0,0021±0,0011	0,0041±0,0003	0,0060±0,0010
DQO total*	55±26	46±26	46±23	42±21	42±17
DQO filtrada*	46±26	39±25	43±19	38±25	37±20
DQO solúvel*	45±24	36±27	38±18	34±28	35±21
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	101,02±45,41	92,53±42,09	96,77±39,82	87,52±39,84	86,75±40,08
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	134,94±56,76	128,39±49,11	130,70±49,11	122,22±50,16	122,99±47,43
AOV*	10,97±0,01	20,49±2,69	21,36±5,08	11,76±3,62	16,77±2,92
Nitrogênio total*	29,00±37,53	29,59±39,32	32,96±51,32	26,52±34,14	26,19±34,41
Fósforo total*	2,29±3,68	2,60±3,51	2,87±3,74	2,73±4,06	2,59±3,98
Sólidos em Suspensão Totais*	8,70±1,28	5,37±4,10	4,26±6,44	1,67±2,89	1,67±2,89
Sólidos em Suspensão Fixos*	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
Sólidos em Suspensão Voláteis*	8,70±1,28	5,37±4,10	4,26±6,44	1,67±2,89	1,67±2,89
Sólidos Totais*	640,74±343,84	637,78±341,76	690,00±360,71	655,19±318,65	675,19±334,45
Sólidos Fixos*	474,44±225,17	480,37±230,70	485,56±214,55	471,85±206,05	494,81±231,61
Sólidos Voláteis*	166,30±118,68	157,41±111,07	204,44±146,33	183,33±112,70	180,37±103,02
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	5,8x10 ² ±4,9x10 ³	2,8x10 ⁰ ±4,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	2,8x10 ⁰ ±4,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰
Coliformes Totais (UFC/100mL)	7,4x10 ⁴ ±8,8x10 ⁴	1,1x10 ³ ±9,0x10 ²	4,3x10 ² ±3,5x10 ²	3,1x10 ¹ ±9,7x10 ¹	3,7x10 ¹ ±1,2x10 ²
Cloro residual livre*	NR	0,30±0,14	2,23±1,45	0,47±0,40	2,28±1,51
Cloro residual total*	NR	1,89±1,24	4,45±0,92	1,81±1,61	4,87±1,71

NR – Não Realizado

A DQO total (Figura 5.74) apresentou reduções, no entanto devido a variações nos ensaios as mesmas não foram consideradas significativas ($P \leq 0,05$) segundo o teste aplicado. Em contrapartida, a DQO coloidal apresentou um leve aumento de sua fração, devido a transformação da matéria orgânica presente.

Figura 5.74 – Valores médios de DQO total explicitado entre suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Após, os ensaios de desinfecção, ocorreram remoções de turbidez e cor. A turbidez (Figura 5.75) chegou a valores médios menores que 1,0 UNT (E4), sendo significativas as remoções obtidas nos ensaios E3 e E4. Em relação à cor verdadeira (Figura 5.76), as remoções não foram consideradas significativas ($P \leq 0,05$) segundo o teste aplicado, apesar de atingirem até 95% (E3). Isso ocorre pelo alto desvio-padrão dos resultados obtidos.

Figura 5.75 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Figura 5.76 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Os sólidos em suspensão (Figura 5.77) apresentaram remoção em função da dose de ozônio e de cloro aplicadas, chegando a superar 80% de remoção para os ensaios E3 e E4. Diferentemente, os sólidos totais (Figura 5.78) sofreram poucas alterações, tendendo a um leve aumento que não foi considerado significativo ($P \leq 0,05$) segundo teste aplicado (t-student).

Figura 5.77 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Figura 5.78 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.79) avaliada em função da absorbância em 254 nm variou entre 38,57% e 68,78%, sendo a remoção obtida pelos ensaios E3 e E4 superiores às obtidas quando da aplicação somente do ozônio – que chegou a 53,34% para uma dose de 20 mg.L⁻¹ em um tempo de contato de 10 min, ou seja, superior a dose de ozônio aplicada nos presentes ensaios, que foi de 10 mg.L⁻¹, enquanto que a dose de cloro variou entre 5 e 10 mg.L⁻¹. Como foi observada remoção da DQO nos presentes ensaios de desinfecção, considera-se

Figura 5.80 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção com ozônio nos ensaios de desinfecção sequencial ozônio e cloro.

Na Figura 5.81 é representado o log de inativação de *E. coli* e de coliformes totais. Ao comparar os resultados de inativação da menor dose de ozônio (E1 e E2), a maior dose de cloro aplicada promoveu uma melhor inativação, no entanto, ao comparar os resultados da dose maior de ozônio (E3 e E4), a dose menor de cloro apresentou melhores resultados. Sendo a melhor inativação obtida pelo ensaio E3, tanto para *E. coli* quanto para coliformes totais. No entanto, essas diferenças em função da dose ou tempo de contato aplicados não foram significativas, sugerindo a possibilidade de se usar as menores doses para este efluente.

Figura 5.81 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da cloração), observa-se uma ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 7,5 log, e para coliformes totais na ordem de 6,5 log, com sobrevivência de coliformes totais e *E. coli* na ordem de 10^1 UFC/mL e 10^0 UFC/mL, respectivamente. As remoções médias para cada etapa (isoladamente) do sistema de tratamento são apresentadas na Figura 5.82. Assim como ocorreu durante os ensaios de ozônio/FAD, a inativação de *E. coli* ocorreu principalmente durante os ensaios de desinfecção e não durante as bateladas (período de cultivo) do FBR.

Figura 5.82 – Inativação de *E. coli* e de coliformes totais durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e cloro

Na Tabela 5.53 são apresentados os cálculos referentes a ocorrência ou não de sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e cloro. Não foi calculado o sinergismo para os ensaios E1 e E2, pois não foi aplicado na desinfecção individual a dose de 5 mg.L⁻¹ de ozônio, assim como foi aplicada na desinfecção sequencial com ozônio e cloro, impossibilitando uma real comparação. De acordo com os resultados obtidos, observa-se que o sinergismo ocorreu apenas para a inativação de coliformes totais, enquanto que para a inativação de *E. coli*, a desinfecção sequencial não foi favorável.

Tabela 5.53 – Sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e cloro.

Doses aplicadas	Microrganismo indicador	Desinfecção individual com Ozônio	Desinfecção individual com Cloro	Σ das desinfecções individuais	Desinfecção sequencial com Ozônio Cloro	Sinergia
E3 O ₃ = 10 mg/L Cloro = 5 mg/L	<i>E. coli</i>	2,18	1,91	4,09	3,10	-0,99
	C. total	1,61	0,38	1,99	3,38	1,39
E4 O ₃ = 10 mg/L Cloro = 10 mg/L	<i>E. coli</i>	2,18	1,15	3,33	2,65	-0,68
	C. total	1,61	1,23	2,84	3,30	0,46

5.4.7 Ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta

Os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta foram feitos durante da Fase 4 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.54 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos ensaios de desinfecção com ozônio e radiação ultravioleta; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

O consumo de alcalinidade total no FBR foi aproximadamente 73%, o mesmo consumo foi observado para os AOVs. Sendo o último, removido acima de 97% pelo sistema (reator UASB e FBR). O FBR apresentou crescimento adequado das células no período, com relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi em torno de 1,3.

Já a DQO solúvel foi removida em 63,6 % pelo FBR e em 94,2% pelo sistema (reator UASB e FBR). Este mesmo sistema promoveu uma remoção acumulada de nitrogênio total de 99% e de fósforo total de 97%. O reator UASB promoveu remoção de 1,55 log de *E. coli* e 1,57 log de coliformes totais no período, caindo em 0,24 e 0,10 o log de inativação devido a

acumulação ocorrida na caixa de coleta. No entanto, o FBR foi capaz de inativar mais 1,32 e 1,54 log para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente.

Tabela 5.54 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	6,77±0,23	7,48±0,04	8,13±0,04	8,97±0,33
Nitrogênio Total*	389,67±78,11	284,18±37,80	62,25±15,34	2,20±0,28
Fósforo Total*	31,60±10,18	19,25±0,14	13,40±2,33	0,96±0,02
DO λ 540nm	NR	NR	0,561±0,102	1,517±0,291
DO λ 682nm	NR	NR	0,497±0,062	1,963±0,343
DO λ 750nm	NR	NR	0,422±0,066	1,272±0,257
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	227,30±101,93	575,19±92,12	529,45±54,88	141,58±5,89
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	645,88±176,14	785,86±119,57	708,25±64,68	193,11±8,10
AOV*	768,48±138,45	93,60±13,23	83,82±24,58	22,32±13,04
DQO total*	2174±454	252±97	454±94	1223±257
DQO solúvel*	1026±34	120±22	162±43	59±3
Sólidos em Suspensão Totais*	2026,67±0,00	303,33±0,00	193,00±32,53	786,67±108,42
Sólidos em Suspensão Fixos*	360,00±0,00	13,33±0,00	17,00±9,90	25,00±25,93
Sólidos em Suspensão Voláteis*	1666,67±0,00	290,00±0,00	176,00±22,63	761,67±134,35
Sólidos Totais*	3248,00±0,00	NR	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	225,00±25,93	926,67±235,70
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	7,8x10 ⁶ ± 4,0x10 ⁶	2,2x10 ⁵ ±1,0x10 ⁵	4,0x10 ⁵ ±4,0x10 ⁵	1,9x10 ⁴ ±5,3x10 ⁴
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,2x10 ⁸ ±8,1x10 ⁶	3,3x10 ⁶ ±3,7x10 ⁶	7,0x10 ⁶ ±3,1x10 ⁶	2,0x10 ⁵ ±4,7x10 ⁵

NR – Não Realizado

Os ensaios de desinfecção com ozônio e radiação ultravioleta foram feitos com o efluente dos fotobiorreatores após a etapa de flotação por ar dissolvido. Na Tabela 5.55 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção com ozônio e na Tabela 5.56, a eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Tabela 5.55 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3	E4
Dose ozônio (mg/L)	-	5	5	10	10
Tempo de contato (min)	-	5	5	5	5
Dose de UV (Wh/m ³)	-	10	15	10	15

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.56 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta(*mg/L)

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência	Ozônio residual*	Ozônio consumido*	% Consumido
E1	5	0,031	4,969	99,38	0,00	4,969	99,38
E2	5	0,030	4,970	99,40	0,03	4,944	98,87
E3	10	0,227	9,773	97,73	0,00	9,773	97,73
E4	10	0,211	9,789	97,89	0,00	9,778	97,89

Assim como na desinfecção sequencial com ozônio e cloração, eficiência de transferência de ozônio foi ligeiramente inferior a 99%, no entanto ficou acima de 97%. Os resultados das demais variáveis avaliadas nos ensaios de desinfecção estão apresentadas na Tabela 5.57 e são a média dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Como corrente nos ensaios de desinfecção, não houve influência da temperatura e do pH nas taxas de transferência de ozônio, bem como em suas reações com a matéria orgânica. A temperatura médias dos ensaios de desinfecção ficaram entre 26,33 e 27,00°C, e o pH variou de 9,00 a 9,70, porém estas alterações não foram significativas ($P \leq 0,05$) segundo os testes estatísticos aplicado. Lourenção (2009) também observou aumento do pH após a desinfecção sequencial, onde esse aumento pode estar associado ao stripping do CO₂ causado pelo ozônio, o que diminuiria a concentração de H⁺ (STUMM; MORGAN, 1981), conforme também foi observado por Soares (2007) e Costa (2003).

Entretanto, Lourenção (2009) obteve aumento da alcalinidade, enquanto que no presente estudo foi observado uma remoção da alcalinidade parcial e total em função da dose de ozônio e radiação ultravioleta, sendo que as remoções de alcalinidade total nos ensaios E2, E3 e E4 foram significativas ($P \leq 0,05$) (Tabela 5.57) em relação a concentração do efluente BRUTO.

Após a desinfecção, as variações nas concentrações de nitrogênio total, fósforo total e nitrito foram pequenas e não significativas (teste t student – $P \leq 0,05$). Já a concentração de nitrato, apesar de muito baixa em comparação com ensaios anteriores, obteve leve aumento, que foi significativo para o ensaio E1.

Tabela 5.57 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta (*mg.L⁻¹).

Variável	BRUTO	E1	E2	E3	E4
Temperatura amostra (°C)	26,33±0,29	26,50±0,50	26,50±0,50	26,33±0,58	27,00±0,87
Formaldeído	134,81±5,13	455,56±104,02	474,81±81,66	745,19±135,40	745,19±107,18
Ozônio residual	NR	0,00±0,00	0,03±0,05	0,00±0,00	0,00±0,00
pH	9,70±0,42	9,29±0,54	9,23±0,52	9,06±0,56	9,00±0,54
Condutividade	858,22±12,89	812,63±10,13	817,89±13,84	795,48±22,92	786,78±25,10
Turbidez (NTU)	5,46±1,42	4,99±0,99	4,39±0,80	3,12±1,19	2,56±0,75
Cor verdadeira (Pt-Co)	87,04±3,21	23,70±8,04	20,37±3,39	8,15±3,57	9,63±2,57
Absorbância 254 nm	0,46±0,02	0,27±0,03	0,25±0,01	0,16±0,01	0,16±0,01
Nitrato (NO ₃ ⁻)*	0,37±0,06	0,48±0,06	0,37±0,06	0,48±0,06	0,63±0,06
Nitrito (NO ₂ ⁻)*	0,0037±0,0023	0,0249±0,0324	0,0045±0,0018	0,0041±0,0021	0,0060±0,0019
DQO total*	87±26	87±33	84±24	74±33	75±36
DQO filtrado*	73±24	77±30	73±30	68±26	68±27
DQO solúvel*	74±26	76±29	73±30	66±27	64±30
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	148,82±0,67	142,66±1,34	141,11±7,04	136,87±2,67	134,17±6,44
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	205,89±6,01	193,93±0,67	192,78±5,94	189,31±2,91	188,15±7,70
AOV*	20,78±10,15	14,43±3,49	25,64±7,93	21,80±8,05	26,94±9,91
Nitrogênio total*	5,52±0,83	5,22±1,28	4,96±2,23	4,37±1,25	7,15±2,12
Fósforo total*	1,11±0,05	1,00±0,04	1,27±0,28	0,99±0,16	1,31±0,62
Sólidos em Suspensão Totais*	10,19±0,32	10,37±4,24	6,48±4,72	4,07±3,94	2,59±2,25
Sólidos em Suspensão Fixos*	0,00±0,00	1,67±1,67	0,37±0,64	0,56±0,96	0,19±0,32
Sólidos em Suspensão Voláteis*	10,19±0,32	8,70±3,39	6,11±4,19	3,52±4,21	2,41±2,31
Sólidos Totais*	552,59±14,75	553,33±9,88	546,30±20,16	528,15±14,67	544,44±12,37
Sólidos Fixos*	398,52±18,60	380,00±48,23	391,11±31,17	392,22±12,22	388,89±17,46
Sólidos Voláteis*	154,07±33,36	173,33±38,51	155,19±45,57	135,93±24,40	155,56±29,63
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,3x10 ¹ ±2,4x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰
Coliformes Totais (UFC/100mL)	5,4x10 ³ ±2,9x10 ³	9,4x10 ¹ ±7,0x10 ¹	4,0x10 ¹ ±1,6x10 ¹	9,4x10 ¹ ±6,1x10 ⁰	2,0x10 ¹ ±6,0x10 ⁰

NR – Não Realizado

A remoção de DQO total (Figura 5.83) foi ocorreu em razão da dose de ozônio aplicado, sendo melhor para a maior dose de ozônio, a qual promoveu também uma maior formação de DQO coloidal. A diferença era mínima ao se comparar as doses de radiação ultravioleta para a mesma dose de ozônio, logo este foi mais efetivo na remoção de matéria orgânica.

Figura 5.83 – Valores médios de DQO total explicitado em suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Ocorreu remoção de turbidez (Figura 5.84) após a desinfecção em função da dose de ozônio e radiação ultravioleta aplicados, sendo a remoção obtida no ensaio E4 significativa ($P \leq 0,05$). Já em relação a cor verdadeira (5.85), os valores encontrados após os ensaios de desinfecção foram significativamente ($P \leq 0,05$) menores que o encontrado no efluente BRUTO, com remoção dependente da dose de ozônio e radiação ultravioleta aplicada.

Figura 5.84 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Figura 5.85 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

A desinfecção com ozônio e radiação ultravioleta promoveu remoção de sólidos em suspensão (Figura 5.86), sendo a remoção maior quanto maior a dose e quanto maior o tempo de contato para uma mesma dose. Em contrapartida, os sólidos totais apresentaram pouca variação após a desinfecção, conforme observado na Figura 5.87.

Figura 5.86 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Figura 5.87 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixos durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.88) avaliada em função da absorbância em 254 nm, foi maior quanto maior a dose de ozônio, porém pouco variou em função a dose de radiação ultravioleta, variando entre 41,08% e 65,35%. É esperado que o ozônio ao reagir com a matéria orgânica quebre as ligações duplas destas, promovendo a oxidação da matéria orgânica, e como consequência diminui a absorção da radiação em 254 nm (CAMEL;

BERMOND, 1998; PARASKEVA; GRAHAM, 2002; SEVIMLI et al., 2003). Como a remoção na DQO não foi tão elevada, acredita-se então que além de certa remoção de matéria orgânica, houve principalmente e de modo elevado grande transformação da matéria orgânica presente.

Figura 5.88 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorbância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Na Figura 5.89 estão representados os valores médios de formação de formaldeído em função das doses de ozônio e radiação ultravioleta. A maior dose de ozônio promoveu quase o dobro do valor de formação da dose menor aplicada. Já uma maior dose de radiação ultravioleta pouco ou nada influenciou nesta formação. O efluente BRUTO já apresentava uma concentração média de $134,81 \mu\text{g.L}^{-1}$, e com a formação de formaldeído, o efluente após a desinfecção ficou entre $455,16$ e $745,19 \mu\text{g.L}^{-1}$ – concentrações significativamente maiores a encontrada no BRUTO, porém inferiores ao valor máximo permitido pela OMS ($900 \mu\text{g.L}^{-1}$).

Figura 5.89 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Na Figura 5.90 estão representados o log de inativação de *E. coli* e de coliformes totais. A *E. coli* foi praticamente 100% removida pela desinfecção, independente da dose aplicada. Para os coliformes totais, a dose maior de radiação ultravioleta promoveu as melhores inativações, que foi ligeiramente melhor na maior dose de ozônio aplicada. No entanto, essas diferenças no log de inativação em função da dose ou tempo de contato aplicados não foram significativas ($P \leq 0,05$) pelo teste t-student aplicado, sugerindo a possibilidade de se usar as menores doses para este efluente.

Figura 5.90 – Log de inativação de microrganismos indicadores durante os ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da cloração), observa-se uma ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 6,89 log, e para coliformes totais na ordem de 6,79 log, com sobrevivência de coliformes totais e *E. coli* na ordem de 10^1 UFC/mL e 10^0 UFC/mL, respectivamente. As remoções médias para cada etapa do sistema de tratamento estão apresentadas na Figura 5.91, onde se observa que grande parte da *E. coli* foi removida pelos FBRs e pela flotação.

Figura 5.91 – Log de inativação nos ensaios de desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Na Tabela 5.58 são apresentados os cálculos referentes a ocorrência ou não de sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta. Não foi calculado o sinergismo para os ensaios E1 e E2, pois não foi aplicado na desinfecção individual a dose de 5 mg.L⁻¹ de ozônio, tal como foi na desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta, impossibilitando uma real comparação. Outra impossibilidade foi o cálculo do sinergismo para *E. coli*, pois a mesma não foi detectada nos ensaios de desinfecção com radiação ultravioleta, calculando assim o sinergismo apenas em relação aos coliformes totais. De acordo com os resultados obtidos, observa-se que o sinergismo na inativação de coliformes totais, favorecendo a sua inativação quando do uso da desinfecção sequencial.

Tabela 5.58 – Sinergismo na desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta.

