Campus de São Carlos

ADEQUAÇÃO DA QUALIDADE MICROBIOLÓGICA
DE EFLUENTES DE TRATAMENTO SECUNDÁRIO
DE ESGOTO SANITÁRIO PELA APLICAÇÃO DOS
DESINFETANTES OZÔNIO, PERMANGANATO DE
POTÁSSIO E ÁCIDO PERACÉTICO.

LUCI SARTORI

ORIENTADOR: PROFº DR. LUIZ ANTONIO DANIEL

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

**ESCOLA DE ENGENHARIA
DE SÃO CARLOS**

*ADEQUAÇÃO DA QUALIDADE MICROBIOLÓGICA DE
EFLUENTES DE TRATAMENTO SECUNDÁRIO DE ESGOTO
SANITÁRIO PELA APLICAÇÃO DOS DESINFETANTES
OZÔNIO, PERMANGANATO DE POTÁSSIO E ÁCIDO
PERACÉTICO.*

LUCI SARTORI

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

DEDALUS - Acervo - EESC

31100050815

Orientador: Prof. Dr. Luiz Antonio Daniel

São Carlos - São Paulo

2004

Class. **TESE EESC** ✓
Cot. **5470**
Tendo **T043/05**
Sistema **1425746**

Ficha catalográfica preparada pela Seção de Tratamento
da Informação do Serviço de Biblioteca – EESC/USP

S251a Sartori, Luci
Adequação da qualidade microbiológica de efluentes de tratamento secundário de esgoto sanitário pela aplicação dos desinfetantes ozônio, permanganato de potássio e ácido peracético / Luci Sartori. -- São Carlos, 2004.

Tese (Doutorado) -- Escola de Engenharia de São Carlos-Universidade de São Paulo, 2004.

Área : Hidráulica e Saneamento.

Orientador: Prof. Dr. Luiz Antonio Daniel.

1. Reuso. 2. Microrganismos indicadores.
3. Ozônio. 4. Ácido peracético. 5. Permanganato de potássio. 6. Desinfecção. I. Título.

FOLHA DE JULGAMENTO

Candidata: Licenciada **LUCI SARTORI**

Tese defendida e julgada em 10-12-2004 perante a Comissão Julgadora:

Prof. Dr. **LUIZ ANTONIO DANIEL** (Orientador)
(Escola de Engenharia de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof. Titular **JOSÉ ROBERTO CAMPOS**
(Escola de Engenharia de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof. Dr. **ROQUE PASSOS PIVELI**
(Escola Politécnica/USP)

APROVADO

Prof. Dr. **JOSÉ ROBERTO GUIMARÃES**
(Universidade Estadual de Campinas/UNICAMP)

APROVADO

Prof. Dr. **CLOVIS WESLEY OLIVEIRA DE SOUZA**
(Universidade Federal de São Carlos/UFSCar)

APROVADO

Profa. Titular **MARIA DO CARMO CALIJURI**
Coordenadora do Programa de Pós-Graduação em
Engenharia (Hidráulica e Saneamento) e
Presidente da Comissão de Pós-Graduação

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter me dado saúde, perseverança e inspiração.

Ao professor Dr. Luiz Antonio Daniel dedico os meus principais agradecimentos, pela oportunidade de desenvolver este trabalho, pelo incentivo, confiança, amizade e, sobretudo pela paciência e bom humor com que me recebeu em todos esses anos.

Aos funcionários Paulo, Julio, Cidinha, Flávia, Sá, Pavi e Rose pela atenção e ajuda sempre amigável.

Aos professores, funcionários e colegas do Departamento de Hidráulica e Saneamento.

A Jeanette pela amizade.

Aos professores Antonio Mozetto e Marco Realli pela oportunidade oferecida e por terem me ensinado o amor à pesquisa.

Aos professores Clóvis W. de Oliveira e Sergio Seixas do Departamento de Morfologia e Patologia da Universidade Federal de São Carlos pela simpatia e por terem disponibilizado o laboratório.

Ao meu irmão Josimar Luiz Sartori pelo apoio.

A todos que direta ou indiretamente colaboraram para que esta pesquisa se tornasse possível.

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo–FAPESP pela concessão de bolsa de doutorado (processo 00/08253-5).

Aos meus pais, meu exemplo de vida; ao meu querido e amado companheiro de tantos anos Marcos, e ao maior presente que Deus me enviou:

Murilo.

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	I
LISTA DE QUADROS	v
LISTA DE TABELAS	vi
LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS	ix
RESUMO	x
ABSTRACT	xi
1-INTRODUÇÃO	1
2-OBJETIVOS	4
3-REVISÃO DA LITERATURA	5
3.1- Considerações iniciais.	5
3.2-Reuso.	5
3.2.1- Definição de reúso de água.	6
3.2.2- Aproveitamento de águas residuárias: aplicação no solo e saúde pública.	9
3.2.2.1-Reuso de água residuária na agricultura.	9
3.2.2.2-Aspectos físicos e químicos da qualidade da água para reuso em irrigação.	10
3.2.2.3- Qualidade microbiológica recomendada para reuso de água em agricultura e microrganismos indicadores.	14
3.3- Desinfecção.	33
3.3.1- Generalidades	33
3.3.2- Ácido Peracético.	36
3.3.3- Permanganato de Potássio.	41
3.3.4- Ozônio.	45
4- MATERIAIS E MÉTODOS	55
4.1- Considerações Iniciais.	55
4.2- Descrição das instalações.	60
4.2.1- Desinfecção com Ozônio.	60
4.2.1.1- Instalação para geração e desinfecção de ozônio em escala de laboratório.	60
4.2.1.2- Instalação Piloto para desinfecção com ozônio.	65
4.2.1.3- Procedimentos e monitoramento dos ensaios de desinfecção realizado com ozônio- Escala de laboratório.	69
4.2.1.4- Procedimento e monitoramento dos ensaios de desinfecção com ozônio-escala piloto.	71
4.2.2-Desinfecção com ácido peracético e permanganato de potássio.	74
4.3- Ensaio Microbiológicos.	76
4.3.1- Repicagem da cepa <i>E.coli</i> CIP 55.30	76
4.3.2- Metodologia utilizada para identificação dos microrganismos.	77
4.4- Teste de toxicidade aguda.	82
4.5- Planejamento e otimização dos experimentos.	83
5- RESULTADOS E DISCUSSÕES	84
5.1- Considerações iniciais.	84
5.2- Curva de crescimento da <i>E.coli</i> cip 55.30.	84
5.3-Desinfecção com ozônio.	86
5.3.1- Produção de ozônio.	86

5.3.2- Desinfecção com ozônio utilizando a instalação em escala de laboratório.	89
5.3.2.1- Desinfecção do efluente da ETE de Lins-SP.	90
5.3.2.2- Desinfecção do efluente da ETE de Araraquara-SP.	109
5.3.3- Desinfecção com ozônio utilizando a instalação piloto localizada na ETE de Lins-SP.	127
5.4- Desinfecção com permanganato de potássio utilizando efluente da ETE – Araraquara – SP.	128
5.4.1- Concentração residual de permanganato de potássio.	128
5.4.2- Desinfecção com permanganato de potássio.	129
5.5—Desinfecção com ácido peracético utilizando efluente da na ETE – Araraquara – SP.	148
5.5.1—Concentração residual de ácido peracético.	148
5.5.2—Desinfecção com ácido peracético.	150
5.6—Comparação entre ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio na inativação da <i>E.coli</i> , colifagos e <i>C. perfringens</i> .	170
5.7- Exames para a detecção de ovos de helmintos.	176
5.7.1- Considerações iniciais.	176
5.7.2- Desinfecção de efluente sanitário utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador.	177
5.7.2.1- Considerações iniciais.	177
5.7.2.2- Desinfecção com ácido peracético.	178
5.7.2.3- Desinfecção com permanganato de potássio.	179
5.7.2.4- Desinfecção com ozônio.	181
5.8- Teste de toxicidade aguda utilizando <i>Daphnia similis</i> .	182
6- CONCLUSÕES	186
7- RECOMENDAÇÕES	190
8- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	191

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Esquema simplificado de gerador de ozônio.	47
Figura 2- Coluna de injeção de ozônio contra-corrente.	49
Figura 3- Mecanismo de decomposição do ozônio.	50
Figura 4 Esquema da reação do ozônio adicionado em uma solução aquosa.	51
Figura 5- Principais reações dos subprodutos do ozônio.	54
Figura 6- Diagrama ilustrativo da etapa de desinfecção com ozônio.	58
Figura 7- Diagrama ilustrativo das etapas de desinfecção com permanganato de potássio (etapa II) e ácido peracético (etapa III).	59
Figura 8- Diagrama ilustrativo das etapas IV e V com permanganato de potássio, ácido peracético e ozônio.	60
Figura 9- Esquema da unidade geradora de ozônio em escala de laboratório.	61
Figura 10- Fotografia do gerador de ozônio modelo Qualid'or, rotâmetro e câmara de refrigeração.	63
Figura 11- Fotografia do gerador de ozônio marca Eaglesat modelo laboratorial.	63
Figura 12- a) Fotografia da câmara de contato– b)Fotografia da base da coluna- c)Fotografia do funil instalado no topo da câmara de contato.	65
Figura 13- Fotografia da câmara de contato e frasco lavador de gases fixados em grade metálica, utilizados nos ensaios de desinfecção com ozônio.	66
Figura 14- Colunas de contato para desinfecção do efluente da ETE Lins-SP com aplicação de ozônio.	68
Figura 15- Fotografia do equipamento gerador de ozônio marca EAGLESAT e equipamento venturi para dissolução e mistura do ozônio.	68
Figura 16- Câmara de contato para desinfecção com ozônio utilizada na ETE Lins-SP. – vista frontal.	69
Figura 17- Câmara de contato para desinfecção com ozônio, utilizada na ETE Lins-SP – vista superior.	69
Figura 18- Vista parcial da lagoa facultativa da ETE de Lins – SP.	74
Figura 19- Vista parcial da lagoa aerada e de sedimentação da ETE-Araraquara.-SP.	74
Figura 20- Local de coleta na ETE-Araraquara-SP.	74
Figura 21- Esquema ilustrativo para obtenção da curva de crescimento da <i>E.coli</i> CIP 55.30.	78
Figura 22- Curva de crescimento da <i>E.coli</i> CIP 55.30 relacionando Abs:520nm e tempo (min). Meio utilizado: TSB	86
Figura 23- Curva de crescimento da <i>E.coli</i> CIP 55.30 relacionando concentração (org/mL) e tempo (min). Meio utilizado: TSB – Abs:520nm.	87
Figura 24- Produção de ozônio do equipamento Qualid'or em relação à vazão de oxigênio.	88
Figura 25- Produção de ozônio do equipamento Eaglesat em relação à vazão de oxigênio.	89
Figura 26 Superfície de resposta para o microrganismo <i>E. coli</i> relacionando tempo (min), concentração (mg/L) e eficiência de inativação (-logN/N0).	91

Figura 27- Superfície de resposta para o microrganismo <i>Clostridium perfringens</i> relacionando tempo (min), concentração (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0).	92
Figura 28- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo (min), concentração (mg/L) e eficiência de inativação (%).	92
Figura 29- Inativação do organismo indicador <i>E.coli</i> para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,5 e 16,5 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O ₃ do efluente da ETE Lins-SP.	96
Figura 30- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,5 e 16,5 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas(b). Desinfecção com O ₃ do efluente da ETE Lins-SP.	97
Figura 31- Inativação do organismo indicador <i>clostridium perfringens</i> para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,5 e 16,5 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O ₃ do efluente da ETE Lins-SP.	98
Figura 32- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 5,7 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Desinfecção com O ₃ do efluente da ETE Lins-SP.	99
Figura 33- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 10 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Lins-SP.	100
Figura 34- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a dose media ozônio consumido de 16,3 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente de ETE Lins-SP.	101
Figura 35- Inativação de <i>E.coli</i> , <i>C.perfringens</i> e colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ozônio consumida (mg/L) e % Inativação para as carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O ₃ do efluente da ETE Lins-SP.	102
Figura 36- Inativação de <i>E.coli</i> , <i>C.perfringens</i> e Colifagos relacionando concentração de ozônio consumida (mg/L) e tempo de contato (min).Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Lins –SP.	104
Figura 37- Superfície de resposta para o microrganismo <i>E. coli</i> relacionado tempo de contato (min), concentração de O ₃ consumido (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) para o efluente da ETE Araraquara-SP..	111
Figura 38- Superfície de resposta para o microrganismo <i>Clostridium perfringens</i> relacionando tempo de contato (min), concentração de O ₃ consumido (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) para o efluente da ETE Araraquara-SP.	112
Figura 39- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de O ₃ consumido (mg/L) e eficiência de inativação (%) para o efluente da ETE Araraquara-SP.	112
Figura 40- Inativação do organismo indicador <i>E.coli</i> para as concentrações	115

médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 41- Inativação do organismo indicador *E.coli* para as concentrações médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 116

Figura 42- Inativação do organismo indicador *C. perfringens* para as concentrações médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 117

Figura 43- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 10 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 118

Figura 44- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 18,9 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 119

Figura 45- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose de média de ozônio consumido de 29,3 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 120

Figura 46- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ozônio consumida (mg/L) e % Inativação para as carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 121

Figura 47- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração de ozônio consumida (mg/L) e tempo de contato (min).Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP. 123

Figura 48- Superfície de resposta para o microrganismo *E. coli* relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante. 130

Figura 49- Superfície de resposta para o microrganismo *Clostridium perfringens* relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante. 131

Figura 50- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante. 131

Figura 51- Inativação do organismo indicador *E.coli* para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP. 133

Figura 52- Inativação do organismo indicador <i>C. perfringens</i> para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.	134
Figura 53- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.	135
Figura 54- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 10 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.	138
Figura 55- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 15 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.	139
Figura 56- Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores <i>E. coli</i> , <i>Clostridium perfringens</i> e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 20 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.	140
Figura 57- Inativação de <i>E.coli</i> , <i>C.perfringens</i> e Colifagos relacionando concentração inicial (mg/L) e tempo de contato (min) e % Inativação para as carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.	141
Figura 58- Inativação de <i>E.coli</i> , <i>C.perfringens</i> e Colifagos relacionando concentração residual de KMnO_4 (mg/L) e tempo de contato (min).Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.	143
Figura 59- Correlação entre as concentrações de iodo e absorbância em comprimento de onda de 410 nm.	150
Figura 60- Superfície de resposta para o microrganismo <i>E. coli</i> relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.	152
Figura 61- Superfície de resposta para o microrganismo <i>C.perfringens</i> relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.	153
Figura 62- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.	153
Figura 63- Inativação do organismo indicador <i>E.coli</i> para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.	155

- Figura 64-** Inativação do organismo indicador *C. perfringens* para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 156
- Figura 65-** Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 157
- Figura 66-** Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 5 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 160
- Figura 67-** Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 10 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 161
- Figura 68-** Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 15 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP. 162
- Figura 69-** Inativação da concentração de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração inicial (mg/L) e tempo de contato (min) e % Inativação para as carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 163
- Figura 70-** Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração residual de ácido peracético(mg/L) e tempo de contato (min) para Carreira de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b) utilizando ácido peracético. Efluente da ETE Araraquara-SP. 165
- Figura 71-** Inativação de *E.coli* relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 173
- Figura 72-** Inativação de colifagos relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 174
- Figura 73-** Inativação de *C.perfringens* relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP. 175

LISTA DE QUADROS

Quadro 1- Fatores que afetam a escolha do processo de irrigação e medidas protetoras requeridas quando se utilizam esgotos.	13
Quadro 02- Qualidade microbiológica recomendada para reuso de água na agricultura.	18
Quadro 3- Comparação da qualidade microbiológica destinada à irrigação de águas residuárias pela Organização Mundial da Saúde (1989) e pelo Estado da Califórnia (1978).	20
Quadro 4- Microrganismos indicadores de contaminação de esgoto (1).	21
Quadro 5- Tempo de sobrevivência de microrganismos patogênicos em esgoto, solos e culturas de vegetais a 20-30 °C.	22
Quadro 6- Helmintos freqüentes em fezes humanas, rota de transmissão e enfermidade.	31
Quadro 7- Fatores que interferem na desinfecção.	43
Quadro 8- Variações para avaliação de desinfetantes alternativos.	44
Quadro 9- Principais subprodutos da ozonização.	62

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Relação entre a vazão de ar (L/min) e produção de ozônio em % Massa, mgO ₃ /L ar e mgO ₃ /min.	72
Tabela 2 – Características do ácido peracético utilizado para desinfecção.	75
Tabela 3- Resultados referente à construção da curva de crescimento de <i>E. coli</i> usando-se meio TSB e leitura de absorbância a comprimento de onda de 520 nm.	86
Tabela 04- Produção de ozônio para diferentes vazões de oxigênio utilizando o método iodométrico (Gerador Qualid'or modelo laboratório).	88
Tabela 05- Produção de ozônio para diferentes vazões de oxigênio utilizando o método iodométrico (Gerador Eaglesat).	90
Tabela 6- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio I, II e III.	95
Tabela 7- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio IV, V e VI (réplicas).	95
Tabela 8- C.t para valores residuais de <i>E.coli</i> até 10 ³ NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 6, 10 e 17 mg/L de e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios I, II e III).	105
Tabela 9- C.t para valores residuais de <i>E.coli</i> até 10 ³ NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 5,7, 11 e 116 mg/L de e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios IV, V e VI).	105
Tabela 10- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 10 minutos e concentração média de ozônio consumida 5,5, 10,5 e 17,3 mg/L.	107
Tabela 11- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 20 minutos e concentração media de ozônio consumida 5,3, 11 e 16 mg/L.	108
Tabela 12- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 30 minutos e concentração média de ozônio consumida 6,3, 11 e 16 mg/L.	109
	114

Tabela 13- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 20 minutos e concentração de ozônio consumida de 10, 17, 25 e 30 mg/L.	
Tabela 14- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX.	114
Tabela 15- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio X, XI e XII (réplicas).	124
Tabela 16- C.t para valores residuais de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 10, 18 e 29 mg/L de e tempos de contato de 10, 15 e 20 minutos (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX).	124
Tabela 17- C.t para valores residuais de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 10, 19,6 e 29 mg/L de e tempos de contato de 10, 15 e 20 minutos (Carreiras de ensaios X, XI e XIII).	125
Tabela 18- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 10 minutos e concentração média de ozônio consumido 10, 19 e 28,5 mg/L.	126
Tabela 19- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 15 minutos e concentração média de ozônio consumido 10, 19 e 29,5 mg/L.	127
Tabela 20- Resultados dos ensaios com a instalação piloto com concentração de <i>E.coli</i> no efluente da ETE de Lins igual a 10^5 NMP/100mL.	128
Tabela 21- Residual de $KMnO_4$ em efluente secundário.	129
Tabela 22- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV. Desinfecção com permanganato de potássio do efluente da ETE Araraquara-SP.	137
Tabela 23- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio XVI, XVII e XVIII (réplicas). Desinfecção com permanganato de potássio do efluente da ETE Araraquara-SP.	137
Tabela 24- C.t para as concentrações remanescentes de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de $KMnO_4$ (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV). Efluente da ETE Araraquara-SP.	144
Tabela 25- C.t para as concentrações remanescentes de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de $KMnO_4$ (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XVI, XVII e XVIII). Efluente da ETE Araraquara-SP.	144
Tabela 26- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de $KMnO_4$ de 10,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	145
Tabela 27- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de $KMnO_4$ de 15,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	146
Tabela 28- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de $KMnO_4$ de 20,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	147
Tabela 29- Concentração de residual de ácido peracético e correspondentes valores de concentração de iodo.	150
Tabela 30- Absorbâncias para diversas concentrações de ácido peracético em água destilada.	151
Tabela 31- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI. Desinfecção do efluente da ETE Araraquara-SP com ácido peracético.	159

Tabela 32- Porcentagem de inativação dos microrganismos <i>E. coli</i> , colifagos e <i>Clostridium perfringens</i> para as carreiras de ensaio XXII, XXIII e XXIV (réplicas). Desinfecção do efluente da ETE Araraquara-SP com ácido peracético.	159
Tabela 33- C.t para as concentrações remanescentes de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/100mL para concentração residual de ácido peracético (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI). Efluente da ETE Araraquara-SP.	166
Tabela 34- C.t para as concentrações remanescentes de <i>E.coli</i> até 10^3 NMP/100mL para concentração residual de ácido peracético (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XXII, XXIII e XXIV). Efluente da ETE Araraquara-SP.	166
Tabela 35- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 5,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	167
Tabela 36- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 10,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	168
Tabela 37- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 15,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.	169
Tabela 38- Características média físico-química e biológica do efluente da ETE- Araraquara –SP nos ensaios de desinfecção.	172
Tabela 39- Ovos de helmintos, em gênero, comumente encontrados no efluente das ETEs testados no período de amostragem (set-nov 2003).	177
Tabela 40- Desinfecção com ácido peracético utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador, concentração de ácido peracético de 15 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.	179
Tabela 41- Ensaios de desinfecção com ácido peracético utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador, concentrações de ácido peracético de 30, 60 e 100 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.	180
Tabela 42- Ensaios de desinfecção com permanganato de potássio utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador, concentração de KMnO_4 de 20 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.	181
Tabela 43- Ensaios de desinfecção com KMnO_4 utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador, concentrações de KMnO_4 de 40, 60 e 100 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.	181
Tabela 44- Ensaios de desinfecção com ozônio utilizando <i>Ascaris lumbricoides</i> como microrganismo indicador, concentrações de O_3 de 10, 30 e 60 mg/L e tempo de contato de 10 minutos.	182
Tabela 45- Resultados dos ensaios de toxicidade para <i>Daphnia similis</i> utilizando como desinfetantes ácido peracético e permanganato de potássio.	184
Tabela 46- Resultados dos ensaios de toxicidade para <i>Daphnia similis</i> utilizando como desinfetantes ozônio.	186

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

COT	Carbono Orgânico Total
DQO	Demanda Química de Oxigênio
NMP	Número mais provável
OMS	Organização Mundial da Saúde
pH	Potencial hidrogeniônico
SST	Sólidos Suspensos Totais
SSF	Sólidos Suspensos Fixos
SSV	Sólidos Suspensos Voláteis
ST	Sólidos Totais
THM	Trihalometanos
UFP	Unidade formadora de placa
WHO	World Health Organization

RESUMO

SARTORI, L (2004). **ADEQUAÇÃO DA QUALIDADE MICROBIOLÓGICA DE EFLUENTES DE TRATAMENTO SECUNDÁRIO DE ESGOTO SANITÁRIO PELA APLICAÇÃO DOS DESINFETANTES OZÔNIO, PERMANGANATO DE POTÁSSIO E ÁCIDO PERACÉTICO**. São Carlos, 2004. 200p. Tese (Doutorado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo.

Esta pesquisa abordou a influência do ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio na inativação dos microrganismos indicadores *E.coli*, colifago, *C.perfringens* e *Ascaris lumbricoides* de efluentes secundários, visando reúso em agricultura. Os efluentes utilizados para os ensaios com ozônio foram provenientes da Estação de Tratamento de Esgoto da cidade de Lins-SP (o tratamento consiste em lagoa anaeróbia seguida de facultativa) e da Estação de Tratamento de Esgoto da cidade de Araraquara-SP, na qual o tratamento é constituído de lagoa aerada seguida de lagoa de sedimentação. Para os ensaios de desinfecção com ácido peracético e permanganato de potássio utilizou-se apenas o efluente da Estação de Tratamento de Esgoto da cidade de Araraquara-SP. Os ensaios de desinfecção demonstraram que o ácido peracético tem maior poder bactericida em relação ao ozônio e permanganato de potássio. O ozônio foi mais eficiente na inativação do microrganismo colifago. Para todos os desinfetantes usados, a concentração da bactéria esporulada *C.perfringens* permaneceu entre 10^3 a 10^4 NMP/100 mL. Todos os desinfetantes, nas concentrações e tempos de contatos testados, mostraram-se tóxicos nas primeiras 24 hs ao microcrustáceo *Daphnia similis*. O desinfetante que alcançou, com menor concentração e tempo de contato, o padrão proposto pela OMS (1989) para irrigação irrestrita foi o ácido peracético com 5 mg/L e tempo de contato de 10 minutos. Já a concentração de ozônio consumida de 40 mg/L e tempo de contato de 10 minutos foram suficientes para atender ao padrão proposto para irrigação restrita.

Palavras-chave: ozônio, ácido peracético, permanganato de potássio, reúso, microrganismos indicadores.

ABSTRACT

SARTORI, L. (2004). MICROBIOLOGICAL QUALITY ADEQUATION OF THE WASTEWATER SECONDARY EFFLUENT BY THE APPLICATION OF OZONE, POTASSIUM PERMANGANATE AND PERACETIC ACID DESINFECTANTS. São Carlos, 2004. 200p. Tese (Doutorado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo.

This research deals with the influence of ozone, peracetic acid and potassium permanganate on the inactivation of indicator microorganisms *E.coli*, coliphage, *Clostridium perfringens* and *Ascaris lumbricoides* secondary effluents, aiming agricultural reuse. The effluents used for the analyses with ozone had been proceeding from the Lins-SP Wastewater Treatment Plant (the treatment consists of an anaerobic lagoon followed by a facultative one) and from the Araraquara-SP Wastewater Treatment Plant, where the treatment consists of an aerated lagoon followed by a sedimentation pond. For the disinfection analyses with peracetic acid and potassium permanganate only the effluent from the Araraquara-SP Wastewater Treatment Plant was used. The disinfection analyses demonstrated that the peracetic acid has greater bactericide power than ozone and potassium permanganate. Ozone was more efficient in the coliphage microorganism inactivation. For all used disinfectants the concentration of sporulated bacteria *Clostridium perfringens* remained between 10^3 and 10^4 NPM/100mL. All the disinfectants, under the concentration and contact time tested, showed themselves toxic during the first 24 h, and did not show any mortality to the *Daphnia similis* microorganism after that period. The disinfectant that reached, under lower concentration and contact time, the proposed standard for unrestricted irrigation from WHO (1989) was the peracetic acid with 5 mg/L and contact time of 10 minutes.

Keywords: ozone, peracetic acid, potassium permanganate, reuse, indicator microorganisms.

1 - INTRODUÇÃO

A água é um recurso natural imprescindível à vida, ao desenvolvimento econômico e ao bem-estar social. Nas últimas décadas, o crescimento populacional e o conseqüente aumento da demanda por recursos hídricos têm ocasionado conflitos de uso, agravados pela contaminação ou pelo esgotamento das fontes de água superficiais e das reservas subterrâneas. Esses problemas derivam das relações de reciprocidade e de situações de incompatibilidade entre usos do solo e usos da água, portanto o seu equacionamento impõe a adoção de uma estratégia de gerenciamento integrado e descentralizado desses recursos, formulada dentro de uma estrutura analítica abrangente, que compreenda as implicações ambientais, sociais e econômicas do seu uso em uma determinada bacia hidrográfica (PAVESI, 1998).

O reúso de águas e águas residuárias podem auxiliar a alcançar mais eficazmente a administração sustentável do meio ambiente e dos recursos ambientais, pelo menos no que diz respeito aos recursos hídricos.

Entre outras formas de reúso da água, podem-se citar a irrigação, usos industriais, água de refrigeração, hidroponia e piscicultura.

O reúso de efluentes de água residuária na irrigação e agricultura é uma prática bastante comum em países de clima árido e semi-árido, constituindo em algumas regiões cerca de 70 a 85% da água usada na agricultura. (WATER REUSE, 1989).

A agricultura irrigada representa um dos setores produtivos que mais consomem água no mundo. No Brasil, a agricultura irrigada é um setor em expansão.

Mas, para o aproveitamento de águas residuárias no solo, devem-se considerar os possíveis riscos sanitários. E os possíveis riscos e efeitos à saúde humana, animal e ambiental derivam, entre outros fatores, da presença de

organismos patogênicos, substâncias tóxicas ou perigosas que podem provocar distúrbios no ambiente onde os efluentes são despejados (ASANO & LEVINE, 1996).

Segundo GONÇALVES et al. (2003), quase todos os processos de tratamento de esgoto sanitário foram inicialmente concebidos para realizar a remoção da matéria orgânica e nutriente como nitrogênio e fósforo, e, embora os processos de tratamento estejam sempre sendo aperfeiçoados, ainda não são eficientes na inativação de organismos patogênicos.

Dentre os agentes de doenças infecciosas associadas com esgoto sanitário podem ser citados: diferentes espécies de bactérias (causadoras da febre tifóide, cólera, disenteria bacilar), vírus (hepatite, poliomielite), protozoários (gastrenterites, diarreia amebiana) e helmintos (ascaridíase, teníase) (IAWPRC, 1991).

Para a prática segura da irrigação com águas residuárias, é necessário assegurar que o efluente esteja dentro das normas e padrões sugeridos pela OMS (1989), ou seja, o número de nematóides intestinais não deve exceder a um ovo viável/litro na irrigação de culturas comestíveis, campos desportivos e parques públicos. Para a irrigação de árvores, árvores frutíferas, culturas industriais e pastagens, foi recomendado que o número de organismos coliformes não excedesse a 1000/100 mL (CROOK, 1993; WHO, 1989; WHO, 2000).

Portanto, é essencial que os organismos patogênicos sejam reduzidos a concentrações que minimizem o risco de transmissão de doenças. Isso significa que o processo de tratamento a ser aplicado seja eficiente a ponto de reduzir a concentração de organismos patogênicos a níveis aceitáveis para o contato humano e animal, ou que esteja dentro dos padrões de qualidade exigidos pelo destino do efluente.

As tecnologias disponíveis podem fornecer água de qualidade desejada para atividades como agricultura, irrigação e recarga de aquíferos. A desinfecção, que é a destruição seletiva de organismos patogênicos, está entre as técnicas disponíveis e não implica na esterilização, que é a destruição de todos os organismos.

O cloro é o desinfetante mais amplamente empregado para a desinfecção. Entretanto, em 1974, pesquisas na Holanda e Estados Unidos demonstraram que os trihalometanos (THM) eram formados como resultado da cloração de águas de

abastecimento e residuárias devido à presença da matéria orgânica que interage com o cloro (USEPA, 1999^a).

A partir de então, diversos desinfetantes foram sendo estudados como alternativos ao cloro.

Segundo GORDON & BUBINS (2000), oxidantes alternativos estão sendo amplamente usados em águas de abastecimento e residuárias devido ao baixo potencial de formação de subprodutos indesejáveis e eficiência na inativação de microrganismos.

Dentre todos os desinfetantes chamados alternativos, podem-se citar o ozônio, ácido peracético e, mais recentemente, o permanganato de potássio.

O ozônio é um forte agente oxidante e pode proporcionar, além da desinfecção, a remoção de gosto e odor, aumentar a eficiência da coagulação e filtração, remover cor, prevenir o crescimento de algas e oxidar ferro e manganês (USEPA, 1999^a).

As propriedades biocida do ácido peracético foram reconhecidas há anos em hospitais, equipamentos de laboratórios médicos e indústria alimentícia. Recentemente, tem sido usado para desinfetar efluentes de esgoto doméstico. O ácido peracético é um eficiente agente bactericida, esporicida, fungicida e virucida. (KRAMER, 1997).

O permanganato de potássio é, ainda, pouco empregado na desinfecção de águas residuárias, sendo mais comumente utilizado para controle de gosto e odor, oxidação de ferro e manganês, além de precursores de trihalometanos ou outros subprodutos da desinfecção, mesmo possuindo habilidades para inativar microrganismos.

A pesquisa foi desenvolvida utilizando-se instalações em escala de laboratório e em escala piloto (exclusivamente empregando ozônio).

A instalação piloto foi montada em Lins-SP, em área experimental da Sabesp e constitui a parte da pesquisa inserida no Prosab, Edital 3, Tema 1, tendo como participantes, no Estado de São Paulo, as instituições Faculdade de Saúde Pública da USP (coordenadora), Escola de Engenharia de São Carlos, Escola Superior de Agronomia - Luiz de Queiroz - USP e Sabesp - Regional de Lins-SP.

2- OBJETIVOS

Objetivo Geral

- Este trabalho teve como objetivo avaliar a ação de três desinfetantes ácido peracético, permanganato de potássio e ozônio, na eficiência de inativação dos microrganismos indicadores *Escherichia coli*, colifagos, *Clostridium perfringens* e ovos de *Ascaris lumbricoides*; com o propósito de atender o Padrão de Qualidade proposto pela WHO (1989) para o reaproveitamento do efluente de tratamento secundário que possa ser para irrigação.

Objetivo específico

- Utilizando ozônio como desinfetante: avaliar diferentes dosagens de ozônio e estudar o efeito dessas dosagens sobre os microrganismos e a matéria orgânica, utilizando-se o efluente proveniente da ETE de Lins - SP (lagoa anaeróbia seguida de facultativa) e da ETE de Araraquara – SP (lagoa aerada seguida de sedimentação);
- Utilizando ácido peracético e permanganato de potássio como desinfetante: avaliar diferentes dosagens e estudar o efeito dessas dosagens sobre os microrganismos e a matéria orgânica, empregando o efluente proveniente da ETE de Araraquara – SP;
- Verificar a interferência de sólidos e matéria orgânica na eficiência da desinfecção;
- Comparar a resistência de coliformes fecais (microrganismos indicadores normalmente utilizados), colifagos, *Clostridium perfringens* e ovos de *Ascaris lumbricoides* à ação do ácido peracético, ozônio e permanganato de potássio.

3-REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1- Considerações iniciais.

Como as variáveis físicas e químicas afetam a qualidade da água para a irrigação, julgou-se adequada uma breve exposição das principais variáveis, concernentes ao referido assunto. Deve-se ressaltar que o presente trabalho não tem o intuito de investigar as propriedades físico-químicas necessárias para reúso em agricultura.

O presente capítulo inicia-se com uma breve análise sobre reúso em geral e suas definições e as vantagens proporcionadas por essa técnica em regiões áridas ou regimes com deficiências hídricas, seguidas pela revisão sucinta da utilização de águas residuárias na irrigação, bem como as qualidades microbiológicas recomendadas para reúso em agricultura e microrganismos indicadores. A partir de então são apresentados, brevemente, alguns parâmetros relacionados à desinfecção utilizando-se ácido peracético, permanganato de potássio e ozônio.

3.2-Reúso.

A água é um recurso vital para a manutenção do ciclo de vida. O aumento na sua demanda tem resultado em uma avaliação crítica no reúso de águas residuárias como um meio de suplementar o abastecimento doméstico e industrial. A água residuária, quando apropriadamente tratada e reciclada, é uma alternativa que pode reduzir a demanda de água natural (WATER REUSE, 1989).

A água residuária retorna ao homem através do ambiente por meio de ciclos biogeoquímicos. Oportunidades existem para usá-la a fim de auxiliar a agricultura, aquacultura, reflorestamento ou outros sistemas (TIETJEN, 1997).

A aceitabilidade do reúso da água para qualquer fim específico depende da sua qualidade física, química e microbiológica. Os fatores que afetam a qualidade da água para reúso incluem a qualidade da fonte geradora, o tratamento da água residuária, a confiabilidade no processo de tratamento, o projeto e a operação dos sistemas de distribuição (CROOK, 1993).

A recuperação da água residuária para fins não potáveis tornou-se uma opção viável para complementar os mananciais públicos em regiões de escassez, com algumas vantagens:

- o reúso é freqüentemente o único modo viável de atender a demanda de uma comunidade onde os mananciais esgotaram-se;
- oferece muitas vezes uma oportunidade para diminuir a poluição;
- os problemas de saúde pública relacionada com o reúso não potável são mais facilmente identificados que os associados ao reúso para fins potáveis e não requerem pesquisa caso a caso;
- onde o reúso não potável tem sido feito dentro de diretrizes adequadas, de forma confiável e bem monitorada, os consumidores geralmente ficam satisfeitos com a disponibilidade da água (CROOK & OKUN, 1991).