Doses aplicadas	Microrganismo indicador	Desinfecção individual com O ₃	Desinfecção individual com Radiação UV	Σ das desinfecções individuais	Desinfecção sequencial com O ₃ - Radiação UV	Sinergia
E3 Ozônio = 10 mg/L UV = 15 Wh/m ³	<i>E. coli</i>	2,18	ND	*	1,12	*
	C. total	1,61	0,02	1,63	1,76	0,13
E4 Ozônio = 10 mg/L UV = 15 Wh/m ³	<i>E. coli</i>	2,18	ND	*	1,12	*
	C. total	1,61	0,10	1,71	2,44	0,73

5.4.8 Ensaios de desinfecção com Peroxênio (O₃/H₂O₂)

Os ensaios de desinfecção com peroxênio (ozônio e peróxido de hidrogênio) foram feitos durante da Fase 4 de operação do sistema. Estão apresentadas na Tabela 5.59 as concentrações médias do afluente e efluente do reator UASB, e do afluente e efluente dos fotobiorreatores no período referente aos ensaios de desinfecção com peroxênio; para este último considerar FBR I com a média de ambos os FBRs ao início da batelada, FBR A e B, e o FBR F, como a média de ambos os FBRs ao final da batelada.

O consumo de alcalinidade total por parte das algas em ambos os fotobiorreatores foi de 83%, e de AOVs foi de 77,5%, enquanto que para o sistema UASB e FBR, o consumo dos AOVs foi de 97,1%, A relação entre a densidade óptica (DO) a 682nm e 540 nm foi em torno de 1,3.

O FBR removeu 34% da DQO solúvel do seu afluente, menor que para os outros períodos de ensaios de desinfecção. Porém o sistema como um todo (UASB + FBR) a remoção de DQO solúvel se manteve elevada – 93%. Considerando o sistema, a remoção acumulada de nitrogênio total de 93,4% e de fósforo total 78,6%.

O reator UASB promoveu remoção de 1,92 log de *E. coli* e 1,77 log de coliformes totais no período, porém a concentração ainda é da ordem de 10^5 e 10^6 UFC/mL, para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente, já que o acúmulo na caixa de coleta foi mínimo e somente observado para coliformes totais. O FBR promoveu uma inativação de *E. coli* próxima à do reator UASB – 1,95 log, no entanto a inativação foi menor para coliformes totais – 0,58 log.

Tabela 5.59 – Variáveis monitoradas no reator UASB e fotobiorreatores durante testes e ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio (peroxônio) (*mg.L⁻¹).

Variável	Afluente UASB	Efluente UASB	FBR I	FBR F
pH	6,79±0,17	7,40±0,12	7,80±0,15	8,07±1,10
Nitrogênio Total*	402,14±57,46	337,64±21,67	102,50±27,24	26,40±33,82
Fósforo Total*	38,03±5,41	27,23±2,44	17,21±4,13	8,15±9,26
DO λ 540nm	NR	NR	0,722±0,112	1,476±0,246
DO λ 682nm	NR	NR	0,658±0,117	1,915±0,353
DO λ 750nm	NR	NR	0,549±0,099	1,218±0,224
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	242,55±72,52	756,76±7,84	561,33±86,50	95,51±66,43
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	760,91±96,04	1017,32±11,76	785,86±137,91	133,51±8,65
AOV*	910,67±14,68	112,11±14,72	115,45±35,32	26,00±12,07
DQO total*	4637±2342	838±65	522±94	1140±276
DQO solúvel*	1415±31	146±15	153±13	101±15
Sólidos em Suspensão Totais*	973,33±0,00	227,50±0,00	224,50±49,08	700,83±216,10
Sólidos em Suspensão Fixos*	136,67±0,00	35,00±0,00	22,00±14,88	54,17±73,91
Sólidos em Suspensão Voláteis*	836,67±0,00	192,50±0,00	202,50±40,15	646,67±154,85
Sólidos Totais*	2214,00±0,00	1078,00±0,00	NR	NR
Peso seco*	NR	NR	273,33±48,61	835,00±236,48
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	3,7x10 ⁷ ±2,7x10 ⁷	4,5x10 ⁵ ±4,0x10 ⁵	7,0x10 ⁵ ±0,00	7,9x10 ³ ±4,0x10 ⁵
Coliformes Totais (UFC/100mL)	1,5x10 ⁸ ±4,7x10 ⁷	2,5x10 ⁶ ±1,2x10 ⁶	3,1x10 ⁶ ±0,00	8,1x10 ⁵ ±2,7x10 ⁵

NR – Não Realizado

Na Tabela 5.60 consta a nomenclatura utilizada para os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio (peroxônio) e na Tabela 5.61, a eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção. Os resultados das demais variáveis avaliadas nos ensaios de desinfecção são apresentadas na Tabela 5.62 e são a média

dos valores observados, como também estão corrigidos em função do fator de diluição devido à flotação, conforme indicado na seção 4.3.

Tabela 5.60 – Nomenclatura para os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Nomenclatura	BRUTO*	E1	E2	E3	E4
Dose ozônio (mg/L)	-	5	5	10	10
Dose peróxido de hidrogênio (mg/L)	-	1,0	3,0	2,0	6,0
Tempo de contato (min)	-	5	5	5	5

*Efluente proveniente da flotação por ar dissolvido.

Tabela 5.61 – Eficiência de transferência e consumo do ozônio durante os ensaios de desinfecção (*mg.L⁻¹).

Ensaio	Ozônio aplicado*	Offgas*	Ozônio transferido*	% Transferência	Ozônio residual*	Ozônio consumido*	% Consumido
E1	5	0,023	4,977	99,54	0,04	4,934	98,67
E2	5	0,028	4,972	99,44	0,00	4,972	99,43
E3	10	0,201	9,799	97,99	0,05	9,749	97,49
E4	10	0,201	9,799	97,99	0,00	9,799	97,99

As temperaturas médias dos ensaios de desinfecção ficaram entre 26,33 e 26,50°C e o pH apresentou um ligeiro aumento não significativo ($P \leq 0,05$) após a desinfecção em função da dose aplicada, não influenciando na eficiência da transferência de ozônio e desinfecção propriamente dita.

Houve consumo não significativo ($P \leq 0,05$) de alcalinidade parcial e total em função da dose de ozônio e de peróxido de hidrogênio aplicados (Tabela 5.62). A maior dose de ozônio promoveu maior consumo de alcalinidade, enquanto que para o peróxido de hidrogênio, quanto maior a dose (para uma mesma dose de ozônio) menor o consumo de alcalinidade. O mesmo comportamento foi observado para as remoções nos AOVs. Uma possível explicação para essas variações é a reação de formação e/ou oxidação promovidas pelo ozônio durante o ensaio de desinfecção, produzindo ou oxidando ácidos presentes.

Após a desinfecção, como era de se esperar não ocorreu variação significativa ($P \leq 0,05$) nas concentrações de nitrogênio total e fósforo total. Ocorreu também uma redução na concentração de nitrito, o qual deve ter sido oxidado a nitrato durante os ensaios de desinfecção.

Tabela 5.62 – Dados referentes aos ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio (*mg.L⁻¹).

Variáveis	BRUTO	E1	E2	E3	E4
Temperatura amostra (°C)	26,50±2,60	26,33±2,89	26,50±2,60	26,50±2,60	26,50±2,60
Formaldeído (µg/L)	160,00±23,09	451,85±189,43	525,19±215,94	762,22±114,27	789,63±194,45
Ozônio residual*	NR	0,04±0,08	0,00±0,00	0,05±0,09	0,00±0,00
pH	8,11±0,17	8,40±0,50	8,40±0,45	8,27±0,30	8,17±0,30
Condutividade	932,96±126,70	828,30±98,05	860,63±113,91	869,85±134,76	857,85±118,41
Turbidez (NTU)	4,56±1,36	2,34±1,11	2,07±1,12	0,72±0,28	0,60±0,12
Cor verdadeira (Pt-Co)	89,63±10,26	24,07±0,64	18,52±2,31	11,11±2,22	10,74±2,31
Absorbância 254 nm	0,47±0,05	0,28±0,01	0,25±0,02	0,16±0,03	0,17±0,03
Nitrato (NO ₃ ⁻)*	31,59±26,88	33,07±28,19	33,04±28,11	33,19±28,19	33,11±27,91
Nitrito (NO ₂ ⁻)*	0,0115±0,0066	0,0065±0,0034	0,0051±0,0037	0,0075±0,0002	0,0066±0,0015
DQO total*	68±1	58±4	66±9	32±29	51±10
DQO filtrada*	57±6	55±3	58±10	42±11	50±10
DQO solúvel*	54±7	50±7	51±7	35±15	30±27
Alcalinidade parcial (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	87,14±40,74	82,51±39,94	81,74±37,47	82,12±38,13	81,35±36,75
Alcalinidade total (mg.CaCO ₃ .L ⁻¹)	127,23±50,09	116,44±54,50	120,29±57,10	112,97±54,43	116,05±53,76
AOV*	36,77±10,10	14,14±10,74	19,98±13,68	12,33±1,87	15,17±7,71
Nitrogênio total*	34,74±30,09	32,30±28,09	34,11±29,58	34,37±29,94	30,59±27,21
Fósforo total*	4,99±4,32	4,81±4,17	4,23±3,66	4,71±4,08	4,63±4,01
Sólidos em Suspensão Totais*	12,22±0,96	3,70±4,24	2,59±0,85	4,44±1,11	4,07±1,70
Sólidos em Suspensão Fixos*	0,19±0,32	0,00±0,00	0,00±0,00	1,48±2,57	3,15±2,85
Sólidos em Suspensão Voláteis*	12,04±0,64	3,70±4,24	2,59±0,85	2,96±1,70	0,93±1,16
Sólidos Totais*	666,67±180,90	678,52±188,46	682,22±187,99	656,67±173,29	685,19±167,52
Sólidos Fixos*	428,89±53,89	465,56±100,23	461,48±94,28	386,67±83,27	483,70±129,27
Sólidos Voláteis*	237,78±127,02	212,96±88,25	220,74±94,11	270,00±167,56	201,48±40,13
<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰	1,0x10 ⁰ ±1,0x10 ⁰
Coliformes Totais (UFC/100mL)	6,5x10 ³ ±1,1x10 ⁴	6,5x10 ² ±5,4x10 ²	1,4x10 ³ ±1,7x10 ³	4,4x10 ² ±2,5x10 ²	2,2x10 ³ ±1,4x10 ³
Peróxido de hidrogênio residual*	ND	ND	ND	ND	ND

NR – Não Realizado

ND – Não Detectado

A DQO total (Figura 5.92) apresentou reduções em todos os ensaios, sendo melhor na maior dose de ozônio aplicada (10 mg.L^{-1}). No entanto, uma dose maior de peróxido de hidrogênio não favoreceu uma maior remoção de DQO. Apesar da remoção de DQO é possível observar o aumento da DQO coloidal com o aumento da dose de ozônio e/ou peróxido de hidrogênio, ocorrendo então uma mudança na estrutura da matéria orgânica presente.

Figura 5.92 – Valores médios de DQO total explicitados em suas frações solúvel, coloidal e suspensa, durante os ensaios de desinfecção interativo com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Ocorreu remoção de turbidez (Figura 5.93) após a desinfecção em função da dose de ozônio e peróxido de hidrogênio aplicados, sendo os valores de turbidez nos ensaios E3 e E4 significativamente ($P \leq 0,05$) menores que o valor do BRUTO. O mesmo comportamento de remoção em função da dose de ozônio e peróxido de hidrogênio aplicados foi observado para a remoção na cor verdadeira (Figura 5.94). Entretanto, todas as remoções na cor verdadeira promoveram valores significativamente ($P \leq 0,05$) menores que o BRUTO, sendo que os ensaios E3 e E4 promoveram remoções significativamente melhores que os demais ensaios.

Figura 5.93 – Valores médios de turbidez durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Figura 5.94 – Valores médios de cor verdadeira durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Os sólidos em suspensão (Figura 5.95) foram removidos após os ensaios de desinfecção, sendo significativas ($P \leq 0,05$) em relação ao BRUTO, os ensaios E2, E3 e E4. Porém as melhores remoções foram obtidas pelas menores dose de peroxônio. Diferentemente dos sólidos em suspensão, os sólidos totais (Figura 5.96) tiveram poucas variações após a desinfecção, as quais não foram significativas ($P \leq 0,05$).

Figura 5.95 – Valores médios de sólidos em suspensão totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Figura 5.96 – Valores médios de sólidos totais explicitados em suas frações voláteis e fixos, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

A remoção de matéria orgânica (Figura 5.95) avaliada em função da absorbância em 254 nm foi significativa em relação ao efluente BRUTO, variando entre 41,5 a 66,3%. Essa remoção foi maior quanto maior a dose de ozônio aplicado, porém para uma mesma dose de ozônio aplicado (entre E1 e E2, e entre E3 e E4) não ocorreu diferença significativa entre suas remoções.

Figura 5.97 – Valores médios de remoção de matéria orgânica avaliada como absorvância em 254 nm, durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Assim, a dose de ozônio predominou sobre a dose de peróxido de hidrogênio para a remoção de matéria orgânica. Tal como para a desinfecção sequencial com ozônio e radiação ultravioleta, como a remoção de DQO na desinfecção com peroxônio não foi tão elevada, acredita-se então que além de certa remoção de matéria orgânica, houve principalmente e de modo elevado grande transformação da matéria orgânica presente.

Na Figura 5.98 estão representados os valores médios de formação de formaldeído para a desinfecção com peroxônio. O efluente BRUTO já apresentava uma concentração média de $160,00 \mu\text{g.L}^{-1}$, tendo o efluente após a desinfecção entre $451,85$ e $789,63 \mu\text{g.L}^{-1}$. A formação de formaldeído foi maior quanto maior a dose de ozônio e peróxido de hidrogênio aplicadas, sendo os valores obtidos pelos E3 e E4 significativamente ($P \leq 0,05$) maiores que o BRUTO. Em todas as doses aplicadas foi observada a formação de formaldeído, porém em concentração inferior a valor máximo permitido pela OMS ($900 \mu\text{g.L}^{-1}$).

Figura 5.98 – Valores médios de formaldeído e sua formação durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Na Figura 5.99 estão apresentados o log de inativação de somente coliformes totais, pois toda *E. coli* presente no efluente BRUTO foi removida ao nível de ausência já na etapa de FAD. Ao considerar a mesma dose de ozônio – comparação entre E1 e E2 e entre E3 e E4 – a inativação foi maior quanto menor a dose de peróxido de hidrogênio aplicada, para coliformes totais. No entanto, apesar de o ensaio E3 apresentar a maior inativação, esse foi o único que não foi significativo, já que as variações nos resultados causaram um grande desvio padrão, que influenciou no cálculo.

Ao considerar o sistema como um todo (afluente do UASB ao efluente da desinfecção), observa-se uma ótima inativação de *E. coli*, na ordem de 7,57 log, e para coliformes totais na ordem de 5,53 log, com sobrevivência de coliformes totais na ordem de 10^2 UFC/mL e ausência de *E. coli*. As remoções médias para cada etapa do sistema de tratamento estão representadas na Figura 5.100, na qual se observa que a remoção de *E. coli* ocorreu principalmente na flotação (FAD).

Figura 5.99 – Log de inativação de coliformes totais durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Figura 5.100 – Log de inativação durante os ensaios de desinfecção simultânea com ozônio e peróxido de hidrogênio.

Na Tabela 5.82 são apresentados os cálculos referentes a ocorrência ou não de sinergismo na desinfecção simultânea com peróxido de hidrogênio (ozônio e peróxido de hidrogênio). Não foi calculado o sinergismo para os ensaios E1 e E2, pois não foi aplicado na desinfecção individual a dose de 5 mg.L⁻¹ de ozônio, impossibilitando uma real comparação. Outra impossibilidade foi o cálculo do sinergismo para *E. coli*, pois a mesma não foi detectada nos ensaios de desinfecção, calculando assim o sinergismo apenas em relação aos coliformes totais.

De acordo com os resultados obtidos, observa-se que a adição de peróxido de hidrogênio não favorece uma melhor inativação de coliformes totais.

Tabela 5.63 – Sinergismo na desinfecção sequencial com radiação ultravioleta e cloro.

Doses aplicadas	Microrganismo indicador	Desinfecção individual com Ozônio	Desinfecção simultânea com peroxônio	Sinergia
E1 Ozônio = 10 mg/L	<i>E. coli</i>	2,18	ND	*
Peróxido de hidrogênio = 2 mg/L	C. total	1,61	1,25	-0,36
E1 Ozônio = 10 mg/L	<i>E. coli</i>	2,18	ND	*
Peróxido de hidrogênio = 6 mg/L	C. total	1,61	0,74	-0,87

5.4.9 Considerações preliminares

Os desinfetantes aplicados de modo individual foram capazes de promover inativação variando entre 1,99 e 2,62 log de *E. coli*, sendo que para alguns pontos dos ensaios já não foi detectado *E. coli* no efluente do BRUTO. Já para coliformes totais variou de 0,92 a 2,13 log de inativação. A eficiência na inativação seguiu a ordem: decrescente cloro > ozônio > radiação UV.

No entanto, apenas o ozônio foi capaz de remover também matéria orgânica (DQO), sendo que os outros desinfetantes promoveram ligeiros aumentos. Portanto, na grande maioria dos ensaios de desinfecção foi observado na verdade uma mudança na estrutura da matéria orgânica presente, como a quebra das ligações duplas, ocasionando redução na absorção de radiação a 254 nm.

Em relação aos desinfetantes aplicados de modo sequencial ou simultâneos, foi observado que a melhor inativação foi promovida pelo ensaio sequencial com ozônio e cloro, com inativação de até 3,10 e 3,38 log para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. No entanto as remoções promovidas pela desinfecção com ozônio na ozônio/FAD foram muito próximas e considerando a inativação na ozônio/FAD mais a desinfecção, esta chegou a 4,01 e 2,66 log para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente.

Em relação ao ponto de aplicação do ozônio, a aplicação do ozônio junto a flotação por ar dissolvido, com posterior desinfecção com ozônio apresentou melhores inativações que a aplicação do ozônio somente na desinfecção.

A desinfecção sequencial com ozônio e cloro apresentou efeito sinérgico apenas para coliformes totais, sendo que a dose de $10 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$ e de 5 mg.L^{-1} de cloro foi mais efetiva em 1,39 log. O uso de ozônio e radiação UV sequencial também apresentou efeito sinérgico para coliformes totais, enquanto que *E. coli* não foi detectado no efluente após FAD. Para coliformes totais, a dose aplicada de $10 \text{ mg.O}_3.\text{L}^{-1}$ e de 15 Wh.m^{-3} foi a que apresentou o melhor sinergismo, com 0,73 log a mais que a soma das inativações individuais.

Já a desinfecção interativa com peroxônio (ozônio e peróxido de hidrogênio) não apresentou melhores inativações que quando da aplicação somente do ozônio, sendo assim não apresentou efeito sinérgico. Assim, conclui-se que a desinfecção interativa deve ser usada, observando porém as características do efluente a ser tratado, avaliando seu custo-benefício para cada caso e qual o melhor desinfetante ou combinação deve ser usada.

Entretanto, em sua maioria, os efluentes da desinfecção apresentam valores de pH acima de 9,0 impossibilitando seu descarte em um corpo d'água, ou mesmo o reúso urbano, segundo legislação do estado de São Paulo.

6 CONCLUSÕES

- A remoção média de DQO pelo reator UASB foi elevada, ficando em torno de 70% ou mais. O reator também apresentou uma média de remoção de *E. coli* e coliformes fecais que variou de 1 a 3 log para ambos os microrganismos. Sendo que para protozoários essa remoção foi entre 0,5 e 1,5 log.
- O uso de FBR tipo flat panel foi capaz de promover o crescimento de biomassa e remoção de nutrientes de forma satisfatória sem controle de temperaturas ou mesmo suplementação de CO₂, conforme normalmente é recomendado pela literatura.
- A remoção/inativação de *E. Coli* e coliformes totais no FBR variou entre 0,50 a quase 3,0 log, apresentando de modo geral maior remoção/inativação para *E. Coli*.
- A remoção de nutrientes (nitrogênio e fósforo), pela biomassa algal, chegou a apresentar valores próximos a 70%, no entanto, á observado uma variação (redução na eficiência) em função da qualidade do efluente do reator UASB.
- Foi observado remoção de protozoários e coliformes pela flotação por ar dissolvido, acarretando uma maior concentração destes na biomassa removida.
- O melhor desinfetante individual foi considerado o cloro, devido a inativação alcançada. No entanto, o ozônio foi o que melhor obteve remoção (oxidação) de matéria orgânica.
- Em relação aos desinfetantes aplicados de modo sequencial ou simultâneos, foi observado que a melhor inativação foi promovida pelo ensaio sequencial com ozônio e cloro, com inativação de até 3,10 e 3,38 log para *E. coli* e coliformes totais, respectivamente. Com efeito sinérgico em relação a aplicação individual destes desinfetantes.
- Em relação ao ponto de aplicação de ozônio, a conjugação promovida pela desinfecção com ozônio na ozônio/FAD foram muito próximas, devendo sua utilização ser analisada caso a caso, devido as características do efluente.
- Apenas o valor do pH, já desenquadra a maioria dos efluentes da desinfecção para descarga em corpos d'água ou a resolução do estado de São Paulo.
- O sistema de tratamento completo foi capaz de remover de forma eficiente os nutrientes, acumulando-os na biomassa algal que após separada do líquido pode ser utilizada como fertilizante de liberação lenta. Do mesmo modo foi capaz de remover e/ou inativar protozoários e os microrganismos indicadores, *E. coli* e coliformes totais, a níveis de não detecção pelos

métodos de análises utilizados. Recomenda-se o uso do sistema para o tratamento descentralizado, principalmente em pequenas comunidades e em áreas rurais.

7 RECOMENDAÇÕES

- Recomenda-se estudar, por meio de adaptações/acréscimos no sistema, a recuperação de energia (metano) no reator UASB.
- Maiores estudos devem ser feitos para verificar a elevada remoção de patógenos obtidas durante o tratamento de águas residuárias com altas concentrações de matéria orgânica (DQO).
- Estudos adicionais devem ser feitos também no fotobiorreator para verificar a rota da remoção/ inativação de patógenos, assim como um estudo da biomassa obtida após a flotação, analisando teor de patógenos presentes e procedimentos a serem adotados para permitir o uso desta biomassa como fertilizantes.
- Uma avaliação do custo-benefício da correção do pH para este tipo de efluente e sistema de tratamento devem ser efetuadas, caso deseje-se cumprir a resolução do estado de São Paulo para reúso não potável urbano.

REFERÊNCIAS

- ABDEL-RAOUF, N.; AL-HOMAIKAN, A. A.; IBRAHEEM, I. B. M. Microalgae and wastewater treatment. **Saudi journal of biological sciences**, v. 19, n. 3, p. 257-275, 2012.
- ABES-SP - Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental – São Paulo. **Falta de normas técnicas para reúso de água ainda é um problema no país**. 2013. Disponível em: <<http://www.abes-sp.org.br/noticias/19-noticias-abes/4203-falta-de-normas-tecnicas-para-reuso-de-agua-ainda-e-um-problema-no-pais>>. Acesso em 5 jan. 2016.
- ADAM, R.D. Biology of Giardia lamblia. **Clinical Microbiology Reviews**, vol.14, nº3, p. 447–475. 2001.
- ADLER, H. I. (1996). The genetic control of radiation sensitivity in microorganisms. **Advances in radiation** 2. P 167-191.
- AGBAKPE, M. et al. Algae harvesting for biofuel production: Influences of uv irradiation and polyethylenimine on bacterial biocoagulation. **Bioresource Technology**, v. 166, p.266-272, 2014.
- Agência Nacional de Águas – ANA (2010). **Conjuntura dos Recursos Hídricos no Brasil**. Informe 2010. Brasília. p. 36.
- AISSE, M. M. et al. Estudo comparativo do reator UASB e do reator anaeróbio compartimentado sequencial no tratamento de esgoto sanitário. **In: 27º Congresso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental**. Porto Alegre, Brasil, Anais Eletrônicos, 2000.
- AIYUK, S. et al. Anaerobic and complementary treatment of domestic sewage in regions with hot climates—A review. **Bioresource technology**, v. 97, n. 17, p. 2225-2241, 2006.
- ALCÁNTARA, C. et al. Mixotrophic metabolism of Chlorella sorokiniana and algal-bacterial consortia under extended dark-light periods and nutrient starvation. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 99, n. 5, p. 2393-2404, 2015.
- ALMEIDA et al. **Problemática da Desinfecção**. Empresa Portuguesa de Águas Livres (EPAL). 17 p. [2002?].
- ALUM, A. et al. Impact of environmental conditions on the survival of cryptosporidium and giardia on environmental surfaces. **Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases**, v. 2014, p. 1-7, 2014.
- AMIN, M. M. et al. A review on wastewater disinfection. **International Journal of Environmental Health Engineering**, v.2, n. 1, p. 22, 2013.
- ANDERSEN R.A., 2005. Algal culturing techniques, 1st ed. Elsevier Academic Press. pp. 435-438.
- ARBOLEDA, J. V. **Teoria y practica de la purificación del agua**. 3 ed. McGraw-Hill, Interamericana de Colombia. 2000.
- ARSLAN, I.; BALCIOGLU, I. Advanced oxidation of raw and bio-treated textile industry wastewater with O₃, H₂O₂/UV and their sequential application. **J. Chem. Tech. Biotech.** 76, 53, 2001.

ASHBOLT N, GRABOW W and SNOZZI M (2001) Indicators of microbial water quality. In: Fewtrell L and Bartram J (eds.) *Water Quality: Guidelines, Standards and Health*. IWA Publishers, London, UK.

ASLAN, S.; KAPDAN, I. K.. Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic wastewater by algae. **Ecological engineering**, v. 28, n. 1, p. 64-70, 2006.

ASSIRATI, D. M. **Desinfecção de Efluentes de ETE com ozônio para uso agrícola**. 171f. Dissertação (Mestrado em Eng. Civil, na Área de Concentração de Saneamento Ambiental). Universidade Estadual de Campinas. Campinas, 2005.

Atibaia River, Campinas, Brazil. **Revista Instituto de Medicina Tropical São Paulo**. AUSTRALIAN DRINKING WATER GUIDELINES 6, 2004/**Australian Government National Health and Medical Research Council**, Natural Resource Management Ministerial Council. 2011.

AWWA. (2012). **Standards methods for the examination of water and wastewater** (22^a ed.). Washington, DC: American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation.

AWWA. American Water Works Association (1964). **Água, Tratamento e Qualidade**. Tradução Allyrio Macedo Filho e Zadir Castello Branco. Missão Norte Americana de Cooperação Econômica e Técnica. Editora Ao Livro Técnico S.A. Rio de Janeiro. 465 p.

BAAWAIN, M. S. Impinging-jet ozone bubble column reactors. In: *Wastewater Treatment: Advanced Processes and Technologies*. Edited by Rao et al. p.107 - 136. 2013.

BAIRD, C. (2001). **Environmental chemistry**, W. H. Freeman and Company Ed. 2 ed.. New York.

BALDURSSON, S.; KARANIS, P. Waterborne transmission of protozoan parasites: Review of worldwide outbreaks - An update 2004 - 2010. **Water Research**. vol. 25, p. 6603-6614. 2011.

BASSANI, L. **Desinfecção de efluente sanitário por ozônio: parâmetros operacionais e avaliação econômica**. 2003. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Santa Catarina, Centro Tecnológico. Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental.

BASSANI, L. et al. Utilização do ozônio na desinfecção de efluentes sanitários. In: **Congresso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental**, 28. FEMISCA, 2002. p. 1-8.

BASTOS, R.K.X.; BEVILACQUA, P.D.; KELLER, R. (2003). **Organismos Patogênicos e Efeitos sobre a Saúde Humana**. In: **Desinfecção de Efluentes Sanitários**. PROSAB 3. Ricardo Franci Gonçalves (coord.), p. 27-88.

BELOSEVIC, M. et al. Studies on the resistance/reactivation of *Giardia muris* cysts and *Cryptosporidium parvum* oocysts exposed to medium-pressure ultraviolet radiation. **FEMS microbiology letters**, v. 204, n. 1, p. 197-203, 2001.

BELTRÁN, N. A.; JIMÉNEZ, B. E. Faecal coliforms, faecal enterococci, *Salmonella typhi* and *Acanthamoeba* spp. UV inactivation in three different biological effluents. *Water SA*, v. 34, n. 2, p. 261-270, 2008.

BHATNAGAR, Ashish et al. Renewable biomass production by mixotrophic algae in the presence of various carbon sources and wastewaters. **Applied Energy**, v. 88, n. 10, p. 3425-3431, 2011.

BICHARA, A. **Tratamento de vinhaça por processos físico-químicos de precipitação química e flotação e sua utilização como meio de cultivo para a microalga de potencial bioenergético, *Chlorella vulgaris***. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo. 2014.

BILOTTA, P. **Estudo comparativo da ação do ozônio e radiação ultravioleta na desinfecção de esgoto sanitário**. 130p. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. São Carlos. 2000.

BILOTTA, P.; DANIEL, L. A. Inativação de Indicadores Microbiológicos com Ozônio no Tratamento de Esgoto Sanitário Visando o Reuso de Água. **Revista AIDIS**, v. 4, n. 2, p. 48-56, 2011.

BITENCOURT, M. A. O. et al. Anti-inflammatory effects of methanolic extract of green algae *Caulerpa mexicana* in a murine model of ulcerative colitis. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.25, p. 677-682, 2015.

BITTON, G. **Wastewater Microbiology**. 4th Ed. Wiley-Blackwell. A John Wiley & Sons, Inc., Publication. New Jersey, USA. 2011.

BITTON, G. **Wastewater Microbiology**. Wiley-Liss, Inc. New York, Ny. (1994). 478p.

BJORN, L. O; McKENZIE, R.L. In BJORN, L. O. (Ed). **Photobiology – The science of life and light**. 2 ed. Sweden: University Lund, 2008. 659 p.

BONATTI, T. R.; FRANCO, R. M. B.; CANTUSIO NETO, R. Comparison of two methodologies for detection of *Giardia* spp. cysts and *Cryptosporidium* spp. oocysts in activated sludge samples from a sewage treatment plant in the city of Campinas, São Paulo State, Brazil. **Journal of Water Health**. vol. 5(4), p.609-614. 2007.

BONCZ, M. Á. **Selective Oxidation of Organic Compounds in Waste Water: by ozone-based oxidation processes**. Thesis Wageningen University, Wageningen, the Netherlands- with summary in Dutch-168 p, 2002.

BOUZID, M. et al. Cryptosporidium pathogenicity and virulence. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 26, n. 1, p. 115–134, 2013.

BOUZID, M.; STEVERDING, D.; TYLER, K.M. Detection and surveillance of waterborne protozoan parasites. **Current Opinion in Biotechnology** . 19: 1-5. 2008.

BRASIL, CONAMA. Resolução. 357, de 17 de março de 2005. Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA, v. 357, 2005.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Portaria MS nº 518/2004. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2005.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Vigilância e controle da qualidade da água para consumo humano/ Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. – Brasília: Ministério da Saúde, 2006. 212 p. – (Série B. Textos Básicos de Saúde).

BRASIL. Ministério das Cidades. Secretaria Nacional de Saneamento Ambiental – SNSA. Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento: Diagnóstico dos Serviços de Água e Esgotos – 2014. Brasília: SNSA/MCIDADES, 2016. 212 p.: il.

BRATBY, J. **Algae harvesting using flotation**. Proceedings of the 6th International Conference on Flotation for Water and Waste Water Systems. New York: IWA. 2012.

BRENNAN, L.; OWENDE, P. Biofuels from microalgae—a review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and sustainable energy reviews*, v. 14, n. 2, p. 557-577, 2010.

- BRITO, J. M.; RANGEL, M. C. Processos avançados de oxidação de compostos fenólicos em efluentes industriais. **Química Nova**, v. 31, n. 1, p 114-122, 2008.
- BROSÉUS, R. et al. Ozone oxidation of pharmaceuticals, endocrine disruptors and pesticides during drinking water treatment. **Water research**, v. 43, n. 18, p. 4707-4717, 2009.
- BURET, A.G.; COTTON, J. **Pathophysiological Processes and Clinical Manifestations of Giardiasis**. In: Lujan, H.D.; Svard S.G., editors. 1st ed. Giardia. A Model Organism. New York: Springer Wien, 2011. pp. 301–310.
- BUSTOS, Y. et al. Disinfection of Primary Municipal Wastewater Effluents Using Continuous UV and Ozone **Treatment. Journal of Water Resource and Protection**, v. 2014, 2014.
- CACCIÒ, S. M.; WIDMER, G. **Cryptosporidium: parasite and disease**. Springer, 2014. 564 p.
- CAI, T.; PARK, S. Y.; LI, Y.. Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: status and prospects. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 19, p. 360-369, 2013
- CAMEL, V.; BERMOND, A. The use of ozone and associated oxidation processes in drinking water treatment. **Water Research**, v. 32, n. 11, p. 3208-3222, 1998.
- CAMPOS, C. M. M.; CARMO, F. R.; BOTELHO, C. G.; COSTA, C. C. Desenvolvimento e operação de reator anaeróbio de manta de lodo (UASB) no tratamento dos efluentes da suinocultura em escala laboratorial. **Ciênc. agrotec., Lavras**, v. 30(1), p 140-147. 2006.
- CAMPOS, J. R; PIZZIRANI, J. (1977). A. Desinfecção com radiação ultravioleta. In: IX **Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária**. Belo Horizonte. 1977. Anais.
- CAN, Z. S.; GUROL, M. Formaldehyde Formation During Ozonation Of Drinking Water. **Ozone: Science & Engineering The Journal of the International Ozone Association**. v. 25:1, p. 41 – 51. May, 2007.
- CANTUSIO NETO, R. Ocorrência de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e cistos de *Giardia* spp. em diferentes pontos do processo de tratamento de água, em Campinas, São Paulo, Brasil. 89p. Dissertação (Mestrado). Universidade Estadual de Campinas. Campinas – SP. 2004.
- CANTUSIO NETO, R.; SANTOS, J. U.; FRANCO, R. M. B. Evaluation of activated sludge treatment and the efficiency of the disinfection of Giardia species cysts and Cryptosporidium oocysts by UV at a sludge treatment plant in Campinas, south-east Brazil. **Water Science & Technology**, v. 54, n. 3, p. 89 , 2006.
- CAREY, C. M.; LEE, H.; TREVORS, J. T. Biology, persistence and detection of Cryptosporidium parvum and Cryptosporidium hominis oocyst. **Water Research**, v. 38, p. 818-862, 2004.
- CARON, E. Évaluation de l’impact des microparticules sur la désinfection aux ultraviolets de spores de bactéries sporulantes aérobies. 135p. Mémoire. École Polytechnique de Montréal, Canada. 2006.
- CARR R, BLUMENTHAL U and MARA D (2004) Health guidelines for the use of wastewater in agriculture: Developing realistic guidelines. In: Scott C, Faruqui N and Raschid L (eds.) Wastewater Use in Irrigated Agriculture. Confronting the Livelihood and Environmental Realities. CABI/IWMI/IDRC: Wallingford, UK. 240 pp
- CASTRO – HERMIDA, J. A. et al. Cryptosporidium and Giardia detection in water bodies of Galicia, Spain. **Water Research**, v.44, p. 5887 – 5896, 2010.

CAVALIER-SMITH, T. Protist phylogeny and the high-level classification of Protozoa. **European Journal of Protistology**, v. 39, n. 4, p. 338–348, 2003.

CAVICCHIOLI, A; GUTZ, I. G. R. O uso de radiação ultravioleta para o pré-tratamento de amostras em análise inorgânica. **Química Nova**, São Paulo, v. 26, no 6, p. 913-921. 2003.

CETESB. **Desinfecção de águas**. BNH/ABES/CETESB, São Paulo, (1974). 210p.

CHANG J, OSSOFF S, LOBE D, DORFMAN M, DUMAIS C, QUALLS R and JOHNSON J (1985) UV Inactivation of pathogenic and indicators microorganisms. *Appl. Environ. Microbiol.* 49 (6) 1361-1365.

CHAPPELL, C. L. et al. *Cryptosporidium hominis*: experimental challenge of healthy adults. **Am J Trop Med Hyg.**, v. 75, p. 851–857, 2006.

CHEN, X. M. et al. Cryptosporidiosis. **New England Journal of Medicine**, v. 346, n. 22, p. 1723-1731, 2002.

CHEN, Y.; WALKER, T. H. Biomass and lipid production of heterotrophic microalgae *Chlorella protothecoides* by using biodiesel-derived crude glycerol. **Biotechnology letters**, v. 33, n. 10, p. 1973, 2011.

CHENG, H. W. et al. Fate of *Cryptosporidium parvum* and *Cryptosporidium hominis* oocysts and *Giardia duodenalis* cysts during secondary wastewater treatments. **Parasitology Research**. vol. 105, p. 689-696. 2009.

CHEREMISINOFF, P. N. **Handbook of Water and Wastewater Treatment Technology**. MARCEL DEKKER, INC. New York, (1995). Cap. 12, p. 449-480.

CHERNICHARO, C. A. L. (Coord.). **Pós-tratamento de efluentes anaeróbios**. Belo Horizonte. PROSAB 2/FINEP. 2001.

CHERNICHARO, C. A. L. Post-treatment options for the anaerobic treatment of domestic wastewater. **Reviews in Environmental Science and Bio/Technology**, v. 5, n. 1, p. 73-92, 2006.

CHERNICHARO, C.A.L. **Princípios do tratamento biológico de águas residuárias: Reatores anaeróbios**. Belo Horizonte: Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental. UFMG, v.5, 2 ed., 2007.

CHI, Z. et al. Selection of microalgae and cyanobacteria strains for bicarbonate-based integrated carbon capture and algae production system. **Applied biochemistry and biotechnology**, v. 172, n. 1, p. 447-457, 2014.

CHIANG, P. C. et al. Modeling an ozone bubble column for predicting its disinfection efficiency and control of DBP formation. **Chemosphere**, v. 39, n. 1, p. 55-70, 1999.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology advances**, v. 25, n. 3, p. 294-306, 2007.

CHO, M.; CHUNG, H.; YOON, J. Disinfection of water containing natural organic matter by using ozone-initiated radical reactions. **Applied and environmental microbiology**, v. 69, n. 4, p. 2284-2291, 2003.

CHO, M.; KIM, J. H. ; YOON, J.Y. Investigating synergism during sequential inactivation of *Bacillus subtilis* spores with several disinfectants. **Water Research**. 40, (2006). p. 2911–2920.

CHOJNACKA, K.; ZIELIŃSKA, A. Evaluation of growth yield of *Spirulina* (*Arthrospira*) sp. in photoautotrophic, heterotrophic and mixotrophic cultures. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 28, n. 2, p. 437-445, 2012.

CHRISTENSON, L., SIMS, R. Production and harvesting of microalgae for wastewater treatment, biofuels, and bioproducts. **Biotechnology Advances**, v. 29, n.6, p.686–702, 2011.

CIMERMAN, S; CIMERMAN, B. (2004). **Parasitoses Intestinais. In: Condutas em Infectologia.** Sérgio Cimerman e Benjamin Cimerman (org.). 1ª edição. Editora Atheneu, v.1, p.329-342.

CIMERMAN, S; CIMERMAN, B.(2003). **Giardíase. In: Medicina Tropical.** Sérgio Cimerman e Benjamin Cimerman (Org.). 1ª edição. Editora Atheneu, v.1, p.41-48.

COLARES, E. R. C.; BENETTI, A. D. Influência da temperatura dos esgotos domésticos na remoção de matéria orgânica e sólidos suspensos em reator de manta de lodo – ETE Esmeralda – Porto Alegre/RS. **In: 23º Congresso Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental**, Campo Grande, Brasil, Anais Eletrônicos, 2001.

COLETTI, F. J. **Inativação de Microrganismos indicadores presentes em efluente secundário de Esgoto Sanitário com Radiação Ultravioleta.** 239p. Tese (Doutorado) - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, (2003).