3.2.1- Definição de reúso de água.

Genericamente, águas residuárias são águas remanescentes de qualquer tipo de uso: doméstico, público, agrícola, etc. Correspondem, sobretudo, a esgotos e águas servidas de residências e de estabelecimentos comerciais, tendo, às vezes, pequena parte proveniente de indústrias, as quais são lançadas em sistemas individuais de tratamento ou em redes coletoras, conseqüentemente consistindo basicamente de água e dejetos humanos (MARA & CAIR CROSS, 1989).

BORN (1991), apud ¹ GONZALES (1980), define o reúso de águas como todo aproveitamento desta depois de um uso primário, e a reciclagem (ou recirculação) de águas quando se volta a utilizar o mesmo processo ou uso.

Ainda segundo BORN (1991), há expressões como reúso, uso ou aproveitamento de águas residuárias. De acordo com esse autor, caso o termo reúso

¹ GONZALES, C.T. (1980)-Reúso del agua en el valle de México. In: Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. 2. Monterrey, 1980. p.655-668.

fosse aplicado simplesmente a águas, não haveria confusão; mas falar em reúso de águas residuárias poderia dar a entender que elas já foram usadas e busca-se um segundo, ou mais, uso para tal recurso, não se considerando o uso primário que tais líquidos, com qualidade superior, tiveram anteriormente.

De qualquer forma, neste trabalho adotaram-se os termos da própria WHO (1973) que apresenta três formas para o aproveitamento das águas residuárias (BREGA FILHO & MANCUSO, 2003):

- *reúso indireto*: ocorre quando a água já usada, uma ou mais vezes para uso doméstico ou industrial, é descarregada nas águas superficiais ou subterrâneas e utilizada novamente a jusante, de forma diluída;
- *reúso direto*: é o uso planejado e deliberado de esgotos tratados para certas finalidades como irrigação, uso industrial, recarga de aquífero e água potável;
- *reciclagem interna*: é o reúso da água internamente a instalações industriais, tendo como objetivos a economia de água e o controle da poluição.

Observa-se, então, que o reúso indireto é prática antiga, uma vez que a água é captada pelo homem e, depois de seu uso, é lançada no ambiente, sendo posteriormente desviada e novamente utilizada.

BREGA FILHO & MANCUSO (2003) citam Lavrador Filho (1987)², que sugere a seguinte terminologia para efeito da uniformização da linguagem:

- *reúso de água*: é o aproveitamento de águas previamente utilizadas, uma ou mais vezes, em alguma atividade humana, para suprir as necessidades de outros usos benéficos, inclusive o original. Pode ser direto ou indireto, bem como decorrer de ações planejadas ou não.
- *reúso indireto não planejado de água*: ocorre quando a água, já utilizada uma ou mais vezes em alguma atividade humana, é descarregada no meio ambiente e novamente utilizada a jusante, em sua forma diluída, de maneira não intencional e não controlada.
- *reúso planejado de água*: ocorre quando o reúso é resultado de uma ação humana consciente, e se dá adiante do ponto de descarga do efluente a ser usado, de forma

² LAVRADOR FILHO, J. (1987)-Contribuição para o entendimento do reúso planejado da água e algumas considerações sobre suas possibilidades no Brasil. Dissertação de Mestrado-Escola Politécnica de São Paulo. São Paulo.

direta ou indireta. O reúso planejado das águas pressupõe a existência de um sistema de tratamento de efluentes que atenda aos padrões de qualidade requeridos pelo novo uso que se deseja fazer da água.

- *reúso indireto planejado de água*: ocorre quando os efluentes, depois de convenientemente tratados, são descarregados de forma planejada nos corpos de água superficiais ou subterrâneos, para serem utilizados a jusante em sua forma diluída e de maneira controlada, no intuito de algum uso benéfico.

A prática de despejar as águas residuárias, independentemente de ser ou não tratadas em sistemas aquáticos superficiais (rios, lagos, represas, etc.), tem sido uma solução normalmente adotada pelas comunidades em todo o mundo para o afastamento dos resíduos líquidos. Contudo, esses sistemas aquáticos servem de fonte de abastecimento a várias comunidades, existindo casos em que a mesma cidade, após o lançamento de seus esgotos, utiliza desse mesmo sistema como fonte de abastecimento (CUTOLO, 2002) apud³ MANCUSO (1988).

BORN (1991) cita que o descarte de águas residuárias, com ou sem tratamento, representa uma aplicação inconsciente do princípio “usar uma vez e jogar fora”. Segundo o mesmo autor, inúmeras razões poderiam contribuir para essa prática de desconsiderar o reúso do líquido e/ ou de seus constituintes, entre elas: a não identificação dos mercados receptores dos efluentes a serem aproveitados; os custos “mais baixos” de se buscar água em mananciais não totalmente explorados ou poluídos e a falta de informação ou conscientização sobre paradigmas ecológicos e éticos da utilização sustentada dos recursos ambientais.

A adaptação de um novo uso da água residuária, mediante tratamento adequado, constitui uma alternativa para outros fins como, por exemplo, industrial e agrícola.

³ MANCUSO, P.C.S. (1988). Reúso de água. Dissertação de Mestrado - Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo.

3.2.2- Aproveitamento de águas residuárias: aplicação no solo e saúde pública.

3.2.2.1-Reúso de água residuária na agricultura.

A forma mais comum de reúso de águas residuárias é na irrigação. Com a introdução de sistemas de esgoto doméstico na metade do século XIX, muitas cidades européias e norte-americanas adotaram a irrigação como forma de disposição do esgoto doméstico. Essa prática foi estabelecida primeiramente na Grã-Bretanha em 1865, EUA em 1871, França 1872, Alemanha em 1876, Austrália 1893 e México em 1904, com o propósito de tornar os rios limpos e adubar o solo. Com o crescimento das cidades, a prática tornou-se menos popular, e o desenvolvimento de modernos processos de tratamento de esgoto durante as duas primeiras décadas do século XX possibilitou a descarga rápida da água residuária sem que causasse significativa poluição. Há um aumento no uso de águas residuárias para irrigação, especialmente em áreas áridas ou com sazonalidades áridas em países industrializados ou em desenvolvimento. Isso ocorreu como resultado de alguns fatores:

- aumento na escassez de água para irrigação, exacerbado pelo aumento na demanda de água potável;
- o reconhecimento dos nutrientes na água residuária, os quais podem aumentar significativamente o rendimento da safra;
- os riscos com a saúde pública são mínimos se as devidas precauções forem tomadas;
- a aceitação sociocultural da prática (WHO, 1989).

Na bacia do mediterrâneo, Israel foi o pioneiro no desenvolvimento do reúso de água residuária, seguido pela Jordânia e Tunísia. Na maioria dos países mediterrâneos, 70 a 80% da demanda de água é para a irrigação na agricultura. Como resultado e, devido à sua crônica deficiência, a irrigação com água residuária doméstica é uma prática comum, mesmo sem o tratamento apropriado ou desinfecção (ANGELAKIS, et al., 1999).

Segundo CROOK & OKUN (1991), o Estado da Califórnia reconheceu os benefícios do reúso da água, e legislação estadual estabeleceu que “uma parte

substancial das futuras necessidades de água pode ser economicamente atendido pelo uso da água residuária”. Nesse Estado, mais da metade do volume reciclado é utilizado na irrigação de culturas.

No Brasil, de acordo com MOTA (2000), o reúso de águas é uma prática ainda pouco divulgada, sendo necessárias pesquisas para se determinar as melhores formas de utilização de águas residuárias tratadas bem como os critérios e cuidados a serem observados.

Uma das primeiras pesquisas no Brasil foi realizada por MOTA (1980), que efetuou a irrigação de sorgo utilizando esgoto tratado proveniente de um hospital na cidade de Fortaleza, Ceará.

3.2.2.2- Aspectos físicos e químicos da qualidade da água para reúso em irrigação.

Segundo CROOK & OKUN (1991), a água residuária é considerada adequada sob as seguintes condições:

- deve ser de qualidade apropriada para o fim a que se destina e deve existir em quantidade suficiente;
- pode ser fornecida a cinturões verdes a custo razoável;
- não deve ser nociva à saúde pública;
- não deve degradar a qualidade da água e não deve ser prejudicial à vida das plantas.

Um importante parâmetro a ser avaliado antes do reúso da água residuária é a sua qualidade em termos de presença de substâncias potencialmente tóxicas ou a acumulação de poluentes no solo (ANGELAKIS et al., 1999).

PAGANINI (2003) cita, pelo menos, quatro propriedades do solo que são extremamente importantes para a sua utilização, como local de disposição de esgotos, ou de efluentes de estações de tratamento:

- *capacidade de troca iônica*: representa a capacidade total de cátions e ânions absorvidos por unidade de peso do solo. A capacidade que um solo possui de reter os íons metálicos trazidos pelos esgotos e impedi-los de atingir as águas superficiais e/ ou subterrâneas, bem como os tecidos vegetais, depende, em grande parte, de sua capacidade de troca iônica.

- *capacidade tampão*: fatores como solos carbonatados, com pH igual ou maior que 7, inibem a solubilidade dos metais pesados.
- *filtrabilidade*: é a característica relacionada à eficiência do solo como um filtro físico de partículas em suspensão. A filtrabilidade de organismos patogênicos presentes nos esgotos é um fator importante para o sucesso da utilização de sua disposição em áreas agrícolas.
- *microbiologia*: a disposição de esgotos brutos ou tratados no solo promove transformações microbiológicas nesse meio. Tais transformações ocorrem com a participação de microrganismos que transformam alguns compostos que contêm os elementos essenciais ao desenvolvimento das plantas, como nitrogênio, fósforo, enxofre e o carbono.

Segundo FERREIRA et al. (1996), os sólidos suspensos em determinadas concentrações podem diminuir a aptidão de um corpo d'água para uso em irrigação, por possíveis danos aos equipamentos de bombeamento e aspersão. Além disso, podem causar prejuízos econômicos a outras atividades, que não a agricultura, tais como: aumento de custos operacionais de tratamento de água e dos sistemas de distribuição e abastecimento, gastos com a recuperação de reservatórios eutrofizados, entre outros.

De acordo com PAGANINI (2003), a irrigação com esgotos brutos ou tratados pode ser definida como descarga controlada sobre o solo, com a finalidade de suportar o crescimento das plantações. O seu uso, como técnica de tratamento e disposição de efluentes, foi desenvolvido para esgotos domiciliares e para uma quantidade variada de indústrias. A irrigação com esgotos tratados pode ser executada por aplicação de sistemas de inundação, sulcos, aspersores, superficial ou localizada, cada método implicando em diferentes riscos de saúde pública e diferentes custos.

O Quadro 1 relaciona fatores que afetam a escolha do processo de irrigação e serve como base para levantar os benefícios e custos associados a cada método de irrigação.

Quadro 1- Fatores que afetam a escolha do processo de irrigação e medidas protetoras requeridas quando se utilizam esgotos.

<i>Método de irrigação</i>	<i>Fatores que afetam a escolha</i>	<i>Medidas protetivas necessárias</i>
Inundação	Menores custos. Não é necessário nivelamento preciso do terreno.	Proteção completa para operários agrícolas, consumidores e manuseadores de culturas.
Sulcos	Custo baixo. Nivelamento pode ser necessário	Proteção para operários agrícolas. Possivelmente necessária para consumidores e manuseadores de culturas.
Aspersores	Eficiência média do uso da água. Não há necessidade de nivelamento.	Algumas culturas de Categoria B, principalmente árvores frutíferas, são excluídas.
Superficial ou localizada	Custos elevados Elevada eficiência do uso da água. Alta produtividade agrícola.	Distância mínima de 100 metros de casas e estradas. Filtração para evitar entupimento de orifícios.

Fonte: HESPANOL (2003 a).

Outro fator importante que deve ser considerado quando da utilização da água residuária no solo são os constituintes químicos, pelo fato de serem incorporados aos tecidos das plantas através da adsorção pelas raízes e não serem removidos efetivamente, seja por lavagem superficial, ou seja por cozimento (BANKS, 1990).

As fontes das substâncias orgânicas sintéticas nos esgotos municipais são várias, podendo-se citar: produtos utilizados em atividades domésticas (detergentes, desodorizantes, desinfetantes, ceras, etc.); despejos de pequenas indústrias, laboratórios e farmácias; fontes industriais específicas com poluentes especiais; descargas difusas de estradas, vias, etc; produtos adicionados deliberadamente durante o tratamento de esgoto (BORN, 1991).

Segundo HESPANHOL (2003 b), podem ser adotados dois critérios básicos para evitar que a aplicação de efluentes contamine consumidores de produtos agrícolas:

- *prevenir a acumulação de poluentes nos solos*: satisfazendo-se esta condição, a cadeia de transferência de poluentes é reduzida, evitando-se que os produtos agrícolas sejam contaminados. Esse critério assume que a introdução de poluentes no solo, pela aplicação de esgotos ou biossólidos, é compensada por

uma remoção correspondente por meio de escoamento superficial, lixiviação, evaporação e absorção pelas plantas.

- *maximizar a capacidade do solo em assimilar e atenuar o efeito de poluentes:* é baseado no critério segundo o qual os solos possuem a capacidade de atenuar os poluentes que recebe. Entretanto, é necessário que a aplicação seja adequadamente controlada, evitando-se que a acumulação de poluentes atinja níveis que afetem a saúde pública dos consumidores de culturas produzidas.

VASQUEZ-MONTIEL et al. (1996) compararam a utilização de águas residuárias tratadas na irrigação com água para abastecimento e concluíram que o reúso de águas residuárias na agricultura é uma alternativa em relação à disposição nos cursos d'água, pois representa uma fonte de nutrientes necessários à plantação, dispensando a aplicação de fertilizantes. Contudo, segundo os mesmos autores, é necessário considerar a capacidade das plantas em absorver esses nutrientes, como um fator para estabilizar as velocidades de aplicação da água residuária, para que não ocorra acumulação de nutrientes, principalmente a forma nitrogenada, pois nitrato pode poluir as águas superficiais e subterrâneas.

Segundo CROOK (1993), os efeitos de muitos constituintes químicos na irrigação são relativamente bem compreendidos, e os limites de qualidade podem ser prontamente determinados. São mais difíceis de serem avaliados os riscos para a saúde devido aos agentes microbiológicos, dada a ampla variedade de requisitos para reúso da água em todo o mundo.

3.2.2.3- Qualidade microbiológica recomendada para reúso de água em agricultura e microrganismos indicadores.

O tratamento convencional do esgoto doméstico, muitas vezes, não pode ser considerado suficiente para a remoção e controle dos patogênicos onde ocorre contato ou uso público (WEF, 1996).

O esgoto municipal tem sua carga microbiológica basicamente proveniente de dejetos humanos, que contêm grande número de vírus, bactérias, protozoários e ovos de helmintos.

A irrigação com águas residuárias municipais que não passam por um tratamento podem causar:

- infecções intestinais por nematóides em consumidores ou os trabalhadores do campo;
- irrigação de pastagens pode vir a tornar infectado o gado com ovos de tênia;
- culturas de arroz que são irrigadas com águas residuárias não tratadas podem transmitir esquistossomose aos agricultores;
- cólera ou febre tifóide também podem ser transmitidas pela irrigação de vegetais com o efluente bruto (WHO, 1995).

Segundo WHO (1989), algumas medidas em relação à proteção à saúde pública podem ser tomadas, as quais podem ser agrupadas em:

a) Tratamento da água residuária.

O tratamento primário (meramente um processo de sedimentação) tem efeito limitado sobre a remoção da maioria das espécies biológicas presentes no esgoto. A remoção é de até 50% de ovos de parasitas e cistos, aproximadamente 25% das bactérias e sem efeito para os vírus (MARA, 1987).

Os efluentes de lagoas de estabilização com tempos de detenção maiores que 20 dias poderão não conter protozoários patogênicos, ovos de helmintos e larvas, mas poderão conter bactérias e vírus de origem fecal. Há vários fatores ambientais que são considerados responsáveis, ou pelo menos parcialmente, pela remoção de bactérias em lagoas. Esses fatores incluem tempo e temperatura, radiação ultravioleta, efeito bactericida das toxinas de algas, diminuição de dióxido de carbono, pH, aumento da concentração de oxigênio dissolvido e predação pela fauna microinvertebrada. A remoção de bactérias pode chegar a 99,99%. A completa eliminação de *Salmonella* e outras bactérias enteropatogênicas pode ser alcançada em lagoas com tempos de retenção de 30 a 40 dias, particularmente se a temperatura ambiente for acima de 25 °C. Os vírus são removidos por adsorção nas partículas sólidas que sedimentam, ou por compostos virucidas (CROOK, 1985); FEACHEM, et al. (1983).

Segundo CROOK (1993), para a irrigação de culturas que são consumidas cruas, campos desportivos e parques públicos, recomenda-se que sejam empregados efluentes de lagoas de estabilização em série, as quais são projetadas especificamente para atingir a qualidade microbiológica requerida. Já para culturas de cereais, culturas industriais, culturas de forrageiras, pastos e árvores, o tratamento da água residuária deve ser feito em lagoas de estabilização com tempo de detenção entre 8 a 10 dias, ou o necessário para alcançar o número máximo de bactérias e helmintos permitido.

Os efluentes de outros tipos de tratamento secundário, que não sejam o sistema de lagoas de estabilização, poderão conter todos os patogênicos fecais presentes no afluente. O processo de tratamento convencional (aqui citado como sedimentação primária, lodo ativado, sedimentação secundária) também, reduz a quantidade de organismos patogênicos, mas não os elimina. Processos com lodo ativado, em geral, removem 90% das bactérias e 80 a 90% dos vírus (MARA, 1987).

No planejamento e implementação de técnicas para o reaproveitamento da água residuária, o uso dessa água definirá o tratamento necessário e o grau de confiança requerido (TCHOBANOGLU & ANGELAKIS, 1996).

Por conseguinte, os padrões para reúso da água têm como objetivo principal a proteção da saúde pública e são baseados no controle de microrganismos patogênicos. Muitos países possuem critérios ou orientações visando assegurar que o reúso de água residuária não apresente riscos incontroláveis para a saúde (CROOK, 1993).

Na Suíça, em 1985, foi realizada uma reunião de especialistas e epidemiologistas com o objetivo de discutir os riscos para a saúde decorrentes da irrigação com águas residuárias. Desenvolveram-se normas para a sua qualidade microbiológica, quando tratada com o objetivo de reúso na agricultura. Recomendaram que o número de nematóides intestinais não excedesse um ovo viável por litro para irrigação restrita ou irrestrita, que os coliformes fecais não excedessem o valor de 1000NMP/100 mL para irrigação irrestrita. Irrigação irrestrita refere-se à irrigação de árvores, culturas industriais, pastagens e árvores frutíferas; e irrigação restrita, à de culturas comestíveis, campos desportivos e parques públicos. Os valores do número máximo permissível de ovos de nematóides intestinais são propostos para

proteger a saúde dos trabalhadores rurais e consumidores. Os limites máximos permissíveis representam um alto grau de remoção de ovos da água residuária (>99%) (WHO, 1989).

Alguns países têm modificado esse critério biológico para adaptar às circunstâncias epidemiológicas e econômicas: o México, por exemplo, estabeleceu o limite para os ovos de nematóides intestinais ≤ 5 ovos nematóides/L e para a irrigação irrestrita, uma média diária ≤ 2000 coliformes fecais/ 100 mL. Esses valores foram considerados suficientes para proteger os grupos de risco e podem ser alcançados com as tecnologias e recursos disponíveis (WHO, 2000).

Segundo CROOK (1993), as diretrizes apresentadas no Quadro 02 estão baseadas na conclusão de que os riscos à saúde humana nos países em desenvolvimento são devidos a doenças provocadas por helmintos e, portanto, sua alta remoção é necessária para reúso seguro da água na agricultura. O autor propõe que sirvam como organismos indicadores para todos os helmintos que possam ser removidos por sedimentação.

Quadro 02- Qualidade microbiológica recomendada para reúso de água na agricultura (a).

<i>Categoria</i>	<i>Condições de Reúso</i>	<i>Grupo Exposto</i>	<i>Nematóides intestinais (b) (média aritmética nos ovos/L) (c)</i>	<i>Coliformes Fecais (média geométrica por 100 mL) (c)</i>	<i>Tratamento necessário para atingir a qualidade microbiológica requerida</i>
A	Irrigação de culturas prováveis de serem consumidas cruas, campos desportivos, parques públicos (d).	Trabalhadores, consumidores, público.	1	1000 (c)	Lagoas de estabilização em série, projetadas para a qualidade microbiológica requerida, ou tratamento equivalente.
B	Irrigação de culturas de cereais, culturas industriais, culturas de forrageiras, pastos, árvores (e).	Trabalhadores	1	Nenhum padrão	Retenção em lagoas de estabilização durante 8 a 10 dias ou remoção equivalente de helmintos e coliformes fecais.
C	Irrigação localizada de culturas na categoria B, não ocorrendo à exposição de trabalhadores e de público.	nenhum	Não aplicável	Não aplicável	Pré-tratamento indicado pela tecnologia de irrigação, mas não inferior à sedimentação primária.

Fonte: CROOK, 1993.

(a) Em casos específicos, as diretrizes devem ser modificadas em função de levantamentos epidemiológicos locais, fatores socioculturais e ambiental.

(b) Espécies de *Ascaris*, *Trichuris* e lombrigas.

(c) Enquanto durar o período da irrigação.

(d) Para gramados públicos, é recomendável uma orientação mais restrita (menos de 200 coliformes fecais por 100 mL), por exemplo, para gramados de hotéis, em casos em que o público pode vir a ter contato direto.

(e) No caso de árvores frutíferas, a irrigação deve cessar duas semanas antes de a fruta ser colhida e nenhuma fruta deve ser apanhada do chão. A irrigação por aspersão não deve ser empregada.

Vários enfoques foram dados por diferentes agências para regular a finalidade da água residuária para reúso. O grau de tratamento requerido e as variáveis necessárias para monitoramento dependem do uso. O maior grau de tratamento é requerido para a irrigação de culturas que são consumidas cruas, ou para a irrigação de locais que são de provável e freqüente contato humano (ASANO & LEVINE, 1996).

O Quadro 3 ilustra as diferentes diretrizes para os padrões da qualidade microbiológica propostas pela Organização Mundial da Saúde (1989) e pelo Estado da Califórnia (1978).

As orientações da OMS enfatizam que uma série de lagoas de estabilização é necessária para obter a qualidade microbiológica requerida. Em contraste, as orientações do Estado da Califórnia estipulam o tratamento biológico convencional seguido pelo tratamento terciário, incluindo filtração e desinfecção para produzir efluente que seja isento de microrganismos patogênicos. O monitoramento microbiológico também varia: a OMS requer o monitoramento de nematóides intestinais enquanto o Estado da Califórnia confia que o sistema de tratamento e o monitoramento da concentração de coliformes totais asseguram a qualidade microbiológica (ASANO & LEVINE, 1996).

Quadro 3- Comparação da qualidade microbiológica destinada à irrigação de águas residuárias segundo a Organização Mundial da Saúde (1989) e pelo Estado da Califórnia (1978).

Categoria	Condições de reúso	Nematóides intestinais^a	Coliformes fecais ou totais^b	Tratamento requerido
OMS	Irrigação de culturas que possam ser consumidas cruas, campos para a prática de esportes, parques públicos.	< 1/L	< 1000/100 mL	Series de lagoas de estabilização ou tratamento equivalente.
OMS	Irrigação paisagística onde há acesso público, tal como hotéis.	< 1/L	< 200/100 mL	Tratamento secundário seguido por desinfecção.
Califórnia	Irrigação de superfície de culturas alimentícias, irrigação de paisagem com alta exposição, como parques.	Nenhum padrão recomendado.	< 2,2/100 mL	Tratamento secundário seguido por filtração e sedimentação.
OMS	Irrigação de culturas de cereais, culturas industriais, forrageiras, pastagens e árvores.	< 1/L	Nenhum padrão é recomendado.	Lagoas de estabilização com 8 a 10 dias de detenção ou remoção equivalente.
Califórnia	Irrigação de pastos destinados a animais leiteiros.	Nenhum padrão recomendado.	< 23/100 mL	Tratamento secundário seguido por desinfecção.

Fonte: adaptado de ASANO & LEVINE (1996)

^a Nematóides intestinais (*Ascaris* e *Trichuris*) são expressos como a média aritmética do número de ovos por litro durante a irrigação.

^b Pelo critério da Califórnia, é expresso como o número médio de coliformes totais por 100 mL.

O propósito de quantificar a presença de microrganismos indicadores é para prognosticar a ocorrência de um patogênico específico ou grupo de patogênicos. O monitoramento padrão emprega contagens de coliformes totais, coliformes termotolerantes e *Escherichia coli* e são úteis como medida de eficiência dos processos de tratamento. Contudo, em climas tropicais, indicadores tais como *E.coli*

podem crescer na ausência de contaminação fecal e, portanto, sua utilização é limitada. A presença de *E.coli*, ou coliformes totais, não correlaciona com a presença de parasitas ou vírus e, por esta razão, não deve ser usada como um indicador desses grupos (FORD & COLWELL, 1996).

Os tipos e a quantidade de vários patogênicos no esgoto doméstico varia dependendo da incidência de doenças na população. Conseqüentemente, esse número variará grandemente em diferentes partes do mundo (WHO, 1999).

No Quadro 4 estão listados alguns microrganismos indicadores de contaminação de esgoto, destacando-se as interações em que podem ser utilizados com segurança.

Quadro 4- Microrganismos indicadores de contaminação de esgoto.

Indicador/Uso	Função	
	Vantagens	Desvantagens
Fecal Streptococci/ Enterococci	Mais persistente em água e sedimentos que os coliformes. Potencial indicador de presença de dejetos humanos em rios.	Não deve ser válido para águas em países tropicais devido ao potencial crescimento no solo.
Coliformes termotolerantes	Indicador de contaminação fecal recente	Possivelmente não satisfatório para águas em países tropicais devido ao crescimento no solo e águas. Pode ser de origem não fecal.
<i>E.coli</i>	Indicador de contaminação fecal recente. Rápida identificação.	Possivelmente não satisfatório para águas em países tropicais devido ao crescimento no solo e águas.
<i>Clostridium perfringens</i>	Sempre encontrado em águas que foram contaminadas com esgoto. Possível correlação com vírus entéricos e protozoários.	Pode ser proveniente de fezes de cachorros. Enumeração requer cultura anaeróbia.
Colifagos somáticos	Normas bem estabelecidas para determinação. Comportamento físico semelhante para vírus.	Pode não ser persistente como os vírus entéricos humanos. Pode crescer no ambiente.
Fagos F-específico	Mais persistente que alguns colifagos. Métodos para determinação disponíveis.	Não é específico do esgoto.
Fagos <i>Bacterio fragilis</i>	Aparece como específico de esgoto doméstico. Metodologia publicada. Mais resistente que os outros fagos no ambiente e similar à resistência dos vírus.	Requer cultura anaeróbia. Número no esgoto é menor que outros fagos. A maioria dos seres humanos não excreta esses fagos.
<i>Cryptosporidium</i>	Requerido onde a bactéria indicadora de poluição fecal já tenha morrido, ou não esteja presente.	As análises são de alto custo e especializadas.

Fonte adaptada de WHO (1999).

b) Forma de aplicação da água residuária.

A forma como é aplicada a água residuária no solo pode reduzir os riscos à saúde, e mudanças no método de irrigação devem ser feitos principalmente se o método for a irrigação por inundação. Há necessidade de estabelecer limites para a exposição às bactérias coliformes fecais a fim de proteger os agricultores e as populações vizinhas às doenças. Este limite dependerá do método de irrigação

empregado e das pessoas expostas. Por exemplo, para os agricultores adultos expostos à irrigação por aspersão, o limite é de menos que 10^5 coliformes fecais/ 100 mL. É igualmente desejável um limite mais reduzido, menor que 10^3 coliformes fecais/ 100 mL para os agricultores adultos que participam de atividades de irrigação por inundação, assim como para as situações em que menores que 15 anos estão expostos regularmente. Quando não se dispõe de recursos suficientes para observar esse limite mais restrito, o limite de 10^5 coliformes fecais/ 100 mL deverá ser complementado com outras medidas de proteção à saúde. Os riscos para a população também dependem do método de irrigação empregado. Estes são máximos no caso de irrigação por aspersão, entretanto, no caso de agricultores, o maior risco está associado à irrigação por inundação (WHO, 1989; WHO, 2000).

c) Controle da exposição humana

Medidas que reduzam a exposição de seres humanos às infecções gastrointestinais relacionadas com a água residuária são alguns componentes de segurança à saúde (conforme mencionado no item “Forma e aplicação da água residuária”). A proteção adicional pode ser realizada por meio de controle de infecções por nematóides em crianças e pelo controle de anemia. Os riscos aos consumidores podem ser reduzidos com o cozimento e higienização dos alimentos, pelo controle e inspeção da carne.

O grau de risco de infecções por organismos patogênicos no reúso de águas residuárias também depende de outros fatores, como a sobrevivência dos organismos patogênicos no efluente, no solo, nas culturas e da dose mínima para causar infecções em seres humanos, bem como o mecanismo de transmissão de doenças (SHUVAL, 1978).

d) Sobrevivência de organismos indicadores de patogênicos.

A viabilidade de um organismo patogênico no meio ambiente, ou a persistência, é a medida de quanto rapidamente o organismo morre após deixar o corpo humano. Alta persistência do organismo patogênico irá criar risco por todo o processo de tratamento e durante o reúso do efluente. Organismos patogênicos que possuam curta persistência fora do corpo humano, no entanto, rapidamente tentarão

encontrar um novo e suscetível hospedeiro. A transmissão, portanto, nesse caso, não pode seguir uma longa rota através do tratamento do efluente e a disposição final. Quanto mais persistente é o organismo, mais rapidamente geram novos casos de doenças e maiores cuidados são necessários para a disposição final do efluente. Similarmente, organismos que tendem a persistir no meio ambiente irão requerer processos mais elaborados para o tratamento da água residuária (FEACHEM et al., 1983).

Os fatores que afetam a sobrevivência dos organismos patogênicos incluem número e tipo de organismos, matéria orgânica contida no solo, umidade, pH, intensidade da luz solar, temperatura e competição da flora microbiana. Os ovos de *Ascaris* podem sobreviver de 27 a 35 dias em vegetais e muitos meses no solo (730 a 2010 dias); *Salmonella spp* pode sobreviver de 3 a 40 dias em vegetais, mais de 100 dias sobre gramado e de 15 a 280 dias no solo. Vírus e bactérias não penetram na casca dos vegetais. Entretanto, há casos em que foram encontrados todos os tipos de patogênicos na superfície de vegetais que foram irrigados ou fertilizados com águas residuárias. Condição climática tem importante influência na sobrevivência dos patogênicos; calor, luz solar e baixa umidade do ar geralmente promovem a morte dos organismos patogênicos (FEACHEM et al., 1983; SHUVAL, 1978).

O tempo de sobrevivência de alguns organismos patogênicos na água residuária, solo e culturas alimentícias são apresentados no Quadro 5.

Quadro 5- Tempo de sobrevivência de microrganismos patogênicos em esgoto, solos e culturas de vegetais a 20 a 30 °C.

Organismo patogênico	Tempo de sobrevivência (dias)		
	Esgoto	Solo	Vegetais
Vírus Enterovírus	< 120, usualmente < 50	< 100, usualmente < 20	< 60, usualmente < 15
Bactéria Coliformes fecais	< 60, usualmente < 30	< 70, usualmente < 20	< 30, usualmente < 15
<i>Salmonella</i> spp	< 60, usualmente < 30	< 70, usualmente < 20	< 30, usualmente < 15
<i>Shigella</i> spp	< 30, usualmente < 10	(não foi mencionado)	< 10, usualmente < 5
<i>Vibrio cholerae</i>	< 30, usualmente < 5	< 20, usualmente < 10	< 5, usualmente < 2
Protozoários Cistos de <i>Entamoeba histolytica</i>	< 30, usualmente < 15	< 20, usualmente < 10	< 10, usualmente < 2
Helmintos Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>	Muitos meses	Muitos meses	< 60, usualmente < 30

Fonte: adaptado de FEACHEM et al., 1983.

Como indicado no Quadro 5, o tempo de sobrevivência dos patogênicos na superfície dos vegetais é curto se comparado aos outros ambientes, mas em todos os casos a sobrevivência de algumas espécies pode ser esperada após 2 meses (CROOK, 1985; FEACHEM et al., 1983).

e) Dose mínima para infecção.

Com a obtenção de significantes reduções no número de patogênicos pelos processos de tratamento ou pela morte natural em solo ou vegetais, deve-se averiguar qual a quantidade de organismos patogênicos que deve ser ingerida para causar infecções em seres humanos. Embora a dose mínima infectante para algumas doenças possa ser um único organismo, as doses requeridas na maioria das infecções por bactérias são muito maiores (FEACHEM et al., 1983; SHUVAL, 1978).

Organismos, tais como as enterobactérias *Escherichia coli* e *Clostridium perfringens* podem requerer 10^{10} organismos por dose (CROOK, 1985).

Para certas infecções com *Salmonella*, uma pessoa deve ingerir milhões de organismos viáveis para tornar-se infectada. Por essa razão, infecções com

Salmonella são mais freqüentemente associadas a certos alimentos contaminados mantidos à temperatura ambiente por períodos de muitas horas, permitindo massiva multiplicação do inóculo inicial. Por outro lado, a ingestão de poucos bacilos da febre tifóide parece ser suficiente para causar infecções em certas porcentagens de pessoas suscetíveis, dado o baixo nível de resistência. Infecções com protozoários ou helmintos podem ocorrer com pequenos números de organismos ingeridos (EPA, 2001; SHUVAL, 1978).

Desde que não se pode determinar com antecedência qual tipo de organismo patogênico estará presente no efluente destinado para reúso, é razoável que se assuma a distinta possibilidade de que muitos agentes de doenças infecciosas poderão, de fato, estar presentes e que a ingestão de poucos organismos pode causar infecções em seres humanos (SHUVAL, 1978).

f) Mecanismos de transmissão de doenças.

As doenças podem ser transmitidas aos seres humanos pelo contato direto, ingestão, inalação de agentes infecciosos na água residuária, ou indiretamente pelo contato com objetos previamente contaminados pela água residuária. As seguintes circunstâncias devem ocorrer para uma pessoa se tornar doente (1) o agente infeccioso está presente na comunidade que produz a água residuária, e conseqüentemente na água residuária daquela comunidade; (2) o agente infeccioso sobrevive a todos os processos de tratamento aos quais estiver exposto; (3) a pessoa tem contato direto ou indireto com o efluente; e (4) o agente infeccioso esta presente em número suficiente no momento do contato para causar doença. Contatos com agentes infecciosos nem sempre resultam em doenças. A ocorrência da enfermidade depende de uma série de complexas inter-relações entre o hospedeiro e o agente infeccioso. Variável específica inclui o número necessário para iniciar a infecção (dose infectante), a habilidade do organismo em causar doenças (patogenicidade), o grau sob o qual os organismos podem causar doenças (virulência), e suscetibilidade do hospedeiro. A suscetibilidade é altamente variável e dependente da saúde geral do indivíduo e do patogênico específico em questão. Crianças, pessoas idosas e pessoas com enfermidade concomitante são mais suscetíveis que os adultos saudáveis (CROOK, 1985).