CONAMA, Resolução. 357, de 17 de Março de 2005. Conselho Nacional do Meio Ambiente- CONAMA, v. 357, 2005.

CORDELL, D. et al. Towards global phosphorus security: A systems framework for phosphorus recovery and reuse options. **Chemosphere**, v. 84, n. 6, p. 747-758, 2011.

CORDELL, D.; WHITE, S. Life's bottleneck: sustaining the world's phosphorus for a food secure future. *Annual Review of Environment and Resources*, v. 39, p. 161-188, 2014.

CORONA-VASQUEZ, B. et al. (2002). Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with ozone and free chlorine. **Water Research**, v.36, n.16, pp.4053-4063.

COSTA, H. S. Estudo do comportamento do processo de ozonização como pós-tratamento de efluentes de sistema de tratamento anaeróbio de águas residuárias domiciliares. 295 p. Tese (Doutorado em Hidráulica e Saneamento) - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2003.

COSTA, H.; DANIEL, L. **Estudo do comportamento do ozônio na desinfecção de águas residuárias domiciliares.** Relatório Final PROSAB Edital 3 – Tema 2 – Desinfecção de Efluentes Sanitários, remoção de Patógenos e Substâncias Nocivas – Vitória, ES, Dezembro de 2002.

COSTA, J. B. Avaliação ecotoxicológica de efluente de tratamento secundário de esgoto sanitário após desinfecção com ácido peracético, cloro, ozônio e radiação ultravioleta. 2007. 180 f. Tese (Doutorado em Ciências da Engenharia Ambiental). Universidade de São Paulo. São Carlos, 2007.

CÔTÉ, C.; MASSÉ, D. I. e QUESSY, S. Reduction of indicator e pathogenic microorganisms by psychrophilic anaerobic digestion in swine slurries. **Bioresource Technology** v. 97, p 686–691. 2006.

COUPE, C. et al. Detection of *Cryptosporidium*, *Giardia* and enterocytozoon bienueusi in surface water, including recreational areas: a one-year prospective study. *FEMS Immunol. Med. Microbiol.* v.47, p. 351-359, 2006.

CRAFTSTORM, R. C. et al. Formaldehyde damage to DNA and inhibition of DNA repair in human bronchial cells. **Science**, v. 220, n. 4593. p. 216-218, 1983.

CURRENT, W. L. **Cryptosporidium parvum: Household Transmission**, Ann. Intern Med, vol 120, pp 518-519, 1994.

CURRENT, W. L.; GARCIA, L. S. **Cryptosporidiosis**. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 4, n. 3, p. 325–358, 1991.

DABROWSKA, A.; SWIETLIK, J.; NAWROCKI, J. Formation of aldehydes upon ClO₂ disinfection. **Water Research**. v. 37. p. 1161–1169, 2003.

DAMA, P. et al. Pilot-scale study of an anaerobic baffled reactor for the treatment of domestic wastewater. **Water Science and Technology**, v 46(9), p 263–270. 2002.

DANIEL, L. A. (Coord.). **Processos de desinfecção e desinfetantes alternativos na produção de água potável**. Associação Brasileira de Engenharia Sanitária- ABES. Projeto PROSAB. Rio de Janeiro. 155 p. 2001.

DANIEL, L. A. Desinfecção de efluentes de esgoto sanitário pré-decantado empregando radiação ultravioleta. Dissertação (Mestrado)- Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 1989.

DANIEL, L. A. **Desinfecção de esgotos com radiação ultravioleta: fotorreativação e obtenção de parâmetros cinéticos**. Tese (Doutorado) - Departamento de Hidráulica e Saneamento, Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. 1993.

DASSEY, A. J.; THEEGALA, C. S. (2013). Harvesting economics and strategies using centrifugation for cost effective separation of microalgae cells for biodiesel applications. **Bioresource Technology**, 128, pp. 241-245. 2013.

DE GRAAFF M. S. **Resource recovery from black water**, Wageningen University, Wageningen. pp. 192. 2010.

DE GRAAFF, M. S. et al. Anaerobic treatment of concentrated black water in a UASB reactor at a short HRT. **Water**, v. 2, n. 1, p. 101-119, 2011.

DE-BASHAN, L. E. et al. Chlorella sorokiniana UTEX 2805, a heat and intense, sunlight-tolerant microalga with potential for removing ammonium from wastewater. **Bioresource Technology**, v. 99, n. 11, p. 4980-4989, 2008.

DE-BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. Recent advances in removing phosphorus from wastewater and its future use as fertilizer (1997–2003). **Water research**, v. 38, n. 19, p. 4222-4246, 2004.

DEBORDE, M.; VON GUNTEN, U. (2008). Reaction of chlorine with organic and inorganic compounds during water treatment – Kinetics and mechanisms: A critical review. **Water Research**. Vol. 42, p. 13-51.

DIAS, D. F C et al. Overall performance evaluation of shallow maturation ponds in series treating UASB reactor effluent : Ten years of intensive monitoring of a system in Brazil. **Ecological Engineering**, v. 71, p. 206–214 , 2014.

DIAS, V. D. (2001). **Radiação Ultravioleta e ozônio aplicados como métodos alternativos de desinfecção de efluentes de esgoto sanitário**. 150p. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 2001.

DIAZ, M. E.; LAWS, E.; FRANK, J. Control of pathogenic microorganisms and turbidity in poultry-processing chiller water using UV-enhanced ozonation. **Ozone Sci. Engin.** 23, (1), 53, 2001.

DOE. Washington State Department of Ecology. Criteria for Sewage Works Design. In: **Water Quality Program**, USA, 1998.

DUGUET, J. P. et al. (1985). Improvement in the effectiveness of ozonation of drinking water through the use of hydrogen peroxide. **Ozone: Sci. Eng.** v 7 (3) p. 241–258.

DUPONT, H. L. et al. (1995). The infectivity of *Cryptosporidium parvum* in healthy volunteers. **The New England Journal of Medicine**. Vol.332, n.13, p.855-859.

ECO.NOMIA. O que é a economia circular? c2018. <<http://eco.nomia.pt/pt/economia-circular/estrategias>> Acesso em 31 jul 2018.

ELLEN MACARTHUR FOUNDATION. Economia circular. c2017. <<https://www.ellenmacarthurfoundation.org/pt/economia-circular-1/conceito>> Acesso em 31 jul 2018.

EL-REHAILI, A. M. Response of BOD, COD and TOC of secondary effluents to chlorination, *Water Research*, v. 29, n. 6, p.1571-1577. 1995.

ELSER, J.; BENNETT, E. Phosphorus cycle: a broken biogeochemical cycle. *Nature*, v. 478, n. 7367, p. 29, 2011.

EUROPE UNION - (EU) (1998). Council Directive 98/83/EC; Quality of Water Intended for Human Consumption.

EXNER, M.; FEUERPFIL, L.; GORNIK, V. *Cryptosporidium*, *Giardia* und andere Dauerformen parasitisch lebender Protozoen. Bedeutung, Bestimmung und Bewertung. In: Grohmann, A., Hasselbarch, U., Schwerdtfeger, W. (Eds), *Die Trinkwasserverordnung. Einführung und Erläuterungen für Wasserversorgungsunternehmen und Überwachungsbehörden*. Berlin, pp. 209-225, 2003.

FALKOWSKI, P. G. Photosynthesis: the paradox of carbon dioxide efflux. *Current Biology*, v.7, n.10, p.637-639, 1997.

FAYER, R. *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite. **Veterinary parasitology**, v. 126, n. 1-2, p. 37–56, 2004.

FAYER, R.; MORGAN, U.; UPTON, S. J. Epidemiology of *Cryptosporidium* : transmission , detection and identification. **International Journal for Parasitology**, v. 30, p. 1305-1322, 2000.

FENWICK, A. Waterborne infectious diseases—could they be consigned to history?. *Science*, v. 313, n. 5790, p. 1077-1081, 2006.

FERNANDES, T. V et al. Closing domestic nutrient cycles using microalgae. **Environmental Science & Technology**, v.49, p. 12450-12456, 2015.

FERNANDES, T. V. et al. Toward an Ecologically Optimized N: P Recovery from Wastewater by Microalgae. **Frontiers in microbiology**, v. 8, p. 1742, 2017.

FERRER, R. S. Sem título. 2016. 1 Figura.

- FORESTI, E. Anaerobic treatment of domestic sewage: established technologies and perspectives. In: **Proceedings of the 9th international symposium on anaerobic digestion**; 2001. p. 37–42.
- FORESTI, E.; ZAIAT, M.; VALLERO, M. Anaerobic processes as the core technology for sustainable domestic wastewater treatment: consolidated applications, new trends, perspectives, and challenges. **Rev Environ Sci Bio/Technol**, 5, p. 3–19, 2006.
- FOULK, C.W. Quantitative chemical analysis: an introduction to the science and practice of chemical measurement. 1 ed. New York : McGraw-Hill, (1952). 484 p.
- FRANCO, R. M. B.; BRANCO, N.; LEAL, D. A. G. Parasitologia ambiental: Métodos de concentração e detecção de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. em amostras de água. **Revista de Patologia Tropical**, v. 41, n. 2, p. 119–135, 2012.
- FRANCO, R. M. B.; ROCHA-EBERHARDT, R.; CANTUSIO NETO, R. GAO, F. et al. Concentrated microalgae cultivation in treated sewage by membrane photobioreactor operated in batch flow mode. **Bioresource technology**, v. 167, p. 441–446, 2014.
- GARCIA, T. V. **Tratamento de água eutrofizada através da ozoflotação**. Tese (Doutorado). Pós-graduação em engenharia ambiental. Florianópolis: Universidade Federal de Santa Catarina. 2007.
- GARDONI, D.; VAILATI, A.; CANZIANI, R. Decay of Ozone in Water: A Review. **Ozone Sci. Engin.** 34, (4), 233, 2012.
- GATEI, W. et al. Cryptosporidiosis: prevalence, genotype analysis, and symptoms associated with infections in children in Kenya. **The American Journal of Tropical Medicine And Hygiene**, v. 75, n. 1, p. 78–82, 2006.
- GLAZE, W. H.; KANG, J. W. (1988). Advanced Oxidation Processes for Treating Groundwater Contaminated with TCE and PCE: Laboratory Studies. **Journal of American Water Works Association**, v. 88, n. 5, p. 57–63.
- GLAZE, W. H.; KOGA, M.; CANCELLA, D. Ozonation Byproducts. 2. Improvement of an Aqueous-Phase Derivatization Method for the Detection of Formaldehyde and Other Carbonyl Compounds Formed by the Ozonation of Drinking Water. **Environ. Sci. Technol**, Vol. 23, No. 7, p. 838–847, 1989.
- GONÇALVES, R. F. (Coord.). Desinfecção de efluentes sanitários, remoção de organismos patogênicos e substâncias nocivas. Aplicações para fins produtivos como agricultura, aquicultura e hidroponia. Associação Brasileira de Engenharia Sanitária - ABES. Projeto PROSAB. Rio de Janeiro. 438 p. : il. Rio de Janeiro: ABES, RiMa, 2003.
- GOTTSCHALK, C.; LIBRA, J. A.; SAUPE, A. **Ozonation of Water and Wastewater**. Wiley-VCH, 2000.
- GRACZYK, T. et al. Relationships among bather density, levels of human waterborne pathogens, and fecal coliform counts in marine recreational beach water. **Parasitol, Res.** doi:10.1007/s0043-6-010-1769-2, 2010.
- GRIFFITHS, M. J. et al. Interference by pigment in the estimation of microalgal biomass concentration by optical density. **Journal of Microbiological Methods**, v. 85, p. 119–123, 2011.
- GRIMA, E. M. et al. Recovery of microalgal biomass and metabolites: process options and economics. **Biotechnology Advances**, 20: 491–515. 2003.

GUCCIONE, A. et al. Chlorella for protein and biofuels: from strain selection to outdoor cultivation in a green wall panel photobioreactor. **Biotechnology for biofuels**, 7:84, 2014.

GUILLARD, R. R. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: **Culture of marine invertebrate animals**. Springer, Boston, MA, 1975. p. 29-60.

GUOKAI, F.; YIYUE, H.; ZHI, Z. A photocatalytic organic wastewater disposing system based on solar energy. **Procedia Engineering**, v. 23, p. 333-338, 2011.

HAAS, C. N.; HELLER, B. (1990). Kinetics of inactivation of Giardia lamblia by free chlorine. **Water Research**. Vol. 24, n.2, p.233-238.

HAN, M. Y. Dissolved air flotation development, application, and research needs. In: A. V. Nieuwenhuijzen, & J. V. Graaf (Eds.), **Handbook on Particle Separation Processes**. London, UK: IWA Publishing. 2011.

HAN, M.; KIM, T. **Development of algae removal method for natural water systems based on the principle of harmony and balance**. Proceedings of the 5th International Conference on Flotation in Water and Wastewater Systems. Seoul: IWA. 2007.

HARM, W. **Biological Effects of Ultraviolet Radiation**. IUPAB. Biophysics Series. Cambridge, Eng.; New York : Cambridge University Press, (1980). 216 p.

HARUN, R. et al. Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 14, n. 3, p. 1037-1047, 2010.

HELLER, L.; PÁDUA, V. L. (Organiz.). **Abastecimento de água para consumo humano**. Editora UFMG. Belo Horizonte – MG. 859 p. 2006.

HENDERSON, R.; PARSONS, S. A.; JEFFERSON, B. The potential for using bubble modification chemicals in dissolved air flotation for algae removal. **Separation Science and Technology**, 44: 1923-1940. 2009.

HENZE, M., LEDIN, A. Types, characteristics and quantities of classic, combined domestic wastewaters. In: Lens, P., Zeeman, G., Lettinga, G. (Eds.), **Decentralised Sanitation and Reuse—Concepts, Systems and Implementation**. IWA Publishing, UK, pp. 57–72. 2001.

HERESI, G. P.; MURPHY, J. R.; CLEARY, T. G. Giardiasis. **Seminars in Pediatric Infectious Diseases**. Vol.11, n.3, p. 189-195. 2000.

HIJNEN, W. A. M.; BEERENDONK, E. F.; MEDEMA, G. J. Inactivation credit of UV radiation for viruses, bacteria and protozoan (oo)cysts in water: a review. **Water Research**, v. 40, p. 3-22, 2006.

HINRICHSSEN D and ROBEY B (2000) Population and the Environment: The Global Challenge. Population Reports. Series M, No. 15. Population Information Program, Johns Hopkins University School of Public Health; and United Nations Environment Programme: Baltimore, MD.

HSU, B. et al. Evaluation of two concentration methods for detecting Giardia and Cryptosporidium in water. **Water Research**, v. 35, n. 2, p. 419–424, 2001.

HSU, B. M.; YEH, H. H. Removal of Giardia and Cryptosporidium in drinking water treatment: apilot-scale study. **Water Research**, v. 37, p. 1111-1117, 2003.

HUA, G.; RECKHOW, D. A. DBP formation during chlorination and chloramination: effect of reaction time, pH, dosage, and temperature. **Journal of American Water Works Association**. Vol. 100, n.8, p.82-95. 2008.

- HUANG, G. H. et al. Biodiesel production by microalgal biotechnology. **Applied energy**, v. 87, n. 1, p. 38-46, 2010.
- HUGHES, S. Breakthrough in the removal of organics. **Water Waste Treat.** v. 35. p26-27, 1992.
- HUNT, N. K.; MARIÑAS, B. J. (1997). Inactivation of Escherichia coli with Ozone Chemical and Inactivation Kinetics. **Water Research**, v.31, n.6, p.1355-1362.
- HUNT, N. K.; MARIÑAS, B. J. (1999). Inactivation of Escherichia coli with Ozone Chemical and Inactivation Kinetics. **Water Research**, v.33, n.11, pp. 2633- 2641.
- HUNTER, P. R.; THOMPSON, R. C. A. (2005). The zoonotic transmission of Giardia and Cryptosporidium. **International Journal of Parasitology**. Vol.35, p.1181–1190.
- HUNTLEY, Mark E.; REDALJE, Donald G. CO₂ mitigation and renewable oil from photosynthetic microbes: a new appraisal. **Mitigation and adaptation strategies for global change**, v. 12, n. 4, p. 573-608, 2007.
- IARC - The International Agency for Research on Cancer (1999). **Monographs on the Evaluation of Carcinogenic Risks to Humans**. Some chemicals that cause Tumours of the Kidney or Urinary Bladder in Rodents and Some Other Substances, v. 73, WHO.
- ILLMAN, A. M.; SCRAGG, A. H.; SHALES, S. W. Increase in Chlorella strains calorific values when grown in low nitrogen medium. **Enzyme and microbial technology**, v. 27, n. 8, p. 631-635, 2000.
- INCA. Instituto Nacional de Câncer. **Formol ou Formaldeído**. c1996-2012. Disponível em: <http://www1.inca.gov.br/conteudo_view.asp?ID=795>. Acesso em: 17 jan 2012.
- JAGGER, J. (1967). **Introduction to Research in Ultraviolet Photobiology**. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall, Inc. Adler, H.I. 1966. The genetic control of radiation sensitivity in microorganisms. *Advances in Radiation* 2:167–191.
- JAMSHIDI, S. et al. Wastewater treatment using integrated anaerobic baffled reactor and Bio-rack wetland planted with Phragmites sp. and Typha sp. *Journal of Environmental Health Science and Engineering*, v. 12, n. 1, p. 131, 2014.
- JARROLL, E. L.; BINGHAM, A. K.; MEYER, E. A. Effect of chlorine on Giardia lamblia cyst viability. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 41, n. 2, p. 483-487, 1981.
- JEFFERY, G.H. et al. **Vogel's Textbook of Quantitative Chemical Analysis**. 5th ed. Longman, New York, USA, 1989.
- JIMÉNEZ B, CHÁVEZ A, MAYA C and JARDINES L (2001) Removal of microorganisms in different stages of wastewater treatment from Mexico City. *Water Sci. Technol.* 43 (10) 155-162.
- JOHN, D. E. et al. (2005). Chlorine and Ozone Disinfection of Encephalitozoon intestinalis Spores. **Water Research**, v.39, pp. 2369-2375.
- JOHNSON, J. D. **Disinfection Water and Wastewater**. By American Arbor Science Publishers, Inc. (1975). 425 p.
- JORDÃO, E. P.; PESSOA, C. A. **Tratamento de esgotos domésticos**. 5 ed. Associação Brasileira de Engenharia Sanitária – ABES Rio de Janeiro, 904p, 2009.

JUNG, Y. J.; OH, B. S.; KANG, J.W. Synergistic effect of sequential or combined use of ozone and UV radiation for the disinfection of *Bacillus subtilis* spores. **Water Research**. vol. 42, p. 1613-1621. 2008.

KARANIS, P.; KOURENTI, C.; Smith, H. Waterborne transmission of protozoan parasites: A worldwide review of outbreak and lessons learnt. **Journal Water Health**. vol. 5(1), p.1-38. 2007.

KARNIK, B. S. et al. The effects of combined ozonation and filtration on disinfection by-product formation. **Water Research** v. 39. p 2839–2850, 2005.

KATO, S.; FOGARTY, E. e BOWMAN, D. Effect of aerobic and anaerobic digestion on the viability of *Cryptosporidium* parvum oocysts and *Ascaris suum* eggs. **International Journal of Environmental Health Research**, v 13, p 169-179. 2003.

KHALIFA, A. M.; EL TEMSAHY, M. M.; ABOU EL NAGA, I. F. Effect of ozone on the viability of some protozoa in drinking water. **Journal Egyptian Society Parasitology**, v. 31, p. 603–616, 2001.

KHAN, A. A. et al. Integrated UASB and Continuous Flow Sequencing Batch Reactor (CFID) System for Sewage Treatment. **Proceedings IWA Conference on Microbes in Wastewater and Waste Treatment, Bioremediation and Energy Production** pp. 97, January 24–27, 2011a, Goa, India.

KHAN, A. A. et al. Sustainable options of post treatment of UASB effluent treating sewage: A review. **Resources. Conservation and Recycling**, v.55, n.12, p.1232-1251, 2011b.

KIM, B. et al. Bactericidal effect of TiO₂ photocatalyst on selected food-borne pathogenic bacteria. **Chemosphere**, v. 52, n. 1, p. 277-281, 2003.

KIM, S.; LEE, Y.; HWANG, S. Removal of nitrogen and phosphorus by *Chlorella sorokiniana* cultured heterotrophically in ammonia and nitrate. **International Biodeterioration & Biodegradation**, v. 85, p. 511-516, 2013.

KINYUA, M. N.; TRIMMER, J.; IZURIETA, R., CUNNINGHAM, J., ERGAS, S. J. Viability and fate of *Cryptosporidium* parvum and *Giardia lamblia* in tubular anaerobic digesters. **Science of the Total Environment**, p 167–177. 2016.

KLIPHUIS, A. M. J. et al. Photosynthetic efficiency of *Chlorella sorokiniana* in a turbulently mixed short light-path photobioreactor. **Biotechnology progress**, v. 26, n. 3, p. 687-696, 2010.

KOBAYASHI, N. et al. Characterization of three *Chlorella sorokiniana* strains in anaerobic digested effluents from cattle manure. **Bioresource Technology**, v. 150, p. 377-386, 2013.

KOIVUNEN, J.; HEINONEN-TANKSI, H. Inactivation of enteric microorganisms with chemical disinfectants, UV irradiation and combined chemical/UV treatments. **Water Research**. vol. 39, p. 1519-1526. 2005.

KOLLER, L. R. **Ultraviolet Radiation**. New York. John Wiley & Sons, Inc. London. Chapman & Hall, Ltd. 270p. 1952.

KUJAWA-ROELEVELD, K.; ZEEMAN, G. Anaerobic Treatment in Decentralised and Source-Separation-Based Sanitation Concepts. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology** 5:115-139. 2006.

KUMAR, K. et al. Development of suitable photobioreactors for CO₂ sequestration addressing global warming using green algae and cyanobacteria. **Bioresource technology**, v. 102, n. 8, p. 4945-4953, 2011.

- KWAK, D.; KIM, M. Flotation of algae for water reuse and biomass production: role of zeta potential and surfactant to separate algal particles. **Water Science and Technology**, 72: 762-769. 2015.
- LABATIUK, C. W. et al. Comparison of animal infectivity, excystation, and fluorogenic dye as measures of *Giardia muris* cyst inactivation by ozone. **Applied and Environmental Microbiology**. Vol. 57, n.11, p.3187-3192. 1991.
- LANG, K. L. et al. Steroids from the red alga *Acanthophora spicifera*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v.35, p.805-808, 2007.
- LANGLAIS, B.; RECKHOW, D. A.; BRINK, D. R. **Ozone in Water Treatment: Application and Engineering**. Michigan: Lewis Publishers, 569p. (1991).
- LAPOLLI, F. R. et al. **Desinfecção de Efluentes Sanitários por Meio da Ozonização**. In: Desinfecção de Efluentes Sanitários. PROSAB 3. Ricardo Franci Gonçalves (coord), p.169-208. 2003.
- LATIF, M. A. et al. Integrated application of upflow anaerobic sludge blanket reactor for the treatment of wastewaters. **Water Research**, 45, p. 4683-4699, 2011.
- LAU, P.S.; TAM, N.F.Y.; WONG, Y.S. Wastewater nutrients removal by *Chlorella vulgaris*: optimization through acclimation. **Environ. Technol.** 17 (2), 183–189. 1996.
- LAZAROVA, V. et al. (1998). Advanced Wastewater Disinfection Technologies: Short and Long Term Efficiency. **Water Science and Technology**, v.38, n.12, pp. 109-117.
- LEBWOHL, B.; DECKELBAUM, R. J.; GREEN, P. H. R. Giardiasis. **Gastrointestinal Endoscopy**, v. 57, n. 7, p. 906–13, 2003.
- LECHEVALLIER, M. W.; NORTON, W. D.; LEE, G. R. (1991). Occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* spp. in Surface Water Supplies. **Applied and Environmental**.
- LECLERC, H.; SCHWARTZBROD, L.; DEI-CAS, E. Microbial agents associated with waterborne diseases. Critical reviews in microbiology, v. 28, n. 4, p. 371-409, 2002.
- LEITÃO, R. C. et al. The effects of operational and environmental variations on anaerobic wastewater treatment systems: a review. **Bioresource Technology**, v. 97, n. 9, p. 1105-1118, 2006.
- LETTINGA, G. et al. Anaerobic treatment of domestic sewage and wastewater. **Water Sci. Technol**, v. 27, n. 9, p. 67-73, 1993.
- LETTINGA, G. et al. Sustainable development in pollution control and the role of anaerobic digestion. **Water Sci. Technol.** 44 (6), 181–188. 2001.
- LETTINGA, G. et al. UASB-process design for various types of wastewaters. **Water Science Technology**, Vol. 24, p. 87-107, 1991.
- LI, D. et al. Survival of *Giardia lamblia* trophozoites after exposure to UV light. **Federal of European Microbiological Societies Microbiological Letter**. 278. p. 56- 61. 2008.
- LI, T. et al. High productivity cultivation of a heat-resistant microalgae *Chlorella sorokiniana* for biofuel production. **Bioresource Technology**, v. 131, p. 60–67, 2013.
- LIAO, Q. et al. A novel photobioreactor generating the light/dark cycle to improve microalgae cultivation. **Bioresource technology**, v. 161, p. 186-191, 2014.

LIM, Y. A. L.; WAN HAFIZ, W. I.; NISSAPATORN, V. Reduction of *Cryptosporidium* and *Giardia* by wastewater treatment process. **Tropical Biomedicine**. vol. 24, p. 95-104. 2007.

LIMA, A. B. B. V. **Pós-Tratamento de Efluente de Reator Anaeróbio em Sistema Sequencial constituído de Ozonização em Processo Biológico Aeróbio**. São Carlos. Dissertação (Mestrado) - Escola de Engenharia de São Carlos – Universidade de São Paulo. 2006.

LIMA, E. C.; STAMFORD, T. L. M. *Cryptosporidium* spp. no ambiente aquático: aspectos relevantes da disseminação e diagnóstico. **Ciências e Saúde Coletiva**, v. 8, n. 3, p. 791-800, 2003.

LIU, Y. et al. Mechanisms and models for anaerobic granulation in upflow anaerobic sludge blanket reactor. **Water Research**, v.37, p. 661-673, 2003.

LIZZUL, A. M. et al. Combined remediation and lipid production using *Chlorella sorokiniana* grown on wastewater and exhaust gases. **Bioresource Technology**, v. 151, p. 12-18, 2007.

LIZZUL, A. M. et al. Combined remediation and lipid production using *Chlorella sorokiniana* grown on wastewater and exhaust gases. **Bioresource technology**, v. 151, p. 12-18, 2014.

LOCAS, A; DEMERS, J; PAYMENT, P. (2008). Evaluation of photoreactivation of *Escherichia coli* and enterococci after UV disinfection of municipal wastewater. **Canadian Journal of Microbiology**. V. 54 (11). P. 971-975. DOI 10.1139/W08-088.

LONIGRO, A. et al. *Giardia* cyst and *Cryptosporidium* oocysts in membrane-filtered municipal wastewater used for irrigation. **Applied and Environmental Microbiology**. Vol 72, n12. P 7916-7918. 2006.

LOURENÇÃO, J. Avaliação da Resistência de Microrganismos Patogênicos à Desinfecção Sequencial com Ozônio-Radiação Ultravioleta e Cloro-Radiação Ultravioleta. São Carlos, 2009. 141p. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. 2009.

LOURENÇO, S. O. et al. Distribution of intracellular nitrogen in marine microalgae: calculation of new nitrogen-to-protein conversion factors. **European Journal of Phycology**, v. 39, n. 1, p. 17-32, 2004.

LOURENÇO, S. O. Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações. São Carlos: Rima, 2006.

LUOSTARINEN, S. A.; RINTALA, J. A. Anaerobic on-site treatment of black water and dairy parlour wastewater in UASB-septic tanks at low temperatures. **Water Research**, v. 39, n. 2-3, p. 436-448, 2005.

LUOSTARINEN, S. et al. Effect of temperature on anaerobic treatment of black water in UASB-septic tank systems. **Bioresource technology**, v. 98, n. 5, p. 980-986, 2007.

MA, X. et al. Effect of wastewater-borne bacteria on algal growth and nutrients removal in wastewater-based algal cultivation system. **Bioresource Technology**, v. 167, p. 8-13, 2014.

MAC KENZIE, W. R. et al. A massive outbreak in Milwaukee of *Cryptosporidium* infection transmitted through the public water supply. **The New England Journal of Medicine**, v. 331, n. 3, p. 161-167, 1994.

MANABE, Y. C. et al. *Cryptosporidiosis* in patients with AIDS—correlates of disease and survival. **Clinical Infectious Diseases**, v. 27. p. 536–542, 1998.

MANCL, K., 2002. Model for Success in On-site Wastewater Management. *Journal of Environmental Health* 64, 29–31.

- MARKOU, G.; GEORGAKAKIS, D. Cultivation of filamentous cyanobacteria (blue-green algae) in agro-industrial wastes and wastewaters: a review. **Applied Energy**, v. 88, n. 10, p. 3389-3401, 2011.
- MARKOU, G.; VANDAMME, D.; MUYLELAERT, K. Ammonia inhibition on *Arthrospira platensis* in relation to the initial biomass density and pH. **Bioresource technology**, v. 166, p. 259-265, 2014.
- MASON, B. W. et al. Cryptosporidium hominins outbreak in north-west Wales associated with low oocyst count in treated drinking water. *J. Water Health*, v.8, p. 299-310, 2010.
- MASSOUD, M. A.; TARHINI, A.; NASR, J. A. Decentralized approaches to wastewater treatment and management: applicability in developing countries. *Journal of environmental management*, v. 90, n. 1, p. 652-659, 2009.
- MATA, T. M.; MARTINS, A. A.; CAETANO, N. S. Microalgae for biodiesel production and other applications: a review. **Renewable and sustainable energy reviews**, v. 14, n. 1, p. 217-232, 2010.
- MATOS, C. et al. Wastewater and greywater reuse on irrigation in centralized and decentralized systems—An integrated approach on water quality, energy consumption and CO₂ emissions. *Science of the total environment*, v. 493, p. 463-471, 2014.
- MAYERS, J.J., FLYNN, K.J., SHIELDS, R.J., 2014. Influence of the N: P supply ratio on biomass productivity and time-resolved changes in elemental and bulk biochemical composition of *Nannochloropsis* sp. *Bioresour. Technol.* 169, 588e595. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biortech.2014.07.048>.
- MEDEIROS, R. C. (2010) Comparação da resistência de protozoários patogênicos – *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. – e de microrganismos indicadores à desinfecção sequencial Cloro-Radiação Ultravioleta e Ozônio-Radiação Ultravioleta. Dissertação (Mestrado). Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 2010.
- MEDEIROS, R. C. (2013). Avaliação do comportamento dos protozoários – *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. – e de micro-organismos indicadores frente ao tratamento de esgoto sanitário. Tese (Doutorado). Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 2013.
- MEDEMA, G. J. et al. Modelling the discharge of *Cryptosporidium* and *Giardia* by domestic sewage and their dispersion in surface water. In: *International Symposium on waterborne Cryptosporidium* Proceedings, Newport Beach, Califórnia. AWWA, Colorado, 1997.
- MEDEMA, G. J.; SCHIJVEN, J. F. Modelling the Sewage Discharge and Dispersion of *Cryptosporidium* and *Giardia* in Surface Water. **Water Research**. Vol.35, nº18, p.4307– 4316. 2001.
- METCALF & EDDY, I.N.C. **Wastewater engineering: treatment and reuse**. 4^a ed.. New York, McGraw – Hill Inc. 1819p. 2003.
- MIHELICIC, J. R.; FRY, L. M.; SHAW, R. Global potential of phosphorus recovery from human urine and feces. *Chemosphere*, v. 84, n. 6, p. 832-839, 2011.
- MILLER, J. C.; MILLER, J. N. **Statistic for Analytical Chemistry**, third ed. Ellis Horwood PTR Prentice Hall. 233 p. 1993.
- MILTNER, R. J.; SHUKAIRY, H. M.; SUMMERS, R. S. Disinfection by-product formation and control by ozonation e biotreatment. **American WaterWorks Association**p. 53-55, 1992.

MIRANDA, N. D. Ozonização e peroxidação de efluente sanitário proveniente de alagados construídos e reator compartimentado anaeróbio/aeróbio visando reuso. Dissertação (Mestrado em Engenharia Civil e Ambiental). Faculdade de Engenharia de Bauru. Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”. 2014.

MIZOGUCHI, T. et al. The stereochemistry of chlorophyll-c3 from the haptophyte *Emiliania huxleyi*: The (132R)-enantiomers of chlorophylls-c are exclusively selected as the photosynthetically active pigments in chromophyte algae. **Biochimica et biophysica Acta**, v.1807, p. 1467-1473, 2011.

MOAWAD, A. et al. Coupling of sequencing batch reactor and UASB reactor for domestic wastewater treatment. **Desalination**, 242, p.325–35, 2009.

MONACO, B. P. **Inativação de Indicadores Patogênicos em Sistemas Combinados de Tratamento e Pré-Desinfecção de Esgoto Sanitário**. 136p. Tese (Doutorado). Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. São Carlos. 2006.

MORITA, M.; WATANABE, Y.; SAIKI, H. High photosynthetic productivity of green microalga *Chlorella sorokiniana*. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, 87: 203-216. 2000.

MULBRY, W. et al. Recycling of manure nutrients: use of algal biomass from dairy manure treatment as a slow release fertilizer. **Bioresource technology**, v. 96, n. 4, p. 451-458, 2005.

MUNGRAY, A. K.; PATEL, K. Coliforms removal in two UASB+ASP based systems. **Internacional Biodeterioration & Biodegradation**, v. 65, p. 23-28, 2011.

MUNOZ, R.; GUIEYSSE, B. Algal–bacterial processes for the treatment of hazardous contaminants: a review. **Water research**, v. 40, n. 15, p. 2799-2815, 2006.

MUTTAMARA, S.; SALES, C. I.; GAZALI, Z. Formation of trihalomethane from chemical disinfectants and humic substances in drinking water. **J. Water Supply**. v. 13. p105-117, 1995.

NAKAJIMA, T; TAKAHASHI, M. A photo-bioreactor using algal phototaxis for solids-liquid separation. **Water Research**, v. 25, n. 10, p. 1243-1247, 1991.

NASSER, A. M. et al. Prevalence and fate of *Giardia* cysts in Wastewater treatment plants - review article. **Journal of Applied Microbiology**. vol. 113; p. 477- 484. 2012.

NATIONAL Academy Press. **Formaldehyde and other Aldehydes**. Washington, D. C, 1981.

NAWROCKI, J. et al. Influence of Ozonation Conditions on Aldehyde and Carboxylic Acid Formation. 10 p, 2002.

NAWROCKI, J.; BILOZOR, S. Brominated oxidation by-products in drinking water treatment. **Journal of Water Supply Research and Technology – Aqua** 46 (6), 304. 1997.

NAWROCKI, J; KALKOWSKA, I. Effect of pH and hydrogen peroxide on aldehyde formation in the ozonation process. **J Water SRT – Aqua** Vol. 47, n 2, 50-56, 1998.

NEILL, M. A. et al. Cryptosporidiosis: an unrecognized cause of diarrhea in elderly hospitalized patients. **Clinical Infectious Diseases**, v. 22, n. 1, p. 168-170, 1996.

NEN - Nederlands Normalisatie Instituut - STANDARD NEN 6520:1981 nl: Water - Spectrophotometric determination of chlorophyll a content, 1981.

NGUYEN, T. L.; LEE, D. J. Effects of ozone and peroxone on algal separation via dispersed air flotation. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, 105: 246–250. 2013.

NHAPI, I., GIJZEN, H.J., 2004. Wastewater management in Zimbabwe in the context of sustainability. *Water Policy* 6, 501–517.

NIEHAUS, M. D. et al. Early childhood diarrhea is associated with diminished cognitive function 4 to 7 years later in children in a northeast Brazilian shantytown. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 66, n. 5, p. 590, 2002.

NIKOLAOU, A. D.; LEKKAS, T. D.; GOLFINOPOULOS, S. K. (2004). Kinetics of the formation and decomposition of chlorination by-products in surface waters. **Chemical Engineering Journal**, vol. 100, p. 139-148.

NOGUEIRA, R., BRITO, A.G., MACHADO, A.P., JANKNECHT, P., SALAS, J.J., VERA, L., MARTEL, G. Economic and environmental assessment of small and decentralized wastewater treatment systems. *Desal. Water Treat.* 4 (1e3), 16e21. 2009.

NUSH, E.A. Comparison of different methods for chlorophyll and pheopigment determination. *Archiv für Hydrobiologie*, 14:14-36, 1980.

NUVOLARI, A. **Esgoto Sanitário: coleta, transporte, tratamento e reuso agrícola**. São Paulo: Editora Edgard Blucher Ltda./Fatec, 2003. 519 p.

Occurrence of *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in raw water from the O'DONOGHUE, P. J. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis in man and animals. **International Journal for Parasitology**, v. 25, n. 2, p. 139–195, 1995.

OKHUYSEN, P. C. et al. Virulence of three distinct *Cryptosporidium parvum* isolates for healthy adults. *J. Infect. Dis.*, v. 180, p. 1275–1281, 1999.

OLGUÍN, E.J. Phycoremediation: key issues for cost-effective nutrient removal processes. **Biotechnology Advances**, 22: 81-91, 2003.

OLIVA, L. C. H. V. **Tratamento de esgotos sanitários com reator anaeróbio de manta de lodo (UASB). Protótipo: desempenho e respostas dinâmicas às sobrecargas hidráulicas**. Tese de Doutorado em Hidráulica e Saneamento, Escola de Engenharia de São Carlos – USP, São Carlos, SP. 1997.

OLIVEIRA, G. L. **Processo de tratamento biológico e físico-químico combinados visando o reúso de esgoto sanitário**. 177 p. Dissertação (Mestrado). Escola de Engenharia de São Carlos. Universidade de São Paulo. São Carlos - SP. 2012.

OLIVEIRA, R. A.; SANTANA, A. M. Tratamento de águas residuárias de suinocultura em reatores anaeróbios de fluxo ascendente com manta de lodo (UASB) em dois estágios seguidos de reator operado em batelada sequencial (RBS). **Eng. Agríc., Jaboticabal**, v.31(1), p 178-192. 2011.

OLIVEIRA, S. M. A.; VON SPERLING, M. **Avaliação de 166 ETEs em operação no país, compreendendo diversas tecnologias**. Parte I – análise de desempenho. Engenharia Sanitária e Ambiental. Vol.10, n.4, p.347-357. 2005.

OLIVER, B. G.; COSGROVE, E. G. The disinfection of sewage treatment plant effluents using ultraviolet light. **Canadian Journal of Chemical Engineering**, v. 53, n. 4, p. 170-174. 1975.

OPHER, T.; FRIEDLER, E. Comparative LCA of decentralized wastewater treatment alternatives for non-potable urban reuse. **Journal of environmental management**, v. 182, p. 464-476, 2016.

ORANGE COAST WATCH. Issue paper. Issues regarding disinfection of wastewater using sodium hypochlorite. Califórnia, 2002. 47p.

OTTOSON, J. et al. Removal of viruses, parasitic protozoa and microbial indicators in conventional and membrane processes in a wastewater pilot plant. **Water Research**. vol. 40, p.1449-1457. 2006.

OZONE: Its **Properties and Industrial Uses**. Nutech O3, Inc. c2008. Disponível em: <http://www.nutech-o3.com/ozone_primer.htm>. Acesso em: 13 jan 2012.

PAGET, T. A. et al. Respiration in the Cysts and Trophozoites of *Giardia muris*. **Journal of General Microbiology**, v. 135, p. 145–154, 1989.

PASQUALINI, L. N. Estudo da oxidação de matéria orgânica de lixiviado de aterro sanitário por meio de tratamento com ozônio, peróxido de hidrogênio e radiação ultravioleta. 2010. 144 f. Dissertação (mestrado em Engenharia Hidráulica e Saneamento). Universidade de São Paulo. São Carlos, 2010.