Observa-se, então, a importância dos excretas, em especial os esgotos sanitários, na transmissão de diversos organismos patogênicos, evidenciando a necessidade de controle da qualidade das águas utilizadas para recreação, irrigação, fontes de abastecimento de água para consumo humano, bem como alimentos e solo. Recentemente, assume particular importância algumas zoonoses, chamadas doenças “emergentes” (BASTOS et al., 2003; GONÇALVES et al., 2003).

Segundo BASTOS et al. (2003), o termo “emergentes” se refere àqueles organismos para os quais a atenção ou preocupação de médicos, especialistas e epidemiologistas tem-se voltado a partir de período mais ou menos recente, e cujas causas explicativas de seus determinantes e padrões de ocorrência podem não estar bem esclarecidas.

De acordo com esses mesmos autores, o agente patogênico pode ser caracterizado como uma espécie nova ou um organismo já existente, mas cuja capacidade de infectar e de ser patogênico para seres humanos e/ ou animais apenas agora se descobriu, ou porque se mantinha em incidência reduzida (no ambiente ou no hospedeiro), ou devido às próprias limitações de detecção clínica ou laboratorial. Um exemplo típico de zoonose e doença emergente citado pelos autores seria a criptosporidiose causada pelo protozoário *Cryptosporidium*, cujas fontes de transmissão e contaminação incluem esgotos sanitários e águas de recreação e consumo humano.

A possibilidade de monitoramento de todos os organismos patogênicos presentes em efluentes de esgoto é economicamente inviável. No entanto, o fato de suas características biológicas e de resistência ambiental serem comuns a diversos grupos, torna possível uma seleção de organismos indicadores. Esses organismos podem ser amplamente classificados em quatro grupos: vírus, bactérias, protozoários e os helmintos (WATER REUSE, 1989).

Alguns dos indicadores mais usados são descritos brevemente, a seguir.

Bacteriófagos:

Os bacteriófagos estão sendo usados como modelo ou indicadores alternativos para a inativação de vírus em águas naturais ou águas residuárias (LASOBRAS et al., 1997; LEE et al., 1997).

Bacteriófagos são vírus que infetam a célula de uma bactéria hospedeira. Geralmente consistem em uma molécula de ácido nucléico envolvida por uma capa protéica (capsídeo). A sua classificação formal é baseada principalmente na morfologia do capsídeo vista no microscópio e na natureza do ácido nucléico. A infecção da bactéria hospedeira pelo fago passa pelos seguintes estágios:

- adsorção do fago na célula hospedeira;
- penetração do ácido nucléico do fago;
- síntese das macromoléculas do fago e subunidades;
- desenvolvimento do fago, e
- lise da célula hospedeira e liberação do fago (IAWPCR, 1991).

Os grupos de bacteriófagos são normalmente detectados pelo uso de uma cepa hospedeira específica. De qualquer modo, os hospedeiros são polivalentes e podem detectar diferentes fagos, incluindo aqueles pertencentes a diferentes famílias (LASOBRAS et al., 1997).

Ultimamente, colifagos somáticos e fagos F-específicos foram propostos como possíveis modelos de organismos para monitorar a qualidade da água.

Para confirmar essa possível função como índice e assegurar a persistência desses bacteriófagos em ambientes naturais, ARAUJO et al (1997) pesquisaram esses dois grupos em ambientes com poluição fecal recente, intermediária e persistente. Os autores concluíram que, em amostras de esgoto doméstico ou rios recentemente poluídos com esgoto doméstico, as recuperações dos colifagos somático e F-específico foram constantes, e esta correlação não foi encontrada nos outros tipos de água.

LASOBRAS et al. (1997) também observaram decaimento dos fagos quando compararam amostras de águas recentemente poluídas com amostras de águas com poluição persistente. Os referidos autores detectaram colifagos F-específico em 97,7% das águas residuárias examinadas e que esta porcentagem decresceu para 76,9% nas amostras com poluição persistente.

A função do indicador bacteriófago requer que sua resistência aos processos de tratamento seja similar ou maior do que aquela dos organismos patogênicos relevantes. Porém, vírus são grupos heterogêneos, e sua resistência ou remoção não pode ser universalmente definida. Contudo, uma aproximação para comparar a

resistência dos bacteriófagos com enterovírus (que são conhecidos como relativamente resistentes) pode ser considerada como uma estimativa razoável da resistência de vírus (IAWPRC, 1991).

A possibilidade de utilizar bacteriófagos como um indicador na desinfecção de águas residuárias foi considerado, e verificou-se que a resistência dos fagos em processos de desinfecções usuais (cloro, radiação ultravioleta, ozônio) foi maior que a das bactérias usadas como indicador (WHO, 1995).

Bactérias coliformes:

Há dois grupos principais de bactérias coliformes: coliformes fecais (principalmente *E.coli*) e o grupo coliforme total, que incluem os coliformes fecais e principalmente espécies *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia* e *Klebsiella*. Do total de organismos coliformes encontrados, geralmente 90% são *E.coli*, e o remanescente são espécies de *Citrobacter*, *Enterobacter* e *Klebsiella* (FEACHEM et al., 1983).

Apenas os coliformes fecais (especialmente *E.coli*) são indicadores de poluição fecal, visto que os coliformes totais muitas vezes são de origem não fecal e, especialmente em climas quentes, podem multiplicar no ambiente sob condições favoráveis. Portanto, apenas sua presença ou número não deve necessariamente relatar a ocorrência ou grau de poluição fecal (BAUDISOVÁ, 1997; WHO, 1995).

A presença de coliformes na água indica poluição, com risco potencial da presença de organismos patogênicos (CETESB, 1993).

***Clostridium perfringens*:**

Clostridium perfringens é uma bactéria anaeróbia gram-positiva, que pode formar esporos, e mede aproximadamente 4 a 6 µm de comprimento por 1 a 2 µm de largura. É exclusivamente de origem fecal e, algumas vezes, patogênica. Por serem organismos formadores de esporos, essas bactérias podem ser usadas como indicadores de poluição ocasional ou intermitente, ou em situações em que outros indicadores menos resistentes como *E.coli* já não estão mais presentes (FEACHEM et al., 1983).

Helmintos.

As informações, a seguir apresentadas, tiveram por referência BASTOS et al. (2003), CEBALLOS (1990), COSTA (1995), CUTOLO (2002), FEACHEM et al. (1983), MELO (1995), RIOS LEITE (1995) e SEIXAS (1994).

Os helmintos são vermes que parasitam o intestino humano e apresentam morfologias variadas e ciclos complexos de reprodução.

A transmissão se verifica através de diversos materiais contaminados com ovos ou larvas eliminados com as fezes de doentes. Os ovos podem sobreviver por tempo bastante prolongado (até vários meses), em diferentes ambientes, especialmente em solos úmidos e com temperaturas medias de 28 °C.

São classificados em 3 grupos:

- Cestóides
- Trematóides
- Nematóides

O Quadro 6 apresenta a relação de helmintos patogênicos freqüentes em fezes humanas.

A maioria dos helmintos apresenta um complexo ciclo biológico, compreendendo, de forma geral, três estágios: ovo, larva e verme adulto. Tem-se em seqüência contínua a produção sexuada de ovos ($\approx 10^4$ /dia), a eclosão dos ovos, o desenvolvimento dos estágios de larva e a formação do verme adulto. Com exceção do *Strongyloides stercoralis*, os helmintos parasitas não se reproduzem no ambiente, ou seja, fora do hospedeiro.

Quadro 6- Helmintos freqüentes em fezes humanas, rota de transmissão e enfermidade.

Helminto	Transmissão	Doença
<i>Nematóide</i>		
<i>Ascaris lumbricoides</i>	Boca-solo-homem	Acaridíase
<i>Trichuris trichiura</i>	Boca-solo-homem	Trichuriase
<i>Enterobius vermiculares</i>	Homem-homem	Enterobiase
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Homem-homem	Estrongiloidíase
<i>Necator americanus</i>	Homem-solo-homem	Ancilostomíase
<i>Ancylostoma duodenale</i>	Homem-solo-homem	Ancilostomíase
<i>Cestóide</i>		
<i>Taenia solium</i>	Homem-porco-homem	Teníase
<i>Taenia saginata</i>	Homem-vaca-homem	Teníase
<i>Hymenolepsis nana</i>	Homem ou roedor-homem	himenolepiase
<i>Trematóide</i>		
<i>Schistosoma hamatobium</i>	Homem-caramujo Aquático-homem	Esquistossomose
<i>Schistosoma mansoni</i>	Homem e animais Caramujo aquático-homem	Esquistossomose
<i>Schistosoma japonicum</i>	Homem-caramujo-aquático	Esquistossomose
<i>Fasciola hepática</i>	Ovelha-caramujo Aquático-homem	Fasciolase

Fonte: CEBALLOS (1990)

O ciclo biológico na maioria das vezes ocorre da seguinte maneira: ingestão dos ovos ou larvas, desenvolvimento dos estágios de larva no organismo do hospedeiro, reprodução no organismo do hospedeiro, produção de ovos, desenvolvimento dos estágios de larva ainda no organismo do hospedeiro e/ ou excreção de ovos e larvas junto com as fezes. Em geral, o contato com novos hospedeiros humanos se dá passivamente, pela ingestão de ovos ou larvas (*Ascaris lumbricoides* e *Enterobius vermiculares*), ou ativamente, quando a larva infectante penetra na pele ou na mucosa (*Ancylostoma duodenale*). Via de regra, a dose infectante é baixa bastando um ovo ou larva para o desenvolvimento de vermes adultos no organismo do hospedeiro, desencadeando um processo infeccioso.

Entre as diversas formas de transmissão podem-se destacar: contato primário com corpos receptores (recreação, pesca, atividades domésticas); práticas agrícolas e a transmissão entre pessoas (mecanismo mão-boca e alimentos).

CLASSE NEMATODA

Os Aschelminthes possuem corpos cilíndricos, alongados, tamanho variável, de poucos milímetros a dezenas de centímetros, tubo digestivo completo, sexos, em geral, separados, sendo o macho menor que a fêmea. Não possuem sistema circulatório.

Algumas espécies não apresentam estágio de larva no ambiente, podendo concluir um ciclo de vida inteiro, de ovo a verme adulto, em um único hospedeiro (*Enterobius vermicularis*).

A maioria dos nematóides patogênicos aos seres humanos é parasita do trato gastrointestinal e prescinde de hospedeiro intermediário, tendo no solo o ambiente necessário para a maturação de ovos e larvas. Dentro da classe nematoda, podem-se citar: *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Strongyloides stercoralis* e *Ancylostoma duodenale*. Como nesta pesquisa o microrganismo testado foi o *Ascaris lumbricoides*, fez-se uma breve exposição sobre ele.

Ascaris lumbricoides

O *Ascaris lumbricoides* é encontrado em quase todos os países e estima-se que 30% da população mundial esteja por ele parasitado. É popularmente conhecido como lombriga e causa a doença denominada ascaridíase.

As fêmeas produzem grande quantidade de ovos, aproximadamente 200.000/dia, que são expelidos junto às fezes e ainda não embrionados. Em condições ótimas de temperatura (entre 25 a 30 °C) e de umidade (mínima de 70% no interior do ovo), desenvolve-se a primeira larva, que, em uma semana, sofre muda e transforma-se em uma larva rabditóide, que é infectante, mantendo-se neste estágio até ser ingerida pelo hospedeiro.

Os ovos de *Ascaris* são resistentes às condições do meio externo e, quando o ambiente é favorável, podem persistir por seis a sete anos.

A ascaridíase é uma doença de transmissão feco-oral, cujos principais meios de transmissão incluem a ingestão de ovos infectantes junto com alimentos contaminados, principalmente hortaliças, e o contato com solo contaminado (práticas agrícolas e no ambiente peridomiciliar). Neste caso, as mãos e as unhas contaminadas exercem um importante papel na transmissão.

A profilaxia para este helminto, por ser o ovo extremamente resistente aos desinfetantes usuais, e o peridomicílio funcionam como foco de ovos infectantes, inclui estas medidas:

- educação sanitária;
- construção de fossas sépticas;
- tratamento em massa da população;
- proteção dos alimentos contra poeiras e insetos;
- tratamento e destino final adequado de esgotos sanitários.

BASTOS et al. (2003) citam que, potencialmente, todas as doenças apresentam modos múltiplos de transmissão, incluindo o consumo de alimentos contaminados, o contato primário com corpos receptores (recreação, pesca, atividades domésticas, etc.), o consumo de água, o contato com o solo contaminado (práticas agrícolas e ambiente peridomiciliar) e a transmissão entre pessoas (mecanismo mão-boca e alimentos). Dentre os fatores que favorecem a transmissão, podem-se incluir:

- alta carga excretada;
- baixa dose infectante;
- desenvolvimento de imunidade;
- sobrevivência prolongada no meio ambiente
- inexistência de período de latência no meio ambiente;
- existência de reservatório animal;
- inexistência de hospedeiros intermediários;
- resistência aos processos de tratamento de água e esgoto;
- múltiplos modos de transmissão.

Portanto, no caso da aplicação de água residuária no solo, devem-se utilizar medidas mitigadoras dos possíveis impactos à saúde, analisadas e adotadas segundo as peculiaridades culturais, sociais, ambientais e epidemiológicas da região.

3.3- Desinfecção.

3.3.1- Generalidades.

A proteção à saúde pública através do controle de doenças relacionadas com microrganismos patogênicos é o principal motivo para a desinfecção de águas

residuárias. Esse interesse, provavelmente, supera outras considerações no tratamento da água residuária, tais como redução de matéria orgânica e inorgânica, nutrientes, odores e a manutenção da capacidade de assimilação da água residuária no corpo receptor. A importância relativa da desinfecção no tratamento de águas residuárias pode ser entendida como a última barreira de proteção contra os microrganismos patogênicos (WEF, 1996).

O aumento do interesse pelos microrganismos relacionados com doenças de veiculação hídrica promoveu a implementação de padrões mais restritos sobre a qualidade microbiológica dos efluentes de água residuária. Embora os processos de tratamento convencionais possam remover cerca de 90 a 99% de alguns microrganismos, sua eficiência pode não ser bastante para alcançar os padrões necessários para a descarga da água residuária, proteção às áreas de banho ou reúso (LAZAROVA et al., 1999).

Segundo EPA (1999), três mecanismos principais são responsáveis pela inativação de patogênicos pela desinfecção:

- destruição da organização da estrutura celular;
- interferência no metabolismo;
- interferência na biossíntese e crescimento.

O primeiro mecanismo de inativação do patogênico afeta ou danifica a estrutura da célula, destruindo a parede celular ou prejudicando as funções das membranas semipermeáveis. O segundo mecanismo de inativação interfere no metabolismo ou na atividade celular do patogênico. A interferência metabólica pode ocorrer através da oxidação de grupos funcionais. O terceiro mecanismo, que é a interferência na biossíntese e crescimento, pode ocorrer impedindo a síntese de proteínas, do ácido nucléico, das coenzimas ou da parede celular.

Os desinfetantes podem causar combinações desses mecanismos de destruição dependendo do tipo do desinfetante e dos microrganismos (EPA, 1997).

A eficiência da desinfecção depende de fatores que incluem o tipo e quantidade do desinfetante usado, os organismos que estão sendo tratados, tempo de contato do desinfetante e características da água, tais como a quantidade de matéria orgânica dissolvida. O tipo de desinfetante usado afeta a eficiência da inativação. Aumentando-se a dose do desinfetante, ou o residual, aumentará a velocidade de

inativação dos patogênicos, mas também aumentará a formação de subprodutos indesejáveis. A eficiência da inativação de patogênicos também pode ser afetada pelo pH. A certos níveis de pH, muitos desinfetantes têm a capacidade de ser alterados em uma forma que pode ser mais prejudicial ou benigna para os patogênicos. Tipicamente, aumentando a temperatura irá aumentar a velocidade da desinfecção. A turbidez interfere na desinfecção devido às partículas que podem “proteger” os microrganismos dos desinfetantes. Matéria orgânica dissolvida interfere na desinfecção pela reação com o desinfetante, produzindo compostos com pouca ou nenhuma atividade microbiocida, portanto reduzindo a quantidade de desinfetante disponível para a inativação dos patogênicos (EPA, 1999).

Apresentam-se, no Quadro 7, fatores que interferem na eficiência de desinfecção.

Quadro 7- Fatores que interferem na desinfecção

<i>Fator</i>	<i>Descrição</i>
Tipo de desinfetante	Quanto mais ativo o desinfetante, mais rápido é o processo de desinfecção.
Dose desinfetante	Aumentando-se a dose do desinfetante, irá aumentar a velocidade de desinfecção, mas também pode aumentar a formação de subprodutos perigosos.
Tipo de organismos e condição fisiológica	A suscetibilidade de um microrganismo à desinfecção varia de acordo com o agente e o grupo patogênico. Em geral, protozoários são mais resistentes aos desinfetantes que as bactérias ou vírus.
Tempo de contato	Em geral, aumentando o tempo de contato, a dose requerida para a inativação do patogênico irá diminuir.
pH	O pH pode afetar a forma do desinfetante e, como consequência, a eficiência do desinfetante.
Temperatura	Tipicamente, aumentando a temperatura irá aumentar a velocidade de desinfecção.
Turbidez	Partículas responsáveis pela turbidez podem cercar e proteger os microrganismos dos desinfetantes e exercer demanda de desinfetante.
Matéria inorgânica e orgânica dissolvida	Matéria orgânica pode interferir na desinfecção consumindo o desinfetante para produzir compostos com pouca ou nenhuma atividade microbocida, assim reduzindo a quantidade de desinfetante disponível para a inativação do patogênico.

Fonte: adaptado de EPA, 1999.

Os níveis de desinfecção de águas residuárias são determinados pelos padrões e recomendações que são específicos de cada país e região. É importante realçar que a escolha de um dado processo de desinfecção não se dá apenas em função do objetivo da qualidade da água. Outros fatores devem ser considerados, como custos, equipamentos ou residuais tóxicos (LAZAROVA et al., 1997).

No Quadro 8, são apresentadas algumas variáveis importantes para a escolha do desinfetante alternativo.

Quadro 8- Variações para avaliação de desinfetantes alternativos.

Eficiência	Confiabilidade. Habilidade para alcançar a inativação do microrganismo indicador. Ampla espectro de inativação de microrganismos.
Custo	Amortização dos custos. Operação e manutenção dos custos.
Praticidade	Fácil de transportar e estocar ou fácil geração in situ. Fácil aplicação e controle. Flexibilidade. Segurança.
Potenciais efeitos adversos	Tóxico para a vida aquática. Formação e transmissão de substâncias tóxicas, mutagênicas, ou carcinogênicas.

Fonte: adaptado de WEF, (1996).

A matéria orgânica presente em águas residuárias ou de abastecimento é reativa com uma variedade de oxidantes e desinfetantes, particularmente o cloro livre. Essas substâncias reagem com cloro para produzir os trihalometanos (THM), ácidos haloacéticos ou outros subprodutos halogenados, que são potencialmente carcinogênicos (CHANG et al., 2000; GORDONS & BUBNIS, 2000; SINGER, 1999).

Como forma de minimizar a formação desses subprodutos e ainda proporcionar segurança em relação à inativação de microrganismos patogênicos, alguns desinfetantes alternativos estão sendo usados em substituição ao cloro.

3.3.2- Ácido Peracético.

As propriedades antimicrobianas do ácido peracético foram reconhecidas por muitos anos em hospitais e indústrias alimentícias. É um forte agente oxidante e recentemente foi proposto também para a desinfecção de águas para abastecimento, águas residuárias e reúso (JOLIVET-GOUGEON et al., 1996; LIBERTI & NOTARNICOLA, 1999).

O ácido peracético é produzido pela reação do peróxido de hidrogênio e ácido acético. Sua formulação é uma mistura em equilíbrio contendo ácido peracético, peróxido de hidrogênio, ácido acético e água, conforme a reação 1.

Reação 1- Reação da formação do ácido peracético

Fonte: Adaptada de LEFREVE et al., 1992; KRAMER, 1997.

As rotas de decomposição do ácido peracético são mostradas nas reações (2) a (4).

Fonte: Adaptada de LEFREVE et al., 1992; KRAMER, 1997.

Enquanto muitos autores citam que os subprodutos do ácido peracético parecem não ser tóxicos e facilmente biodegradáveis (ARTURO-SCHAAN et al., 1996; KRAMER, J.F. 1997; JOLIVET-GOUGEON et al., 1996, RAJALA-MUSTONEN et al., 1997; SÁNCHEZ-RUIZ et al., 1995;), BOOTH & LESTER, 1995 descrevem a potencial geração de subprodutos halogenados, durante o tratamento final de efluente de esgoto doméstico, usando fenol como um composto modelo, considerando ser um excelente acceptor de radicais e produtor de composto halogenados nas transformações químicas. Os autores concluíram que o ácido peracético possui habilidades para iniciar a transformação do fenol em clorofenol e bromofenol, e que a concentração de subproduto foi influenciada pela dosagem de ácido peracético, cloro e bromo contidos no efluente. A formação de 2- e 4-bromofenol, após o tratamento com ácido peracético, demonstrou a habilidade do peracético de gerar compostos organobromados.

LIBERTI & NOTARNICOLA (1999) consideraram a possibilidade de formação de subprodutos quando utilizaram o ácido peracético como desinfetante no efluente final do esgoto doméstico tratado. A concentração de 120 mg/L de aldeído já estava presente no efluente antes da desinfecção com ácido peracético. Também a presença de fenóis clorados (2-clorofenol, 4-clorofenol e 2-4- diclorofenol) foi investigada e nenhuma ocorrência foi constatada sob as condições experimentais estudadas.

O ácido peracético quando usado para desinfetar águas residuárias pode formar alguns subprodutos da reação com compostos orgânicos. Embora muitos produtos da oxidação não demonstrem ser prejudiciais, poucos estudos foram feitos sobre a natureza da formação dos subprodutos e, conseqüentemente, poucas informações existam (BOOTH & LESTER, 1995).

A atividade biocida do ácido peracético é causada pela oxidação dos grupos sulfidrilas (S-H), quebra da ligação S-S e duplas ligações das proteínas e outros constituintes celulares (KRAMER, 1997; LEVEFRE & FERRAND, 1992).

É provável, também, que o ácido peracético desloque as funções osmóticas, através da ruptura ou deslocamento da parede celular, impedindo a atividade celular. O ácido peracético pode oxidar enzimas essenciais, prejudicando a atividade de transporte através das membranas, e degradar purinas, piridinas e nucleotídeos (JOLIVET-GOUGEON et al., 1996).

Várias investigações foram realizadas para determinar a ação do ácido peracético como desinfetante.

Um dos primeiros estudos a respeito da ação germicida do ácido peracético foi realizado por KLINE & HULL (1960), no qual testaram as propriedades virucidas do ácido peracético em comparação com alguns desinfetantes como fenol, formaldeído e peróxido de hidrogênio. Os autores citam que uma das principais características de um bom desinfetante é a concentração e o tempo de contato requerido para que possa ser eficiente. Nenhum outro composto agiu tão rapidamente ou inativou vírus a baixas concentrações como o ácido peracético. Nestes experimentos, observaram que 0,04% de solução de ácido peracético foi suficiente para inativar poliovírus em 5 min ou menos, enquanto que o formaldeído requereu pelo menos 20 min em uma solução de 5%. Também, o segundo fator favorável para

que o ácido peracético fosse um bom desinfetante é o espectro microbiológico que afetou.

BALDRY et al. (1995) realizaram experimentos no Brasil e Itália e verificaram em testes de laboratório que o ácido peracético é um bom desinfetante, com desempenho melhor que o hipoclorito de sódio quando usada a espécie *Vibrio cholerae*. Esta atividade aumentou em temperaturas mais elevadas e é provável ser efetivo para o controle da cólera em países de clima quente.

KRAMER (1997) testou o efeito biocida do ácido peracético em águas industriais alimentícias e observou que a concentração de ácido peracético de 3 mg/L e tempo de contato de 60 min foi suficiente para inativação total de *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus cereus* e *Legionella pneumophila*.

O tratamento com apenas 5 mg/L por 1 hora foi o suficiente para produzir a redução de 99,99% no número de coliformes totais (ARTURO-SCHAAN et al., 1996). BALDRY & FRENCH, (1989) obtiveram resultados similares (99,999%) com 25 mg/L de ácido peracético e tempo de contato de 5 minutos. MORRIS (1993) obteve 4 log de inativação de coliformes fecais e totais (99,997%) com 5 mg/L e tempo de contato de 20 minutos. A concentração mínima de ácido peracético para inativar *E. coli* H10407 recomendada e determinada por ASLARI et al. (1992) é de 5 mg/L.

Resultados de um estudo realizado por LIBERTI & NOTARNICOLA (1999), que envolveu a investigação de métodos de desinfecção baseados em radiação ultravioleta, ozônio e ácido peracético no efluente final do tratamento de esgoto doméstico, mostraram que o ácido peracético foi efetivo para inativar bactérias *Pseudomonas aeruginosa*, mas para cistos de *Giardia lamblia* e *Cryptosporidium parvum* foi praticamente ineficiente para a dose de ácido peracético de 10 mg/L e tempo de contato de 30 min.

BALDRY & FRENCH (1989) testaram a atividade biocida do ácido peracético usando bacteriófagos MS2, NCIB 10.108 e ϕ X174. A concentração de ácido peracético efetiva para inativar o bacteriófago MS2 e ϕ x174 em água desmineralizada foi de 15 e 30 mg/ L respectivamente, resultando em uma redução de 99,99% no número de bacteriófagos no tempo de contato de 5 min. Já na presença de grande quantidade de matéria orgânica (proveniente do meio de cultura extrato de

levedura), aproximadamente 100 mg/L de ácido peracético foi efetivo para inativar os bacteriófagos, demonstrando que o ácido peracético retém alguma atividade na presença de matéria orgânica.

RAJALA-MUSTONEN et al. (1997), ao estudarem o uso do ácido peracético na inativação de colifagos em efluentes de águas residuárias, concluíram que a dose de 50 mg/L de ácido peracético foi necessária para obter redução de 6 log para o fago DNA e 4 log para o fago RNA, com tempo de contato de 10 min. Contudo, quando a turbidez da água residuária passou de 2 para 10 uT, a redução foi de uma ou duas ordens de magnitude menor.

LAZAROVA et al. (1998) obtiveram remoção de 3 log para coliformes fecais e *Streptococcus* quando usaram 10 mg/L de ácido peracético com 10 min de tempo de contato. Os autores comentam que a concentração de sólidos suspensos tem importante papel na desinfecção com ácido peracético, e que um aumento na concentração de SST acima de 10 mg/L induz o aumento nas dosagens necessárias para a remoção de organismos.

A desinfecção pode alterar as qualidades físico-químicas do efluente pela presença de residuais, ou modificação da matéria orgânica. Segundo LAZAROVA et al. (1998), os experimentos de biodegradabilidade foram avaliados pela habilidade de crescimento das *E.coli* e medidas de Carbono Orgânico Dissolvido Biodegradável (CODB). Os resultados mostraram que a população de *E.coli* foi capaz de crescer no efluente após a desinfecção com ácido peracético, tão bem quanto no efluente sem desinfecção. Qualquer mudança química causada pela adição de ácido peracético não afetou a biodegradabilidade para a população de *E.coli*. Contudo, com 5,0 mg/L de ácido peracético houve um aumento de COT de 1,5 vez, enquanto que com 10 mg/L triplicou o valor de COT.

GASI et al. (1993) empregaram o ácido peracético como agente de desinfecção de efluentes de lodos ativados. Durante 6 meses foram analisados aspectos relativos à eficiência do processo em relação a diferentes tipos de microrganismos (coliformes totais e fecais, *Clostridium perfringens* e colifagos) além de testes de toxicidade aguda para organismos aquáticos (*Daphnia similis*, *Brachydario rerio* e *Photo bacterium phosphorium*). Os autores concluíram que a aplicação de ácido peracético na dosagem de 5,0 mg/L e tempo de contato de 27

minutos evidenciou eficiência média de remoção de coliformes fecais e totais e colifagos, e pequena redução da densidade de *Clostridium perfringens*. Quanto à toxicidade, esta se apresentou elevada e observou-se um aumento significativo quando a dosagem de ácido peracético foi aumentada de 3 mg/L para 5 mg/L nos organismos aquáticos testados (*Daphnia similis*, *Brachydario rerio* e *Photobacterium phosphorium*).

SÁNCHEZ-RUIZ et al. (1995) sugerem que o pH resultante da mistura do ácido peracético e água residuária tem influência sobre a eficiência do desinfetante, afetando o grau de dissociação do ácido peracético e, conseqüentemente, a concentração de espécies ativas não dissociadas. Com concentração de 10 mg/L, o ácido peracético não mostrou ser eficiente em condições básicas, e que maior inativação de coliformes foi encontrada com valor de pH menor que 6,0.

Também BALDRY & FRENCH (1989), BALDRY (1982), BALDRY et al. (1991) observaram que a atividade desinfetante do ácido peracético contra bactérias fecais foi maior em condições neutras ou ácidas.

3.3.3- Permanganato de Potássio.

O permanganato de potássio (KMnO_4) é usado em sistemas de tratamento de água para oxidar e remover odores causados pela matéria orgânica, crescimento microbiológico e para precipitar ferro e manganês (YAHYA et al., 1989).

Baixas dosagens de permanganato de potássio têm conseguido excelente redução de odor causado pelos microrganismos *Aphanizomenon sp.*, *Anabaena sp.*, *Microcystis sp.*, *Oscillatoria sp.* e *Melosira sp.* A oxidação de Fe (II) e, em particular, de Mn (II) em águas superficiais ou subterrâneas tem sido feita com permanganato de potássio para converter esses íons à forma coloidal, permitindo uma eliminação mais eficiente no tratamento subsequente (PETRUSEVSKI et al., 1996).

Em um papel secundário, o KMnO_4 pode ser usado para controlar a formação de THM e outros subprodutos precursores da oxidação, e reduzir a demanda de outros desinfetantes (MA & GRAHAM, 1996).

O permanganato de potássio oxida grande variedade de substâncias orgânicas e inorgânicas, e três estados de oxidação do manganês são comuns em águas: (CARLSON & KNOCKE, 1998).

- +2 (Mn^{2+}) – solúvel
- +4 (Mn^{4+}) – precipitado
- +7 (MnO_4^-) – forte oxidante

Todas as reações são exotérmicas e, em condições ácidas, as reações de oxidação são:

Sob condições alcalinas:

Embora o permanganato de potássio possa inativar vírus e bactérias, não é comum o seu uso como desinfetante primário ou secundário.

A forma de inativação dos microrganismos patogênicos pelo $KMnO_4$ é a oxidação direta do material celular ou a destruição de enzimas específicas. Da mesma forma, o íon permanganato (MnO_4^-) ataca amplo espectro de microrganismos, tais como bactérias, fungos, vírus e algas (USEPA, 1999^a).

A aplicação de permanganato de potássio resulta na precipitação do dióxido de manganês (MnO_2), e este mecanismo representa um método adicional para a remoção de microrganismos da água (CLEASBY et al., 1964).

Na forma coloidal, o MnO_2 possui uma camada externa de grupos OH. Esses grupos são capazes de adsorver espécies carregadas e partículas. Como o precipitado é formado, os microrganismos podem ser adsorvidos aos colóides e sedimentarem (USEPA, 1999^a).

YAHYA et al. (1990) investigaram a habilidade do $KMnO_4$ de inativar culturas de bactérias *Legionella pneumophila* para dois diferentes valores de pH (6,0 e 8,0). Os autores observaram que, com 5,0 mg/L de $KMnO_4$, mais de 99% (2 log) de redução no número de bactérias foi obtida com tempo de contato de 10 minutos e pH 6,0. Contudo, com pH 8,0, pelo menos 60 minutos foram necessários para obter a redução de 99%, demonstrando que a eficiência do $KMnO_4$ é dependente do pH.

BANERJEA (1950), apud⁴ USEPA 1999^a, investigou o uso de KMnO_4 como desinfetante sobre vários microrganismos patogênicos (*Vibrio cholerae*, *Salmonella typhi* e *Bactérias fexner*). O resultado indicou que a dosagem de 20 mg/L e o tempo de contato de 24 horas foram necessários para inativar esses patogênicos.

Resultados de um estudo realizado em 1976 nos Estados Unidos mostraram que a completa inativação de bactérias coliformes foi realizada com doses de 1 a 6 mg/L e tempo de contato de 30 minutos (USEPA, 1999^a).

O permanganato de potássio demonstrou ser eficiente na inativação de certos vírus. A dose de 50 mg/L de KMnO_4 e tempo de contato de 2 horas foram necessários para inativar poliovírus. Doses de KMnO_4 de 0,5 a 5,0 mg/L foram capazes de obter pelo menos 2 log de inativação do colifago MS2 (USEPA, 1999^a).

A eficiência da desinfecção depende da concentração do KMnO_4 , tempo de contato, temperatura, pH e presença de outros materiais oxidáveis (USEPA, 1999^a).

Alguns desses parâmetros são discutidos brevemente.

- **pH:**

CLESABY et al. (1964) verificaram a eficiência do KMnO_4 em inativar a bactéria *E. coli*. Várias concentrações de KMnO_4 foram usadas (1; 2; 4; 8; 12 e 16 mg/L) em duas temperaturas (0 e 20 °C) e três valores diferentes de pH (5,9 ; 7,2 e 9,2). Os autores concluíram que o principal fator que afeta a eficiência da desinfecção com KMnO_4 é o pH. O valor de pH 5,9 foi mais eficiente que pH 7,2 e 9,2.

Também YAHYA et al., 1990 verificaram que o permanganato de potássio inativou *Legionella pneumophila* mais rapidamente em pH 6,0 do que em pH 8,0.

- **Temperatura:**

CLESABY et al. (1964) observaram aumento na eficiência de remoção da *E. coli* quando a temperatura foi aumentada de 0 a 20 °C.

⁴ BANERJEA, 1950- The use of potassium permanganate in the disinfection of water. *Ind. Med. Gaz.* 85:214-219.

- **Matéria orgânica e inorgânica:**

A presença de matéria orgânica e inorgânica oxidáveis na água reduz a eficiência do desinfetante, pois o KMnO_4 será consumido na oxidação da matéria orgânica e inorgânica. O KMnO_4 oxida grande variedade de substâncias orgânicas e inorgânicas em valores de pH de 4,0 a 9,0. Sob condições típicas da água, ferro e manganês são oxidados e precipitados, e a maioria dos contaminantes que causam gosto e odor, tais como fenóis e algas, são rapidamente degradados pelo KMnO_4 (USEPA, 1999^a).

Algumas vantagens e desvantagens do uso do KMnO_4 como desinfetante (principalmente para águas de abastecimento), segundo USEPA (1999^a), são salientadas a seguir.

Vantagens

- o permanganato de potássio oxida ferro e manganês;
- oxida compostos causadores de gosto e odores;
- o permanganato de potássio é fácil de transportar, estocar e aplicar;
- é útil no controle da formação de THM e subprodutos da desinfecção.

Desvantagens

- longos tempos de contato são requeridos;
- o permanganato tem tendência a dar coloração rosa a água;
- é tóxico e irritante para a pele e mucosa.

Mais pesquisas são necessárias considerando-se as propriedades de desinfecção e subprodutos da oxidação com o KMnO_4 . Segundo USEPA (1999^a), não existe nenhum dado disponível na literatura até o presente momento que confirme especificamente a formação de subprodutos da desinfecção usando KMnO_4 .

3.3.4- Ozônio.

O ozônio pode ser usado para uma variedade de propósitos incluindo controle e remoção de odor e gosto, oxidação química, desinfecção, melhoria da coagulação e

floculação. É também considerado como uma fonte de radical hidroxila em processos de oxidação avançada, nos quais é necessário tratar compostos recalcitrantes como solventes halogenados. Aplicações médicas com o ozônio também estão se tornando populares, especialmente na Europa, para tratamento de enfermidades incluindo-se problemas circulatórios, arteriais e artrites (YAO & HAAG, 1991).

O ozônio existe como um gás à temperatura ambiente, é uma forma alotrópica com três átomos de oxigênio, apresentando quatro modos de ressonância, ou híbridos de ressonância. Por ser um forte oxidante, é capaz de oxidar compostos orgânicos e inorgânicos (USEPA, 1999^a; WEF, 1996).

No geral, a reação do ozônio com a matéria orgânica conduz à destruição da molécula original, formando um produto biodegradável (mais polar) com baixo peso molecular. Contudo, em alguns casos, particularmente aquele envolvendo pesticidas, um intermediário mais tóxico pode ser formado. O ozônio irá oxidar os metais de transição, aumentando seu estado de oxidação, por exemplo, Fe (II) a Fe (III), Mn (II) a Mn (VI), MnO_2 ou MnO_4^- , que em geral são menos solúveis em meio aquoso. Todos os elementos da série dos halogênios, exceto o flúor, também reagem com ozônio. O bromo é oxidado em bromatos, que podem causar efeitos adversos à saúde humana. A presença de matéria orgânica, muitas vezes, pode inibir a oxidação de substâncias inorgânicas pelo ozônio, pois a matéria orgânica compete com a inorgânica pela oxidação (WEF, 1996).

Como o ozônio é um gás instável, deve ser gerado no local de uso. A técnica mais comum de geração de ozônio consiste na reação do oxigênio com uma descarga elétrica denominada descarga corona, na qual o ozônio é formado pela decomposição da molécula de oxigênio, (GLAZE, 1987; ROSEN, 1972; USEPA, 1999^a), conforme apresentada nas Reações⁵ (8) e (9).

O gás que contém o oxigênio passa através de dois eletrodos separados, nos quais é aplicada alta tensão, entre 6 a 20 kV, causando uma descarga de elétrons. Um

⁵ Reação 03- Decomposição da molécula de oxigênio para formação de ozônio.
Fonte: Adaptada de GLAZE, 1987.

esquema simplificado de gerador de ozônio é apresentado na Figura 1. Esses elétrons aumentam a energia de dissociação das moléculas de oxigênio, conduzindo à formação de ozônio (USEPA, 1999^a).

O gás utilizado no processo de formação do ozônio pode ser o ar atmosférico, oxigênio puro ou a mistura dos dois, que devem estar sem umidade e livres de poeiras ou óleos. A eficiência da geração de ozônio está diretamente relacionada com a eficiência com que esses parâmetros estão controlados. Apenas 10% da energia fornecida é usada para a formação de ozônio. O remanescente é perdido na forma de luz e calor. A não ser que o calor seja removido, a temperatura se elevará na superfície dielétrica, aumentando a velocidade de decomposição do ozônio. Portanto, um método eficiente de remoção do calor é essencial (ROSEN, 1972).

Figura 1- Esquema simplificado de gerador de ozônio

Fonte: adaptado de USEPA, 1999^a.

Após a geração do ozônio, este é encaminhado para a câmara de contato contendo a água a ser tratada. O principal propósito é a transferência do ozônio gasoso para a fase líquida a fim de reagir com os microrganismos e as substâncias orgânicas e inorgânicas presentes (USEPA, 1999^a).

Segundo WEF (1996), na prática, a eficiência na transferência de massa é governada por alguns fatores, incluindo: concentração de ozônio na fase gasosa, tamanho das bolhas, condição de mistura durante o estágio de transferência de massa, qualidade da água a ser tratada e geometria da câmara de contato. Na maioria dos casos, o sistema de transferência de massa é limitado pela velocidade da reação,

portanto câmaras de contato com alturas elevadas (3 a 5 metros) podem aumentar essa eficiência. As bolhas produzidas no difusor devem ser pequenas, possuindo assim maior superfície específica para as reações.

Os métodos mais comuns de difusores são: mistura por turbina, difusão de bolhas e injetores. A escolha da câmara de contato é determinada por fatores tais como concentração de ozônio contido no gás de alimentação, tempo de contato, coleta do gás ozônio excedente não consumido (*off-gas*), taxa de transferência de massa e grau de difusão das bolhas. Em relação à desinfecção com ozônio, os maiores problemas são as ocorrências de curtos-circuitos hidráulicos (caminho de preferências de escoamento), produzindo um tempo de retenção menor que o teórico (WEF, 1996; USEPA, 1999^a).

A configuração mais utilizada é a de contra-corrente, que consiste na injeção do gás contrário à direção do fluxo líquido, conforme esquema apresentado na Figura 2.

Figura 2- Coluna de injeção de ozônio contra-corrente
Fonte: adaptado de GLAZE, 1987.

O ozônio se decompõe espontaneamente durante o tratamento de água, por um mecanismo que envolve a geração de radicais livres, hidroxilas e outras espécies radicalares. Estes radicais hidroxilas estão entre os agentes oxidantes mais reativos. Por outro lado, o tempo de vida desses radicais é da ordem de microssegundos (USEPA, 1999^a).

As reações de oxidação iniciadas pelo ozônio em água são geralmente complexas; em água, apenas parte do ozônio reage diretamente, ou seja, via oxidação direta dos compostos pelo ozônio molecular ($O_3(aq)$). Uma outra parte se decompõe e a oxidação de compostos é feita pelo radical livre hidroxila (mecanismo indireto) (HOIGNÉ & BADER, 1983; STAEHELIN & HOIGNÉ, 1985).

As duas vias de oxidação competem pelo substrato. O mecanismo da oxidação direta do composto pela molécula de ozônio envolve reações seletivas e podem levar vários minutos (WEF, 1996).

O segundo mecanismo é através da oxidação de compostos pelo produto da decomposição do ozônio, principalmente o radical hidroxila ($OH\bullet$). O esquema de decomposição do ozônio é escrito em termos de três fases distintas: iniciação, propagação e inibição (HAN et al., 1998; WEF, 1996).

A iniciação envolve a reação entre o ozônio e um iniciador para formar um íon radical superóxido ($\bullet\text{O}_2^-$) e radical hidroperoxil ($\bullet\text{HO}_2$), conforme equação apresentada na reação⁶ 10.

Na presença de ozônio, o íon superóxido reage causando nova decomposição do ozônio, formando o íon radicalar $\bullet\text{O}_3^-$ que se decompõe até a espécie radicalar $\text{OH}\bullet$ que reage com a matéria orgânica (GLAZE, 1987; STAEHELIN & HOIGNÉ, 1985; WEF, 1996).

Agentes como íons hidroxilas, radiação ultravioleta e substâncias húmicas podem agir como iniciadores (WEF, 1996; USEPA, 1999^a).

A Figura 3 demonstra, simplificada, as etapas envolvidas na reação.

Figura 3- Mecanismo de decomposição do ozônio.

Fonte: adaptada de WEF, 1996; STAEHELIN & HOIGNÉ, 1985; GLAZE, 1987.

Os radicais formados podem acelerar a decomposição do ozônio (STAEHELIN & HOIGNÉ, 1985; HOIGNÉ & BADER, 1983; WEF, 1996).

Para que a decomposição do ozônio continue, é necessário que haja concentrações suficientes de promotores, substâncias capazes de regenerarem os íons O_2^- a partir do radical hidroxila ($\bullet\text{OH}$). A inibição ocorre quando os radicais livres hidroxilas são consumidos sem que haja a regeneração do O_2^- . Os dois inibidores mais comuns são os íons carbonatos (CO_3^{2-}) e bicarbonato (HCO_3^-), que estão presentes no esgoto, e, dependendo de suas concentrações, podem inibir totalmente

⁶ Reação 10-Reação do ozônio com o íon OH^- .

Fonte: Adaptado de WEF, 1996; STAEHELIN & HOIGNÉ, 1985.

as reações em cadeia dos radicais livres, reduzindo a velocidade de decomposição do ozônio (WEF, 1996).

Assim sendo, o ozônio pode reagir diretamente com matéria orgânica para formar um produto oxidado, ou pode entrar em uma série de reações radicalares. Pela via radicalar, o ozônio é convertido a radical hidroxila pela reação com o íon hidróxido ou outro radical livre (WEF, 1996).

Um esquema da reação do ozônio adicionado em uma solução aquosa é apresentado na Figura 4.

Figura 4- Esquema da reação do ozônio adicionado em uma solução aquosa. $M.org$ = matéria orgânica; $R\cdot$ = radicais livres; ϕ = produtos que não foram catalisados pela decomposição do ozônio.

Fonte: adaptada de HOIGNÉ & BADER, 1983.

Sob condições ácidas, a oxidação direta com ozônio molecular predominará e sob condições favoráveis a produção de radicais hidroxila, como altos valores de pH, exposição de radiação ultravioleta ou adição de H_2O_2 , a oxidação indireta começa a dominar (USEPA, 1999^a).

Os primeiros experimentos relacionados à desinfecção com ozônio foram realizados por De Meritens em 1886. Durante a desinfecção, as matérias orgânica e inorgânica competirão com os microrganismos na oxidação. Nesta etapa, a quantidade de ozônio requerido para toda a oxidação é conhecida como demanda, e o desempenho do processo de desinfecção com ozônio é avaliado pelo residual de ozônio e tempo de contato (CAMEL & BERMOUD, 1998; HUNT & MARINÃS, 1999; WEF, 1996).

É geralmente aceito que o ozônio molecular é melhor biocida que radicais hidroxilas, pois os radicais possuem curto tempo de vida e são espécies não seletivas (CAMEL & BERMOND, 1998; HOIGNÉ & BADER, 1976; WEF, 1996; TURNER & BURTON, 1997).

Fatores como temperatura, pH, tempo de contato, dose de ozônio, sólidos suspensos, demanda química de oxigênio (DQO) e carbono orgânico influenciam a desinfecção com ozônio (CAMEL & BERMOND, 1998; USEPA, 1999^a; WEF, 1996).

A dosagem de ozônio e o tempo de contato são fatores importantes na eficiência da desinfecção com ozônio. A dosagem de ozônio deve ser suficiente para satisfazer as reações com espécies orgânicas e inorgânicas, mais rápidas que as reações com os microrganismos. Uma vez satisfeita essa demanda, a reação de desinfecção com os microrganismos se processa rapidamente. O tempo de contato é importante para melhorar a mistura do ozônio com a água residuária. Sólidos suspensos protegem os organismos do efeito da desinfecção. Temperatura, DQO e pH afetam a velocidade de decomposição do ozônio. Com o aumento da temperatura, o ozônio se torna menos solúvel e aumenta a velocidade de decomposição (WEF, 1996).

A forte característica biocida do ozônio é devida à combinação do elevado potencial de oxidação e à habilidade para difundir através da membrana biológica (HUNT & MARINÃS, 1997).

Na inativação, o primeiro local a ser atacado é a membrana da bactéria, alterando as proteínas e as ligações insaturadas dos ácidos graxos. Além da membrana e parede celular o ozônio pode agir no núcleo da célula (USEPA, 1999^a; HUNT & MARINÃS, 1999).

Nos vírus, o ozônio ataca o capsídeo, modificando a habilidade que os vírus possuem para se fixarem sobre a superfície das células. O mecanismo de inativação do bacteriófago f2 (RNA) pelo ozônio inclui a liberação do RNA do fago após o rompimento da capa que envolve o RNA (USEPA, 1999^a).

O ozônio é bem eficiente para inativar bactérias. Com a aplicação de 7,0 mg/L e tempo de contato de 10 min, LAZAROVA et al. (1998) obtiveram 4 log de

inativação de coliformes fecais, totais e *streptococcus*, quando utilizaram ozônio em um efluente secundário.

COLLIVIGNARELLI et al. (1999), ao estudarem a eficiência de alguns desinfetantes em águas residuárias após tratamento biológico, verificaram que foram necessários 3,0 mg/L de ozônio e tempo de contato de 20 minutos para obter 99% de remoção da bactéria *Salmonella spp.*

MONARCA et al. (1998) observaram que baixas doses de ozônio (2,5 mg/L no inverno e 3,0 mg/L no verão), com tempo de contato de 20 minutos, foram suficientes para atender o padrão de qualidade de efluentes desinfetados.

Estudos, utilizando poliovírus como microrganismo indicador mostraram que aproximadamente 0,4 mg/L de ozônio residual com tempo de contato de 4 minutos foram necessários para obter 99,9% de redução (WEF, 1996).

A inativação de 90% de *Cryptosporidium parvum* pelo ozônio foi alcançada com valores de C.T de 1,4 mg.min/L a pH 7,0 e temperatura de 20°C (DRIEDGER et al., 2000).

O ozônio pode ser uma alternativa eficiente e confiável em relação à cloração. O ozônio se decompõe mais rapidamente que o cloro em solução aquosa e não gera subprodutos tóxicos comuns ao processo de cloração (THM - desde que não haja presença de halogênios). Alguns componentes tóxicos, mutagênicos ou carcinogênicos, incluindo bifenil policlorados e hidrocarbonetos poliaromáticos, são mais rapidamente biodegradáveis após ozonização (TYRRELL et al., 1995).

Contudo, a reação do ozônio com a matéria orgânica pode formar uma variedade de subprodutos orgânicos e inorgânicos. Os principais subprodutos associados com a desinfecção com ozônio são mostrados no Quadro 9.

Quadro 9- Principais subprodutos da ozonização.

Aldeídos	Aldo e Cetoácidos
Formaldeído	Ácido pirúvico
Acetaldeído	Subprodutos Bromados
Ácidos	Bromofórmio
Ácido oxálico	Ácido bromoacético
Ácido fórmico	Outros
Ácido succínico	Peróxido de hidrogênio
Ácido acético	

Fonte: adaptada de USEPA, 1999^a.

Se o íon bromo estiver presente alguns subprodutos halogenados podem ser formados, conforme apresentado na Figura 5.

Figura 5- Principais reações dos subprodutos do ozônio.
Fonte: adaptada de USEPA, 1999^a.

A ozonização em águas contendo íon bromo, ânion que pode ocorrer naturalmente em água, promove a oxidação desse íon a bromato (BrO_3^-), espécie potencialmente carcinogênica (WESTERTTOFF et al., 1998). A aplicação de ozônio deve ser feita com restrições nas fontes que contêm bromo (USEPA, 1999^a).

Algumas vantagens e desvantagens do uso do ozônio como desinfetante segundo USEPA (1999^b) são apresentadas a seguir.

Vantagens

- ozônio é mais eficiente que o cloro na destruição de vírus e bactérias;
- o processo de ozonização utiliza tempos de contatos menores (aproximadamente de 10 a 30 minutos);
- não há a formação de residuais prejudiciais que necessitem ser removidos após a decomposição devido à rápida decomposição do ozônio;
- após a ozonização, não há recrescimento de microrganismos, exceto daqueles que foram protegidos por partículas durante a desinfecção;
- ozônio é gerado no local de uso, e, portanto, há poucos problemas de segurança associados com transporte e manuseio;
- a ozonização eleva a concentração de oxigênio dissolvido no efluente.

Desvantagens

- pequenas dosagens podem não ser eficientes para inativar alguns vírus, organismos esporulados e cistos;
- a ozonização é uma tecnologia mais complexa que cloro ou ultravioleta;
- o ozônio é muito corrosivo e reativo, requerendo matérias resistentes como aço inoxidável;
- o ozônio é extremamente irritante.

4- MATERIAIS E MÉTODOS

4.1- Considerações Iniciais.

O trabalho experimental foi realizado em cinco etapas:

- i. Etapa I: Ensaio de desinfecção com ozônio;
- ii. Etapa II: Ensaio de desinfecção com permanganato de potássio;
- iii. Etapa III: Ensaio de desinfecção com ácido peracético;
- iv. Etapa IV: Ensaio de desinfecção utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador tendo como desinfetantes permanganato de potássio, ozônio e ácido peracético;
- v. Etapa V: Ensaio de toxicidade.

Os ensaios com os desinfetantes ácido peracético e permanganato de potássio foram realizados empregando-se equipamentos em batelada e utilizando-se efluente proveniente de tratamento secundário de esgoto sanitário da ETE de Araraquara –SP.

Os testes utilizando-se ozônio foram realizados em escala de laboratório, em batelada, e em instalação piloto. Os ensaios em batelada foram realizados no Laboratório de Tratamento de Resíduos Orgânicos (LTR) junto ao Departamento de Hidráulica e Saneamento, Campus USP - São Carlos-SP, e os ensaios com a instalação piloto foram realizados na ETE da cidade de Lins-S,P sendo componente da pesquisa realizada no âmbito do PROSAB- Edital 3 –Tema 2.

Foram realizados 24 carreiras de ensaios (I a XXIV), cada carreira com 3 ensaios, totalizando 72 ensaios, nos quais foram variados o tempo de contato e a dosagem de desinfetante. Nas etapas de pesquisas foram avaliadas as variáveis físico-químicas residual de desinfetante, COT (carbono orgânico total), série de sólidos (SST:sólidos suspensos totais, SSF:sólidos suspensos fixos, SSV: sólidos

suspensos voláteis e ST: sólidos totais) e alcalinidade total (segundo STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER (1995). 19th). As análises microbiológicas foram NMP *E.coli*, UFC colifagos e NMP *Clostridium perfringens*.

As Figuras 6 a 8 apresentam diagramas de blocos ilustrativos das etapas de estudo realizadas no decorrer do presente estudo.

Figura 6- Diagrama ilustrativo da etapa de desinfecção com ozônio.

Figura 7- Diagrama ilustrativo das etapas de desinfecção com permanganato de potássio (etapa II) e ácido peracético (etapa III).

Figura 8- Diagrama ilustrativo das etapas de desinfecção IV e V.

4.2- Descrição das instalações.

4.2.1- Desinfecção com ozônio.

4.2.1.1- Instalação para geração e desinfecção de ozônio em escala de laboratório.

A unidade geradora de ozônio em escala de laboratório é constituída de cilindro de oxigênio, rotâmetro, câmara de refrigeração, gerador de ozônio, câmara de ozonização e frasco lavador, conforme esquema mostrado na Figura 9.

Esta unidade está instalada no Laboratório de Tratamento de Resíduos Orgânicos (LTR) junto ao Departamento de Hidráulica e Saneamento Campus USP – São Carlos, e é descrita a seguir.

a) Cilindro de oxigênio b) Rotâmetro c) Câmara de refrigeração d) Gerador de ozônio e) Câmara de contato f) Frasco lavador g) Grade metálica

Figura 9- Esquema da unidade geradora de ozônio em escala de laboratório.
Fonte: Adaptado de DIAS, 2001.

a)- Cilindro de oxigênio

Possui capacidade de 10 m³ e pureza mínima de 99,8%. A pressão de saída do oxigênio do cilindro é mantida a 50 kPa, pois é a pressão máxima suportada pela câmara de geração de ozônio.

b) Rotâmetro

O rotâmetro controla a vazão de oxigênio que entra no gerador de ozônio, e está conectado a uma mangueira ligada ao cilindro de oxigênio. O rotâmetro é composto por uma coluna de vidro graduada e um marcador metálico que movimenta-se na escala em função da vazão ajustada por meio de registro de agulha.

c) Câmara de refrigeração

Em temperaturas elevadas a velocidade de decomposição do ozônio aumenta, e para diminuir esta decomposição é necessário resfriar o gás antes que este entre no gerador de ozônio.

Este resfriamento é feito por meio de um sistema de serpentina imersa em água a aproximadamente 4 °C em um refrigerador comercial modelo Belliere.

d) Gerador de ozônio

O gerador de ozônio utilizado nos ensaios de desinfecção era da marca Qualid'or modelo laboratorial, com capacidade de produção de ozônio de 8 gO₃/h. Na Figura 10 está apresentada uma fotografia deste gerador de ozônio, rotâmetro e câmara de refrigeração.

Nos ensaios de desinfecção utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, o gerador de ozônio usado foi da marca Eaglesat modelo laboratorial, com capacidade para produção de ozônio de 7 gO₃/h.

Na Figura 11 está apresentada a fotografia deste gerador de ozônio.

Figura 10- Fotografia do gerador de ozônio modelo Qualid'or, rotâmetro e câmara de refrigeração.

Figura 11- Fotografia do gerador de ozônio marca Eaglesat modelo laboratorial

e) Câmara de contato.**e1) Ensaios de desinfecção utilizando *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* como microrganismos indicadores.**

A câmara de contato utilizada para os ensaios de desinfecção com os microrganismos *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* era de seção cilíndrica, construída em PVC, com diâmetro interno de 100 mm e altura total de 2,0 m, fixada em grade metálica com braçadeiras (Figura 12a).

Na base da coluna havia um registro de agulha para controle da vazão de gás, um registro de esfera conectado ao dreno (esvaziamento da coluna de contato) e um registro de esfera conectado a tubulação para coleta de amostras (Figura 12b).

O efluente a ser ozonizado era introduzido na câmara de contato utilizando funil instalado no topo desta câmara (Figura 12c). Ao concluir a transferência do esgoto, o funil era removido e a tubulação, que era provida de registro de esfera, era fechada. Ligava-se o gerador de ozônio modelo Qualid'or e abria-se o registro de agulha na base da coluna e processava-se a ozonização.

e2) Ensaios de desinfecção utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador.

Nos ensaios de desinfecção utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador a câmara de contato era também de seção cilíndrica, só que construída em tubo de acrílico de 4 mm de espessura, 60 mm de diâmetro e 2 m de altura (Figura 13).

O ozônio contido no *off-gas* era capturado no frasco lavador de gases em solução de iodeto de potássio.

Figura 12-(a) Fotografia da câmara de contato- b)Fotografia da base da coluna- c)Fotografia do funil instalado no topo da câmara de contato.

Figura 13- Fotografia da câmara de contato e frasco lavador de gases fixados em grade metálica, utilizados nos ensaios de desinfecção com ozônio.

f) Frasco lavador

O excesso de gás (*off gas*, ou ozônio não consumido) não retido na câmara de contato é levado através de uma mangueira conectada ao topo da câmara de contato para o frasco lavador com capacidade de 1L.

Este frasco é preenchido com 500 mL de solução de iodeto de potássio (KI) a 2%. Este sistema permite a remoção total da concentração residual de ozônio contida no efluente gasoso e possibilita quantificar a massa de ozônio que escapa da coluna de contato.

4.2.1.2- Instalação Piloto para desinfecção com ozônio.

A instalação piloto para desinfecção com ozônio foi instalada na ETE da cidade de Lins –SP operada pela SABESP, e fez parte de projeto de pesquisa no âmbito do PROSAB III – Edital 3 –Tema 2.

O efluente era proveniente da lagoa secundária e escoava por gravidade até o poço de sucção de onde era recalcado para as colunas de contato (Figura 14). A dissolução e mistura do ozônio era feita em venturi (Figura 15).

O efluente desinfetado era utilizado nas pesquisas de irrigação.

Os tempos de contato investigados foram ajustados controlando a vazão de esgoto recalcada. A dose aplicada era ajustada variando-se a vazão de ar e a tensão na câmara de geração de ozônio.

A representação esquemática da Instalação Piloto está apresentada nas Figuras 16 e 17.

Figura 14- Colunas de contato para desinfecção do efluente da ETE Lins-SP com aplicação de ozônio.

Figura 15- Fotografia do equipamento gerador de ozônio marca EAGLESAT e equipamento venturi para dissolução e mistura do ozônio.

Figura 16- Câmara de contato para desinfecção com ozônio utilizada na ETE Lins-SP. – vista frontal

Figura 17- Câmara de contato para desinfecção com ozônio, utilizada na ETE Lins-SP – vista superior.

A produção de ozônio em relação à vazão de ar foi fornecida pelo fabricante do equipamento de geração de ozônio (Eaglesat).

4.2.1.3- Procedimentos e monitoramento dos ensaios de desinfecção realizados com ozônio – Em escala de laboratório.

A produção de ozônio pelo equipamento utilizado foi quantificada variando-se a vazão de gás que passava por coluna contendo solução de iodeto de potássio em concentração de 2%.

Para essa quantificação adotou-se o seguinte procedimento:

- I. preencheu-se a câmara de contato (coluna) com 8 L de solução de iodeto de potássio a 2%;
- II. ligou-se o gerador de ozônio e ajustou-se o rotâmetro para o valor pré-fixado de vazão de gás;
- III. durante o período de ozonização estimado borbulhou-se ozônio através da coluna;
- IV. completado o tempo desligou-se o sistema e coletou-se uma amostra da solução ozonizada;
- V. procedeu-se à titulação da amostra com tiosulfato de sódio (0,025N) (STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER (1995). 19th).

Os valores das vazões de oxigênio adotados para a construção da curva no aparelho Qualid'or foram de 5; 10; 20; 30; 60; 100; 150; 200 e 300 L/h e o tempo de contato foi fixado em 10 minutos. Em relação ao aparelho Eaglesat as vazões de oxigênio adotadas foram de 10; 20; 40; 60; 80; 100; 130 e 160 L/h e o tempo de contato foi de 5 minutos.

As produções de ozônio foram calculadas utilizando a Equação (01).

$$P(g/hO_3) = \frac{N_{Na_2S_2O_3} \times \Delta V_{Na_2S_2O_3} \times VKI \times 14,4}{V_{amxt}} \quad (01)$$

$N_{Na_2S_2O_3}$: normalidade do tiossulfato de sódio;

$\Delta V_{Na_2S_2O_3}$: Volume de tiossulfato consumido na titulação da amostra – volume de tiossulfato consumido na titulação do branco;

V_{KI} : volume total de iodeto de potássio ozonizado;

V_{am} : volume da amostra de iodeto de potássio titulada (mL);

t : tempo de contato durante a aplicação de ozônio (min).

A concentração de ozônio dissolvido no esgoto (ozônio residual) foi determinada utilizando-se o método Índigo (STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER (1995). 19th).e com uso de espectrofotômetro Hach (DR 4000).

A quantificação do excesso de ozônio (*off-gas*) ou de ozônio que não reagiu foi determinada pelo método iodométrico

A dosagem de ozônio foi calculada pela Equação (02):

$$D = \frac{P t_x 100}{6 x V} \quad (02)$$

P : produção de ozônio na coluna em g/h;

t : tempo de aplicação do ozônio em min;

V : volume do efluente ozonizado na coluna.

D : dosagem de ozônio (mg O_3 /L)

A partir da curva relacionando produção de ozônio (P) e com a vazão de oxigênio (Q) determinou-se a vazão de oxigênio necessária para obter as dosagens de ozônio requeridas em cada ensaio.

Os ensaios de desinfecção com ozônio utilizando os microrganismos indicadores *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* em instalação em escala de laboratório foram realizados com o efluente proveniente da ETE de Lins-SP e da ETE de Araraquara - SP.

Os efluentes eram coletados na saída da lagoa facultativa (ETE – Lins) e na saída da lagoa de sedimentação da ETE Araraquara-SP, armazenados em recipientes

de plástico e transportados para o campus USP - São Carlos e mantidos em câmara fria até no máximo um período de 24 horas.

Na Figura 18 é apresentada vista parcial da lagoa secundária da ETE de Lins.

Na Figura 19 é apresentada a vista parcial da lagoa aerada seguida de sedimentação e Figura 20, o local da coleta que é à saída da lagoa de sedimentação da ETE de Araraquara – SP.

O volume total do efluente recolhido era homogeneizado e frações de 8 litros transferidas para a coluna de ozonização iniciando-se a desinfecção.

Nos ensaios em que os ovos de *Ascaris lumbricoides* foram utilizados como indicadores ou como controle de eficiência de desinfecção, o esgoto era proveniente da ETE Araraquara-SP. A este esgoto foram adicionados ovos de *A. lumbricoides* previamente separados de fezes humanas, procedida a homogeneização e transferidos volumes de 1L para a câmara de contato realizando-se a desinfecção.

Concluída a ozonização, foram coletadas amostras do afluente e do efluente para os exames microbiológicos e as análises físico-químicas. A quantificação do ozônio presente no *off-gas*, foi feita recolhendo-se uma alíquota de 200 mL de iodeto de potássio (KI) do frasco lavador determinando-se a massa de ozônio que reagiu com o iodeto de potássio.

O ozônio consumido pela solução pode ser calculado pela Equação (03):

$$\text{Dose de ozônio consumido (mg de O}_3\text{/L)} = \text{Dose aplicada} - (\text{O}_3 \text{ residual} + \text{off-gas}) \quad (03)$$

Figura 18- Vista parcial da lagoa facultativa da ETE de Lins – SP.

Figura 19-Vista parcial da lagoa aerada e de sedimentação da ETE-Araraquara.-SP.

Figura 20- Local de coleta na ETE-Araraquara-SP.

4.2.1.4- Procedimento e monitoramento dos ensaios de desinfecção com ozônio-escala piloto.

A produção de ozônio em relação à vazão de ar foi fornecida pelo fabricante do equipamento de geração de ozônio (Eaglesat).

A Tabela 1 relaciona a produção de ozônio gerado pelo equipamento em relação à vazão de ar.

Tabela 1- Relação entre a vazão de ar (L/min) e produção de ozônio em % Massa, mgO₃/L ar e mgO₃/min.

<i>Vazão (L ar/ min)</i>	<i>% Massa de O₃</i>	<i>mg O₃/L ar</i>	<i>mg O₃/min</i>	<i>g O₃/h</i>
2	3,94	51,06	102,12	6,13
3	2,85	36,94	110,8	6,65
4	2,12	27,47	109,9	6,59
5	1,94	25,14	125,7	7,54

Fonte: EAGLESAT

O *off-gas* foi medido conectando-se uma mangueira flexível na saída de gás no topo da câmara de contato a um erlenmeyer de 3,0 litros contendo solução de iodeto de potássio a 2%. O tempo da reação foi fixado em 10 minutos, ao final do qual era coletada alíquotas de 200 mL e quantificado o ozônio no *off-gas*.

A concentração de residual de ozônio no esgoto foi feita pelo método DPD (espectrofotômetro portátil Dulcotest e reagentes Merck) e a dose aplicada foi calculada pela equação 04.

$$O_{3aplicado} = \frac{P_x tc}{V} \quad (4)$$

P: produção de ozônio em g O₃/h;

tc: tempo de contanto (min);

V: volume desinfetado (volume da coluna 171L).

A eficiência de desinfecção da instalação piloto foi avaliada tomando-se como microrganismo indicador *E.coli*.

4.2.2- Desinfecção com ácido peracético e permanganato de potássio.

Os ensaios de desinfecção utilizando-se ácido peracético e permanganato de potássio foram realizados em batelada, utilizando-se béqueres vidro de borossilicato de 2 litros sobre agitadores magnéticos para que o líquido fosse mantido em agitação.

Os ensaios de desinfecção, tanto para o ácido peracético quanto para o permanganato de potássio, foram realizados utilizando metodologia descrita a seguir.

- Transferiu-se 1litro do efluente da ETE Araraquara-SP em cada béquer de 2 litros (total de 4 béqueres);

- Cada béquer foi colocado sobre um agitador magnético;
- Adicionou-se solução de ácido peracético ou permanganato de potássio mantendo-se o tempo de contato conforme especificado;
- Concluído o tempo de contato, coletou-se uma amostra do efluente e fez-se a determinação da concentração remanescente (residual) de ácido peracético ou permanganato de potássio. Para a quantidade adicionada dos desinfetantes utilizou-se solução de tiosulfato de sódio 3% (RAJALA-MUSTONEN (1997), COLLIVGNARELLI et al. (1999), BALDRY & FRENCH (1989) e BALDRY (1983)).

O produto utilizado para a desinfecção com ácido peracético foi o PROXITANE 1512 adquirido da empresa Thech Desinfecção (Peróxidos) – São Paulo, SP.

Em sua formulação comercial o produto apresenta especificação descrita na Tabela 2.

Tabela 2 – Características do ácido peracético utilizado para desinfecção.

<i>Componente</i>	<i>Composição</i>
Ácido peracético	Mínimo de 15 %
Peróxido de hidrogênio	Mínimo de 23%
Ácido acético	Máximo de 16%
Veículo estabilizante	100%

Fonte: Thech Desinfecção, fornecedor do produto Proxitane 1512.

A concentração do ácido peracético fornecido pelo fabricante foi determinada segundo LANGEVELD et al. (1996) e consistiu em:

- Retirar uma alíquota de 10 mL de solução de ácido peracético e diluir em 1000mL de água destilada;
- Retirar 25 mL desta solução e misturar 10 mL de H_2SO_4 (3 M) e acrescentar água destilada até um volume total de 100 mL;
- Titular esta solução com $KMnO_4$ 20 mM até o aparecimento da cor rosa;
- Após o peróxido de hidrogênio ser consumido adicionar 5 mL de KI (1,2 M);
- Titular com tiosulfato de sódio (0,1 M) até o desaparecimento da cor.

Após a determinação da concentração do ácido peracético, este foi diluído em água destilada, de modo a se obter concentração final de 1000 mg/L.

A metodologia inicialmente testada para determinação do residual de ácido peracético foi proposto por MINNING et al., (1999) que usaram o método colorimétrico e consistiu em:

- Retirar uma alíquota de 10 mL da amostra desinfetada;
- Adicionar catalase (Sigma-Aldrich);
- Esperar aproximadamente 5 minutos para a destruição do peróxido de hidrogênio;
- Adicionar 30 mL de etanol, 10 mL de ácido acético e 10 mL de solução de iodeto de potássio (1,0 g/L) e agitar a solução;
- Ler absorbância em comprimento de onda de 410 nm.

Entretanto este método não se adequou e a confirmação da concentração de 1000 mg/L de ácido peracético e todos os valores de residuais encontrados foram feitos com o método DDPD desenvolvido e patenteado pela CHEMetrics e as ampolas foram lidas em espectrofotômetro Hach DR 2010.

O ensaio para quantificação da concentração residual de permanganato de potássio realizado com a finalidade de verificar a metodologia proposta pelo Manual Hach DR 4000 *Spectrophotometer Handbook* (comprimento de onda de 525 nm), seguiu o mesmo procedimento descrito para a desinfecção, mas utilizando-se 200 mL do efluente.

Igualmente ao ácido peracético, anteriormente aos ensaios de desinfecção preparava-se uma solução de 1000 mg/L de KMnO_4 . Esta solução era padronizada de acordo com ASSUMPÇÃO & MORITA (1968).

Nos ensaios utilizando ácido peracético e permanganato de potássio o efluente foi proveniente da ETE de Araraquara – SP.

4.3- Ensaaios microbiológicos.

4.3.1- Repicagem da cepa *E.coli* CIP 55.30.

Para o exame de colifagos foi necessário adquirir uma cepa hospedeira (*E. coli* CIP 55.30), fornecida pela Fundação André Tosello em meio sólido, denominado AN (Ágar Nutriente).

Devido à possibilidade de perda das características originais da linhagem após algumas manipulações, a cepa era repicada a partir da cepa original para outros tubos contendo o meio de cultura apropriado (TSB da Difco).

Para ser utilizada nos exames a *E. coli* CIP 55.30 deve estar na fase de crescimento logarítmico. Portanto foi necessária a construção da curva de crescimento bacteriano.

A construção da curva de crescimento foi feita conforme descrito a seguir:

1. com uma alça de platina, retiraram-se amostras da colônia de bactérias transfere-as para um tubo de ensaio contendo 10mL de meio de cultura TSB. Incuba-se *overnight* a 37°C;
2. após a incubação, transfere-se o volume de 10 mL para um frasco contendo 90 mL de TSB glicerinado;
3. incuba-se a suspensão em banho-maria a 37 °C e marca-se o tempo de crescimento;
4. a cada 30 minutos retira-se uma amostra da cultura em crescimento e faz-se a diluição da amostra;
5. mede-se a absorbância a 520nm.