PASSEGGI, M. et al. Modified UASB reactor for dairy industry wastewater: performance indicators and comparison with the traditional approach. **Journal of Cleaner Production**, 26, 90 – 94, 2012.

PASSIG, F. H. **Reator anaeróbio híbrido para tratamento de esgoto sanitário**. 151p. Tese (Doutorado). Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. São Carlos. 2005.

PERCIVAL, S. et al. **Microbiology of waterborne diseases**. Amsterdam, Boston, Heidelberg, 2004.

PEREIRA, J. T. et al. *Cryptosporidium* spp.: para controlar é necessário conhecer. **Revista Saúde e Ambiente**, v. 10, n. 2, p. 13-25, 2009.

PEREIRA, W.; FREIRE, R. S. Ferro zero: uma nova abordagem para o tratamento de águas contaminadas com compostos orgânicos poluentes. *Química Nova*, n. 28, n. 1, p. 130-136. 2005.

PEREZ-GARCIA, O. et al. Heterotrophic cultures of microalgae: metabolism and potential products. **Water research**, v. 45, n. 1, p. 11-36, 2011.

PIVELI, R. P; KATO, M. T. **Qualidade de águas e poluição: Aspectos Físico-Químicos**. São Paulo: ABES. (2006). 285p.

PLUTZER, J.; ONGERTH, J.; KARANIS, P. *Giardia* taxonomy, phylogeny and epidemiology: Facts and open questions. **International Journal of Hygiene and Environmental Health**, v. 213, 2010.

PORTARIA, M. S. nº 518/2004/Ministério da Saúde Secretaria de Vigilância em saúde. Coordenação-Geral de Vigilância em Saúde Ambiental. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2005.

PROJETO FAPESP/NIOO. Recovering Nutrients and Carbom from Concentrated Black Water: A Sustainable Decentralized Approach for Wastewater Treatment. Projeto de pesquisa 2013/50351-4. 2013.

RABONI, M.; GAVASCI, R.; URBINI, G. UASB followed by Sub-Surface Horizontal Flow Phytodepuration for the Treatment of the Sewage Generated by a Small Rural Community. **Sustainability**, v. 6, p. 6998-7012. 2014.

RAWAT, I. et al. Dual role of microalgae: phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. **Applied Energy**, v. 88, n. 10, p. 3411-3424, 2011.

- RAZZOLINI, M. T. P. et al. Risk of *Giardia* infection for drinking water and bathing in a peri-urban area in São Paulo, Brazil. **International Journal of Environmental Health Research**. vol. 21 (3), p. 222-234. 2011.
- REALI, M. A. P. Concepção e Avaliação de um Sistema Compacto para Tratamento de Águas de Abastecimento Utilizando o Processo de Flotação por Ar Dissolvido e Filtração com Taxa Declinante. Tese (Doutorado). Escola de Engenharia de São Carlos - Universidade de São Paulo. 1991.
- REALI, M. A. P.; PATRIZZI, L. J. **The influence of contact zone configuration on the efficiency of a DAF pilot plant**. Proceedings of the 5th International Conference on Flotation in Water and Wastewater Systems. 1, pp. 135-142. Seoul: IWA. 2007.
- REALI, M. A. P.; PENETRA, R. G.; CARVALHO, M. E. Flotation technique with coagulant and polymer application applied to the post-treatment of effluents of anaerobic reactor treating domestic sewage. **Water Sci. Technol.** 44(4): 205–212. 2001.
- REDFIELD, A. C. The biological control of chemical factors in the environment. *American scientist*, v. 46, n. 3, p. 230A-221, 1958.
- REINOSO, R; BECARES, E; SMITH, H V. Effect of various environmental factors on the viability of *Cryptosporidium parvum* oocysts. **Journal of Applied Microbiology**, v. 104, n. 4, p. 980–986, 2008.
- RENDTORFF, R. C. The experimental transmission of human intestinal protozoan parasites. II. *Giardia lamblia* given in capsules. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 59, n. 2, p. 209-220, 1954.
- RENNECKER, J. L.; MARINAS, B. J.; OWENS, J. H. Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with ozone. **Water Res.** 33. p2481-2488, 1999.
- RIED, A.; MIELCKE, J.; WIELAND, A. The potential use of ozone in municipal wastewater. **Ozone: Science & Engineering**, v. 31, n. 6, p. 415-421, 2009.
- ROBERTSON, L. J.; CAMPBELL, A. T.; SMITH, H. V. Survival of *Cryptosporidium parvum* oocysts under Various Environmental Pressures. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, n. 11, p. 3494–3500, 1992.
- ROBERTSON, L.J. et al. *Giardia* cysts an *Cryptosporidium* oocysts at sewage treatment works in Scotland, UK. **Water Research**. Vol. 34, n.8, p.2310-2322. 2000.
- ROBSON, C. M.; RICE R. G. Wastewater ozonation in the USA – history and current status – 1989. **Ozone Science and Engineering**. v.13, n. 1, p. 23-40. 1991.
- RODRIGUES, L. S. et al. Avaliação de desempenho de reator UASB no tratamento de águas residuárias de suinocultura. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. v.14, n.1, p.94–100, 2010.
- ROSAL, R. et al. Oxidation of dissolved organic matter in the effluent of a sewage treatment plant using ozone combined with hydrogen peroxide (O₃/H₂O₂). **Chemical Engineering Journal** 149 311–318, 2009.
- ROSENFELDT, E. J. et al. Comparison of the efficiency of dOH radical formation during ozonation and the advanced oxidation processes O₃/H₂O₂ and UV/ H₂O₂. **Water Research** 40 (2006) 3695 – 3704, 2006 .

- ROSSIGNOL, J. Cryptosporidium and Giardia: treatment options and prospects for new drugs. **Experimental parasitology**, v. 124, n. 1, p. 45–53, 2010.
- ROY, D.; ENGLEBRECHT, R. S.; CHIAN, E. S. K. Inactivation of Enteroviruses by Ozone. **Prog. Water Techn.**, v 12, p. 819-836. 1980.
- RYAN, U. et al. It's official–Cryptosporidium is a gregarine: What are the implications for the water industry?. **Water Research**, v. 105, p. 305-313, 2016.
- RYAN, U.; CACCIÒ, S. M. Zoonotic potential of Giardia. **International Journal for Parasitology**, v. 43, n. 12-13, p. 943–56, 2013.
- RYAN, U.; XIAO, L. Taxonomy and molecular taxonomy. In: Caccio, S.M., Widmer, G. (Eds.), **Cryptosporidium: Parasite and Disease**. Springer, New York, p. 28. 2014.
- SAGAYAR, M. I. T. L. **Giardia lamblia**. In: **Parasitologia Humana**. 9.ed. Ed. Atheneu. David Pereira Neves, Alan Lane de Melo, Odair Genaro, Pedro Marcos Linardi. p.124-132. 1997.
- SAHÃO, T. S. **Remoção da microalga Chlorella sorokiniana, cultivadas em fotobiorreatores, alimentados com efluente de reator anaeróbio tratando esgoto sintético, com emprego da técnica de ozonização seguida de flotação por ar dissolvido (FAD)**. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo. 2017.
- SALLA, M. R. **Sistema de ozonização em esgoto de reator anaeróbio: Estudo da hidrodinâmica e das respostas oscilantes de DQO**. São Carlos. 446p. Tese (Doutorado em Hidráulica e Saneamento). Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. 2006.
- SAMAE Pomerode. **Estação de tratamento de Esgoto (ETE)**. C2016?. Disponível em <<http://www.samaepomerode.com.br/index.php?pg=1078>>. Acesso em 02 jan. 2016.
- SANTANA, A. M. e OLIVEIRA, R. A. Desempenho de reatores anaeróbios de fluxo ascendente com manta de lodo em dois estágios tratando águas residuárias de suínocultura. **Eng. Agríc., Jaboticabal**, v.25(3), p 817-830. 2005.
- SANTOS, E. M. A. et al. Reator anaeróbio tipo UASB conjugado com processo Fenton para remoção de cor e demanda química de oxigênio de água residuária sintética de indústria têxtil Engenharia Sanitária e Ambiental, . vol.22 no.2, 2017.
- SANTOS, H. R. **Aplicação de coagulantes no afluente de reator anaeróbio de leito expandido alimentado com esgoto sanitário**. 166p. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2001.
- SANTOS, L. U. et al. Occurrence of *Giardia* Cysts and *Cryptosporidium* Oocysts in activated sludge samples in Campinas, SP, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. vol. 46(6), p. 309-313. 2004.
- SANTOS, P. R. Ocorrência e remoção dos protozoários patogênicos *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. em sistemas de tratamento de esgoto sanitário. Dissertação (Mestrado). 175f. Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2015.
- SÃO PAULO. Resolução conjunta SES/SMA/SSRH Nº1 de 28 de junho de 2017, que dispõe sobre o reúso direto não potável para fins urbano, proveniente de estações de tratamento de esgoto sanitário e da providências correlatas. Estado de São Paulo. 2017.
- SCARSELLA, M. et al. Study on the optimal growing conditions of *Chlorella vulgaris* in bubble column photobioreactors. **Chem Eng**, v. 20, p. 85-90, 2010.

SCHEUPLEIN, R. J. Formaldehyde: The Food and Drug Administration's perspective. In: V. Turoski (ed.), Formaldehyde - analytical chemistry and toxicology. American Chemical Society, Washington, D.C. pp. 237-245. **Advances in Chemistry Series** 210, 1985.

SCHIRCH, F. T.; RODRIGUEZ, L. M. **Desinfecção de esgotos para disposição o mar. In: Seminário Internacional - Desinfecção de águas de Abastecimento e Residuárias em países em Desenvolvimento**, 1, Belo Horizonte. Anais. Minas Gerais, ABES, p. 313-322. 1993.

SCHMIDT, J.E., AHRING, B.K. Treatment of waste water from a multi product food-processing company, in Upflow Anaerobic Sludge Blanket (UASB) reactors: the effect of seasonal variation. *Pure and Applied Chemistry* 69 (11), 2447–2452. 1997.

SCHULZ, Harry Edmar; DANIEL, Luiz Antonio; SALLA, Marcio Ricardo. COD Fluctuations in Ozonation Columns for Wastewater Treatment. **Journal of Water Resource and Hydraulic Engineering Dec**, v. 1, n. 1, p. 1-9, 2012.

SCOTT C, FARUQUI N and RASHID-SALLY L (2004) Wastewater use in irrigated agriculture: management challenges in developing countries. In: Scott C, Faruqui N and Raschid L (eds.) *Wastewater Use in Irrigated Agriculture. Confronting the Livelihood and Environmental Realities*. CABI/IWMI/IDRC: Wallingford, UK. 240 pp

SELMA, M. V. et al. Effect of ozone on the inactivation of *Yersinia enterocolitica* and the reduction of natural flora on potatoes. **Journal of Food Protection®**, v. 69, n. 10, p. 2357-2363, 2006.

SELMA, M. V. et al. Elimination by ozone of *Shigella sonnei* in shredded lettuce and water. **Food microbiology**, v. 24, n. 5, p. 492-499, 2007.

SHARMA, M. K.; KAZMI, A. Anaerobic onsite treatment of black water using filter-based packaged system as an alternative of conventional septic tank. **Ecological Engineering**, v. 75, p. 457-461, 2015.

SHEHABI, A., STOKES, J.R., HORVATH. A Energy and air emission implications of a decentralized wastewater system. *Environ. Res. Lett.* 7 (2). 2012.

SHIHIRA, I.; KRAUSS, R.W. *Chlorella*. Physiology and taxonomy of forty-one isolates. Maryland: University of Maryland, College Park, 1965.

SHRESTHA, R. Identification of algae species that can grow on undiluted digested blackwater, Wageningen University. 2012.

SILVA, G. C. **Tratamento de águas residuárias de suinocultura em reatores anaeróbios seguidos de filtro biológico percolador e wetland**. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2013.

SILVA, G. C. **Tratamento de águas residuárias de suinocultura em reatores anaeróbios seguidos de filtro biológico percolador e wetland**. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2013.

SILVA, G. H. R. et al. Anaerobic effluent disinfection using ozone: Byproducts formation. **Bioresource Technology**, v. 101, 6981–6986, 2010.

SILVA, G. H. R. et al. UASB reactor effluent disinfection by ozone and chlorine. **Journal of Environmental Science and Health, Part A**, v. 50, n. 12, p. 1215-1222, 2015.

SILVA, G. H. R., Formação de aldeídos e trialometanos da desinfecção por ozonização, cloração e ozonização/cloração de efluente de tratamento anaeróbio de esgoto sanitário. 2008. 409 f. Tese (doutorado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo. São Carlos, 2008.

SILVEIRA, I. C. T. Cloro e ozônio aplicados à desinfecção de efluente hospitalar tratado em contadores biológicos rotatórios, com avaliação de efeitos tóxicos em *Daphnia similis*. Universidade Federal do Rio Grande do Sul (dissertação mestrado). Porto Alegre, 2004.

SMITH, H. V. et al. Tools for investigating the environmental transmission of *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in humans. **Trends in Parasitology**, v. 22, n. 4, p. 160–167, 2006.

SMITH, H. V.; NICHOLS, R. A. B.; GRIMASON, A. M. *Cryptosporidium* excystation and invasion: getting to the guts of the matter. **Trends in parasitology**, v. 21, n. 3, p. 133–42, 2005.

SNOEYINK, V. L.; JENKINS, D. Water Chemistry. **John Wiley & Sons**, New York. p. 463. 1980.

SNYDER, S. A. et al. Ozone Oxidation of Endocrine Disruptors and Pharmaceuticals in Surface Water and Wastewater. **Ozone: Science and Engineering**, 28: 445–460, 2006.

SOARES, L.V. Ozonização de Esgoto Sanitário: Estudo da Hidrodinâmica, Transferência de Massa e Inativação de Microrganismos Indicadores. Tese (Doutorado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2007.

SOUSA, J. T.; FORESTI, E. Domestic sewage treatment in an up-flow anaerobic sludge blanket—sequential batch system. **Water Science and Technology**, v.33, n.3, p. 73–84, 1996.

SOUZA, J. B. Avaliação de métodos para desinfecção de água, empregando cloro, ácido peracético, ozônio e o processo de desinfecção combinado ozônio/cloro. 190 f. Tese (Doutorado em Hidráulica e Saneamento). Universidade de São Paulo. São Carlos, 2006.

SOUZA, J. B; SARTORI, L; DANIEL, L. A. **Influência da cor e turbidez na desinfecção de águas de abastecimento utilizando-se cloro e radiação ultravioleta**. In: XXVII Congresso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Porto Alegre. Anais. CD-ROM. 2000.

SPELLMAN, F. R. Choosing disinfection alternatives for water/wastewater treatment. Lancaster, Pa.: Technomic Pub. Co., (1999). 128 p.

SUALI, E.; SARBATLY, R. Conversion of microalgae to biofuel. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 16, n. 6, p. 4316-4342, 2012.

SUEITT., A. P. E. Sem título. 2016. 2 Fotografias

SUGAYA, N. et al. Analysis of Aldehydes in Water by Head Space-GC/MS. **Journal of Health Science**, 47(1) 21-27. 2001.

SWIETLIK, J. et al. Reactivity of natural organic matter fractions with chlorine dioxide and ozone. **Water Research** 38 (2004) 547–558, 2004.

TAHER, D. M. **Biodiesel de algas cultivadas em dejetos suíno biodigeridos**. [Dissertação de Mestrado]. Pós-graduação em Engenharia e Ciência dos Materiais. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2013.

TAM, N. F. Y.; WONG, J. P. K.; WONG, Y. S. Repeated use of two *Chlorella* species, *C. vulgaris* and WW1 for cyclic nickel biosorption. **Environmental pollution**, v. 114, n. 1, p. 85-92, 2001.

TANDUKAR, M. et al. Combining UASB and the 'Fourth Generation' down-flow hanging sponge reactor for municipal wastewater treatment. **Water Science Technology**, v. 53, n.3, p. 209–18, 2006a.

TANDUKAR, M. et al. Potential of a combination of UASB and DHS reactor as a novel sewage treatment system for developing countries: a long-term evaluation. **J Environ Eng (ASCE)**, v. 132, n.2, p.166–72, 2006b.

TAWFIK, A. et al. Physico-chemical factors affecting the E-coli removal in a rotating biological contactor (RBC) treating UASB effluent. **Water Research**, 38, p.1081-1088, 2004.

TAWFIK, A.; SOBHEY, M.; BADAWY, M.; Treatment of a combined dairy and domestic wastewater in an up-flow anaerobic sludge blanket (UASB) reactor followed by activated sludge (AS system). **Desalination**, 227, p.167-177, 2008.

TESSELE, F.; MONTEGGIA, L. O.; RUBIO, J. Treatment of municipal wastewater UASB reactor effluent by unconventional flotation and UV disinfection. **Water Science and Technology**, v. 52, n. 1-2, p. 315-322, 2005.

THOMPSON, R. C. A. The zoonotic significance and molecular epidemiology of Giardia and giardiasis. **Veterinary Parasitology**, v. 126, n. 1-2, p. 15–35, 2004.

TINÔCO, J. D. **Desinfecção por radiação ultravioleta: estudo do desempenho do processo e avaliação econômica**. 2011. 222 f. Tese (Doutorado) - Escola de Engenharia de São Carlos, da Universidade de São Paulo, São Carlos, 2011.

TOMINAGA; M. Y; MIDIO; A. F. Exposição humana a trihalometanos presentes em água tratada. **Revista de Saúde Pública** – FSP/USP. São Paulo. vol.33. nº 4. p. 413- 421. Agosto de 1999.

TOMKINS, B.; MCMAHON, J.; CALDWELL, W. Liquid chromatographic determination of total formaldehyde in drinking water. **J. Assoc. Off. Anal. Chem.**, v. 72, p. 835-839, 1989.

TOSETTO, M. S. **Tratamento terciário de esgoto sanitário para fins de reúso urbano**. 228p. Dissertação (Mestrado). Universidade Estadual de Campinas. Campinas – SP. 2005.

TRATA BRASIL. **Saneamento é Saúde**. c2013. Disponível em:
<<http://www.tratabrasil.org.br/saneamento-e-saude-3>>. Acesso em: 23 dez. 2015.

TRAVIESO, L. et al. Arthospora sp. intensive cultures for food and biogas purification. **Biotechnology letters**, v. 15, n. 10, p. 1091-1094, 1993.

TUNDISI, J. G. **Água no Século XXI: Enfrentando a Escassez**. RiMa Editora/ Instituto Internacional de Ecologia. (2003). 247 p

TYRRELL, S. A.; RIPPEY, S. R.; WATKINS, W. D. Inactivation of bacterial and viral indicators in secondary sewage effluents, using chlorine and ozone. **Water Research**, v.29, n. 11, p. 2483-2490. 1995.

TZIPORI, S.; WARD, H.. Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis and disease. **Microbes and Infection**, v. 4, n. 10, p. 1047–1058, 2002.

USEPA. United States - Environmental Protection Agency. **Alternative disinfectants and oxidants Guidance manual**. EPA 815-R-99-014. 1999a.

_____. Cryptosporidium: Human Health Criteria Document. EPA-822-K-94-001. 2001.

_____. Method 1623.1: Cryptosporidium and Giardia in water by filtration/IMS/FA. EPA 816-R-12-001. 2012.

_____. Method 1623: Cryptosporidium and Giardia in water by filtration/IMS/FA. EPA 815-R-05-002. 2005.

_____. Ultraviolet Disinfection Guidance Manual for the final long term 2 enhanced surface water treatment rule. EPA 815-R-06-007. 2006.

_____. Wastewater Technology Fact Sheet: Ozone Disinfection. EPA-832-R-99-063. 1999b.

_____. Wastewater Technology Fact Sheet: Ultraviolet Disinfection. EPA 832-F-99-064. 1999c.

VALDEZ, F. Q. Ocorrência e remoção de cistos de Giardia spp. e oocistos de Cryptosporidium spp. em Reatores Anaeróbios de Fluxo Ascendente e Manta de Lodo (UASB) operando com esgoto sanitário e águas negras simuladas. 157 f. Dissertação (mestrado) - Escola de Engenharia de São Carlos, da Universidade de São Paulo, São Carlos. 2016.