Após cada diluição as amostras foram incubadas em cartelas de Colilert®, e relacionou-se a absorbância com o NMP de organismos. Na Figura 21 é apresentado um esquema ilustrativo para preparação da curva.

Figura 21- Esquema ilustrativo para obtenção da curva de crescimento da *E. coli* CIP 55.30.

Definida a curva de crescimento bacteriano, repetiu-se o procedimento ilustrado na Figura 21 até a formação da suspensão de 100 mL de TSB e bactérias, e quando atingiu-se a concentração referente à fase exponencial, armazenou-se 1 mL das amostras do inoculo em frascos tipo *ependorfes* com 10% de glicerol, mantendo-as congeladas.

4.4.2- Metodologia utilizada para identificação dos microrganismos.

A cada ensaio de desinfecção era separada uma alíquota de efluente não desinfetado e desinfetado para a quantificação de *E. coli*, colifagos, *Clostridium perfringens* e *Ascaris lumbricoides*.

a)- Coliformes fecais

A determinação do número mais provável (NMP) de coliformes fecais foi realizada pelo método COLILERT® (tecnologia de substrato definido da IDEXX®).

b)- *Clostridium perfringens*:

Para a determinação do número mais provável (NMP) de *Clostridium* sulfito-redutor (*Clostridium perfringens*), utilizou-se a técnica de tubos múltiplos, conforme método CETESB L5. 213.

c)- Colifagos:

A determinação do número de unidades formadoras de placa (UFP) de colifagos foi efetuada conforme material fornecido pelo Instituto de Ciências Biomédicas (ICB) –USP-SP, procedimento descrito por DAN et al (1996), cuja metodologia consiste em:

1. fundir quatro tubos de TSA modificado em banho-maria a 44,5 °C;
2. descongelar os frascos contendo a bactéria hospedeira (CIP 55.30) em banho-maria a 44,5 °C;
3. para cada um dos quatros tubos de TSA modificado transferir 5 mL da amostra ou de sua diluição e 1 mL de suspensão de *E.coli*;
4. homogeneizar cada tubo e verter para uma placa de petri e incubar a 35 °C durante 4 a 6 horas.

d)- Ovos de *Ascaris lumbricoides*:

Os ensaios de desinfecção utilizando como microrganismo indicador os ovos de helmintos foram realizados após a obtenção da dosagem mais adequada dos desinfetantes ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio.

A metodologia utilizada para a concentração e posterior identificação dos ovos *Ascaris lumbricoides* foi fornecida pelo Laboratório de Hidrobiologia do Departamento de Saúde Ambiental da Faculdade de Saúde Pública

Como a técnica empregada era para a concentração e quantificação de ovos de *Ascaris lumbricoides* decidiu-se inocular um efluente com esses ovos e proceder à desinfecção, já que os efluentes testados não apresentaram ovos de *Ascaris lumbricoides* no momento do ensaio. O efluente escolhido foi o da ETE de Araraquara-SP pela proximidade a São Carlos-SP, facilidade de coleta, e por fazer parte das pesquisas desse doutorado.

O inóculo dos ovos de *Ascaris lumbricoides* foi obtido no Instituto Adolfo Lutz de São Carlos a partir de fezes humanas encaminhadas para exames parasitológicos.

As contagens dos ovos de *Ascaris lumbricoides* foram feitas no laboratório do Instituto Adolfo Lutz de São Carlos, sob a supervisão dos técnicos e também no

Departamento de Morfologia e Parasitologia da Universidade Federal de São Carlos sob a supervisão dos Professores Doutores Sergio Seixas e Clovis W. de Souza.

A técnica empregada foi a de centrifugação – flotação com solução de Sulfato de Zinco a 33% (CUTOLO, 2002; CETESB, 1989).

Para a caracterização parasitológica das águas residuárias, os resultados foram expressos em ovos/L utilizando câmara de Sedgwick-Rafter de capacidade de 1 mL aplicando fórmula segundo ZERBINE & CHERNICHARO (2001).

Procedimento para a preparação do inóculo:

O inóculo obtido de fezes humanas encaminhadas ao Instituto Adolfo Lutz para exames parasitológicos foi colocado em um frasco de sedimentação e lavado seqüencialmente com água destilada até obtenção de sobrenadante transparente. O material sedimentado foi então colocado em um tubo de Falco onde adicionou-se ácido sulfúrico 0,1%. O inóculo foi armazenado em geladeira.

Procedimento e instalações para os ensaios de desinfecção e posterior quantificação e viabilidade dos ovos de *Ascaris lumbricoides*:

i) Para os ensaios com ácido peracético e permanganato de potássio:

Em um béquer colocou-se 800 mL do efluente da ETE de Araraquara – SP e adicionou-se 1 mL do inóculo. Deixou-se agitando sobre um agitador magnético por aproximadamente 15 minutos. Findo o período de agitação, transferiu-se 200 mL desse efluente para béqueres de 500 mL (total de 3 béqueres) nos quais procederam-se os ensaios de desinfecção, sendo que os outros 200 mL restantes foram utilizados para quantificação de ovos de *A. lumbricoides* sem o desinfetante (branco).

As concentrações de ácido peracético usadas foram de 15; 30; 60 e 100 mg/L e tempo de contato de 30 minutos e para o permanganato de potássio utilizou-se concentrações de 20, 40, 60 e 100 mg/L com tempo de contato de 30 minutos.

Os ensaios de desinfecção com ácido peracético e permanganato de potássio seguiram o mesmo procedimento descrito no item 4.2.2.

Após a desinfecção foram realizados os procedimentos, descritos a seguir, para a quantificação dos ovos segundo CUTOLO (2002), iniciando pelo passo 5, pois o volume da amostra era pequeno (200 mL). Não foi necessária a operação de

sedimentação para posterior retirada de sobrenadante e quantificação de ovos viáveis segundo método descrito por CUTOLO (2002).

ii) Para os ensaios com ozônio em escala de laboratório:

Em um béquer de 5 litros colocou-se 3,5 litros do efluente da ETE de Araraquara – SP e adicionou-se aproximadamente 5 mL do inóculo. Manteve-se a mistura com uso de agitador magnético por aproximadamente 20 minutos. (Fim do período de agitação transferiu-se 1 litro desse efluente para a coluna de ozonização (total de 3 ensaios) nos quais procederam-se os ensaios de desinfecção conforme apresentado no item 4.2.1.3, sendo que os outros 500 mL restantes foram utilizados no ensaio sem o desinfetante (branco).

As concentrações de ozônio consumido foram de 10; 20 e 40 mg/L com tempo de contato de 10 minutos.

Procedimento para a quantificação dos ovos segundo CUTOLO (2002):

Esse procedimento completo foi realizado para os efluentes das Estações de Tratamento de Esgotos de Lins-SP, Araraquara-SP, Rio Claro-SP, Santa Eudóxia-SP e Água Vermelha-SP para se determinar quais ovos de helmintos estavam presentes.

1. Coletou-se uma amostra de volume conhecido (V_i litros).
2. Deixou-se a amostra sedimentar em um balde ou béquer por 24 horas.
3. Removeu-se o sobrenadante mantendo-se no recipiente volume de aproximadamente 1 litro.
4. Transferiu-se o sedimento para tubos tipo Falcon com capacidade para 50 mL, enxaguando bem o balde com solução Tween.
5. As amostras foram centrifugadas a 1250 rpm por cinco minutos, desprezando-se o sobrenadante.
6. Transferiu-se todos os sedimentos para um único tubo e centrifugou-se novamente a 1500 rpm por cinco minutos descartando-se o sobrenadante.
7. Removeu-se o sobrenadante e ressuspendeu-se o sedimento com solução de Sulfato de Zinco a 33%.
8. Centrifugou-se a suspensão a 1250 rpm por 4 minutos, sendo formada uma película.

9. A película formada foi, então, observada ao microscópio.

Procedimento para a viabilidade dos ovos segundo CUTOLO (2002):

Para avaliar a viabilidade de ovos de *Ascaris lumbricoides* realizou-se o ensaio para quantificação dos ovos empregando os passos 5, 6 e 7, após o qual foi seguido o procedimento:

1. Transferiu-se o sobrenadante com o Sulfato de Zinco 33% (passo 7) para frascos de sedimentação e deixou-se sedimentando por 3 horas ou “overnight”.
2. Removeu-se o sobrenadante até a camada sedimentada, ressuspendeu-se o sedimento distribuindo-o em tubos de Falco e centrifugou-se a 1400 rpm por 5 minutos.
3. Juntou-se os sedimentos em um único tubo e centrifugou-se a 1400 rpm por 3 minutos.
4. Removeu-se o sobrenadante e ressuspendeu-se o sedimento com ácido sulfúrico a 0,1% incubando-os a 26 °C por 4 semanas.
5. Após 4 semanas, retirou-se uma alíquota homogeneizada da amostra final a que foi transferida para a câmara de Sedgewick Rafter, examinando ao microscópio em objetivas de 10x.
6. Contaram-se os ovos viáveis (com larva) e não os viáveis.

Expressão dos Resultados:

O número final de ovos viáveis e não viáveis da amostra foi calculado por meio da equação (5):

$$N = \frac{Nc.Vf}{Vc.Vi} \quad (5)$$

N: Número de ovos (ovos/L)

Nc: número de ovos contados na câmara de Sedgewick Rafter

Vf: volume do produto final incubado no tubo de Falco (mL)

Vc: volume da câmara de Sedgewick Rafter (1 mL)

Vi: volume original da amostra

4.4- Teste de toxicidade aguda.

Os testes de toxicidade aguda foram feitos no Laboratório de Ecotoxicologia e Ecofisiologia Aquática do Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada (CRHEA) do Departamento de Hidráulica e Saneamento com auxílio da doutoranda Juliana Beringer Costa do Programa de Pós – Graduação em Ciências da Engenharia Ambiental.

Os ensaios de toxicidade foram realizados utilizando o efluente da ETE Araraquara-SP desinfetado com ácido peracético, permanganato de potássio e ozônio.

Para realização do ensaio de toxicidade era necessário manter o residual do desinfetante. Por esse motivo, não se adicionou tiosulfato de sódio para neutralizar o excesso de desinfetante, como normalmente é feito nos ensaios de desinfecção com o objetivo de que seja mantido o tempo de contato utilizado para estudo.

As concentrações de ácido peracético utilizadas foram de 5mg/L e 15 mg/L para tempo de contato de 30 minutos. Para o permanganato de potássio utilizaram-se concentrações de 10mg/L e 20 mg/L também para tempo de contato de 30 minutos. Para o ozônio utilizou-se concentração de ozônio consumido de 10 e 28 mg/L e tempos de contato de 10 minutos.

Os dados foram submetidos a análises estatísticas (de normalidade e homogeneidade, Chi-quadrado e Bartlett, respectivamente). Posteriormente foi realizado o teste de Steel's Many-One Rank (também análises estatísticas) para comparar a presença ou não da toxicidade do desinfetante com a toxicidade do efluente da ETE sem a dosagem do desinfetante.

Princípio do método:

Neonatos de *Daphnia similis* (Cladocera) de 6 às 24h de idade são submetidos ao teste segundo procedimento CETESB L5. 018 (1994).

O teste é estático (sem renovação de água), agudo, com duração de 48h, sem aeração nem fornecimento de alimento. O fotoperíodo é negativo (escuro) e a temperatura pode variar de 20 a 22°C.

Foram realizadas 4 réplicas por amostra, contendo 10mL da solução-teste, com 5 organismos em cada, sendo que o efeito observado é a imobilidade.

4.5- Planejamento e otimização dos experimentos.

Para cada um dos três desinfetantes usados foi aplicado o planejamento estatístico para otimização da dosagem aplicada.

Este planejamento consistiu em adotar diferentes valores de dosagem de desinfetante e tempos de contato (aproximadamente 6 valores de concentração e seus respectivos valores de tempo de contato), proceder à desinfecção e verificar a eficiência dos desinfetantes para inativação do *E.coli*, colifagos e *Clostridium perfringens*.

Com os valores de eficiências obtidos aplicou-se a metodologia de superfícies de resposta, com o objetivo de obter equações que descrevam o fenômeno, possibilitando identificar regiões com máximo ou mínimo da variável de controle adotada no estudo. BARROS NETO et al. (1995) descreve esta metodologia em detalhes.

5- RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1- Considerações iniciais.

Como parte do Projeto de Pesquisa do PROSAB – Edital 3 – Tema 2, foram realizados ensaios de desinfecção com ozônio utilizando a instalação piloto localizada na ETE da cidade de Lins-SP, na qual o tratamento é constituído de lagoa anaeróbia seguida de lagoa facultativa. A unidade em escala de laboratório foi utilizada para a realização dos ensaios de desinfecção dos efluentes das ETE de Lins-SP e ETE de Araraquara-SP, na qual o tratamento é constituído de lagoa aerada seguido de lagoa de sedimentação.

Em relação aos ensaios de desinfecção utilizando ácido peracético e permanganato de potássio para avaliar a influência da concentração do desinfetante e do tempo de contato na eficiência de inativação dos microrganismos indicadores, utilizou-se o efluente da Estação de Tratamento de Esgoto de Araraquara-SP.

Para a construção das curvas de superfícies de resposta utilizou-se o programa STATISTICA AX, módulo VISUAL GENERAL LINEAR MODEL (VGLM) RESPONSE SURFACE REGRESSION.

Não faz parte do escopo deste trabalho a avaliação de custos de implementação e dos custos de manutenção e operação dos desinfetantes estudados.

5.2- CURVA DE CRESCIMENTO DA *E.coli* CIP 55.30.

A bactéria *E.coli* CIP 55.30 foi utilizada como hospedeira dos colifagos. É necessário que bactérias hospedeiras estejam na fase de crescimento logarítmico. Como são específicas para cada tipo de fago, foram cultivadas em cultura pura, em meio TSB, conforme descrito em materiais e métodos. A construção da curva de crescimento relacionando o logaritmo do número de organismos ou o logaritmo da

concentração de organismo com o tempo de crescimento possibilita obter a fase de crescimento logarítmico. Encontrada esta fase, repete-se o procedimento, retirando-se alíquotas da suspensão e preparam-se as bactérias em concentração adequada para a realização do ensaio.

Os resultados desta etapa estão apresentados na Tabela 3 e Figuras 22 e 23.

Tabela 3- Curva de crescimento de *E. coli* usando-se meio TSB e absorvância em comprimento de onda de 520 nm.

Tempo (min)	Abs (520nm)	Concentração org/mL
0	0,410	10^4
30	0,614	10^5
60	0,680	10^5
90	1,00	10^6
120	1,057	10^7
150	1,118	10^8

Figura 22- Curva de crescimento da *E.coli* CIP 55.30 relacionando Abs:520nm e tempo (min). Meio utilizado: TSB.

Figura 23- Curva de crescimento da *E. coli* CIP 55.30 relacionando concentração (org/mL) e tempo (min). Meio utilizado: TSB – Abs:520nm.

Pelas Figuras 22 e 23 observa-se que a fase de crescimento logarítmico ocorre para a *E. coli* CIP 55.30 entre 60 a 90 minutos.

5.3- Desinfecção com ozônio.

5.3.1- Produção de ozônio.

Antes de se realizarem os ensaios de desinfecção com ozônio foi necessário quantificar a produção de ozônio, gerada pelo equipamento Qualid'or conforme descrito em matérias e métodos.

A Figura 24 apresenta o gráfico da produção de ozônio em relação à vazão de oxigênio e na Tabela 04 estão relacionados os respectivos resultados.

Figura 24- Produção de ozônio do equipamento Qualid'or em relação à vazão de oxigênio.

Tabela 04- Produção de ozônio do equipamento Qualid'or para diferentes vazões de oxigênio.

<i>Vazão de oxigênio (L/h)</i>	<i>Produção de ozônio (g/h)</i>
5	0,0144
10	0,2232
20	0,4392
30	0,6624
60	0,9936
100	1,1232
150	1,6992
200	1,9584
300	2,2608

Os resultados experimentais podem ser representados pela equação (6), obtida por regressão múltipla.

$$y = 2 \times 10^{-5} X^2 + 0,0143X + 0,0853 \quad (6)$$

$$R^2 = 0,9822$$

Y: produção de ozônio (g/h)

X: vazão de oxigênio (L/h)

A partir da equação (6) foram calculadas as vazões de oxigênio necessárias para as dosagens e os tempos de contato utilizados nesta pesquisa.

Nos ensaios de desinfecção com ozônio utilizando-se como microrganismo indicador ovos de *Ascaris lumbricoides* também foi necessário quantificar a produção de ozônio gerada pelo equipamento Eaglesat, utilizando-se mesmo procedimento, porém com 1,5 L de iodeto de potássio ao invés de 8 L. Essa calibração foi necessário, pois o equipamento gerador de ozônio Qualid'or foi substituído pelo Eaglesat.

A Figura 25 apresenta o gráfico das produções de ozônio em relação às vazões de oxigênio e na Tabela 06 estão relacionados os respectivos resultados.

Figura 25- Produção de ozônio do equipamento Eaglesat em relação à vazão de oxigênio.

Tabela 05- Produção de ozônio para diferentes vazões de oxigênio utilizando o método iodométrico (Gerador Eaglesat).

<i>Vazão de oxigênio (L/h)</i>	<i>Produção de ozônio (g/h)</i>
0	0
10	0,558
20	0,552
40	0,746
60	0,978
80	1,088
100	1,241
130	1,298
160	1,557

Aplicou-se a regressão múltipla aos resultados, obtendo-se a equação (7) com a qual pode-se calcular a produção de ozônio a partir da vazão de oxigênio. O equipamento Eaglesat dispõe de gerador de oxigênio a partir do ar atmosférico, ou seja, concentra o oxigênio existente no ar.

$$y = 7 \times 10^{-5} X^2 + 0,0201X \quad (7)$$

$$R^2 = 0,8831$$

5.3.2- Desinfecção com ozônio utilizando a instalação em escala de laboratório.

Todos os resultados dos ensaios de desinfecção em escala de laboratório apresentados referem-se aos efluentes das estações de tratamento de esgoto de Lins-SP (lagoa aeróbia seguida de facultativa) e de Araraquara – SP (lagoa aerada seguida de lagoa de sedimentação).

Nesta etapa da pesquisa foram avaliadas as seguintes variáveis: residual de ozônio, COT, DQO, série de sólidos (SST, SSF, SSV e ST), alcalinidade, NMP *E.coli*, UFP colifagos e NMP *Clostridium perfringens*.

Foram realizadas 12 carreiras de ensaios (I a XII), cada carreira com 3 ensaios, nos quais foram variados o tempo de contato e a concentração de ozônio aplicada, totalizando 36 ensaios.

Conforme mencionado no item materiais e métodos, a metodologia de superfície de resposta foi utilizada para avaliar a influência da concentração de

ozônio consumido e do tempo de contato na eficiência de inativação dos microrganismos indicadores utilizados.

5.3.2.1—Desinfecção do efluente da ETE de Lins-SP.

As carreiras I II e III correspondem aos tempos de contato de 10; 20 e 30 minutos e concentrações médias de ozônio consumido de 5,7; 10,5 e 16,5 mg/L. As carreiras IV, V e VI correspondem às réplicas desses ensaios.

Como os efluentes eram armazenados em câmara fria por período de até 24 horas, a temperatura do efluente na qual os ensaios foram realizados era em média de 8 °C.

Nas Figuras 26 a 28 são apresentadas às superfícies de resposta com valores de eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) para os microrganismos *E. coli* e *Clostridium perfringens* e porcentagem de inativação de colifagos. O fator C.t corresponde à concentração de ozônio consumido, pois não foi observada a presença de residual de ozônio no final do ensaio (para todos os tempos de contato).

Figura 26 Superfície de resposta para o microrganismo *E. coli* relacionando tempo de contato (min), concentração de O_3 consumido (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$).

Figura 27- Superfície de resposta para o microrganismo *Clostridium perfringens* relacionando tempo de contato (min), concentração de O_3 consumido (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$).

Figura 28- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de O_3 consumido (mg/L) e eficiência de inativação (%).

Observando-se as Figuras de superfície de resposta para cada microrganismo estudado verifica-se que:

- a) **Para o microrganismo *E. coli*** (Figura 26): as maiores eficiências de inativação tendem para as extremidades da superfície de resposta, ou seja, a dose consumida de aproximadamente 6 mg/L de ozônio e tempo de contato de 30 minutos ($C.t = 180 \text{ mg.min/L}$) e a dose consumida de aproximadamente 18 mg/L de ozônio e tempos de contato de 10 e 30 minutos ($C.t = 180$ e 540 mg.min/L respectivamente). Nestas condições obteve-se 3 log de inativação. Para os tempos de contato próximos a 20 minutos, para todas as doses consumidas verifica-se declínio na eficiência de inativação.
- b) **Para o microrganismo *Clostridium perfringens*** (Figura 27): verifica-se que os valores de eficiência de inativação foram ligeiramente maiores para a concentração de ozônio consumido de aproximadamente 17 mg/L, aumentado para maiores tempos de contato. Também, em media, observa-se que a população dessa bactéria não foi sensível ao tempo de contato de 20 minutos como ocorrido com a bactéria *E.coli*. A densidade da bactéria *C. perfringens* foi reduzida de 1,3 a 2 log.
- c) **Para o microrganismo colifagos** (Figura 28): Observa-se predominância da concentração de ozônio em relação ao tempo de contato na eficiência de inativação. Para a dose consumida de ozônio de aproximadamente 16 mg/L houve 100% de inativação para os tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos.

Pelas Figuras de superfície de resposta a inativação de *Clostridium perfringens* (Fig 27) manteve comportamento semelhante ao de *E. coli* (Fig 26), apresentando menor eficiência de inativação no tempo de contato de 20 minutos. Como os ensaios foram realizados em batelada com aplicação contínua de ozônio ao longo do tempo de contato, nessas condições a taxa de transferência de ozônio varia com o tempo de contato, o que pode ter interferido na desinfecção em decorrência da competição entre oxidação da matéria orgânica e a inativação dos microrganismos. Entende-se que, para menor tempo de contato, como a quantidade de ozônio

consumido foi à mesma, a taxa de transferência é maior, sendo suficiente para suprir a demanda por oxidação neste intervalo de tempo, mantendo massa dissolvida suficiente para inativar os microrganismos em maior quantidade. Para o tempo de contato próximo a 20 minutos a maior quantidade de ozônio é consumida na oxidação da matéria orgânica, havendo menor disponibilidade para a desinfecção. Com o aumento do tempo de contato, a taxa de transferência de ozônio diminui, alterando a velocidade da reação de oxidação com conseqüente menor consumo de ozônio e maior disponibilidade de massa dissolvida usada na inativação dos microrganismos.

Em relação aos colifagos (Fig 28), quanto maior o tempo de contato e a dose de ozônio maior foi à inativação, não ocorrendo a redução de eficiência para o tempo de contato de 20 minutos. Isto se deve provavelmente a menor resistência desses microrganismos ao ozônio.

As Figuras 29 a 31 apresentam inativações dos microrganismos em relação ao tempo de contato e à concentração consumida de ozônio para as carreiras de ensaio I, II e III e para as correspondentes réplicas. Nas Tabelas 6 e 7 encontram-se apresentados as eficiências de inativação referente a cada situação considerada.

Tabela 6- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *C. perfringens* para as carreiras de ensaio I, II e III. Desinfecção com O₃ do efluente da ETE Lins-SP.

	Carreiras I, II e III								
	TC 10 minutos			TC 20 minutos			TC 30 minutos		
	Concentração de O₃ consumido (mg/L)			Concentração de O₃ consumido (mg/L)			Concentração de O₃ consumido (mg/L)		
	5,5	9,9	18	5,3	10,8	16,2	6,6	11	16
<i>E.coli</i>	99,58	99,84	99,94	23,72	96,50	99,55	99,94	99,97	99,99
Colifagos	96,00	100,0	100,0	83,33	99,00	100,0	64,51	96,77	100,0
<i>Clostridium perfringens</i>	91,76	87,64	90,00	78,33	75,00	99,67	95,75	96,00	97,75

Tc: Tempo de contato.

Tabela 7- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *C. perfringens* para as carreiras de ensaio IV, V e VI (réplicas). Desinfecção com O₃ do efluente da ETE Lins-SP.

	Carreiras IV, V e VI								
	TC 10 minutos			TC 20 minutos			TC 30 minutos		
	Concentração de O₃ consumido (mg/L)			Concentração de O₃ consumido (mg/L)			Concentração de O₃ consumido (mg/L)		
	5,5	11	16,5	5,3	10,8	16	6,0	11,5	16
<i>E.coli</i>	98,34	99,80	99,80	75,40	82,40	99,67	99,70	99,96	99,89
Colifagos	97,37	99,47	100,0	98,34	88,67	100,0	94,74	100,0	100,0
<i>Clostridium perfringens</i>	98,00	98,60	98,50	99,50	98,70	99,34	99,25	98,75	99,65

Tc: tempo de contato.

Figura 29- Inativação do organismo indicador *E.coli* para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,7 e 16,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O_3 do efluente da ETE Lins-SP.

Figura 30- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,5 e 16,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas(b). Desinfecção com O_3 do efluente da ETE Lins-SP.

Figura 31- Inativação do organismo indicador *Clostridium perfringens* para as concentrações médias de ozônio consumido 5,7, 10,7 e 16,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O₃ do efluente da ETE Lins-SP.

Com o objetivo de comparar a resistência dos microrganismos indicadores à ação do ozônio, foram construídas as Figuras 32 a 35.

Figura 32— Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 5,7 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente de ETE Lins-SP.

Figura 33– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 10,7 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente de ETE Lins-SP.

Figura 34– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média ozônio consumido de 16,3 mg/L. (Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente de ETE Lins-SP.

Figura 35- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ozônio consumida (mg/L) e % Inativação para as carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Desinfecção com O₃ do efluente da ETE Lins-SP.

Os resultados da inativação dos organismos indicadores pelo ozônio (Tabelas 6 e 7 e Figuras 29 a 35) demonstram que houve variação na concentração dos microrganismos após a aplicação de ozônio.

Em relação aos colifagos estes foram 100% eliminados para a concentração média de ozônio consumido de 16,5 mg/L para os três tempos de contato estudados, e em alguns casos foi obtida inativação de 99% (Tabelas 6 e 7).

A IAWPRC (1991) cita os colifagos como uma estimativa razoável da resistência de vírus. Para estes experimentos a população de colifagos apresentou-se mais sensível ao ozônio do que a bactéria *E. coli*. O mesmo fato foi observado por TYRRELL et al. (1995) que verificaram que a população viral (representada pelos colifagos) foi inativada em maior grau que a bactéria coliforme quando utilizaram ozônio como desinfetante.

A concentração do microrganismo indicador *E. coli* foi reduzida de 23,7% a 99,99% e as concentrações de microrganismos sobreviventes ficou entre 74,0 e $7,38 \times 10^4$ NMP/100 mL (Tabelas 6 e Tabelas 10 e 11).

Já para o *C.perfringens* o número de bactérias remanescentes permaneceu estável na ordem de 10^3 a 10^4 NMP/100 mL para todos os ensaios.

A relação entre o logaritmo da parcela de microrganismos sobrevivente e o produto da concentração média de ozônio consumido e tempo de contato (C.t), para os três microrganismos indicadores utilizados, está apresentada na Figura 36. Nas Tabelas 8 e 9 estão apresentados as concentrações de *E.coli* sobrevivente após a desinfecção (menores ou igual a 10^3 NMP/100 mL) e os respectivos valores de C.t.

Figura 36- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração de ozônio consumida (mg/L) e tempo de contato (min). Carreiras de ensaios I, II e III (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Lins –SP.

Tabela 8- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 5,8, 10,5 e 16,7 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios I, II e III). Efluente da ETE Lins –SP

Concentração média de O_3 mg/L	Tempo de contato (min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
5,8	10	58
	20	-
	30	-
10,5	10	105
	20	-
	30	-
16,7	10	167
	20	334
	30	501

∴ valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL

Tabela 9- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio de 5,6, 11 e 16 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios IV, V e VI). Efluente da ETE Lins –SP

Concentração média de O_3 mg/L	Tempo de contato (min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
5,6	10	-
	20	-
	30	-
11	10	110
	20	-
	30	330
16	10	160
	20	320
	30	480

∴ valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL

Para a irrigação irrestrita com águas residuárias é recomendado que o número de coliformes fecais não exceda a 10^3 NMP/100 mL (WHO, 1989). Esse valor foi obtido quando se usou concentrações médias de ozônio consumido de 5,8 mg/L e tempo de contato de 10 min (Ct = 58 mg.min/L), 10,5 mg/L e tempo de contato de 10 minutos (C.t= 105 mg.min/L) e 16,7 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (C.t= 167, 334 e 501 mg.min/L) conforme apresentado na Tabela 8.

Para as Carreiras de ensaios IV, V e VI o número de coliformes fecais até 10^3 NMP/100 mL foi obtido com concentrações de ozônio consumida de 11 mg/L e

tempos de contato de 10 e 30 minutos ($C.t = 110 \text{ mg.min/L}$ e 330 mg.min/L) e 16 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos ($C.t = 160, 320$ e 480 mg.min/L) (Tabela 9).

Essa variação de $C.t$ é um ponto importante para ser discutido, pois pela teoria e prática com outros desinfetantes, a eficiência é mantida quando $C.t$ é constante. Observando-se as Tabelas 10 e 11 verifica-se, pelo menos com os resultados obtidos, isso não é confirmado.

Como na carreira de Ensaio I (Tabela 10) a concentração de ozônio consumido de $5,5 \text{ mg/L}$ e tempo de contato de 10 minutos apresentou valor remanescente de *E. coli* de 520 NMP/100 mL e na carreira de ensaio IV (Tabela 10) para as mesmas condições o valor remanescente foi de 1660 NMP/100mL não se considerou essa concentração na comparação dos resultados.

Embora para a bactéria esporulada *Clostridium perfringens* a eficiência de inativação dos organismos tenha sido de 75,00 a 99,67% (Tabelas 6 e 7) observou-se relativa resistência desses organismos à desinfecção como ozônio. A população remanescente dessa bactéria permaneceu estável (aproximadamente 10^4) mesmo com o aumento do tempo de contato e da quantidade de ozônio consumido.

Os resultados das análises físico-químicas e dos exames microbiológicos das seis carreiras de ensaio estão apresentados nas Tabelas 10, 11 e 12, conforme o tempo de contato empregado.

Tabela 10- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 10 minutos e concentração média de ozônio consumida 5,5, 10,5 e 17,3 mg/L. Efluente ETE Lins-SP.

Variáveis	Carreira I Tempo de contato 10 minutos				Carreira IV Tempo de contato 10 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		5,5	9,9	18,0		5,5	11,0	16,5
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	1,2x10 ⁵	5,2x10 ²	2,0x10 ²	7,4x10	1,0x10 ⁵	1,7x10 ³	2,0x10 ²	2,0x10 ²
Colifagos (UFP/100mL)	500	20	0	0	9500	250	50	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	1,7x10 ⁵	1,4x10 ⁴	2,1x10 ⁴	1,7x10 ⁴	1,7x10 ⁶	3,4x10 ⁴	2,3x10 ⁴	2,6x10 ⁴
pH	7,9	8,0	8,0	7,7	7,4	7,4	7,5	7,7
DQO (mg/L)	391,0	381,0	383,0	359,0	291,0	254,0	245,0	259,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	316,2	317,1	319,0	309,6	324,0	332,0	325,0	322,0
SST (mg/L)	166,6	131,8	121,0	118,0	109,8	83,0	65,1	60,0
SSF (mg/L)	9,86	5,12	1,96	0,8	7,86	5,6	2,6	2,3
SSV (mg/L)	155,5	126,7	119,0	117,2	101,94	77,4	62,5	57,65
ST (mg/L)	730,0	860,0	820,4	740,0	658,6	707,4	785,0	668,6
COT (mg/L)	102,0	94,87	86,59	88,0	105,6	80,11	66,76	64,38

Tabela 11- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 20 minutos e concentração media de ozônio consumida 5,3, 11 e 16 mg/L. Efluente ETE Lins-SP.

Variáveis s	Carreira II Tempo de contato 20 minutos				Carreira V Tempo de contato 20 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		5,3	10,8	16,2		5,3	11	16,0
<i>E.coli</i> (NMP/100mL)	7,4 x10 ⁴	5,6x10 ⁴	2,6x10 ³	3,3x10 ²	3,0 x10 ⁵	7,4x10 ⁴	5,3x10 ⁴	10 ³
Colifagos (UFP/100mL)	1500	250	15	0	1500	250	170,0	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	1,2x10 ⁵	2,6x10 ⁴	3,0x10 ⁴	4,0x10 ²	2,6x10 ⁶	1,2x10 ⁴	3,4x10 ⁴	1,7x10 ⁴
pH	7,7	7,9	7,8	7,9	7,6	7,7	7,7	7,8
DQO (mg/L)	306,0	308,0	308,0	300,0	316,0	312,0	318,0	297,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	315,8	323,7	324,6	300,0	300,0	323,0	300,0	322,0
SST (mg/L)	58,1	62,0	60,0	50,0	111,00	116,0	113,0	116,14
SSF (mg/L)	3,4	3,2	4,2	1,5	11,0	13,0	12,14	11,3
SSV (mg/L)	54,7	58,8	55,8	48,5	99,0	103,0	101,0	104,8
ST (mg/L)	700,0	761,0	591,0	774,0	674,6	639,4	762,0	642,0
COT (mg/L)	51,11	48,35	44,75	50,0	86,85	86,52	84,22	83,61

Tabela 12- Resultado das análises e exames utilizando tempo de contato de 30 minutos e concentração média de ozônio consumida 6,3, 11 e 16 mg/L. Efluente ETE Lins-SP.

Parâmetros	Carreira III Tempo Contato 30 minutos				Carreira VI Tempo Contato 30 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		6,6	11,0	16,0		6,0	11,5	16,0
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	7,1x10 ⁷	3,9x10 ⁴	2,3x10 ⁴	2,8x10 ²	5,1 x10 ⁵	1,7x10 ³	2,0x10 ²	5,2x10 ²
Colifagos (UFP/100mL)	1550	550	50	0	950	50	0	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	4,0x10 ⁵	1,7x10 ⁴	1,6x10 ⁴	9,0x10 ³	4,0x10 ⁵	3,0x10 ³	5,0x10 ³	1,4x10 ⁴
pH	7,6	7,6	7,5	7,6	7,7	7,7	7,7	7,7
DQO (mg/L)	259,0	259,0	251,5	252,0	272,0	254,0	254,0	237,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	302,0	305,0	297,3	289,0	322,0	324,0	323,0	341,0
SST (mg/L)	89,7	100,8	95,8	91,2	88,6	75,6	80,3	70,15
SSF (mg/L)	14,38	16,54	13,78	15,18	12,3	5,9	9,0	8,45
SSV (mg/L)	75,32	84,26	82,02	75,4	76,3	69,7	71,3	61,7
ST (mg/L)	869,2	800,5	750,0	715,0	725,4	794,6	389,0	662,0
COT (mg/L)	76,32	68,37	62,75	75,28	79,33	77,17	73,63	80,48

A não reprodutibilidade apresentada nos valores de inativação de microrganismos pode ser devida a não homogeneidade de distribuição microbiana nas amostras acarretando dificuldades em transferir alíquotas representativas para os frascos de diluição e principalmente variações nas características do efluente bruto coletado.

Os parâmetros físico-químicos do efluente secundário apresentado nas Tabelas 10, 11 e 12 demonstram que não houve alterações significativas entre o efluente bruto e o ozonizado.

O valor de pH manteve-se acima de 7 para todos os experimentos variando entre 7,40 e 8,04 e segundo USEPA (1999a) valores de pH compreendidos entre 6,0 e 9,0 não afetam a eficiência de inativação de bactérias e vírus.

A alcalinidade apresentou valores elevados (entre 297,0 e 332,0 mg CaCO₃/L). Valores elevados de alcalinidade são responsáveis por inibir a formação de radicais livres, reduzindo a velocidade de decomposição do ozônio e favorecendo

a reação molecular ou direta, ou seja, efeito estabilizante do bicarbonato sobre o ozônio (LANGLAIS, 1991). A ação desinfetante do ozônio na forma molecular é maior que aquela na forma de radicais livres.

Os sólidos aumentam a demanda de ozônio e protegem os organismos da ação oxidante do ozônio. O efluente da ETE -Lins apresentou elevados valores de SST (58 a 110 mg/L) e ST (700 a 800 mg/L). Também foram observados valores de SSV (54 a 100 mg/L) superiores aos SSF (3,4 a 16 mg/L). Isto era esperado devido a grande quantidade de algas presente no efluente¹.

Em relação ao COT a maior remoção observada foi de 40% para a dose de ozônio consumida de aproximadamente 16 mg/L e tempo de contato de 10 minutos (Tabela 10, carreira IV). O ozônio remove COT pela oxidação da matéria orgânica dissolvida (formação de CO₂ ou formação e perda de compostos voláteis através de “stripping”) ou pela coagulação das partículas. No processo desencadeado pela reação do ozônio, muitos produtos moleculares são formados, os quais são mais oxidados, mais polares e mais biodegradáveis e isto pode ocorrer sem significantes mudanças na concentração de COT (KRUMINS et al, 2001; LANGLAIS, 1991).

Com base nos resultados apresentados, a baixa qualidade do efluente possivelmente representou limitações no desempenho da desinfecção. As concentrações de ozônio não foram suficientes para a oxidação química da matéria orgânica bem como para eficiente desinfecção.

5.3.2.2—Desinfecção do efluente da ETE de Araraquara-SP.

Os ensaios de desinfecção com ozônio do efluente da ETE Araraquara-SP foram realizados empregando tempos de contato de 10; 15 e 20 minutos e concentrações de médias de ozônio consumido de 10; 18,9 e 29,3 mg/L, correspondendo às carreiras de ensaios VII, VIII e IX. As carreiras X, XI e XII correspondem as replicas desses ensaios. Estes experimentos foram realizados em um período de aproximadamente 2 horas após o efluente ter sido coletado.

¹ O efluente apresentou acentuada coloração verde.

As superfícies de resposta com valores de eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) para os organismos indicadores *E. coli* e *Clostridium perfringens* e porcentagem de inativação para colifagos estão apresentados nas Figuras 37 a 39.

Igualmente para os ensaios com o efluente da ETE Lins, o fator C.t corresponde à concentração (C,mg/L) de ozônio consumido pois não foi observada a concentração de ozônio na fase líquida após o tempo de contato utilizado em cada ensaio.

Figura 37- Superfície de resposta para o microrganismo *E. coli* relacionado tempo de contato (min), concentração de O_3 consumido (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) para o efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 38- Superfície de resposta para o microrganismo *Clostridium perfringens* relacionando tempo de contato (min), concentração de O₃ consumido (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N₀) para o efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 39- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de O₃ consumido (mg/L) e eficiência de inativação (%) para o efluente da ETE Araraquara-SP.

A partir das Figuras 37, 38 e 39 constata-se que:

- a) **Para o microrganismo *E. coli*** (Figura 37): de maneira geral observa-se que as maiores eficiências de inativação são alcançadas quando se aplica concentração de ozônio consumido acima de 10 mg/L e tempo de contato maior que 15 minutos. Diferentemente dos resultados observados com o efluente de Lins-SP, quando se aplicou o tempo de contato de 20 minutos não se observou diminuição na eficiência de inativação.
- b) **Para o microrganismo *Clostridium perfringens*** (Figura 38): verifica-se que as maiores eficiência de inativação tendem para a extremidade da superfície de resposta, na qual dose consumida e o tempo de contato aumentam, embora não se observe grandes diferenças nos valores de inativação, visto que o log não variou significativamente para as doses de ozônio consumido e tempo de contato.
- c) **Para o microrganismo colifagos** (Figura 39): para a dose consumida de ozônio de aproximadamente 30 mg/L houve 100% de inativação para os 3 tempos de contato estudados ($C.t = 300, 450$ e 600 mg min /L). Semelhante aos resultados observados para o efluente de Lins-SP, houve predominância da concentração de ozônio em relação ao tempo de contato.

A inativação de *E.coli* (Fig 37) e *C.perfringens* (Fig 38) não mantiveram comportamentos semelhantes aos observados para o efluente da ETE de Lins-SP quando se aplicou tempo de contato de 20 minutos.

Partindo do mesmo pressuposto discutido para o efluente da ETE de Lins-SP, o efluente da ETE de Araraquara-SP apresentou características físico-químicas melhores ocorrendo menor competição entre a matéria orgânica e a inativação dos microrganismos, e maior disponibilidade de massa dissolvida na inativação dos microrganismos.

Nas Figuras 40 a 42 são mostradas as variações de inativações dos microrganismos em relação ao tempo de contato e concentração de ozônio consumido para as carreiras de ensaios VII, VIII e IX e correspondentes réplicas. Nas

Tabelas 13 e 14 são apresentadas as eficiências de inativação para cada situação estudada.

Tabela 13- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX. Desinfecção com ozônio do efluente da ETE Araraquara-SP.

Carreiras VII, VIII e IX									
	Tc 10 minutos			Tc 15 minutos			Tc 20 minutos		
	Concentração de O₃ (mg/L)			Concentração de O₃ (mg/L)			Concentração de O₃ (mg/L)		
	10	17	30	10	18	27	10	19,7	30
<i>E.coli</i>	86,82	99,54	99,90	92,15	99,79	99,84	99,69	99,99	99,99
Colifagos	81,82	98,76	100,0	99,46	100,0	100,0	91,80	100,0	100,0
<i>Clostridium perfringens</i>	87,06	95,88	99,23	97,64	97,86	97,78	90,00	96,57	98,86

Tc : tempo de contato

Tabela 14- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio X, XI e XII (réplicas). Desinfecção com ozônio do efluente da ETE Araraquara-SP.

Carreiras X, XI e XII									
	Tc 10 minutos			Tc 15 minutos			Tc 20 minutos		
	Concentração de O₃ (mg/L)			Concentração de O₃ (mg/L)			Concentração de O₃ (mg/L)		
	10	19	27	10	20	32	10	20	30
<i>E.coli</i>	85,20	91,09	91,38	70,71	99,84	99,94	83,00	97,41	99,61
Colifagos	82,35	85,80	100,0	95,63	100,0	100,0	96,57	100,0	100,0
<i>Clostridium perfringens</i>	27,27	72,73	90,00	99,50	90,00	90,00	85,83	90,00	90,00

Tc: tempo de contato

Figura 40 - Inativação do organismo indicador *E. coli* para as concentrações médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 41- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VI, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 42- Inativação do organismo indicador *C. perfringens* para as concentrações médias de ozônio consumido de 10, 18,9 e 29,3 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para as carreiras de ensaio VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Com a finalidade de comparar os resultados dos microrganismos indicadores à ação do ozônio, foram construídas as Figuras 43 a 46.

Figura 43– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 10 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 44— Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose média de ozônio consumido de 18,9 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 45– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a dose de média de ozônio consumido de 29,3 mg/L. (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 46- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ozônio consumida (mg/L) e % Inativação para as carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Os resultados apresentados nas Tabelas 13 e 14 e Figuras 40 a 46 demonstram que a inativação do indicador viral colifagos foi maior em comparação aos organismos *E. coli* e *C. perfringens* para a dose média de ozônio consumido 29,3

mg/L para os três tempos de contato estudados (100% inativação de colifagos). A concentração de ozônio de aproximadamente 19 mg/L também foi suficiente para promover 100% de inativação quando se aplicou o tempo de contato igual ou maior que 15 minutos e que houve para este microrganismo correlação entre a inativação, a dose aplicada e o tempo de contato.

Já para a bactéria indicadora *E.coli* a maior inativação obtida foi de 4 log quando se aplicou a concentração de ozônio consumido de aproximadamente 19 e 29 mg/L e tempo de contato de 20 minutos ($C.t = 380$ e 580 mg/L.min) (Tabela 13, carreira IX). Essa bactéria apresentou concentração remanescente entre 9,0 e $1,7 \times 10^3$ NMP/100 mL. Essa mesma inativação não foi observada quando se repetiram os ensaios nas mesmas condições, onde se verificou 2 log de inativação para a dose média de ozônio consumido de 29,3 mg/L e 1,5 log para a concentração de ozônio consumido de aproximadamente 19 mg/L (Tabela 14, carreira XII).

Para a bactéria esporulada *C. perfringens*, a inativação não foi significativamente maior com o aumento do tempo de contato e da dose de ozônio consumido. O número de bactérias remanescentes permaneceu estável na ordem de 10^3 a 10^4 NMP/ 100mL para todos os ensaios.

A Figura 47 apresenta valores do produto da concentração de ozônio consumido e tempo de contato ($C.t$) para inativação dos três microrganismos estudados e nas Tabelas 15 e 16 são apresentados os valores de $C.t$ para valores remanescentes de *E.coli* de até 10^3 NMP/100mL.

Figura 47- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração de ozônio consumida (mg/L) e tempo de contato (min). Carreiras de ensaios VII, VIII e IX (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.

Tabela 15- C.t para valores residuais de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio consumido de 10, 18,2 e 29 mg/L e tempos de contato de 10, 15 e 20 minutos (Carreiras de ensaios VII, VIII e IX). Efluente ETE Araraquara-SP.

Concentração média de O_3 mg/L	Tempo de contato (min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
10	10	-
	15	-
	20	200
18,2	10	182
	15	273
	20	364
29	10	290
	15	435
	20	580

:- valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL

Tabela 16- C.t para valores residuais de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração média de ozônio consumido de 10, 19,6 e 29 mg/L e tempos de contato de 10, 15 e 20 minutos (Carreiras de ensaios X, XI e XIII). Efluente ETE Araraquara-SP.

Concentração média de O_3 mg/L	Tempo de contato(min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
10	10	-
	15	-
	20	-
19,6	10	196
	15	294
	20	392
29,7	10	297
	15	445
	20	594

:- valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL

As concentrações médias de ozônio consumido de aproximadamente 19 mg/L e de 29 mg/L para os três tempos de contato de 10, 15 e 20 minutos (Tabelas 15 e 16) foram suficientes para atender as diretrizes da WHO (1989), na utilização de efluentes sanitários para a irrigação irrestrita.

Diferentemente dos ensaios de ozônio utilizando o efluente da ETE de Lins-SP, a eficiência foi mantida quando C.t foi constante, ou seja, valores de C.t superiores ou iguais a 182 mg.min/L foram suficientes para obter valores

remanescentes de até 10^3 NMP/100mL de *E.coli*, com exceção para concentração de ozônio consumido de 10 mg/L e tempo de contato de 20 minutos (C.t = 200 mg.min/L) para as Carreiras X, XI e XII (Tabela 16).

Os resultados das análises físico-químicas e microbiológicas para o efluente da ETE de Araraquara-SP encontram-se na Tabelas 17, 18 e 19.

Tabela 17- Resultados das análises e exames utilizando tempo de contato de 10 minutos e concentrações médias de ozônio consumido 10, 18 e 28,5 mg/L. Efluente da ETE Araraquara- SP.

Variáveis	Carreira VII Tempo de contato 10 minutos				Carreira X Tempo de contato 10 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		10	17	30		10	19	27
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	$6,30 \times 10^4$	$8,3 \times 10^3$	$2,85 \times 10^2$	62,7	1×10^4	$1,5 \times 10^3$	$8,9 \times 10^2$	862,0
Colifagos (UFP/100mL)	$2,75 \times 10^3$	500	34,0	0	$3,45 \times 10^3$	$6,0 \times 10^2$	$4,9 \times 10^2$	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	$1,7 \times 10^5$	$2,2 \times 10^4$	$7,0 \times 10^3$	$1,30 \times 10^3$	$1,7 \times 10^5$	$2,2 \times 10^4$	$7,0 \times 10^3$	$1,3 \times 10^3$
Temperatura °C	24	24	24	24	20	20	20	20
pH	7,04	6,9	7,4	7,2	6,8	6,6	6,6	6,5
DQO (mg/L)	138,0	115,0	122,0	128,0	168,0	141,0	123,0	112,0
Alcalinidade (mgCaCO ₃ /L)	95,0	92,0	100,0	112,0	50,0	47,0	43,6	43,0
SST (mg/L)	33,2	31,3	18,2	18,5	35,3	32,1	31,0	35,0
SSF (mg/L)	2,5	4,0	2,2	1,2	1,7	2,2	2,3	1,9
SSV (mg/L)	30,7	27,3	16,0	17,3	33,6	29,9	28,7	33,1
ST (mg/L)	400,0	396,0	455,0	273,0	600,0	536,0	524,0	595,0
COT (mg/L)	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND

ND: não determinado.

Tabela 18- Resultados das análises e exames utilizando tempo de contato de 15 minutos e concentrações média de ozônio consumido 10, 19 e 29,5 mg/L. Efluente da ETE Araraquara- SP.

Variáveis	Carreira VIII Tempo de contato 15 minutos				Carreira XI Tempo de contato 15 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		10	18	27		10	20	32
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	5,1x10 ⁴	4,0x10 ³	1,1x10 ²	81,0	1,4x10 ⁵	4,1x10 ⁴	2,3x10 ²	85,0
Colifagos (UFP/100mL)	3,7x10 ³	20,0	0	0	3,5x10 ³	155,0	0	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	1,4x10 ⁵	3,3x10 ³	3,0x10 ³	3,1x10 ³	1,7x10 ⁵	9,0x10 ³	1,7x10 ⁴	1,7x10 ⁴
Temperatura °C	20,0	20,0	20,0	20,0	20,0	18,0	18,0	18,0
pH	7,1	7,0	7,1	7,0	6,5	6,4	6,38	6,35
DQO (mg/L)	152,0	120,0	141,0	109,0	120,0	119,0	123,0	117,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	115,0	112,0	114,0	114,0	47,0	35,0	39,0	31,0
SST (mg/L)	30,0	25,0	21,2	38,0	46,0	39,5	40,0	43,0
SSF (mg/L)	4,6	3,0	3,4	13,2	6,1	5,7	5,6	6,6
SSV (mg/L)	25,4	22,0	17,8	24,8	39,9	33,8	34,4	36,4
ST (mg/L)	374,0	403,0	379,0	371,0	406,0	530,0	538,0	384,0
COT (mg/L)	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND

ND: não determinado.

Tabela 19- Resultados das análises e exames utilizando tempo de contato de 20 minutos e concentrações média de ozônio consumido 10, 19,8 e 30 mg/L. Efluente da ETE Araraquara- SP.

Variáveis	Carreira IX Tempo de contato 20 minutos				Carreira XII Tempo de contato 20 minutos (Réplicas)			
	Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)			Efluente bruto	Concentração de O ₃ consumido (mg/L)		
		10	19,7	30		10	20	30
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	2,0x10 ⁵	6,2x10 ²	11,0	9,0	1x10 ⁴	1,7x10 ³	259,0	39,0
Colifagos (UFP/100mL)	4,0x10 ³	3,2x10 ²	0	0	6,9x10 ³	235,0	0	0
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	7,0x10 ⁴	7,0x10 ³	2,4x10 ³	8,0x10 ²	1,2x10 ⁵	1,7x10 ⁴	1,2x10 ⁴	1,2x10 ⁴
Temperatura °C	22,0	22,0	22,0	22,0	20,0	20,0	20,0	20,0
pH	7,0	7,0	7,0	7,2	6,6	6,4	6,5	6,7
DQO (mg/L)	205,0	157,0	152,0	86,0	199,0	149,0	117,0	100,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	80,6	78,0	85,4	83,5	70,0	68,0	70,0	94,0
SST (mg/L)	43,3	29,5	32,0	13,2	44,0	42,0	33,4	24,0
SSF (mg/L)	8,0	1,5	4,1	1,0	4,0	4,0	3,2	2,8
SSV (mg/L)	35,3	28,0	27,9	12,2	40,0	38,0	30,2	21,2
ST (mg/L)	400,0	380,0	365,0	346,0	471,0	427,0	384,0	358,0
COT (mg/L)	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND

ND: não determinado.

Embora as características físico-químicas do efluente da ETE Araraquara - SP. sejam melhores se comparadas às da ETE Lins-SP, após a ozonização somente em alguns ensaios obteve-se redução da concentração de algumas variáveis.

Os valores de pH mantiveram-se entre 6,35 e 7,20. A redução de aproximadamente 50% na DQO foi observada quando se aplicou tempo de contato de 20 minutos e dose de ozônio consumido de 30 mg/L (C.t= 600mg/L.min) para as carreiras IX e XII (Tabela 19).

Também, para a carreira IX, o valor de sólidos suspensos totais passou de 43,3 mg/L para 13,2 mg/L (redução de 70%). Redução de 44% de sólidos suspensos totais foi alcançada para tempo de contato de 10 minutos e concentração de ozônio consumido de 10 mg/L (C.t= 100 mg/L. min) (carreira VII, Tabela 17).

5.3.3—Desinfecção com ozônio utilizando a instalação piloto localizada na ETE de Lins-SP.

Os ensaios de desinfecção com ozônio utilizando a instalação piloto foram realizados em Lins-SP. Para execução desses ensaios foram utilizados as vazões apresentadas na Tabela 20, a partir dos quais foram obtidos os tempos de contato, também apresentados na Tabela 20.

Tabela 20 – Desinfecção com ozônio do efluente da ETE Lins-SP em instalação piloto. Concentração inicial de *E.coli* 10^5 NMP/100mL.

Vazão L/min	6,8	9,0	11,4	21,0	27,3	33,0
Tempo Contato (min)	25	19	15	8	6,3	5,2
O ₃ aplicado (mg/L)	18,4	12,2	11,0	4,78	4,6	4,3
	O ₃ consumido (mg/L)					
	18,4	4,72	11,0	4,29	4,6	4,29
<i>E. coli</i> NMP/100mL após desinfecção	$8,5 \times 10^4$	$3,1 \times 10^4$	$10,9 \times 10^4$	$4,2 \times 10^4$	$1,7 \times 10^4$	$1,8 \times 10^5$

Pela Tabela 20, observa-se que os valores remanescentes de *E.coli* após a desinfecção permaneceram em 10^4 NMP/100 mL para todas as concentrações de ozônio consumido.

A ampliação de escala interveio nas condições operacionais. A vazão foi medida volumetricamente, portanto o tempo de contato não foi obtido com precisão. Também diferentemente dos ensaios realizados em escala de laboratório, o efluente era utilizado no momento dos ensaios e, associado às características físico-químicas do efluente (grande quantidade de algas) poderia ter influenciado na eficiência de desinfecção.

5.4—Desinfecção com permanganato de potássio utilizando efluente da ETE – Araraquara – SP.

5.4.1- Concentração residual de permanganato de potássio.

O ensaio para quantificação de concentração residual de permanganato de potássio foi realizado com a finalidade de verificar a metodologia proposta pelo Manual Hach DR 4000 *Spectrophotometer Handbook* (comprimento de onda de 525 nm) e avaliar a decomposição do KMnO_4 .

Para este ensaio foi utilizado o efluente proveniente de tratamento secundário fornecido pelo Laboratório de Saneamento da EESC –USP – São Carlos (não foram realizadas análises físico-químicas deste efluente), o qual foi adicionado permanganato de potássio em concentrações de 5, 10, 15, 20 e 25 mg/L (essas concentrações foram preparadas e padronizadas conforme procedimento analítico indicado por ASSUMPÇÃO e MORITA (1968) e os tempos de contato após a adição do KMnO_4 foram de 1, 30 e 60 minutos.

Os resultados obtidos estão apresentados na Tabela 21.

Tabela 21- Residual de KMnO_4 em efluente secundário

Concentração aplicada de KMnO_4 (mg/L)	Residual de KMnO_4 (mg/L)		
	1 min.	30 min.	60 min
5,0	0,4	0,7	1,2
10,0	3,1	2,9	3,9
15,0	5,4	4,3	5,1
20,0	7,0	5,9	5,7
25,0	9,8	8,9	8,6

Verifica-se pela Tabela 21 que a concentração de KMnO_4 decresce devido provavelmente à presença da matéria orgânica e inorgânica, e que essa redução é mais acentuada no primeiro minuto.

Isto está de acordo com CLEASBY et al., (1964) que observaram que nos 30 primeiros minutos ocorreu o maior consumo de KMnO_4 quando variaram o tempo de contato de 15, 30 e 120 minutos para águas naturais.

5.4.2—Desinfecção com permanganato de potássio.

Nos ensaios de desinfecção do efluente da ETE Araraquara-SP com permanganato de potássio estudou-se o efeito da concentração de 10, 15 e 20 mg/L de permanganato de potássio e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos na inativação dos microrganismos *E.coli*, colifagos e *C.perfringens*, correspondendo às carreiras de ensaios XIII, XIV e XV. As carreiras XVI, XVII e XVIII correspondem às réplicas desses ensaios.

Foram avaliadas as seguintes variáveis: residual de KMnO_4 , COT, DQO, série de sólidos (SST, SSF, SSV e ST), alcalinidade, NMP *E.coli*, UFP colifagos e NMP *Clostridium perfringens*. As Figuras 48 a 50 apresentam as superfícies de resposta com valores de eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) em função da concentração de permanganato de potássio e tempo de contato.

O fator $C_0.t$ corresponde à concentração inicial (C_0 , mg/L) de permanganato de potássio aplicada em determinado tempo de contato (t , em min).

Figura 48- Superfície de resposta para o microrganismo *E. coli* relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante.

Figura 49-Superfície de resposta para o microrganismo *Clostridium perfringens* relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante.

Figura 50- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de KMnO_4 (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) utilizando-se KMnO_4 como desinfetante.

A partir das figuras 48, 49 e 50 verifica-se que:

- a) *E.coli* (Figura 48): para este microrganismo observa-se que a eficiência de inativação aumenta com o aumento da concentração aplicada de permanganato de potássio e o tempo de contato. A maior inativação obtida (média 3 log) é alcançada pela combinação da concentração de 20 mg/L de permanganato de potássio e tempo de contato de 30 minutos ($C_{0.t} = 600$ mg.min/L).
- b) *C. perfringens* (Figura 49): a eficiência de inativação decresce com o aumento do tempo de contato para todas as doses aplicadas. Observa-se também pela superfície de resposta, que a maior área de eficiência de inativação está compreendida entre as doses de aproximadamente 12 mg/L e 17 mg/L e tempos de contato até 15 minutos. A inativação desta bactéria foi aproximadamente de 0,6 a 1,2 log.
- c) *Colifagos* (Figura 50): de maneira geral, em média os maiores valores de inativação tendem para a extremidade da superfície de resposta, ou seja, para concentração de 10 mg/L e tempos de contato de 20 e 30 minutos ($C_{0.t} = 200$ e 300 mg/L) e concentração de 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos ($C_{0.t} = 200, 400$ e 600 mg.min /L). Verifica-se ligeira queda na eficiência de inativação para concentração de permanganato de potássio de 15 mg/L nos três tempos de contato estudados.

As eficiências de inativação ($-\log N/N_0$) relacionando tempo de contato (min) e concentração de permanganato de potássio aplicado para cada microrganismo estudado estão apresentados nas Figuras 51 a 53 (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV e correspondentes réplicas).

Figura 51- Inativação do organismo indicador *E. coli* para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.

Figura 52- Inativação do organismo indicador *C. perfringens* para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.

Figura 53- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações de KMnO_4 de 10, 15 e 20 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.

A maior inativação alcançada para a bactéria *E.coli* foi de 4 log quando aplicou-se concentração de permanganato de potássio de 15 mg/L e tempo de contato de 20 minutos ($C_0t = 300 \text{ mg} \cdot \text{min/L}$) (Figura 51a). Entretanto, ao repetir este ensaio, nas mesmas condições, foi obtida inativação de aproximadamente 2 log (Figura 51b).

O mesmo é observado para a concentração de KMnO_4 de 20 mg/L e tempo de contato de 10 minutos (Fig 51 a e 51 b). Portanto, não se considerou esse valor de inativação. Este microrganismo apresentou concentração remanescente entre 84 e $4,1 \times 10^4$ NMP/100 mL.

Para a bactéria *C. perfringens* (Figura 52) verifica-se ligeira queda na eficiência de remoção com o aumento do tempo de contato para as três concentrações de permanganato de potássio estudadas.

A maior eficiência de inativação observada para o indicador viral colifagos foi de aproximadamente 2,5 log para concentração de permanganato de potássio aplicada de 20 mg/L e tempos de contato de 20 e 30 minutos (Figura 53).

Para comparar as resistências dos microrganismos *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* à ação do permanganato de potássio foram construídas as Figuras 54 a 57. Nas Tabelas 22 e 23 encontram-se as eficiências de inativação (em porcentagem) para cada situação considerada.

Tabela 22- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio XIII, XIV e XV. Desinfecção com permanganato de potássio do efluente da ETE Araraquara-SP.

	Carreiras XIII, XIV e XV								
	Concentração de KMnO₄ 10,0 mg/L			Concentração de KMnO₄ 15,0 mg/L			Concentração de KMnO₄ 20,0 mg/L		
	Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)		
	10	20	30	10	20	30	10	20	30
<i>E.coli</i>	91,40	75,10	98,00	98,90	99,99	99,96	99,75	99,87	99,97
Colifagos	99,23	99,23	99,69	99,15	99,36	99,63	99,53	99,69	99,84
<i>Clostridium perfringens</i>	86,00	94,60	84,00	92,27	92,27	77,27	92,14	92,14	84,29

Tabela 23- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio XVI, XVII e XVIII (réplicas). Desinfecção com permanganato de potássio do efluente da ETE Araraquara-SP.

	Carreiras XVI, XVII e XVIII								
	Concentração de KMnO₄ 10,0 mg/L			Concentração de KMnO₄ 15,0 mg/L			Concentração de KMnO₄ 20,0 mg/L		
	Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)		
	10	20	30	10	20	30	10	20	30
<i>E.coli</i>	86,33	99,33	99,67	99,47	99,33	99,75	99,99	99,911	99,98
Colifagos	96,72	99,06	99,77	93,75	98,44	98,44	99,57	99,79	99,79
<i>Clostridium perfringens</i>	90,00	85,00	78,57	99,50	90,00	72,73	86,36	63,64	77,27

Figura 54— Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 10 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.

Figura 55– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 15 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.

Figura 56— Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de KMnO_4 de 20 mg/L (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente ETE Araraquara-SP.

Figura 57- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração inicial (mg/L) e tempo de contato (min) e % Inativação para as carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente ETE Araraquara-SP.

Os resultados das inativações dos microrganismos após a aplicação de permanganato de potássio (Figuras 54 a 57) demonstram que aumentando a concentração de permanganato de potássio de 15 mg/L para 20 mg/L não apresenta significativo aumento na inativação da *E.coli* e do indicador viral colifagos, e que, as eficiências médias de inativação desses dois microrganismos, nestas concentrações,

foram semelhantes (3 log para a *E.coli* e 2,5 log para colifagos) indicando que os bacteriófagos e a bactéria *E. coli* possuem resistência similar ao permanganato de potássio.

Para atender o padrão proposto pela Organização Mundial da Saúde (1989) na utilização de efluentes sanitários para a irrigação irrestrita no que se refere à desinfecção, a concentração de permanganato de potássio de 20 mg/L e os três tempos de contato estudados foram satisfatórios (valores de *E.coli* até 10^3 NMP/100 mL foram alcançados tanto para a carreira XV como para a réplica.).

Em relação à bactéria *C.perfringens*, os resultados demonstram maior resistência desta bactéria ao desinfetante. O número de bactérias remanescentes permaneceu na ordem de 10^3 a 10^4 NMP/100mL. A maior inativação foi de 99,5% para concentração de 15 mg/L e tempo de contato de 10 minutos (Figuras 62 e 64).

A Figura 58 apresenta valores do produto da concentração (C, mg/L) de permanganato de potássio residual e tempo de contato (C.t) para inativação dos três microrganismos estudados e as Tabelas 24 e 25 mostram valores de C.t para inativação de *E.coli* até 10^3 NMP/100mL.

Figura 58- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração residual de KMnO_4 (mg/L) e tempo de contato (min). Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Tabela 24- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de KMnO_4 (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XIII, XIV e XV). Efluente da ETE Araraquara-SP.

<i>Concentração residual de KMnO_4 mg/L</i>	<i>Tempo de contato (min)</i>	<i>E.coli C.t (mg.min/L)</i>
5,4	10	-
4,5	20	-
3,7	30	-
10	10	100
9	20	180
9	30	270
16	10	160
14,8	20	296
14,6	30	438

-: valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL.

Tabela 25- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de KMnO_4 (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XVI, XVII e XVIII). Efluente da ETE Araraquara-SP.

<i>Concentração residual de KMnO_4 mg/L</i>	<i>Tempo de contato (min)</i>	<i>E.coli C.t (mg.min/L)</i>
6,8	10	-
6,2	20	-
6,3	30	189
8,6	10	-
7,8	20	-
8,6	30	258
16	10	160
14,6	20	292
14,1	30	423

-: valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL.

Para a bactéria *E. coli* valores de C.t iguais ou superiores a 160 mg.min/L foram suficientes para inativar até 10^3 NMP/100mL desta bactéria (Tabela 24). Entretanto, ao se repetirem os ensaios (Tabela 25) observa-se não reprodutibilidade desses valores, não sendo, portanto confiáveis para se usar C.t.

De acordo com CLEASBY et al. (1964) e USEPA (1999), a inativação de bactérias pelo permanganato de potássio não obedece a Lei de Chick, pois o

permanganato de potássio, por possuir forte afinidade com a matéria orgânica, não mantém a taxa de desinfecção constante e testes devem ser realizados para determinar a concentração de permanganato de potássio na água antes de se estimar a eficiência de qualquer dosagem.

Os resultados das análises físico-químicas e dos exames bacteriológicos do efluente encontram-se nas Tabelas 26, 27 e 28.

Tabela 26- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de KMnO_4 de 10,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos. Efluente da ETE Araraquara-SP.

Variáveis	<i>Carreira XIII</i> Concentração de KMnO_4 10 mg/L				<i>Carreira XVI</i> Concentração de KMnO_4 10 mg/L (Réplicas)			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	10^5	$8,6 \times 10^3$	$24,9 \times 10^3$	2×10^3	3×10^5	$4,1 \times 10^4$	2×10^3	10^3
Colifagos (UFP/100mL)	3250	25,0	25,0	10,0	6400	210,0	60,0	15
<i>Clostridium perfringens</i> (NMP/100mL)	$5,0 \times 10^5$	$7,0 \times 10^4$	$2,7 \times 10^4$	$8,0 \times 10^4$	14×10^4	21×10^3	14×10^3	30×10^3
Residual (mg/L)	-	5,4	4,5	3,7	-	6,8	6,2	6,3
pH	8,12	8,0	7,90	7,80	7,98	7,74	7,79	7,77
Temperatura °C	26	26	26	26	29	29	29	29
DQO (mg/L)	89,0	101,0	88,0	88,0	181,0	104,0	83,4	82,3
Alcalinidade (mg/L CaCO_3)	151,2	174,0	178,6	174,0	175,6	171,0	174,0	178,6
SST (mg/L)	69,5	72,2	70,0	73,0	38,0	43,0	39,0	39,2
SSF (mg/L)	13,0	17,0	16,0	18,0	1,7	7,1	4,6	4,8
SSV (mg/L)	56,5	55,2	54,0	55,0	36,3	36,0	35,4	34,4
ST (mg/L)	352,0	431,0	633,0	550,0	664,0	425,0	400,0	352,0
COT (mg/L)	24,4	19,0	25,0	23,0	23,51	23,72	24,51	23,34

Tabela 27- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de KMnO_4 de 15,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos. Efluente da ETE Araraquara-SP.

Variáveis	Carreira XIV Concentração de KMnO_4 15 mg/L				Carreira XVII Concentração de KMnO_4 15 mg/L (Réplicas)			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E.coli</i> (NMP/100mL)	9×10^5	10^3	10^2	$4,1 \times 10^2$	4×10^5	$21,1 \times 10^2$	$26,9 \times 10^2$	$9,8 \times 10^2$
Colifagos (UFP/100mL)	2350	20	15	15	320	20	5	5
<i>Clostridium perfringens</i> (NMP/100mL)	22×10^4	17×10^3	17×10^3	50×10^3	11×10^4	2×10^3	11×10^3	30×10^3
Residual (mg/L)	-	10	9,0	9,0	-	8,6	7,8	8,6
pH	8,10	8,10	7,63	7,8	8,0	7,90	7,83	7,78
Temperatura $^{\circ}\text{C}$	30	30	30	30	28	28	28	28
DQO (mg/L)	118,0	105,0	82,0	106,4	105,0	114,0	113,0	117,0
Alcalinidade (mg/L CaCO_3)	177,0	187,5	156,0	177,0	178,6	184,0	178,0	174,0
SST (mg/L)	42,0	46,7	44,6	44,0	66,0	55,0	61,5	63,0
SSF (mg/L)	6,0	11,0	10,0	13,0	12,5	11,6	14,5	25,0
SSV (mg/L)	36,0	35,7	34,6	31,0	53,5	43,4	47,0	38,0
ST (mg/L)	558,0	559,0	660,0	663,0	354,0	376,0	400,0	412,0
COT (mg/L)	24,93	24,89	24,91	24,63	22,10	20,51	19,91	20,82

Tabela 28- Resultado das análises e dos exames utilizando concentração de KMnO_4 de 20,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos. Efluente da ETE Araraquara-SP.

Parâmetros	Carreira XV Concentração de KMnO_4 20 mg/L				Carreira XVIII Concentração de KMnO_4 20 mg/L (Réplicas)			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	3×10^5	10^{-3}	4×10^{-2}	84,0	9×10^{-5}	10^{-2}	$8,5 \times 10^{-2}$	223,0
Colifagos (UFP/100mL)	6400	15	10	10	2350	10	5	5
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	14×10^{-1}	11×10^{-3}	11×10^{-3}	22×10^{-3}	$22,0 \times 10^{-1}$	30×10^{-3}	80×10^{-3}	50×10^{-3}
Residual (mg/L)	-	16,0	14,8	14,6	-	16,0	14,6	14,1
pH	7,98	7,63	7,8	7,80	8,10	7,70	7,23	7,20
Temperatura °C	29	29	29	29	30	30	30	30
DQO (mg/L)	181,0	112,0	112,0	110,0	118,0	108,2	113,0	115,0
Alcalinidade (mg/L CaCO_3)	175,6	170,0	174,0	177,0	177,0	175,6	186,0	173,0
SST (mg/L)	38,0	42,0	43,0	42,0	42,0	45,0	47,5	52,0
SSF (mg/L)	1,7	6,4	7,8	6,8	6,0	11	12,5	12,5
SSV (mg/L)	36,3	36,0	35,2	75,2	36,0	34,0	35,0	39,5
ST (mg/L)	664,0	363,0	327,0	344,0	558,0	718,0	680,0	650,0
COT (mg/L)	23,51	24,32	23,08	24,10	24,93	25,04	25,26	25,33

As concentrações de permanganato de potássio utilizadas não foram suficientes para produzir alterações nas características físicas e químicas do efluente desinfetado (Tabelas 26, 27 e 28). Os comentários referentes aos resultados apresentados a seguir são baseados em informações obtidas na literatura para águas de abastecimento, pois há pouca informação disponível para águas residuárias.