VAN DER STEEN, P. et al. Post-treatment of UASB reactor effluent in an integrated duckweed and stabilization pond system. **Water Research** 33:615-620. 1999.

VAN HAANDEL, A.; LETTINGA, G. *Tratamento anaerobio de esgoto*. Um manual para regiões de clima quente. ed. Campina Grande: Universidade Federal da Paraíba. 1994.

VAN VOORTHUIZEN, E. et al. Biological black water treatment combined with membrane separation. **Water research**, v. 42, n. 16, p. 4334-4340, 2008.

VARGAS, G. D. L. P. **Tratamento terciário de esgoto sanitário através de processos oxidativos avançados para a obtenção de águas de reuso**. 2008. 289 f. Tese (Doutorado em Engenharia Química). Centro Tecnológico da Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2008.

VENOSA, A. D. Ozone as Water and Wastewater Disinfectant: A Literature Review. In: E.L. Evans H. (Ed.), **Ozone in Water and Wastewater Treatment**, Ann Arbor Science, Ann Arbor, MI. 1972.

VERMA, N. M. et al. Prospective of biodiesel production utilizing microalgae as the cell factories: A comprehensive discussion. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 10, p. 1402-1411, 2010.

VIEIRA, R. Remoção de microalgas por pré-ozonização e flotação por ar dissolvido. 161 f. Dissertação (mestrado) - Escola de Engenharia de São Carlos, da Universidade de São Paulo, São Carlos. 2016.

VIEIRA, R. Sem título. 2016. 2 Fotografias.

VOET, D; VOET, J. G; PRATT, C. W. **Fundamentos de bioquímica: a vida em nível molecular**. Tradução Jaqueline Josi Samá Rodrigues et al. 2ed. Porto Alegre. Artmed.P. 1264. 2008.

vol. 43(2), p.109-111. 2001.

VON SPERLING, M. et al. Coliform and helminth eggs removal in a combined UASB reactor – baffled pond system in Brazil: performance evaluation and mathematical modelling. **Water Sci. Technol.** 45(10): 237–242. 2002.

VON SPERLING, M. Princípios do tratamento biológico de águas residuárias: Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgoto. 3 ed. v.1 Belo Horizonte: Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental, 2005.

VON SPERLING, M.; MASCARENHAS, L. C. A. M. Performance of very shallow ponds treating effluents from UASB reactors. **Water Science Technology**, v. 51, n.12, p. 83–90, 2005.

VONSHAK, A. *Spirulina*: Growth, Physiology and Biochemistry. In: VONSHAK, A., ed. *Spirulina platensis* (Arthrospira): physiology, cell-biology and biotechnology. London: Taylor and Francis, 1997. p.43-66.

WAGENEN, J.; FRANCISCI, D.; ANGELIDAKI, I. Comparison of mixotrophic to cyclic autotrophic/heterotrophic growth strategies to optimize productivity of *Chlorella sorokiniana*. **Journal of applied phycology**, v. 27, n. 5, p. 1775-1782, 2015.

WAGENEN, J. V.; PAPE, M. L.; ANGELIDAKI, I. Characterization of nutrient removal and microalgal biomass production on an industrial waste-stream by application of the deceleration-stat technique. **Water Research**, v. 75, p. 301-311, 2015.

WANG, X. et al. Synergistic effect of the sequential use of UV irradiation and chlorine to disinfect reclaimed water. **water research**, v. 46, n. 4, p. 1225-1232, 2012.

WATER treatment handbook. 7 ed. France: Degrémont. 2 v. (2007). 1904p.

WEF – Water Environment Federation – Wastewater Disinfection – Manual of Practice. FD-10. Alexandria, VA: **Water Environment Federation**, US, 1996.

WEN, Z.; CHEN, F. Heterotrophic production of eicosapentaenoic acid by microalgae. **Biotechnology advances**, v. 21, n. 4, p. 273-294, 2003.

WENDLAND, C. et al. Anaerobic digestion of blackwater from vacuum toilets and kitchen refuse in a continuous stirred tank reactor (CSTR). **Water Sci. Technol.** 55, 187–194. 2007.

WERF. Water Environment Research Foundation. DISINFECTION Comparison of UV Irradiation to Chlorination: Guidance for Achieving Optimal UV Performance.EUA. Project 91-WWD-1. (1995).

WERT, E.C. et al. Formation of oxidation byproducts from ozonation of wastewater. **Water Research** 41 (7), 1481–1490. 2007.

WHITE, G. C. (1999). **Handbook of Chlorination and Alternative Disinfectants**, 4. ed., A Wiley-Interscience Publication, John Wiley & Sons, Inc., New York.

WHO. Concise International Chemical Assessment Document (CICAD) no. 40. Formaldehyde. Geneva, World Health Organization. 2002.

WHO. **Guidelines for the safe use of wastewater, excreta and greywater**. vol. 1: Policy and regulatory aspects. World Health Organization 2006.

WHO. Health guidelines for the use of wastewater in agriculture and aquaculture. Geneva, World Health Organization. 1989.

WICKRAMANAYAKE, G. B.; RUBIN, A. J.; SPROUL, O. J. Inactivation of *Giardia lamblia* Cysts with Ozone. **Applied and Environmental Microbiology**. Vol. 48, nº3, p.671-672. 1984.

WILDERER, P.A., SCHREFF, D., Decentralized and centralized wastewater management: a challenge for technology developers. *Water Science and Technology* 41 (1), 1–8. 2000.

- WILT, A. et al. Micropollutant removal in an algal treatment system fed with source separated wastewater streams. **Journal of hazardous materials**, v. 304, p. 84-92, 2016.
- WITT, V. M.; REIFF, F. M. Water disinfection Technologies for small communities and rural areas. In: Water Quality in Latin America: Balancing the Microbial and Chemical Risks in Drinking Water Disinfection, ILSI Argentina – Pan American Health Organization/ World Health Organization. Anais. Washington, D. C., ILSI PRESS, Edição de CRAUN, G. F., (1994), p. 139-168.
- WU, J.; WANG, T. Ozonation of aqueous azo dye in a semibatch reactor. **Water Res.** 34, 1093, 2001.
- XIN, L. et al. Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. **Bioresource technology**, v. 101, n. 14, p. 5494-5500, 2010.
- XU, M.; BERNARDS, M. HU, Z. Algae-facilitated chemical phosphorus removal during high-density *Chlorella emersonii* cultivation in a membrane bioreactor. **Bioresource Technology**, v. 153, p. 383-387, 2013.
- XU, P. et al. Wastewater disinfection by ozone: main parameters for process design. **Water Research** 36, 1043–1055, 2002.
- ZAHEDI, A. et al. Public health significance of zoonotic *Cryptosporidium* species in wildlife: critical insights into better drinking water management. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, 2015.
- ZAMALLOA, C. et al. Performance of a lab-scale bio-electrochemical assisted septic tank for the anaerobic treatment of black water. **New biotechnology**, v. 30, n. 5, p. 573-580, 2013.
- ZEEMAN, G. et al. Anaerobic treatment as a core technology for energy, nutrients and water recovery from source-separated domestic waste (water). **Water Science and Technology** 57:1207 – 1212. 2008.
- ZHANG, X. Et al. Harvesting algal biomass for biofuels using ultrafiltration membranes. **Bioresource Technology**, 101, pp. 5297-5304. 2010.
- ZHANG, X. et al. Influence of growth phase on harvesting of *Chlorella zofingiensis* by dissolved air flotation. **Bioresource Technology**, 116, pp. 477-484. 2012.

APÊNDICE A – PREPARAÇÃO E PADRONIZAÇÃO DE SOLUÇÕES

Preparação e padronização do Tiosulfato de sódio (LOURENÇÃO, 2010).

Preparação de solução de tiosulfato 0,025N

O equivalente do tiosulfato é o mol, 248,18. Para se preparar uma solução de 0,025 N dissolve-se 6,2 g de tiosulfato de sódio cristalizado em um litro de água, em um balão volumétrico. Essa solução pode ser padronizada por vários métodos, podendo ser usado iodato de potássio, dicromato de potássio, solução padrão de iodo e sulfato de cério (IV).

Padronização da solução de tiosulfato de sódio

O tiosulfato não é um padrão primário, pois existe uma incerteza sobre o seu conteúdo exato de água. Assim torna-se necessário realizar a padronização dessa solução. A padronização com o iodato de potássio é realizada através das seguintes equações:

O iodato reage com o iodeto de potássio liberando iodo. Portanto, é necessário pesar, com exatidão 0,14 – 0,15 g de iodato de potássio puro e seco, dissolver em 25 ml de água destilada fervida e fria, adicionar 2 g de iodeto de potássio e 5 ml de ácido sulfúrico 1M.

Titular, com agitação constante, o iodo liberado com a solução de tiosulfato. Quando a cor estiver pálida, adicionar solução de amido e continuar a titulação até que a cor mude de azul para incolor. Titular em triplicada. Se o amido é adicionado quando a cor amarela ainda estiver muito intensa, um complexo precipitado pode ocorrer na forma de grânulos escuros. Uma vez formada, essas partículas escuras se dissolvem lentamente e podem confundir a verdadeira determinação do ponto final da titulação. Esses grânulos escuros indesejados são evitados adicionando-se o amido quando a cor da solução na titulação estiver amarela-palha (FOULK, 1952).

Com a padronização da solução de tiosulfato, pode-se saber com exatidão o valor da sua normalidade. Essa solução padronizada pode ser então usada para titular soluções com diversas concentrações de iodo formado com a reação do iodeto de potássio e o ozônio. O iodato

é o correspondente ao ozônio. Com o valor do volume usado de tiosulfato de sódio nessa titulação, poder-se-á saber a produção de ozônio produzido após a ozonização capturada no frasco lavador de gás.

Preparo Do Branco

A preparação do branco, usados no equacionamento da produção de ozônio, foi feito de acordo com Salla (2006). Ela se faz necessário, pois através da inclusão do volume de tiosulfato de sódio gasto na preparação do branco (V_b) dentro da equação de determinação da produção de ozônio consegue-se desconsiderar eventuais produtos químicos que ocasionalmente estejam dentro da solução de iodeto de potássio ozonizada. O roteiro usual na preparação do branco é:

- Coleta-se 200 ml de iodeto de potássio 2% (não ozonizada);
- Fixa-se a solução de KI com 4 ml de H_2SO_4 1 N (ácido sulfúrico);
- Depois de fixado, adiciona-se 2 ml de amido (funciona como indicador dentro da titulação);
- Finalizando, titula-se com tiosulfato de sódio e anota-se o valor do volume gasto na titulação, V_b .

No roteiro da preparação do branco apresentado acima, caso a introdução do amido não proporcione uma cor azulada na solução, adiciona-se iodo 0,005N até escurecer (V_{Iodo}). Depois de a solução atingir uma cor azulada escura, anota-se o volume de tiosulfato de sódio ($V_{Na_2S_2O_3}$) necessário para eliminar totalmente a coloração azulada adquirida com a adição do iodo. Nesta situação, o volume V_b foi:

$$V_b = V_{Iodo} - V_{Na_2S_2O_3}$$

❖ Diferença do equacionamento para cálculo da produção de ozônio com a adição de iodo 0,005 N:

- O equacionamento usado para calcular a produção de ozônio sem adição de iodo 0,005 N é:

$$P_{(gO_3/h)} = \frac{N_t \times V_{KI} \times (V_F - V_b) \times 24000 \times 60}{V_{amostra} \times t \times 1000}$$

- O equacionamento usado para calcular a produção de ozônio com adição de iodo 0,005 N é:

$$P_{(gO_{3/h})} = \frac{N_t \times V_{KI} \times (V_F + V_b) \times 24000 \times 60}{V_{amostra} \times t \times 1000}$$

APÊNDICE B – CALIBRAÇÃO DO GERADOR DE OZÔNIO

O procedimento experimental na determinação da produção de ozônio (calibração do aparelho ozonizador) usado seguiu o mesmo adotado por Salla (2006) e é descrito a seguir:

- Adiciona-se na coluna de ozonização um volume de 4,40 L de solução de iodeto de potássio 2% (KI);
- Após 30 segundos do início do funcionamento do compressor de ar, liga-se o ozonizador dentro da vazão de ozônio desejada. Daí inicia-se o borbulhamento do gás ozônio dentro da coluna de ozonização no tempo de contato de 5 minutos (pré-estabelecido);
- Atingido o tempo de contato pré-estabelecido, coleta-se 200 mL de solução de iodeto de potássio ozonizada da coluna de ozonização;
- Fixam-se os 200 ml de solução da coluna de ozonização com 4 mL de solução de ácido sulfúrico 1N;
- Depois de fixado, titula-se a amostra da coluna de ozonização com tiossulfato de sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 0,025 N, até que mude a coloração para amarelo-palha;
- Atingida a coloração amarelo-palha, adiciona-se 2 mL de solução de amido na amostra da coluna de ozonização, tornando a amostra azulada;
- Continuando a titulação, adiciona-se tiossulfato de sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 0,025 N até que a cor azulada suma totalmente, ficando transparente;
- Marca-se o volume total de tiossulfato de sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 0,025 N gasto.

Depois de anotado o volume total de tiossulfato de sódio, calcula-se a produção de ozônio ($\text{g O}_3/\text{h}$) na coluna de ozonização através da seguinte equação:

$$P_{\text{Coluna}} = \frac{N_t \times \Delta_{V_t} \times V_{KI} \times 24000 \times 60}{V_{\text{amostra}} \times t \times 1000}$$

Onde:

P_{Coluna} = produção de ozônio dentro da coluna de ozonização, ($\text{g O}_3 \text{ h}^{-1}$);

N_t = normalidade do tiossulfato de sódio, (0,025);

$$\Delta_{V_t} = vf - vb$$

vf = volume de tiossulfato consumido na titulação da amostra (mL);

vb = volume de tiosulfato consumido na titulação do branco (mL);

V_{KI} = volume da solução de iodeto de potássio 2% (KI) ozonizada, (4,40 Litros);

$V_{amostra}$ = volume da amostra coletada para a titulação, (200 mL);

t = tempo de aplicação do ozônio na coluna de ozonização, (5 minutos);

24000, 60, 1000 = fatores de conversão para obtenção da produção em $g\ h^{-1}$.

Determinada a produção de ozônio dentro da coluna de ozonização, é possível calcular a dose de ozônio aplicada na coluna de ozonização, em $mg\ L^{-1}$, através da seguinte equação:

$$D_{Coluna} = \frac{P \times t \times 1000}{V_{KI} \times 60}$$

Onde:

D_{coluna} = dose parcial de ozônio na coluna, ($mg\ L^{-1}$);

P_{coluna} = produção parcial de ozônio na coluna, ($g\ h^{-1}$);

t = tempo de aplicação do ozônio na coluna de ozonização, (5 minutos);

V_{KI} = volume da solução de iodeto de potássio 2% (KI) ozonizada, (4,40 Litros).

É importante lembrar que o cálculo da produção de ozônio do aparelho ozonizador não se limita apenas na determinação da produção de ozônio dentro da coluna de ozonização.

Adicionado à produção de ozônio dentro da coluna existe uma parcela que não se transfere no meio líquido, sendo eliminado no frasco lavador de gás. O método usado na determinação do excesso de ozônio no frasco lavador de gás é o iodométrico, igual ao utilizado na determinação da produção de ozônio dentro da coluna de ozonização. A partir daí, repete-se todo o equacionamento de determinação da produção de ozônio, objetivando quantificar o excesso de ozônio, resultando em:

$$Off - gas = \frac{N_t \times V_{KI} \times 24000 \times 60}{V_{amostra} \times t \times 1000}$$

Onde:

$Off\ gas$ = excesso de ozônio gasoso, ($g\ O_3\ h^{-1}$);

N_t = normalidade do tiosulfato de sódio, (0,025);

$$\Delta_{Vt} = vf - vb$$

vf = volume de tiosulfato consumido na titulação da amostra, (mL);

v_b = volume de tiosulfato consumido na titulação do branco (mL);

V_{KI} = volume da solução de iodeto de potássio 2% (KI) usado no frasco lavador de gás, (0,40L);

$V_{amostra}$ = volume da amostra coletada para a titulação, (200 mL);

t = tempo de aplicação do ozônio na coluna de ozonização, (5 minutos);

24000, 60, 1000 = fatores de conversão para obtenção da produção em $g\ h^{-1}$.

Adicionalmente à determinação do excesso de ozônio, calcula-se a dose ou concentração do excesso de ozônio liberado pela coluna de ozonização, em $mg\ L^{-1}$.

$$D_{off-gas} = \frac{Off-gas \times t \times 1000}{V_{KI} \times 60}$$

Onde:

$D_{off-gas}$ = dose off-gas de ozônio, ($mg\ L^{-1}$);

$Off-gas$ = excesso de ozônio no frasco lavador de gás, ($g\ h^{-1}$);

t = tempo de aplicação do ozônio na coluna de ozonização, (5 minutos);

V_{KI} = volume da solução de iodeto de potássio 2% (KI) usado no frasco lavador de gás, (0,40 Litros).

Tendo em mãos a produção de ozônio dentro da coluna de ozonização e no frasco lavador de gás, o valor da produção total do aparelho ozonizador é:

$$P_{Total} = P_{Coluna} + Off-gas$$

Onde:

P_{Total} = produção total de ozônio, ($g\ O_3\ h^{-1}$);

P_{Coluna} = produção de ozônio dentro da coluna de ozonização, ($g\ O_3\ h^{-1}$);

$Off-gas$ = excesso de ozônio no frasco lavador de gás, ($g\ O_3\ h^{-1}$).

O cálculo da dose total de ozônio aplicada na coluna de ozonização fica:

$$D_{Total} = D_{Coluna} + D_{off-gas}$$

Onde:

D_{Total} = dose total de ozônio aplicada, (mg L^{-1});

D_{Coluna} = dose de ozônio aplicada dentro da coluna de ozonização, (mg L^{-1});

$D_{\text{Off-gas}}$ = dose do excesso off-gas, (mg L^{-1}).

VALORES ADOTADOS PARA CALIBRAÇÃO DO GERADOR DE OZÔNIO

Foram adotados os seguintes valores para calibração do gerador de ozônio:

- Tensão: 40%, 60%, 80% e 100% (porcentagens referentes à tensão elétrica do equipamento);
- Vazões de ar enriquecido com ozônio (98% de oxigênio): 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 L min^{-1} ;
- Tempo de contato: 5 min
- Volume de amostra: 100 mL
- Normalidade do tiosulfato: 0,025 N
- Volume de KI na coluna de ozonização: 3 L;
- Volume de KI no frasco lavador de gás: 500 mL.

Os valores de produção de ozônio (gO_3h^{-1}) obtidos durante a calibração do aparelho ozonizador estão apresentados na Tabela 4.1 e na Figura 4.2. A máxima produção de ozônio obtida foi de 4,80 gO_3h^{-1} . O modelo exponencial foi ajustado à cada curva de produção e foram obtidas equações que relacionam a vazão de ozônio com a produção, para cada tensão adotada.

Tabela B.0.1 - Produção de ozônio conforme calibração do aparelho ozonizador.

Tensão	Vazão (L.min^{-1})	Produção de ozônio ($\text{g.O}_3.\text{h}^{-1}$)	Equação
40%	0,5	0,25	$P_{40\%} = 0,6598Q^{1,3243}$ $R^2 = 0,9870$
	1,0	0,76	
	1,5	1,08	
	2,0	1,60	
60%	0,5	0,41	$P_{60\%} = 1,0338Q^{1,1481}$ $R^2 = 0,9242$
	1,0	1,39	
	1,5	1,50	
	2,0	2,13	
80%	0,5	0,80	$P_{80\%} = 1,7407Q^{1,0707}$ $R^2 = 0,9927$
	1,0	1,89	
	1,5	2,62	
	2,0	3,57	
100%	0,5	1,17	$P_{100\%} = 2,4695Q^{1,0323}$ $R^2 = 0,9931$
	1,0	2,61	
	1,5	3,87	
	2,0	4,80	

P%: produção de ozônio referente à porcentagem de tensão do equipamento; Q: vazão de ar enriquecido com ozônio.