A eficiência da desinfecção, ao utilizar-se o permanganato de potássio, depende da concentração, tempo de contato, pH, temperatura e presença da matéria orgânica (USEPA, 1999).

Durante os experimentos a temperatura do efluente permaneceu elevada (entre 26°C e 30°C). KLERKS e FRALEIGH (1991) observaram que o permanganato de potássio era menos efetivo em temperaturas menores (entre 8°C e 15°C) na inativação do molusco *Zebra Mussel*. Também CLEASBY et al. (1964) e

USEPA (1999) citam que temperaturas mais elevadas aumentam a ação bactericida do permanganato de potássio.

Em relação aos sólidos suspensos, observa-se ligeiro aumento desses valores após a adição de permanganato de potássio (aumento médio de 3 mg/L). Os valores de sólidos suspensos totais (SST) estiveram entre 38 e 73 mg/L. Somente para a carreira de ensaio XVII (Tabela 28) verifica-se ligeira queda no valor de SST (média de 6mg/L).

Igualmente aos SST, após a adição do permanganato de potássio houve aumento nas concentrações de sólidos suspensos fixos (SSF) (valor médio de 5,3 mg/L) para todas as carreiras de ensaios (Tabelas 26, 27 e 28).

Este aumento pode ser devido à redução do permanganato de potássio a dióxido de manganês (MnO_2) que é um precipitado coloidal. Como no final dos tempos de contato pré-estabelecidos foi adicionado tiosulfato de sódio (agente redutor), este controlou o excesso de permanganato de potássio.

Em relação ao carbono orgânico total (COT), não se observam mudanças nos valores após a adição do permanganato de potássio, permanecendo baixo para todas as carreiras de ensaio.

A redução de aproximadamente 54% da DQO foi observada quando se aplicou 10 mg/L de permanganato de potássio e tempos de contato de 20 e 30 minutos (Carreira XVI, Tabela 27). Como estes valores não se repetiram ao aplicar a mesma concentração de permanganato de potássio e tempos de contato (Carreira XIII, Tabela 267) desconsiderou-se este resultado.

Em relação à concentração residual de permanganato de potássio os valores estiveram entre 3,7 e 16,0 mg/L. Consumo de 4,5 mg/L de permanganato de potássio, em média, foi observado quando aplicou-se concentração inicial de 10 mg/L. Para a concentração inicial de 20 mg/L de permanganato de potássio o consumo foi 5 mg/L, em média, ou seja, o consumo do permanganato de potássio devido à matéria orgânica e inorgânica foi em média de 5 mg/L, para todas as concentrações de permanganato de potássio aplicadas e tempos de contato.

Os valores elevados de residuais de permanganato de potássio podem ser devido à pequena concentração de matéria orgânica (valores médios de 23 mg/L de COT) presente no efluente, medida feita pelo carbono orgânico total, e em termos de

desinfecção pode ser um indicativo que os microrganismos foram protegidos pelos sólidos, visto haver ligeiro aumento de sólidos suspensos após a adição do permanganato de potássio.

5.5—Desinfecção com ácido peracético utilizando efluente da na ETE – Araraquara – SP.

5.5.1—Concentração residual de ácido peracético.

Para a determinação da concentração do residual de ácido peracético no efluente, era necessário que o método escolhido pudesse detectar pequenas concentrações de ácido peracético.

O método titulométrico proposto por SULLY & WILLIAMS (1962) e LANGEVELD et al. (1996) somente é aplicado para concentrações elevadas de ácido peracético (acima de 50 mg/L) e, portanto, não são confiáveis para o monitoramento da concentração residual.

A determinação pelos métodos HPLC, cromatografia gás-líquido ou determinação fotométrica seletiva (Di FURIA et al. (1988); PINKERNELL et al. (1997)) se tornam inviáveis devido à falta de equipamentos bem como qualificação técnica nos laboratórios nos quais a pesquisa foi realizada.

Logo, a metodologia que mais se adequou às necessidades foi à proposta por MINNING et al. (1999), que consiste na determinação do residual de ácido peracético pelo método colorimétrico, ou seja, utiliza o KI para quantificação por coloração do ácido peracético.

Antes de averiguar a metodologia proposta por MINNING et al. (1999) fez-se um teste para verificar a sensibilidade do aparelho utilizado (Hach – DR 4000) em detectar as concentrações de iodo.

Como pela equação (8), um mol de ácido peracético produz um mol de iodo, cada mg de ácido peracético produz 3,4 mg de iodo, então, adotou-se alguns valores como possíveis residuais de ácido peracético e calcularam-se os valores estequiométricos correspondentes de iodo.

A seguir, prepararam-se as várias concentrações de iodo (conforme apresentadas na Tabela 29) e procederam-se às leituras de absorvâncias a 410 nm utilizando o aparelho Hach – DR 4000.

Tabela 29- Concentração de residual de ácido peracético e correspondentes valores de concentração de iodo.

<i>mg/L de ácido peracético</i>	<i>mg/L de iodo</i>
0,06	0,20
0,12	0,40
0,24	0,80
0,48	1,60
0,96	3,20
1,20	4,40
2,40	8,80
4,80	17,6

A correlação entre as concentrações de iodo e absorvância estão apresentadas na Figura 59.

Figura 59- Correlação entre as concentrações de iodo e absorvância em comprimento de onda de 410 nm.

Averiguada a sensibilidade do aparelho Hach DR 4000 em detectar as concentrações de iodo, determinou-se a concentração de ácido peracético que foi

fornecido pelo fabricante. Para isso utilizou a metodologia apresentada por LANGEVELD et al. (1996).

Conhecida a concentração de ácido peracético bruto, prepararam-se então soluções de ácido peracético em água destilada conforme as concentrações apresentadas na Tabela 30 e testou-se a metodologia apresentada por MINNING et al. (1999), conforme descrita no item materiais e métodos.

Tabela 30- Absorbância para diversas concentrações de ácido peracético em água destilada.

	Ensaio 1	Ensaio 2	Ensaio 3
<i>Concentração de ácido peracético (mg/L)</i>	<i>Abs 410 nm</i>	<i>Abs 410 nm</i>	<i>Abs 410 nm</i>
0,06	0,194	0,104	0,107
0,120	0,273	0,136	0,315
0,240	0,189	0,100	0,499
0,480	0,432	0,210	0,458
0,960	0,333	0,166	0,441
1,20	0,316	0,160	0,375
2,40	0,433	0,212	0,340
4,8	0,493	0,238	0,328

Ao observar os resultados de absorbância da Tabela 30, verifica-se que estas não são constantes e nem se repetem, portanto, não há reprodutibilidade.

Logo, adotou-se o método DDPD, desenvolvido e patenteado pela CHEMetrics.

O método é colorimétrico de leitura fotométrica e as ampolas são lidas em espectrofotômetro Hach DR 2010.

5.5.2—Desinfecção com ácido peracético.

As carreiras XIX XX e XXI correspondem à concentração de ácido peracético aplicado de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos. As carreiras XXII XXIII e XXIV correspondem às réplicas desses ensaios.

Igualmente aos ensaios com permanganato de potássio, estes foram realizados no mesmo dia da coleta do efluente.

Nas Figuras 60 a 62 são apresentadas as superfícies de resposta com valores de eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) para os microrganismos indicadores *E.coli*, colifagos e *C.perfringens*.

O fator $C_0.t$ corresponde à concentração inicial (C_0 , mg/L) de ácido peracético aplicada e ao tempo de contato (t , em min).

Figura 60- Superfície de resposta para o microrganismo *E. coli* relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.

Figura 61- Superfície de resposta para o microrganismo *C.perfringens* relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.

Figura 62- Superfície de resposta para o microrganismo colifagos relacionando tempo de contato (min), concentração de ácido peracético (mg/L) e eficiência de inativação (-log N/N0) utilizando-se ácido peracético como desinfetante.

A partir das Figuras 60, 61 e 62 verifica-se que:

- a) *E. coli* (Figura 60): em média, observa-se boa eficiência de inativação, visto que a concentração da *E.coli* foi reduzida de 3 a 4,6 log. Também verifica a influência do tempo de contato. Para cada concentração estudada ao aumentar o tempo de contato, aumenta-se a eficiência de inativação. Observa-se que ocorre decréscimo de eficiência de inativação para doses maiores que 12 mg/L. Considerando o modelo de superfície de resposta prevê-se para doses de ácido peracético entre 8 e 12 mg/L e tempos de contato superiores a 14 mg/L a eficiência de inativação será superior a 4,6 log.
- b) *C. perfringens* (Figura 61): verifica-se que a maior eficiência de inativação está compreendida entre as doses de 8 e 13 mg/L, para todos os tempos de contato avaliados, embora não se observe elevada eficiência de inativação, pois os valores de log permaneceram entre 0,14 e 0,96. Observa-se decréscimo de eficiência de inativação quando aumenta-se o tempo de contato para a dose de 15 mg/L.
- c) **Colifagos** (Figura 62): observa-se que as maiores eficiências de inativação tendem para a extremidade da superfície de resposta, cuja concentração de ácido peracético aplicada aumenta, ou seja, concentração de 15 mg/L e tempos de contato de 10 e 20 minutos ($C_o.t = 150$ e 300 mg.min/L) embora não se observe grandes diferenças nos valores de inativação (valores médios de inativação estiveram entre 1,16 e 2,5 log).

As Figuras 63 a 65 apresentam as inativações dos microrganismos em relação ao tempo de contato e concentração de ácido peracético para cada carreira de ensaio.

Figura 63- Inativação do organismo indicador *E.coli* para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 64- Inativação do organismo indicador *C. perfringens* para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 65- Inativação do organismo indicador colifagos para as concentrações de ácido peracético de 5, 10 e 15 mg/L e tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Os resultados apresentados nas Figuras 63 a 65 demonstram que o microrganismo *E. coli* apresentou elevados níveis de inativação (4 a 5 log) e que estes foram alcançados quando aplicaram-se concentrações de ácido peracético de 10 mg/L e 15 mg/L e os três tempos de contato estudados ($C_0.t = 100, 150, 300$ e 450

mg.min/L). Valores semelhantes foram observados por diversos autores, entre eles, MORRIS (1993) que obteve 4 log de inativação com $C_0.t=106$ mg.min/L; BALDRY & FRENCH (1989) 5 log com 125 mg.min/L; CARETTI & LUBELLO (2003) 4 log com 240 mg.min/L; LAZAROVA et al. (1998) 3 log com 100 mg.min/L e LEFREVE et al. (1992) 4 log com 300 mg.min/L.

Para o microrganismo indicador colifagos a elevação da dose de 5 para 15 mg/L não resultou em aumento significativo nas eficiências de inativação (de aproximadamente 1,3 para 2,0 unidades de log). O mesmo foi observado por GASI et al. (1993), que ao aumentarem a concentração de ácido peracético de 3 para 5 mg/l com tempo de contato de 27 minutos, verificaram aumento na eficiência de inativação de 1,2 para 1,4 log.

As concentrações de ácido peracético aplicadas não inativaram com eficiência o microrganismo *C. perfringens*, e os valores médios de eficiência de inativação estiveram entre 0,14 e 0,96 log.

As Figuras 66 a 69 foram construídas para comparar as resistências dos microrganismos *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* à ação do ácido peracético. Nas Tabelas 31 e 32 encontram-se apresentados às eficiências de inativação referente a cada situação considerada.

Tabela 31- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio XIX, XX e XXI. Desinfecção do efluente da ETE Araraquara-SP com ácido peracético.

	Carreiras XIX, XX e XXI								
	Concentração de ácido peracético 5,0 mg/L			Concentração de ácido peracético 10,0 mg/L			Concentração de ácido peracético 15,0 mg/L		
	Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)		
	10	20	30	10	20	30	10	20	30
<i>E.coli</i>	99,58	99,98	99,96	99,99	99,99	99,99	99,96	99,99	99,99
Colifagos	95,48	97,22	98,45	97,93	98,96	99,16	99,17	99,70	99,09
<i>Clostridium perfringens</i>	78,00	94,60	72,00	94,80	82,00	99,60	84,11	70,59	82,35

Tabela 32- Porcentagem de inativação dos microrganismos *E. coli*, colifagos e *Clostridium perfringens* para as carreiras de ensaio XXII, XXIII e XXIV (réplicas). Desinfecção do efluente da ETE Araraquara-SP com ácido peracético.

	Carreiras XXII, XXIII e XXIV								
	Concentração de ácido peracético 5,0 mg/L			Concentração de ácido peracético 10,0 mg/L			Concentração de ácido peracético 15,0 mg/L		
	Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)			Tempo de contato (min)		
	10	20	30	10	20	30	10	20	30
<i>E.coli</i>	99,92	99,98	99,96	99,99	99,999	99,999	99,999	99,99	99,999
Colifagos	95,04	96,47	94,28	94,85	98,64	98,45	97,57	99,00	98,64
<i>Clostridium perfringens</i>	64,70	70,60	90,00	85,00	84,28	75,71	84,28	64,29	84,28

Figura 66– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 5 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 67— Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 10 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 68– Porcentagem de inativação para os microrganismos indicadores *E. coli*, *Clostridium perfringens* e colifagos para a concentração de ácido peracético de 15 mg/L (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b)). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 69- Inativação da concentração de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração inicial (mg/L) e tempo de contato (min) e % Inativação para as carreiras de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Os resultados apresentados nas Figuras 66 a 69 e Tabelas 31 e 32, indicam que a bactéria *E.coli* é menos resistente a ação do ácido peracético que o indicador viral colifagos e a bactéria *C.perfringens*. Para valor de $C_0.t$ igual a 300 mg.min/L, por exemplo, a inativação da *E.coli* foi de até 4 log em média, enquanto que para

colifagos foi de 2 log e *C. perfringens* de 0,63 log. A inativação da bactéria *E.coli* esteve entre 99,6% e 99,999%.

A inativação do indicador viral colifagos esteve entre 94,2% e 99,7% (Tabelas 31 e 32). Verifica-se, portanto, que o ácido peracético tem maior poder bactericida (desde que a bactéria não esteja esporulada) que virucida, e que as doses aplicadas e os tempos de contato empregados não afetaram significativamente este microrganismo. Isto confirma as observações reportadas na literatura (VESCHETTI et al. (2003), RAJALA-MUSTONEN et al. (1997), HARAKEH (1987), BALDRY et al. (1991), MORRIS, (1993) e GASI et al. (1987)).

A eficiência de inativação do bacteriófago depende do tipo de vírus (LAZAROVA et al. (1998)). Segundo os autores a inativação do bacteriófago Øx174 foi de 7 log de inativação com a aplicação de 10 mg/L de ácido peracético e tempo de contato de 120 minutos. Para o mesmo tempo de contato 3 a 5 log de inativação foi obtido para o bacteriófago de maior resistência, o MS2, quando aplicou-se 500 mg/L de ácido peracético.

Infelizmente, nesta pesquisa, não foi possível identificar qual o tipo de bacteriófago testado, ou seja, não há informação de que vírus a cepa *E.coli* CIP 55.30 hospeda, visto que, a entidade fornecedora (Fundação de Pesquisas Tropicais “André Toselo” – Campinas) desconhece, informando somente como sendo somático.

Em relação à bactéria esporulada *C. perfringens*, obteve-se eficiência de inativação de 64,3% a 96,6% (Tabelas 31 e 32). Entretanto, a concentração remanescente desse microrganismo manteve-se entre 10^3 a 10^4 NMP/100 mL. Deve-se considerar que esta bactéria, pela capacidade de esporulação, é mais resistente que os outros microrganismos testados.

Segundo LIBERTI & NOTARNICOLA (1999), a resistência dos microrganismos ao ácido peracético é a seguinte: bactéria < vírus < bactéria esporulada < cistos protozoários.

A Figura 70 apresenta valores do produto concentração (C, mg/L) de residual de ácido peracético e tempo de contato (C.t) para inativação dos três microrganismos estudados e nas Tabelas 33 e 34 são apresentados os valores de C.t para inativação de *E.coli* até 10^3 NMP/100mL.

Figura 70- Inativação de *E.coli*, *C.perfringens* e Colifagos relacionando concentração residual de ácido peracético(mg/L) e tempo de contato (min) para Carreira de ensaios XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b) utilizando ácido peracético. Efluente da ETE Araraquara-SP.

Tabela 33- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de ácido peracético (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XIX, XX e XXI). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Concentração residual ác. peracético mg/L	Tempo de contato (min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
0,19	10	-
0,08	20	1,6
0,16	30	4,8
0,24	10	2,4
0,14	20	2,8
0,12	30	3,6
1,4	10	14
0,55	20	11
0,14	30	4,2

-: valores de C.t cuja concentração de *E.coli* foi maior que 10^3 NMP/100 mL.

Tabela 34- C.t para as concentrações remanescentes de *E.coli* até 10^3 NMP/ 100mL para concentração residual de ácido peracético (mg/L) e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (Carreiras de ensaios XXII, XXIII e XXIV). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Concentração residual ác. peracético mg/L	Tempo de contato (min)	<i>E.coli</i> C.t (mg.min/L)
0,67	10	6,7
0,43	20	8,6
0,1	30	3
0,1	10	1
0,3	20	6
0,24	30	7,2
0,4	10	4
0,6	20	12
0,15	30	13,5

Os valores de C.t (Tabelas 33 e 34) demonstram a inativação da *E.coli*, indicando o potencial desinfetante do ácido peracético. Valores de C.t superiores ou iguais a 1 mg.min/L foram suficientes para atender as diretrizes da WHO (1989), na utilização de efluentes sanitários para irrigação irrestrita.

Os resultados das análises físico-químicas e dos exames microbiológicas do efluente antes e após a desinfecção com ácido peracético encontram-se nas Tabelas 35, 36 e 37.

Tabela 35- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 5,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos para desinfecção do efluente ETE Araraquara-SP.

Variáveis	Carreira XIX Concentração de ácido peracético 5 mg/L				Carreira XXII Concentração de ácido peracético 5 mg/L (Réplicas)			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	5x10 ⁵	2x10 ³	90	200	2x10 ⁵	150	28,7	70,0
Colifagos (UFP/100mL)	7750	350	215	120	6650	330	235	380
<i>Clostridium</i> <i>perfringens</i> (NMP/100mL)	5x10 ⁵	11x10 ⁴	27x10 ³	140x10 ³	17x10 ⁴	6x10 ⁴	50x10 ³	17x10 ³
Residual (mg/L)	-	0,19	0,08	0,16	-	0,67	0,43	0,10
pH	7,6	7,5	7,50	7,53	7,70	7,68	7,60	7,60
DQO (mg/L)	200,0	217,0	218,0	214,0	237,0	251,0	237,0	252,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	153,6	157,0	139,0	174,0	205,0	186,0	93,0	178,5
SST (mg/L)	55,6	52,6	43,4	46,6	68,0	66,0	45,0	71,0
SSF (mg/L)	7,6	9,3	6,5	5,5	7,4	7,2	5,0	10,0
SSV (mg/L)	47,9	43,3	37,0	41,0	61,0	58,8	40,0	61,0
ST (mg/L)	503,0	562,0	527,0	568,0	400,0	444,0	416,0	452,0
COT (mg/L)	59,5	62,0	63,6	64,0	60,0	67,8	76,3	76,3

Tabela 36- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 10,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos para desinfecção do efluente ETE Araraquara-SP.

Variáveis	Carreira XX Concentração de ácido peracético 10 mg/L				Carreira XXIII Concentração de ácido peracético 10 mg/L			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E.coli</i> (NMP/100mL)	5×10^5	31,0	20,0	15,0	$9,8 \times 10^5$	30,0	10,0	10,4
Colifagos (UFP/100mL)	7750	160	80	65	5150	265,0	70,0	80,0
<i>Clostridium perfringens</i> (NMP/100mL)	5×10^5	26×10^3	9×10^4	17×10^3	14×10^4	11×10^4	22×10^3	34×10^3
Residual (mg/L)	-	0,24	0,14	0,12	-	0,10	0,30	0,24
pH	7,6	7,56	7,55	7,53	7,60	7,39	7,38	7,48
DQO (mg/L)	200,0	219,0	205,0	220,0	218,0	230,0	240,0	234,0
Alcalinidade (mg/ CaCO ₃ L)	153,6	155,0	152,0	149,0	245,5	238,0	236,0	232,0
SST (mg/L)	55,6	46,0	50,0	53,0	100,0	107,0	97,0	99,5
SSF (mg/L)	7,6	8,4	9,7	9,1	18,0	19,7	18,0	18,4
SSV (mg/L)	47,9	37,6	40,3	21,9	82,0	87,3	79,0	81,1
ST (mg/L)	503,0	497,0	400,0	542,	518,0	586,0	529,0	635,0
COT (mg/L)	59,5	66,3	77,0	79,0	55,6	82,0	70,0	86,4

Tabela 37- Resultado das análises e exames utilizando concentração de ácido peracético de 15,0 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos para desinfecção do efluente ETE Araraquara-SP.

Parâmetros	Carreira XXI Concentração de ácido peracético 15 mg/L				Carreira XXIV Concentração de ácido peracético 15 mg/L			
	Efluente bruto	Tempo de contato (min)			Efluente bruto	Tempo de contato (min)		
		10	20	30		10	20	30
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	2×10^5	76,9	20,0	25,0	$9,8 \times 10^5$	10	95,0	10,0
Colifagos (UFP/100mL)	6650	55,0	20,0	60,0	5150	125,0	55,0	70,0
<i>Clostridium perfringens</i> (NMP/100mL)	17×10^4	27×10^3	50×10^3	30×10^3	14×10^4	22×10^3	50×10^3	22×10^3
Residual (mg/L)	-	1,4	0,55	0,14	-	0,40	0,60	0,45
pH	7,70	7,53	7,49	7,47	7,60	7,34	7,36	7,40
DQO (mg/L)	217,0	234,0	238,0	242,0	218,0	240,0	239,0	245,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	205,0	183,0	190,0	183,0	245,5	226,0	238,0	257,0
SST (mg/L)	68,0	62,5	59,0	60,0	100,0	87,0	89,0	95,0
SSF (mg/L)	7,4	13,7	6,5	7,0	18,0	15,0	13,0	18,0
SSV (mg/L)	61,0	48,8	52,5	53,0	82,0	72,0	76,0	77,0
ST (mg/L)	400,0	558,0	562,0	492,0	518,0	598,0	579,0	630,0
COT (mg/L)	60,0	73,2	69,9	76,0	55,6	68,9	75,6	60,4

Fatores como concentração de desinfetante, tempo de contato, temperatura, natureza dos sólidos, concentração da matéria orgânica, presença de sólidos suspensos e pH podem afetar a eficiência da desinfecção com ácido peracético (JOLIVET-GOUGEON et al. (1996); COLLIVGNARELLI et al. (1999), ALASRI et al. (1992) e SÁNCHEZ et al. (1995)).

O tratamento com ácido peracético não modificou significativamente o pH do efluente (variação média de 0,14 unidades de pH) e os valores estiveram entre 7,34 e 7,70. Isso confirma as observações de LANGEVELD et al. (1996); BALDRY et al. (1995); LIBERTI & NOTARNICOLA (1999) e COLLIVIGNARELLI et al. (2000), que verificaram pouca ou nenhuma alteração do pH quando aplicaram várias dosagens de ácido peracético.

Embora alguns autores (BALDRY (1983); BALDRY et al. (1991); LANGEVELD et al. (1996); JOLIVET-GOUGEON (1996) e SANCHEZ-RUIZ et al

(1995)) citem que a atividade do ácido peracético seja mais eficiente sob condições ácidas, optou-se por trabalhar com o pH natural do efluente.

O processo de desinfecção com ácido peracético causou aumento médio de 14 a 23 mg/L na DQO. Este aumento pode ser devido ao ácido acético presente tanto na solução do desinfetante como no produto da decomposição do ácido peracético. Fato semelhante foi observado por COLLIVNARELLI et al. (2001) que verificaram aumento médio no valor da DQO entre 5 e 6 mg/L quando aplicaram dosagens de ácido peracético de 1 a 5 mg/L. Também, ARTURO-SCHAAN et al. (1996) observaram aumento da DQO após uma hora de tempo de contato com o ácido peracético. Por outro lado, BALDRY et al. (1995) observaram que o valor médio da DQO caiu de 52,2 mg/L para 44,7 mg/L como resultado do tratamento com ácido peracético.

A alcalinidade apresentou valores entre 93 e 257 mg CaCO_3/L , sendo que, pela variação dos valores apresentados não é possível concluir sobre as causas e efeitos.

A concentração de sólidos suspensos tem papel importante na desinfecção com ácido peracético, pois reduz sua atividade antimicrobiana, sendo que os sólidos em suspensão protegem os microrganismos do desinfetante (LAZAROVA et al (1998)). O efluente da ETE – Araraquara – SP apresentou valores de SST (sólidos suspensos totais) entre 43,4 e 107 mg/L e ST (sólidos totais) entre 400 e 635 mg/L. Os valores de SSF (sólidos suspensos fixos) mantiveram-se entre 5 e 19,7 mg/L e os SSV (sólidos suspensos voláteis) entre 21,9 e 87,3 mg/L.

O aumento na concentração de SST de 55,6 mg/L (Carreira XX, Tabela 36) para 100 mg/L (Carreira XXIII, Tabela 36) e de 68 mg/L (Carreira XXI, Tabela 37) para 100 mg/L (Carreira XXIV, Tabela 37) não provocou queda na eficiência de inativação dos microrganismos estudados. Segundo SOBSEY (1989), a interferência dos sólidos suspensos, que podem influenciar na eficiência da desinfecção, não é observada consistentemente e pode depender do tipo da partícula e da associação entre o material em suspensão e o microrganismo. Também LEFREVE et al. (1992) observaram pouca sensibilidade do ácido peracético em relação a diferentes concentrações de sólidos suspensos. Segundo o autor, o efeito mais significativo foi

observado para a concentração de sólidos suspensos próximos de 100 mg/L a qual reduziu 1 log na eficiência da desinfecção.

Em relação ao carbono orgânico total (COT), observa-se o mesmo fato ocorrido para a DQO. Com a adição de ácido peracético, o valor médio de COT aumentou entre 1,00 e 1,42 mg/L.

O residual de ácido peracético esteve entre 0,08 e 0,67 mg/L e não há normalização brasileira que estabeleça algum padrão.

5.6—Comparação entre ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio na inativação da *E.coli*, colifagos e *C. perfringens*.

Para este estudo foram considerados os ensaios de desinfecção que foram realizados com o efluente da ETE-Araraquara-SP, cujo tratamento consiste em lagoa aerada seguida de lagoa de sedimentação.

As características físico-químicas e biológicas do efluente não desinfetado (valores médios de todos os ensaios e réplicas) estão apresentados na Tabela 38, a qual ilustra a qualidade típica do efluente usado nos ensaios de desinfecção com ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio.

Tabela 38- Características típicas físico-químicas e biológicas do efluente da ETE-Araraquara –SP nos ensaios de desinfecção.

Parâmetros	Ozônio	Ácido peracético	Permanganato de potássio
<i>E. coli</i> (NMP/100mL)	$7,9 \times 10^4$	$5,6 \times 10^5$	$4,8 \times 10^5$
Colifagos (UFP/100mL)	3180	6516	3511
<i>Clostridium perfringens</i> (NMP/100mL)	$2,2 \times 10^5$	$2,7 \times 10^5$	$2,2 \times 10^5$
T °C	21	27	28,6
pH	7,0	7,6	8,0
DQO (mg/L)	164,0	215,0	132,0
Alcalinidade (mg CaCO ₃ /L)	72,0	196,0	172,0
SST (mg/L)	38,6	74,6	49,0
SSF (mg/L)	4,5	11,0	6,8
SSV (mg/L)	34,1	63,6	42,2
ST (mg/L)	442,0	473,0	525,0
COT (mg/L)	ND	58,3	23,8

- ND: não determinado

As concentrações de *E.coli* e *C.perfringens* no afluente mantiveram-se próximas ao longo dos ensaios com os três desinfetantes. Contudo, a concentração de colifagos praticamente dobrou quando foi usado o ácido peracético como desinfetante. Também, observa-se aumento nas concentrações de DQO (132 para 215 mg/L), SST (38,6 para 74,6 mg/L), SSF (4,5 para 11 mg/L), SSV (34,1 para 63,6 mg/L) e COT (23,8 para 58,3 mg/L). Ao comparar as concentrações da Tabela 38, verifica-se que os ensaios com o ácido peracético foram realizados com o efluente que apresentou a pior qualidade, em particular para aquelas variáveis que potencialmente poderiam afetar o desempenho da desinfecção.

Os resultados dos exames microbiológicos foram relacionados com o produto ($C_0.t$) concentração inicial do desinfetante e o tempo de contato e a eficiência de inativação ($-\log N/N_0$) para cada desinfetante empregado. No caso do ozônio, C_0 é a concentração consumida (mg/L). As Figuras 71 a 73 ilustram estes resultados.

Figura 71- Inativação de *E. coli* relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 72- Inativação de colifagos relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

Figura 73- Inativação de *C.perfringens* relacionando concentração inicial do desinfetante (mg/L) e tempo de contato (min). Desinfetantes: ozônio, ácido peracético e permanganato de potássio. Carreiras de ensaios VII, VIII, IX, XIII, XIV, XV, XIX, XX e XXI (a) e respectivas réplicas (b). Efluente da ETE Araraquara-SP.

A Figura 71 demonstra, para a *E.coli* o maior poder bactericida do ácido peracético em relação ao ozônio e permanganato de potássio, mesmo utilizando o efluente de pior qualidade. Valores de $C_{0.t}$ de 300 mg.min/L de ácido peracético

foram responsáveis por 4 a 5 log de inativação da bactéria *E.coli* enquanto para o ozônio obteve 2,8 a 3 log de inativação e 1,6 a 3,8 log para o permanganato de potássio.

Entretanto, o ozônio parece ser eficiente como agente desinfetante viral, especialmente quando comparado com o ácido peracético e o permanganato de potássio. Valores com até 100% de inativação de colifagos foram obtidos quando utilizaram-se $C_0.t$ de ozônio superiores a 270 mg.min/L (Figura 72). Já o permanganato de potássio em relação ao ácido peracético mostrou ser ligeiramente mais eficiente na inativação de colifagos.

Estes resultados estão de acordo com os apresentados na literatura por HARAKEH (1987); TYRRELL et al. (1995) e VESCHETTI et al. (2003) que observaram maior poder bactericida do ácido peracético e virucida do ozônio.

Em relação à bactéria *C.perfringens*, nenhuma das concentrações e tempos de contato utilizados para os três desinfetantes demonstraram ser eficientes na inativação dessa bactéria, pois para nenhum deles foram obtidos inativações iguais ou maiores que 2 log e a concentração remanescente permaneceu entre 10^3 a 10^4 NMP/100 mL.

5.7- Exames para a detecção de ovos de helmintos.

5.7.1- Considerações iniciais.

A identificação de ovos de helmintos demanda conhecimento e prática. Após a realização de testes usados como treinamento e domínio da metodologia para concentração e posterior identificação dos ovos *Ascaris lumbricoides*, aplicou-se esse procedimento em vários efluentes como o da ETE de Lins-SP, cujo tratamento consiste de lagoa anaeróbia seguida de lagoa facultativa, da ETE de Araraquara-SP no qual o tratamento é constituído de lagoa aerada seguida de lagoa de sedimentação, da ETE de Rio Claro-SP que utiliza reator UASB seguido de lodo ativado, das ETES de Santa Eudóxia-SP e Água Vermelha-SP que consistem de lagoa anaeróbia seguida de lagoa facultativa. Entretanto, em nenhuma das amostras examinadas foram encontrados ovos de *Ascaris lumbricoides*.

Os exames realizados para confirmar a presença de ovos de *Ascaris lumbricoides* nos efluentes das Estações de Tratamento de Esgotos utilizados, permitiram a observação de diversidade biológica de ovos de helmintos, apesar de não fazer parte do escopo deste trabalho a avaliação qualitativa e quantitativa da diversidade populacional.

Os ovos de helmintos mais comumente encontrados nos efluentes dessas ETES estão apresentados na Tabela 39, sem mencionar quais ETES especificamente apareceram estes diferentes gêneros de ovos.

Tabela 39- Ovos de helmintos, em gênero, comumente encontrados nos efluentes das ETES testados no período de amostragem (set-nov 2003).

<i>Hymenolepis sp</i>
Ancilostomídeo
<i>Strongyloides sp</i> (larva)
<i>Enterobius vermicularis</i>
<i>Trichuris trichiura</i>

Os ovos de helmintos foram encontrados em um curto período de amostragem (set – nov 2003) e algumas amostras foram coletadas apenas uma vez.

Os resultados são insuficientes para uma análise quantitativa ou verificação das eficiências médias de remoção dos tratamentos, bem como para afirmar que haverá persistência de presença dos ovos detectados.

CUTOLO (2002), ao estudar de julho 1999 a julho de 2000 a presença de ovos de helmintos no efluente final (após decantador secundário) da ETE Barueri da Sabesp, observou distribuição irregular dos ovos de helmintos, estando somente ausentes nas amostras do efluente final nos meses de Agosto de 1999 e Janeiro e maio de 2000, não se observando um padrão de distribuição.

Portanto, os dados da Tabela 39 apenas demonstram que os ovos de helmintos continuaram presentes no efluente final dos processos, e que para o reúso dessas águas no meio urbano, há necessidade de minimizar os riscos potenciais à saúde humana. Também, não se pode afirmar que os tratamentos foram eficientes na remoção de ovos de *Ascaris lumbricoides* ou se estes não estiveram presentes nos meses da coleta.

5.7.2- Desinfecção de efluente sanitário utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador.

5.7.2.1- Considerações iniciais.

Como não foram detectadas nos efluentes testados as presenças de ovos de *Ascaris lumbricoides*, decidiu-se inocular o efluente da ETE de Araraquara – SP com ovos desse gênero.

Ao final de 28 dias contaram-se os ovos não viáveis e viáveis do efluente desinfetado e o do não desinfetado (controle). Foram considerados ovos viáveis aqueles que apresentaram estágio de larva.

5.7.2.2- Desinfecção com ácido peracético.

Primeiramente, testou-se a maior concentração de ácido peracético utilizada nos ensaios em que os microrganismos indicadores foram *E.coli*, Colifagos e *C.perfringens*, ou seja, 15 mg/L e tempo de contato de 30 minutos.

Os resultados desse ensaio estão apresentados na Tabela 40.

Tabela 40- Desinfecção com ácido peracético utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, concentração de ácido peracético de 15 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.

Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>					
Controle não desinfetado			Desinfetado		
Não viáveis (ovos/L)	Viáveis (ovos/L)	% de ovos viáveis	Não viáveis (ovos/L)	Viáveis (ovos/L)	% de ovos viáveis
340	100	29,4	1000	253	25,3

Os resultados demonstram que utilizando 15 mg/L de ácido peracético e tempo de contato de 30 minutos, houve diminuição de 14% no número de ovos viáveis. Ao se utilizar esta mesma concentração de ácido peracético e tempo contato de 30 minutos, obteve-se de inativação 99,999% para *E.coli*, 98,8% em média de colifagos e 83,3% em media para o *C.perfringens*.

Como os ovos não eram naturais do efluente e sim adicionados, verificou-se uma discrepância entre os valores de ovos não viáveis no efluente não desinfetado e no efluente desinfetado mesmo promovendo boa homogeneização.