Figura B.0.1 – Produção de ozônio ($\text{g.O}_3.\text{h}^{-1}$) relacionada à vazão de ar enriquecido com ozônio (98% de oxigênio) (L.min^{-1}).

APÊNDICE C – ETAPAS PARA O ENSAIO DE OZONIZAÇÃO

Etapas para ensaio de desinfecção com o ozônio

- Fechar a descarga de fundo da coluna de ozonização e preencher, o volume desejado do efluente do reator compartimentado anaeróbio/aeróbio para a coluna de ozonização;
- Preencher o frasco lavador de gás, com solução de iodeto de potássio a 2% e conectar a mangueira de silicone da saída da coluna de ozonização;
- Coletar uma fração do efluente do reator compartimentado anaeróbio/aeróbio na própria coluna de ozonização;
- Verificar se todos os registros estão fechados para que apenas o *off-gas* seja encaminhado para o frasco lavador.
- Ligar o gerador de ozônio borbulhando apenas oxigênio;
- Abrir o registro que libera ar para a coluna de ozonização;
- Ajustar a vazão de ozônio necessária para a dosagem pré-determinada;
- Verificar se o gás está borbulhando no frasco lavador de gás;
- Ajustar as vazões, ligar o botão que começa a produzir o ozônio e cronometrar o tempo pré-determinado para o ensaio de desinfecção;
- Encerrado o tempo de contato, desligar o botão que produz o ozônio e aguardar no mínimo 30 s para que se possa desligar o compressor de ar;
- Após desligar os aparelhos, fechar o registro que libera ar para a coluna de ozonização e abrir o registro no topo da coluna para que o ar que está acima do nível de esgoto seja liberado. Desconectar o frasco lavador da mangueira de silicone. Concluídas estas etapas, uma amostra de volume igual a 2,0 L deverá ser coletada para posterior caracterização física, química e microbiológica;
- Esvaziar a coluna de ozonização por meio do registro de descarga de fundo;
- Realizar as análises de quantificação de *off-gas* e ozônio residual dissolvido;
- Encher duas vezes a coluna de ozonização com água corrente para limpeza da mesma e recommençar o procedimento para o próximo ensaio.

APÊNDICE E – ANÁLISE DE PROTOZOÁRIOS

Amostragem

As amostras de efluentes desinfetados foram coletadas em frascos previamente lavados, desinfetados e enxaguados com solução de eluição para garantir que os oocistos não se aderissem à parede dos frascos – Tween 80 (0,1%; v/v). Imediatamente após a coleta, estas foram transportadas para o laboratório, e em condições adequadas de preservação, sendo processados, no máximo, em 24 horas após coleta.

Além dos frascos de coleta, todo material que entrou em contato com efluente, por exemplo, proveta, béquer, erlenmeyers, tubos de centrifugação, tubos de microcentrifugação, ponteiros também foi enxaguado com solução de eluição.

Etapa de concentração

Diferentes métodos de concentração foram utilizados para as amostras de efluentes de acordo com suas características. Para amostras com turbidez alta ou média em que se esperava uma concentração elevada de protozoários foi utilizada a dupla centrifugação. Para amostras com turbidez baixa em que se espera menores concentrações dos oocistos, adotou-se a filtração em membrana seguida de dupla centrifugação.

Dupla Centrifugação - Amostra com turbidez elevada ou média

O método utilizado para concentração de amostras com turbidez elevada ou média seguiu o protocolo modificado de Robertson et al. (2000) e adaptado por Medeiros (2013), sendo também utilizado por Santos (2015). As etapas do procedimento são as seguintes:

- Com o auxílio de uma proveta transferir 150 mL de amostra para um erlenmeyer.
- Acrescentar 50 mL de solução Tween 80 (0,1%) completando 200 mL, medindo este volume na mesma proveta anteriormente usada para remover resquícios de amostras que por ventura possam ter permanecido nessa proveta.
- Homogeneizar a amostra, então, por 3 minutos com ajuda de agitador magnético.
 - ✓ O objetivo de se adicionar a solução detergente Tween 80 (0,1%) à amostra é desagregar os oocistos de partículas no qual possam estar aderidos.

- Em seguida, dividir o volume igualmente em quatro tubos cônicos de centrifugação de 50 mL de capacidade, para realizar a primeira centrifugação. Não é necessário lavar o erlenmeyer, após a transferência da amostra.
- **Primeira Centrifugação:** levar os tubos à centrífuga (Centrífuga 5810, Eppendorf), a 1500 x g por 15 minutos.
- Decorrido o tempo, retirar o sobrenadante de cada tubo, deixando volume final de 5 mL.
 - ✓ A etapa de retirada de sobrenadante é extremamente delicada e deve-se tomar o cuidado de não ressuspender o sedimento formado durante a centrifugação, evitando-se assim perdas de oocistos.
- Os volumes restantes nos tubos de centrifugação devem ser homogeneizados (ressuspensão dos sedimentos) com auxílio de pipeta Pasteur de plástico. Concentrar o volume de 5 mL dos dois tubos de centrifugação em apenas 1 tubo – ficando agora com 10 mL.
- O outro tubo, vazio, deve ser lavado com 2,5 mL de água deionizada, duas vezes (total de 5 mL de água deionizada); sendo este volume também repassado ao outro tubo de centrifugação, cujo volume total final deve ser de 15 mL.
- Realizar a **segunda centrifugação** – a 1500xg, por 15 minutos com o tubo de microcentrifugação e retirar o sobrenadante, deixando apenas 0,5 mL no tubo de microcentrifugação, que foi homogeneizado com auxílio de pipeta Pasteur de plástico e deixado em geladeira (4 a 8°C) overnight ou então procedia-se com a etapa de IMS no mesmo dia. A montagem da lâmina para imunofluorescência deve ocorrer em até 72 horas após o início da manipulação da amostra.

Filtração em membrana seguida de dupla centrifugação para amostra com turbidez baixa

Este método foi modificado de Franco, Rocha-Eberhardt e Cantusio Neto (2001), como foi apresentado a seguir:

Filtração

- Enxaguar todo o equipamento de filtração com solução de eluição - Tween 80 (0,1%), bem como a proveta de 1L a ser utilizada.
- A membrana de ésteres mistos de celulose com porosidade de 3 µm (47mm de diâmetro, Millipore) deve ser colocada no suporte de filtração e preparada com algumas gotas da solução de eluição (aproximadamente 1 mL) em quantidade suficiente para molhá-la.

- Transferir o volume de 1L de amostra homogeneizada para a proveta de 1L.
- Filtrar a amostra através da bomba de vácuo (Marconi) com fluxo de 4 L.min⁻¹ e pressão de - 500 mm Hg. Trocar a membrana a cada vez que ocorrer sua colmatção e consequentemente a diminuição do fluxo de filtração, e as trocas devem ser sucessivas até que seja filtrado o volume total.
 - ✓ Foi optado pela troca da membrana após sua colmatção ao invés de forçar a filtração por um longo período, visto que os oocistos de *Cryptosporidium* tem uma característica de compressibilidade, e podem ficar entranhados nas fibras da membrana dificultando assim sua recuperação durante a extração mecânica.
- Ao tirar cada membrana do sistema de filtração, a mesma deve ser transferida do suporte de filtração para placa de Petri com 5 mL de solução de eluição - Tween 80 (0,1%), para mantê-la úmida.
- Anotar o volume total filtrado de cada amostra.

Raspagem

- Com a ajuda de alças plásticas realizar a raspagem de uma membrana de cada vez. Para a primeira raspagem, realizar em um sentido durante 3 min.
- Após a raspagem, lavar a membrana com a ajuda da pipeta Pasteur $\pm$ 20 vezes com o Tween presente na placa.
- Em seguida transferir a parte líquida para o tubo de centrifugação.
- Realizar mais duas raspagens em outras direções, acrescentando para cada 3 mL e após a raspagem transfira o líquido para o mesmo tubo de centrifugação, o qual deve estar em torno de 15 mL.
- Em um tubo de centrifugação com capacidade de 50 mL é possível reunir o volume proveniente da raspagem de até 3 membranas, visto que cada membrana resulta em um volume de 15 mL. Portanto para amostras em que são utilizadas 6 membranas, o volume resultante da raspagem foi transferido para 2 tubos de centrifugação de 50 mL, por exemplo.
- Concluída a raspagem, realizar a dupla centrifugação das amostras contidas nos tubos, conforme descrito anteriormente no item 7.4.2.1.

Etapas de purificação por Separação Imunomagnética (IMS - Immunomagnetic Separation)

A separação imunomagnética serve para purificar as amostras, capturando cistos e oocistos, separando-os de interferentes e aumentando a porcentagem de recuperação dos mesmos. Para realização dessa etapa deve ser seguido o protocolo do fabricante dos Dynabeads (DynaL CG – Combo anti-Cryptosporidium & Giardia, Invitrogen DynaL AS, Norway), conforme os seguintes procedimentos:

- Primeiramente, retirar o Kit de IMS (Invitrogen DynaL AS, Norway) da geladeira, pois o mesmo deve estar à temperatura ambiente durante o uso.
- O volume da etapa anterior, de concentração, seja por centrifugação ou filtração em membrana, deve ter sido homogeneizado levando com a pipeta Pasteur e transferido para um tubo de lado plano (TLP) (DynaL® L10 tubes CAT nº 740.03, Invitrogen DynaL AS, Norway), previamente enxaguado com solução Tween 80 (0,1%).
- Realizar 3 lavagens com 1 mL de Tween 80 (0,1%) no tubo de microcentrifugação, e os volumes de lavagem devem ser transferidos para o TLP. Completar o volume no TLP para 10 mL com Tween 80 (0,01%).
- Os TLP devem ser colocados no misturador de amostras (Dynabeads® Sample Mixer, Invitrogen™ USA) por 30 minutos, a uma velocidade de 18 rpm em temperatura ambiente para homogeneizar bem a amostra.
- Acrescentar então 1 mL do tampão SL-A e 1 mL do tampão SL-B ao TLP contendo amostra. Os frascos contendo Dynabeads anti-Cryptosporidium e anti-Giardia devem ter sido homogeneizados em vortex por 10 segundos para ressuspensão das partículas, e então também ser adicionados ao TLP 100 µL dos Dynabeads anti-Cryptosporidium e 100 µL de anti-Giardia.
- Os TLP devem ser colocados novamente no misturador de amostras (Dynabeads® Sample Mixer, Invitrogen™ USA) por 1 hora, a uma velocidade de 18 rpm em temperatura ambiente para homogeneizar bem a amostra.
- Após 1 hora de agitação, colocar o TLP no primeiro concentrador de partículas magnéticas (DynaL MPC – 1, Cat. nº 120.01D; Invitrogen DynaL AS, Norway), com o lado plano do tubo voltado para o ímã.
- Suavemente, o tubo, preso ao primeiro concentrador, deve ser manualmente rotacionado em um ângulo de cerca de 90° por 2 minutos, com uma inclinação por segundo.
 - ✓ O ímã tem a função de capturar os Dynabeads ligados aos protozoários.

- Colocar o tubo, ainda preso ao MPC – 1, na posição vertical e imediatamente remover a tampa para o descarte do sobrenadante em um recipiente, assegurando-se que o lado plano estava voltado para cima e que o sobrenadante escoaria pelo lado contrário ao lado plano.
- Remover o TLP do MPC – 1 e realizar duas lavagens no lado plano do tubo que continha os Dynabeads e protozoários com 0,5 mL de tampão SL-A do próprio kit diluído a 10 vezes. Misturar suavemente o tampão ao material do tubo.
- Transferir o líquido das duas lavagens para tubo de microcentrifugação (1,5 mL de capacidade) com auxílio de pipeta.
- Colocar o tubo de microcentrifugação em um segundo concentrador de partículas (MPC – S, Cat. nº120.20D, Invitrogen Dynal AS, Norway) com sua faixa magnética já encaixada. Rotacionar o segundo concentrador com o tubo de microcentrifugação em um ângulo de 180° por 1 minuto, com uma rotação por segundo.
- Após isto, os Dynabeads devem estar nitidamente aderidos à região da parede do tubo que se encontra próxima à fita magnética.
- Imediatamente depois e com o tubo ainda preso ao concentrador, aspirar de maneira cuidadosa para não remover o material aderido à parede, o sobrenadante com pipeta Pasteur de vidro e descartá-lo.
- Retirar a fita magnética do concentrador para posterior realização da dissociação ácida.

Etapas de Dissociação ácida

A dissociação deve ser realizada em duas etapas a fim de se aumentar a porcentagem de recuperação de oocistos, como é proposto pelo método 1623.1 (USEPA, 2012), conforme procedimentos a seguir:

- Os tubos de microcentrifugação, após a realização da etapa de IMS, contém apenas os Dynabeads ligados aos protozoários, e para que ocorra a dissociação entre essas microesferas magnéticas e protozoários para ser levado a lâmina de imufluorescência apenas os oocistos, é utilizado ácido clorídrico (0,1 N).
- Adicionar 50 µL de ácido aos tubos de microcentrifugação e agitar em vortex por 10 segundos para homogeneização da amostra com o ácido. Deve-se ter a cautela de manter o material no fundo do tubo, para que não atinja a tampa e haja perdas.

- Colocar, em seguida, os tubos no concentrador de partículas magnéticas (MPC – S) sem a fita magnética, e deixar em repouso por 10 minutos, em posição vertical e temperatura ambiente.
- Decorridos 10 minutos, levar as amostras ao vortéx por 10 segundos, e então voltar os tubos ao concentrador de partículas magnéticas (MPC-S), no qual deve ser inserida a fita magnética, mantendo-os em repouso por, no mínimo, 10 segundos.
 - ✓ Com isso pretende-se que as esferas magnéticas fiquem aderidas à parede do tubo enquanto que os protozoários imersos na solução de ácido clorídrico.
- A partir desse momento, preparar as lâminas presentes no kit Merifluor (MeridienBioscienceDiagnostics, Cincinnati, Ohio), adicionando-se 5 µL de hidróxido de sódio (1 N) nos poços que receberão as amostras. Esse procedimento tem por finalidade a neutralização dos 50 µL de ácido. Assim, após a adição da solução básica, transfere-se o sobrenadante dos tubos de microcentrifugação, com auxílio de pipeta Pasteur de vidro, para os poços das lâminas.
- Realizar esta etapa mais uma vez, havendo assim a segunda dissociação ácida da amostra, e mais 50 µL de ácido clorídrico (0,1 N) foram utilizados. Após todo o procedimento, os sobrenadantes dos tubos devem ser transferidos para poços diferentes daqueles que receberam a amostra da primeira dissociação ácida, devido ao limite de capacidade de volume de cada poço.
- Concluída essa etapa, as lâminas devem permanecer em repouso até as amostras secarem em temperatura ambiente (aproximadamente 4 horas), para assim, se dar início à etapa de detecção e identificação de cistos e oocistos por reação de imunofluorescência direta (RID).

Deteção e Identificação por reação de imunofluorescência direta (RID) (Preparo das Lâminas com o *Kit Merifluor®* e Aplicação do DAPI e IP)

A detecção e identificação dos oocistos são realizadas por Reação de Imunofluorescência Direta (RID) com o kit Merifluor:

- A amostras preparadas na placa na etapa anterior de IMS após secar em temperatura ambiente deve ser fixada com metanol absoluto. Deste modo, adicionar metanol em cada poço (de 20 a 50 µL) e esperar por 10 minutos.
 - ✓ É extremamente importante que toda a amostra seja encoberta com o metanol, para que esta não seja “lavada” durante o procedimento da RID.

- Em seguida, aplicar uma gota do fluido de detecção e uma gota do contra-corante, ambos presentes no kit Merifluor, nos poços das lâminas, e com alça plástica, também presente no kit, esses reagentes devem ser cuidadosamente misturados entre si.
- A placa então deve ser levada para câmara úmida, no escuro, a 37°C (estufa) por 30 minutos.
- Decorrido o tempo, retirar a amostra da incubadora e realizar a lavagem para retirada do excesso de reagentes aplicados. Para a lavagem, inclina-se a placa a 45° e aplica-se 50 µL de solução de lavagem diluída a 1:20, presente no kit Merifluor, a partir da parte superior do poço. Realizar três lavagens em cada poço, e aguardando cerca 1 minuto entre uma lavagem e outra.
- Após o procedimento de lavagem das lâminas, conforme procedimento indicado no kit Merifluor, o excesso das soluções era removido ao redor dos poços com um pequeno pedaço de papel, e então, ainda na ausência de luz, 3 gotas do Fluoroshield™ with DAPI (Sigma - F6057) eram adicionadas em cada poço e aguardava-se um período de 15 min em temperatura ambiente. Decorrido o tempo de contato, era necessário efetuar 3 lavagens de 50 µL em cada poço com a solução Hanks' Balanced Salt Solution - HBSS, da Sigma-Aldrich® (H9269). Depois da lavagem, 50 µL do Iodeto de Propídeo - IP, da Sigma-Aldrich® (P4170) era adicionado em cada poço e aguardava-se 5 min. A mesma lavagem realizada anteriormente deveria ser repetida para o IP. E por fim, uma lavagem de 50 µL de água Milli-Q era realizada em cada poço para evitar a formação de cristais na lâmina.
- Para encerrar a preparação da lâmina, 1 gota do meio de montagem do kit Merifluor® era adicionado no centro do poço e com cuidado a lamínula era colocada sobre o poço com uma inclinação próxima de 45°, para evitar a formação de bolhas.
- Para contagem de oocistos no poço respeitar o prazo máximo de 7 dias (USEPA, 2012), utilizando microscópio de epifluorescência (Olympus BX51).

Enumeração de oocistos

A contagem foi calculada conforme proposto por Cantusio Neto (2004), usando-se a Equação E.1, que fornece os dados em oocistos. L⁻¹:

$$(oo)cistos. L^{-1} = \frac{n^{\circ} \text{ de } (oo)cistos \text{ detectados} \times 10^6 \times \text{volume total do sedimento (mL)}}{\text{volume de sedimento na lâmina } (\mu\text{L}) \times \text{volume da amostra (mL)}} \quad (\text{E.1})$$

CrITÉRIOS de positividade durante a RID: avaliar a presença de estruturas esféricas de 4 a 6 µm – oocisto; e ovóides de 8 a 18 µm de comprimento por 5 a 15 µm de largura – cisto. A parede deveria mostrar fluorescência verde-maçã brilhante, sem poros ou apêndices e apresentar sutura do oocisto visível (exibindo forte fluorescência). O teste confirmatório da presença de oocistos pode ser realizado a partir do corante DAPI (4',6-diamidino-2fenilindol) e pela microscopia de contraste interferencial diferencial (DIC) (Figura E.1).

Figura E.0.1 - Imagens de microscopia (aumento 800x) – A: cisto de *Giardia* spp. marcado com corante FITC; B: cisto de *Giardia* spp. em microscopia DIC e marcado com corante FITC; C: cisto de *Giardia* spp. marcado com corantes FITC e DAPI.

Fonte: Santos, 2015.

Experimento controle-positivo e controle-negativo

Foi realizado experimento-controle positivo com a finalidade de se avaliar a sensibilidade dos métodos adotados. Para isso, a suspensão comercial de cistos e oocistos utilizada para a contaminação artificial das amostras é aquela denominada Color Seed™ (Biotechnology Frontiers, Austrália).

No controle interno positivo Color Seed é utilizado o fluorocromo sulforodamina, cujo nome comercial é Texas Red®, para marcar, com coloração vermelha, os oocistos a serem utilizados nos ensaios de efeito da matriz, conforme pode ser visto na Figura E.2.

Após a contaminação artificial das amostras, conforme as recomendações do fabricante, os diferentes métodos adotados de detecção de oocistos, descritos anteriormente, devem ser normalmente processados.

Figura E.0.2 – Imagens de microscopia (aumento 200x) – A: cistos de *Giardia* spp. em microscopia de fluorescência, marcado com corante FITC (excitação: 450- 490 nm); cistos de *Giardia* spp. em microscopia de fluorescência e marcados com Texas Red (excitação: 510 - 550 nm).

Fonte: Santos, 2015.