A partir destes resultados, resolveu-se testar valores maiores de concentrações de ácido peracético e manter o mesmo tempo de contato. Os valores testados foram de 30, 60 e 100 mg/L, valores inviáveis para serem utilizados na prática, mas que serviram como base para avaliar a resistência dos ovos de *Ascaris lumbricoides*.

Os resultados desse ensaio estão apresentados na Tabela 41.

Tabela 41- Ensaios de desinfecção com ácido peracético utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, concentrações de ácido peracético de 30, 60 e 100 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.

Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>									
Controle não desinfetado			Desinfetado						
			Dosagem de ácido peracético						
			30 mg/L			60 mg/L		100 mg/L	
Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% de ovos viáveis	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% de ovos viáveis	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L
720	360	50	680	80	11,7	480	*	320	*

*Os ovos apresentaram estágio de mórula tardia (ocorre uma rápida clivagem onde o embrião é denominado blástula, uma esfera compacta de pequenas células).

Observa-se pela Tabela 41, que ao se adicionar 30 mg/L de ácido peracético com tempo de contato de 30 minutos, houve inativação de 76,6% no número de ovos viáveis.

Para as concentrações de ácido peracético de 60 mg/L e 100 mg/L observaram-se alguns ovos em estágio de mórula tardia, mas como foram considerados viáveis os ovos que somente apresentassem estágio de larva, desconsideraram-se esses resultados.

Estes resultados (Tabelas 40 e 41) confirmam a maior resistência desses organismos ao ácido peracético quando comparada com a resistência de outros organismos indicadores como bactérias e vírus.

5.7.2.3- Desinfecção com permanganato de potássio.

Mantendo o procedimento usado na desinfecção com ácido peracético primeiramente testou-se a maior concentração de permanganato de potássio utilizada nos ensaios em que os microrganismos indicadores foram *E.coli*, colifagos e *C.perfringens*, ou seja, 20 mg/L e tempo de contato de 30 minutos.

Os resultados desse ensaio estão apresentados na Tabela 42.

Tabela 42- Ensaios de desinfecção com permanganato de potássio utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, concentração de KMnO_4 de 20 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.

Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>					
Controle não desinfetado			Desinfetado		
Não viáveis (ovos/L)	Viáveis (ovos/L)	% de ovos viáveis	Não viáveis (ovos/L)	Viáveis (ovos/L)	% de ovos viáveis
544	224	41	1088	440	40

Pelos resultados da Tabela 42, verifica-se que a concentração de KMnO_4 de 20 mg/L e tempo de contato de 30 minutos não foi suficiente para promover diminuição na concentração de ovos viáveis de *Ascaris lumbricoides*. Essa mesma concentração e tempo de contato foram suficientes para promoverem a inativação de 99,9% de *E.coli*, 99% de colifagos e 80% em média para o microrganismo *C. perfringens*.

Decidiu-se, a partir de então, testar valores maiores de concentração de KMnO_4 e manter o mesmo tempo de contato, ou seja, concentrações de 40 mg/L, 60 mg/L e 100 mg/L com tempo de contato de 30 minutos a fim de verificar a resistência dos ovos de *Ascaris lumbricoides* frente a este desinfetante.

Os resultados desse ensaio estão apresentados na Tabela 43.

Tabela 43- Ensaios de desinfecção com KMnO_4 utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, concentrações de KMnO_4 de 40, 60 e 100 mg/l e tempo de contato de 30 minutos.

Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>											
Controle não desinfetado			Desinfetado								
			Dosagem de permanganato de potássio								
			40 mg/L			60 mg/L			100mg/L		
Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% ovos viáveis	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% ovos viáveis	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% ovos viáveis	Não viáveis ovos/L	Viáveis ovos/L	% ovos viáveis
4400	3000	68	1650	750	45	9000	1050	11,6	850	17	2

Observa-se pela Tabela 43, que a concentração de 40 mg/L de permanganato de potássio foi responsável por 34% na inativação do número de ovos viáveis de *Ascaris lumbricoides*. Ao aumentar esta concentração para 100 mg/L verificou-se diminuição de 97% no número de ovos viáveis, mas mesmo assim esta concentração não foi suficiente para a inativação total.

5.7.2.4- Desinfecção com ozônio.

Nos ensaios utilizando-se ozônio como desinfetante testaram-se as concentrações consumidas de 10 mg/L, 20 mg/L e 40 mg/L com tempo de contato de 10 min, ou seja, a menor e maior concentração usadas nos ensaios em que os microrganismos indicadores foram *E.coli*, colifagos e *C.perfringens* quando utilizou-se o efluente da ETE de Araraquara –SP.

Os resultados desses ensaios estão apresentados na Tabela 44.

Tabela 44- Ensaios de desinfecção com ozônio utilizando *Ascaris lumbricoides* como microrganismo indicador, concentrações de ozônio de 10, 20 e 40 mg/l e tempo de contato de 10 minutos.

Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i> (mg/L)										
Controle não desinfetado			Desinfetado							
			Dosagem de ozônio consumido.							
			10 mg/L			20 mg/L			40 mg/L	
Não viáveis	Viáveis	% ovos viáveis	Não viáveis	Viáveis	% ovos viáveis	Não viáveis	Viáveis	% ovos viáveis	Não viáveis	Viáveis
1440	1200	83	2190	750	34	5000	450	9	3150	-

Pela Tabela 44 observa-se, que ao se adicionar 10 mg/L de ozônio consumido com tempo de contato de 10 minutos, houve diminuição de 41% no número de ovos viáveis. Já quando se aumentou essa concentração para 20 mg/L também com tempo de contato de 10 minutos a diminuição no número de ovos viáveis foi de 89%.

Quando utilizou-se a concentração de 10 mg/L de ozônio consumido e tempo contato de 10 minutos, obteve-se valores médios de inativação de 86% para *E.coli*, 82% de colifagos e 60% para o *C.perfringens*. Para a concentração de 20 mg/L de

ozônio consumido e tempo contato de 10 minutos, obteve-se de valores médios de inativação 95,3% para *E.coli*, 92% de colifagos e 84,5% para o *C.perfringens*.

Os resultados apresentados nas Tabelas 40 a 44 confirmam a ordem decrescente de resistência dos microrganismos aos desinfetantes: bactérias, vírus, cistos de protozoários, ovos de helmintos e que a eficiência de remoção por sedimentação seria maior para ovos de helmintos que cistos de protozoários (BASTOS et al. (2003); LIBERTI & NOTARNICOLA (1999)).

Ainda segundo BASTOS et al. (2003) não há indicador biológico ou físico que represente a remoção dos parasitas por sedimentação e filtração. Entretanto, em lagoas de estabilização, a remoção de ovos de helmintos (nematóides intestinais humanos: *Ascaris*, *Trichuris*, *Necator* e *Ancylostoma*) com base em suas características de sedimentação, tem sido aceita como indicadora da remoção dos demais “organismos sedimentáveis”, incluindo cistos e oocistos de protozoários (ex: *Entamoeba*, *Giardia* e *Cryptosporidium*). Todavia, isso não pode ser estendido à filtração, já que os ovos de helmintos apresentam dimensões bem maiores do que cistos de protozoários. Este é o pressuposto sugerido pela OMS (1989) para qualidade parasitológica de efluentes para irrigação: ≤ 1 ovo de helminto/L sendo que neste caso um organismo patogênico assume o papel de indicador dos demais patogênicos em que o mecanismo de remoção seja similar.

5.8- Teste de toxicidade aguda utilizando *Daphnia similis*.

Foram feitos ensaios de toxicidade para o efluente da ETE Araraquara –SP desinfetado com ácido peracético, permanganato de potássio e ozônio.

As concentrações de ácido peracético utilizadas foram 5 mg/L e 15 mg/L com tempo de contato de 30 minutos, para o permanganato de potássio foram 10 mg/L e 20 mg/L também com 30 minutos de tempo de contato e ozônio foram de 10 mg/L e 28 mg/L com tempo de contato e de 10 minutos.

Os resultados dos ensaios com ácido peracético e permanganato de potássio estão apresentados na Tabela 45.

Tabela 45- Resultados dos ensaios de toxicidade para *Daphnia similis* utilizando como desinfetantes ácido peracético e permanganato de potássio.

Amostras	Variáveis iniciais			Nº de organismos Imóveis/réplica								Imobilidade		Variáveis finais		
	pH	Cond. µS/cm ²	Dureza mg/L	1 24/48		2 24/48		3 24/48		4 24/48		Total	%	pH	Cond. µS/cm ²	Dureza mg/L
Branco	7,55	169,7	46	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8,07	247	46
Efluente bruto	7,41	624	56	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8,19	543	62
Ac. per 1	7,36	611	50	2	0	2	0	1	0	2	0	7	35	8,25	552	58
Ac. per 2	7,14	600	52	5	-	5	-	5	-	5	-	20	100	8,13	564	54
KMnO ₄ 1	7,50	608	56	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8,25	573	80
KMnO ₄ 2	7,48	597	56	5	-	5	-	5	-	5	-	20	100	8,22	557	58

Ac.per1 = concentração de 5 mg/L de ácido peracético (residual de 0,12 mg/L)

Ac.per2 = concentração de 15 mg/L de ácido peracético (residual de 0,23 mg/L)

KMnO₄ 1 = concentração de 10 mg/L de permanganato de potássio (residual de 4,6 mg/L)

KMnO₄ 2 = concentração de 20 mg/L de permanganato de potássio (residual de 13,8 mg/L)

Apesar da maioria dos autores (ARTURO-SCHAAN et al. (1996); CARETTI & LUBELLO (2003); KRAMER (1997); FRASER (1986); JOLIVET-GOUGEON et al. (1996); LIBERTI & NOTARNICOLA (1999); LEFREVE et al. (1992); MORRIS (1993); SÁNCHEZ-RUIZ et al. (1995) e VESCHETTI et al. (2003)) citarem uma importante vantagem do uso do ácido peracético em águas residuárias por não produzir subprodutos tóxicos, ou seja, os produtos de sua decomposição peróxido de hidrogênio, oxigênio e ácido acético serem toxicologicamente seguros e rapidamente solúveis em água (sempre considerando a concentração aplicada), observou-se que as análises efetuadas indicou toxicidade aguda nas amostras (Tabela 45) com concentrações de ácido peracético de 5 mg/L (residual de 0,12 mg/L) e 15 mg/L (residual de 0,23 mg/L) e tempo de contato de 30 minutos nas 24 primeiras horas do teste. Após este período (48 h) não houve mais mortalidade para a concentração de 5 mg/L.

MONARCA et al. (2000) estudaram o efeito tóxico do ácido peracético como desinfetante alternativo ao cloro em águas residuárias urbanas. Os autores usaram como teste de toxicidade o sistema LUMISTox, que consiste na bioluminescência da bactéria gram negativa marinha da espécie *V.fischeri*. Os autores concluíram que o efeito tóxico do ácido peracético foi completado após 15 minutos do tempo de exposição. Durante os experimentos a dosagem de ácido peracético foi de 0,8 a 5,0 mg/L com tempo de contato de 15 e 20 minutos.

GASI et al. (1993) observaram elevada toxicidade aguda para a totalidade dos organismos aquáticos utilizados (*Daphnia similis*, *Brachydario rerio* e *Photobacterium phosphorium*) quando utilizaram ácido peracético como desinfetante. Os autores verificaram um aumento significativo de toxicidade para todos os organismos testados quando a dosagem de ácido peracético foi aumentada de 3 mg/L para 5 mg/L.

Já para o permanganato potássio o teste demonstrou toxicidade aguda para concentração de 20 mg/L (residual de 13,8 mg/L) e tempo de contato de 30 minutos.

TUCKER & BOYD (1977) testaram a toxicidade para peixes (peixe palhaço) e concluíram que a mortalidade foi desprezível quando aplicaram 12 mg/L de permanganato de potássio em águas de lagoas.

Em relação aos ensaios com ozônio estes foram realizados posteriormente aos de ácido peracético e permanganato de potássio e os resultados estão apresentados na Tabela 46.

Tabela 46- Resultados dos ensaios de toxicidade para *Daphnia similis* utilizando como desinfetante ozônio. Concentrações de ozônio consumido de 10 e 28 mg/L e tempo de contato de 10 minutos.

Resultado parcial (24h de exposição)									
Amostras	Variáveis iniciais			Nº de organismos imóveis/réplica				Imobilidade	
	pH	Cond. µS/cm ²	Dureza mg/L	1º	2º	3º	4º	total	%
Branco	7,32	156,5	42	1	0	0	0	1	10
Efluente Bruto	7,57	540	52	0	0	0	0	0	0
O ₃ (10mg/L)	7,59	530	56	0	2	1	2	5	25
O ₃ (28mg/L)	7,67	550	58	3	2	1	2	8	40
Resultado parcial (48h de exposição)									
Amostras	Variáveis iniciais			Nº de organismos imóveis/réplica				Imobilidade	
	pH	Cond. µS/cm ²	Dureza mg/L	1º	2º	3º	4º	total	%
Branco	7,32	156,5	42	0	0	0	0	0	10
Efluente Bruto	7,57	540	52	0	0	0	0	0	0
O ₃ (10mg/L)	7,59	530	56	0	0	0	2	2	35
O ₃ (28mg/L)	7,67	550	58	1	0	2	12	4	60

Esta análise indicou toxicidade aguda nas amostras desinfetadas com ozônio nas concentrações de 10mg/L e de 28 mg/L e tempo de contato de 10 minutos. A amostra do efluente bruto não apresentou toxicidade.

Observou-se que os organismos expostos ao efluente, ao final do teste, estavam bem desenvolvidos e muito ativos enquanto que os expostos à desinfecção por ozônio (nas duas concentrações) estavam pequenos e nadando bem lentamente.

Segundo LAPOLLI et al. (2003), processos que empregam agentes oxidantes (ex: cloro, dióxido de cloro e ozônio) sempre representam um risco a seres vivos, não existindo 100% de segurança aos ecossistemas aquáticos quando estes estão expostos a essas substâncias. Os testes geralmente são realizados com microcrustáceos, *Daphnia magna* ou *Daphnia similis*, e esses organismos são representativos do ambiente que entrará em contato com os subprodutos da desinfecção, portanto o que está sendo avaliado é a ação desses subprodutos e não o ozônio diretamente, já que os valores de residuais de ozônio atingem valores nulos em poucos minutos.

Em geral, a reação do ozônio com a matéria orgânica conduz à destruição da molécula original, podendo formar um produto biodegradável com menor peso molecular. Além disso, quando ocorre a reação de oxidação/redução com a matéria orgânica forma-se uma variedade de subprodutos (aldeídos: formaldeídos e acetaldeídos; ácidos: ácido oxálico, succínio, pirúvico; subprodutos bromados: íon bromato, bromoformio; outros: peróxido de hidrogênio) e essas espécies intermediárias são um importante potencial nas determinações de consequências ambientais no uso do ozônio como desinfetante em águas residuárias (WEF, 1994; USEPA, 1994).

6- CONCLUSÕES

Tendo como base os resultados obtidos com a realização dos ensaios experimentais empregando os desinfetantes ozônio, permanganato de potássio e ácido peracético para fins de reuso em agricultura, e tendo como microrganismos indicadores *E.coli*, colifagos, *C.perfringens* e *Ascaris lumbricoides* conclui-se:

- ◆ O ozônio promoveu redução na concentração dos microrganismos indicadores estudados e esta eficiência de inativação diminuiu quando o tempo de contato foi de 20 minutos. Este fato foi acentuado principalmente para o microrganismo *E.coli* quando utilizou-se efluente da Estação de Tratamento de Esgoto da cidade de Lins-SP, na concentração de ozônio consumido de 6 mg/L e esta tendência diminuiu com o aumento da dose de ozônio aplicada.
- ◆ Os colifagos foram 100% inativados para concentração média de ozônio consumido de 16 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos (efluente da ETE-Lins); para as concentrações média de ozônio consumido de 19 mg/L e tempo de contato igual ou superior a 15 minutos e 30 mg/L e tempos de contato de 5, 10 e 15 minutos (efluente da ETE Araraquara).
- ◆ A bactéria *C.perfringens* possuiu relativa resistência à desinfecção com ozônio, mantendo estável a população remanescente na ordem de 10^3 a 10^4 NMP/100 mL, mesmo com o aumento do tempo de contato e da concentração de ozônio.

♦ O valor proposto pela OMS (1989) para irrigação irrestrita com águas residuárias (número de coliformes fecais não exceda a 10^3 NMP/100mL) foi obtido para as concentrações médias de ozônio consumido de 10 mg/L e tempo de contato de 10 minutos e 16 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos para o efluente da ETE de Lins, e concentrações médias de ozônio consumido de 19 mg/L e 30 mg/L e tempos de contatos de 10, 15 e 20 minutos para o efluente da ETE Araraquara.

♦ Para o microrganismo indicador *Ascaris lumbricoides* as concentrações de ozônio consumido de 10 e 20 mg/L com tempo de contato de 10 minutos não foram suficientes para atender as diretrizes propostas pela OMS (1989) em que o número de nematóides intestinais não exceda a um ovo viável/L para irrigação restrita. Este valor só foi obtido quando utilizou-se concentração de ozônio consumido de 40 mg/L e tempo de contato de 10 minutos.

♦ Os parâmetros físico-químicos não apresentaram alterações significativas entre o efluente bruto e o ozonizado.

♦ O ozônio apresentou toxicidade para o microrganismo *Daphnia similis* nas concentrações de 10 mg/L e 28 mg/l e tempo de contato de 10 minutos nas primeiras 24 hs.

♦ A bactéria *E.coli* e o indicador viral colifagos possuem resistência similar ao permanganato de potássio.

♦ Para atender as diretrizes propostas pela OMS (1989) na utilização de efluentes sanitários na irrigação irrestrita, desinfecção com as concentrações permanganato de potássio de 20 mg/L para os tempos de contatos de 10, 20 e 30 minutos foi satisfatória.

- ◆ Em relação ao microrganismo *Ascaris lumbricoides* nenhuma das concentrações testadas de KMnO_4 (20, 40, 60 e 100 mg/L) foram suficientes para atender as diretrizes propostas pela OMS (1989) para irrigação restrita.
- ◆ O KMnO_4 mostrou-se tóxico ao organismo *Daphnia similis* quando aplicou-se concentração de 20 mg/l e tempo de contato de 30 minutos. Os organismos morreram nas primeiras 24 hs.
- ◆ Após a adição de permanganato de potássio, houve ligeiro aumento nos valores de sólidos suspensos (aumento médio de 3 mg/L) e sólidos suspensos fixos (valor médio de 5,3 mg/L). Em relação aos demais parâmetros físico-químicos, as concentrações aplicadas não foram suficientes para promover alterações.
- ◆ A bactéria *E.coli* foi mais sensível à ação do ácido peracético que o indicador viral colifagos e a bactéria *C.perfringens*.
- ◆ Para o *C.perfringens*, as concentrações remanescentes mantiveram-se entre 10^3 e 10^4 NMP/100 mL.
- ◆ A concentração de ácido peracético de 5 mg/L e tempos de contato de 10, 20 e 30 minutos foram suficientes para atender as diretrizes propostas pela OMS (1989) para irrigação irrestrita.
- ◆ O ácido peracético apresentou-se tóxico ao microrganismo *Daphnia similis* nas concentrações de 5 mg/L e 15 mg/L nas primeiras 24 h. Após este período não observou-se mais mortandade para a concentração de 5 mg/L.
- ◆ Houve aumento médio de 14 a 23 mg/L no valor da DQO e entre 1 e 1,42 mg/L em relação ao COT após a adição de ácido peracético.

Em geral, para os três desinfetantes:

- ◆ O ácido peracético tem maior poder bactericida em relação ao ozônio e ao permanganato de potássio.
- ◆ O ozônio foi mais eficiente na inativação do microrganismo colifagos (indicador viral) se comparado ao ácido peracético e ao permanganato de potássio.
- ◆ Os três desinfetantes mostraram semelhante eficiência para a bactéria *C.perfringens* (os valores remanescentes permaneceram entre 10^3 e 10^4 NMP/100mL).
- ◆ Todos os desinfetantes nas concentrações e tempos de contatos testados mostraram-se tóxicos nas primeiras 24 h, sendo que após esse período não apresentaram mais mortalidade ao microrganismo *Daphnia similis*.
- ◆ O desinfetante que atendeu as diretrizes da OMS (1989) para irrigação irrestrita com menor concentração e tempo de contato foi o ácido peracético com 5 mg/L e tempo de contato de 10 minutos.

7- RECOMENDAÇÕES

- ◆ Verificar se a bactéria *C.perfringens* pode ser usada como indicador de protozoários.
- ◆ Estudar outras espécies de colifagos e comparar suas resistências aos desinfetantes.
- ◆ Estudar novos microrganismos indicadores como giárdia e *Cryptosporidium parvum*.
- ◆ Investigar subprodutos da desinfecção e toxicidade à biota do corpo receptor.
- ◆ Investigar processos hidrodinâmicos na câmara de ozonização para detectar decaimento da eficiência de inativação na desinfecção.
- ◆ Estudar processos combinados na desinfecção.

8- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AL SALEM, S.S. (1996). Environmental considerations for wastewater reuse in agriculture. *Wat. Sci. Tech.*, .33, n. 10-11, pp. 345 – 353.
- ANAHMIDE, O; ASMAMA, S.; BOUHOUM, K. (1999). The effect of waste water reuse in irrigation on the contamination level of food crops by *Giardia cystus* and *Ascaris* eggs. *International Journal of Food Microbiology*, V.49, pp.19-26.
- ANGELAKIS, A.N; MARECOS DO MONTE, M. H.F; BONToux, L. (1999). The Status of Wastewater Reuse Practice in the Mediterranean Basin: Need for Guidelines. *Wat. Res.*, .33, n.10, pp.2201-2217.
- ARAUJO et al., (1997). Abundance of Bacteriophages of Enteric Bacteria in Different Freshwater Environments. *Wat. Sci. Tech.*, .35, n.11-12, pp.125-128.
- ARSANO, T; LEVINE, A.D. (1996). Wastewater Reclamation, Recycling and Reuse: Past, Present, and Future. *Wat. Sci. Tech.*, .33, n. 10-11, pp. 1-14.
- ARTURO-SCHAAN et al., (1996). Use of peracetic acid as a disinfectant in a water-treatment plant: effect on the plasmid contents of *Escherichia coli* strain. *Current Microbiology*, V.32, pp. 43-47.
- ASANO, T; LEVINE, A.D. (1996). Wastewater Reclamation, Recycling and Reuse: Past, Present, and Future. *Wat. Sci. Tech.*, .33, n. 10-11, pp. 1-14.
- ASANO, T; SMITH, R.G; TCHOBANOGLOUS, G. (1985). Municipal Wastewater: Treatment and Reclaimed Water Characteristics. In: IRRIGATION WITH RECLAIMED MUNICIPAL WASTEWATER – A GUIDANCE MANUAL, University of California, 1985. Proceedings. Edited by G. Stuart Pettygrove and Takashi Asano, p.2-1 a 2-25.
- ASLARI, A.; ROQUES, C.; MICHEL, G. (1992). Bactericidal properties of peracetic acid and hydrogen peroxide, alone and in combination, and chlorine and formaldehyde against bacterial water strains. *Can. J. Microbiol.*, . 38, pp.635-642.
- ASSUMPÇÃO, R.M.V; MORITA, T. (1968). Manual de soluções, reagentes e solventes. Ed. Edgard Blucher Ltda. p, 592.

- AYRES, R.S.; WESTCOT, D.W. (1991). A qualidade da água na agricultura. Campina Grande, UFPB. 218p. *Estudos FAO Irrigação e Drenagem N° 29*.
- BALDRY et al., (1995). Effluent disinfection in warm climates with peracetic acid. *Wat. Sci. Tech.*, .31, n.5-6, p.161-164.
- BALDRY et al., (1995). Effluent disinfection in warm climates with peracetic acid. *Wat. Sci. Tech.*, .31, n.5-6, p.161-164.
- BALDRY, M.G.C. (1982). The bactericidal, fungicidal and sporicidal properties of hydrogen peroxide and peracetic acid. *Journal of Applied Bacteriology*, 54, pp. 417-423.
- BALDRY, M.G.C. (1983). The bactericidal, fungicidal and sporicidal properties of hydrogen peroxide and peracetic acid. *Journal of Applied Bacteriology*, 54, pp. 417-423.
- BALDRY, M.G.C.; FRENCH, M.S.; SLATER, D. (1991). The activity of peracetic acid on sewage indicator bacteria and viruses. *Wat. Sci. Tech.*, .24, n.2, p.356-357.
- BALDRY, M.G.C.; FRENCH, M.S. (1989). Activity of peracetic acid against sewage indicator organisms. *Wat. Sci. Tech.*, .21, p.1747-1749.
- BANERJEA, R. (1950). The use of Potassium Permanganate in the disinfection of water. *Ind. Med. Gaz.*, V, 85, pp. 214-219.
- BANKS, P.A. (1990). Wastewater Reuse Case Studies In The Middle East. *Wat. Sci. Tech.*, .23, pp. 2141-2148.
- BASTOS et al., (2003). Organismos Patogênicos e Efeitos Sobre a Saúde Humana. In: Desinfecção de Efluentes Sanitários. PROSAB 3. Ricardo Franci Gonçalves (coordenador). pp.27- 80.
- BAUDISOVÁ, D. (1997). Evaluation of Escherichia Coli as the Main Indicator of Faecal Pollution. *Wat. Sci. Tech.*, .35, n.11-12, pp.333-336.
- BARROS NETO, B; SCARMINIO, I.S; BRUNS, R.E. (1995). Planejamento e otimização de experimentos. Editora da UNICAMP, p.291, Campinas.SP.
- BILOTTA, P. (2000). Estudo comparativo da ação do ozônio e radiação UV na desinfecção de esgoto sanitário. São Carlos Dissertação (mestrado)- Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo.
- BOOTH, R.A.; LESTER, J.N. (1995). The potential formation of halogenated by-products during peracetic acid treatment of final sewage effluent. *Wat. Res.*, V. 29, n. 7, pp. 1793- 1801.

- BORN, R.H. (1991). Aspectos conceituais e de saúde pública do aproveitamento (re-
uso) de águas residuárias no solo como instrumento de administração de
qualidade ambiental. Dissertação (Mestrado). Faculdade de Saúde Pública. p,
278.
- BOUWER,H; FOX,P; WESTERHOFF,P. (1998). Irrigating With Treated Effluent.
Water Environmental & Technology, Set. pp.115-118.
- BREGA FILHO, D.; MANCUSO, P.C.S. (2003) Conceito de reúso de água. In:
Reúso de Água. Ed. Pedro Caetano S. Mancuso e Hilton Felício dos Santos-
Barueri, SP.pp, 21 – 34.
- CAMEL, V.; BERMOUD, A .(1998). The use of ozone and associated oxidation
processes in drinking water treatment. *Wat. Res.*, V.32, n. 11, pp. 3208-3222.
- CARETII, C; LUBELLO, C. (2003). Wastewater disinfection with PAA and UV
combined treatment: a pilot plant study. *Water Research*, n. 36, pp. 2365 – 2371.
- CARLSON, K.H.; KNOCKE, W.R. (1998). Modeling manganese oxidation with
 KmnO_4 for drinking water treatment. *Journal of Environmental Engeneering*,
v.10, n.10, pp.892-896.
- CEBALLOS, B.S. (1990). Microbiologia Sanitaria. In: Lagoas de Estabilização e
Aeradas Mecanicamente : Novos conceitos. Ed. Sergio Rolim Mendonça, João
Pessoa. pp, 90-113.
- CHANG et al., (2000). The formation and control of disinfection by- products using
chlorine dioxide. *CHEMOSPHERE*, .41, pp. 1181-1186.
- CLEASBY, J.L.; BAUMANN, E.R.; BLACK, C.D. (1964). Effectiveness of
Potassium Permanganate for Disinfection. *J. AWWA.*, .56, pp. 466-474.
- COLLIVIGNARELLI, C.; BERTANZA, G.; PEDRAZZANI, R. (1999). A
comparison among different wastewater disinfection systems: experimental
results. *Environmental Technology*, V. 21, pp.1-16.
- COMPANHIA DE SANEAMENTO DO PARANÁ-SANEPAR. (1998)- Manual de
métodos para análises microbiológicas e parasitológicas em reciclagem agrícola
de lodo de esgoto. CLEVERSON, V.A., BONNET,B.R.P., eds. Curitiba, 80 p.
- COMPANHIA DE TECNOLOGIA DE SANEAMENTO AMBIENTAL –
CETESB.(1993)- Coliformes Totais e Fecais - Determinação pela água pela
técnica de tubos múltiplos. São Paulo: CETESB, 39 p. Norma nº L5 202.
- COMPANHIA DE TECNOLOGIA DE SANEAMENTO AMBIENTAL –
CETESB.(1993)- Helminhos e Protozoários patogênicos: contagem de ovos e
cistos em amostras ambientais. São Paulo: CETESB. Norma no L5 550.

- COMPANHIA DE TECNOLOGIA DE SANEAMENTO AMBIENTAL – CETESB.(1994)- Água- Teste de Toxicidade Aguda com *Daphnia similis claus*. São Paulo: CETESB, 25 p. Norma nº L5. 018.
- COSTA, H.M. 1995- Helminthos. In: Parasitologia Humana. Ed. David Pereira Neves, Nona edição. Cap. 19. pp.201 – 211
- CROOK, J. (1985). Health and Regulatory Considerations. In:IRRIGATION WITH RECLAIMED MUNICIPAL WASTEWATER – A GUIDANCE MANUAL, University of California, 1985. Proceedings. Edited by G.Stuart Pettygrove and Takashi Asano, p.10-1 a 10-41.
- CROOK, J. (1993). Critérios de qualidade da água para reuso. *Revista DAE*, nº 174, nov/dez. Trad. De Hilton Felício dos Santos
- CROOK,J;OKUN, D.A . (1991).Reuso da água para fins não potáveis: seu lugar no gerenciamento de recursos hídricos. *Revista DAE*, V. 51, nº 160, pp.15-19. Trad. De Hilton Felício dos Santos.
- CUTOLO,S. A . (2002). Reuso de águas residuárias e a transmissão de helmintíase no município de São Paulo, Brasil. Tese (Doutorado). Faculdade de Saúde Pública. p,129.
- DANIEL, L.A. (2001). Processos de desinfecção e desinfetantes alternativos na produção de água potável. Luiz Antonio Daniel (coordenador). Rio de Janeiro: RiMa, ABES, 2001. 155p.
- DIAS, V.D. (2001). Radiação ultravioleta e ozônio aplicados como métodos alternativos de desinfecção de efluentes secundários de esgoto sanitário. 151p. São Carlos Dissertação (mestrado)- Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo.
- DI FURIA et al., (1988). Gas – Liquid Chromatographic Meted for teh Determination of Peracids in the Presence of a Large Excess of Hydrogen Peroxide. *ANALYST*, May, vol. 113.
- DRIEDGER, A.M.; RENNECKER, J. L.; MARINÃS, J. B. (2000). Sequential inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with ozone and free chlorine. *Wat. Res.*, V.34, n. 14, pp.3591-3597.
- FEACHEM et al., (1983) SANITATION AND DISEASE- Health Aspects of Excreta and Wastewater Management.
- FERREIRA, C.J.A; LUCHIARI, A; TOLEDO,L.J; BARRETO, A .J.L; ROCHA, J.; LELIS,L.L. (1996). Influência dos sistemas agrícolas irrigados por aspersão sobre a qualidade dos recursos hídricos. In: XI CONGRESSO NACIONAL DE IRRIGAÇÃO E DRENAGEM, Campinas (SP), 1996. Anais. Associação Brasileira de Irrigação e Drenagem (ABID). pp. 467-479.

- FORD, T.E.; COLWELL, R.R. (?). A Global Decline in Micorobiological Safety of Water; A Call for Action. *The American Academy of microbiology*, pp.19-23.
- GASI et al., (1993), Aplicação de ácido peracético para desinfecção de efluentes de lodos ativados. In: 17º CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 19 A 23 DE SET DE 1993, Natal.
- GLAZE, W. H. (1987). Drinking water treatment with ozone. *Environmental Science Technol.*, V. 21, n. 3, pp.224-230.
- GONÇALVEZ, F. G.; JORDÃO, E. P.; SOBRINHO, P. A. (2003). Introdução. In: *Desinfecção de Efluentes Sanitários. PROSAB 3*. Ricardo Franci Gonçalves (coordenador). pp.1-17.
- GORDON, G.; BUBNIS, B. (2000). Environmentally friendly methods of water disinfection: the chemistry of alternative disinfectants. *Progress in Nuclear Energy*, V. 37, n. 1-4, pp. 37-40.
- HAN, S. K.; ICHIKAWA, K.; UTSUMI, H. (1998). Quantitative análise for the enhancement of hydroxyl radical generation by phenols during ozonation of water. *Wat. Res.*, V.32, pp.3261-3266.
- HARAKEH, S. (1987). The behavior of viruses on disinfection by chlorine dioxide and other disinfectants in effluent. *FEMS Microbiology Letters* 44, pp.335-341.
- HESPANHOL, I. (2003 a). Potencial de reúso de água no Brasil: agricultura, indústria, município e recarga de aquíferos. In: *Reúso de Água*. Ed. Pedro Caetano S. Mancuso e Hilton Felício dos Santos- Barueri, SP, pp, 38 – 91.
- HESPANHOL, I. (2003 b). Saúde pública e reúso agrícola de esgotos e biossólidos. In: *Reúso de Água*. Ed. Pedro Caetano S. Mancuso e Hilton Felício dos Santos- Barueri, SP, pp, 97 – 173.
- HOIGNÉ, J.; BADER, H. (1976). Role of Hydroxyl Radical Reaction in Ozonation Processes in Aqueous Solutions. *Wat. Res.*, V.10, pp.377.
- HOIGNÉ, J.; BADER, H. (1983). Rate constants of reactions of ozone with organic and inorganic compounds in water-I. *Wat. Res.*, V.17, pp.173-183.
- HUNT, N. K.; MARINÃS, B. J. (1997) Kinetics of *Escherichia coli* inactivation with ozone. *Wat. Res.*, V.31, n. 6, pp.1355-1362.
- HUNT, N. K.; MARINÃS, B. J. (1999) Inactivation of *Escherichia coli* with ozone: chemical and inactivation kinetics. *Wat. Res.*, V.33, n. 11, pp.2633-2641.
- JOLIVET-GOUGEON et al., (1996). Influence of peracetic acid on *Escherichia coli* H 10407 strain in laboratory microcosms. *Can. J. Micorbiol.*, V. 42, pp. 60-65.

- KLERKS, P. L.; FRALEIGH, P.C. (1991). Controlling adult Zebra Mussels with oxidants. *Research and technology*. December, pp 92-100.
- KLINE,L.B.; HULL,R.N. (1960). The virucidal properties of peracetic acid. *American Journal of Clinical Pathology*, .33, n. 1, p.30-33.
- KRAMER,J.F. (1997). Peracetic acid: a new biocide for industrial water applications. *Chemical Treatment*, August, pp.42-49.
- KRUMINS,V.; EBELING, J.; WHEATON,F. (2001). Part-day ozonation for nitrogen and organic carbon control in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 24, pp.231-241.
- LANGEVELD et al., (1996). Bacteriophage inactivation and starter-inhibiting properties of a peracetic acid disinfectant. *Journal fo Dairy Research*, 63, pp.649 – 654.
- LANGLAIS, B.; RECKHOW, D.A.; BRINK,D.R. (1991). *Ozone in Water Treatment. Application and Engineering*. Lewis Publishers Inc, Chelsea.
- LAPOLLI et al., (2003), Desinfecção de efluentes sanitários por meio de ozonização. PROSAB 3. Ricardo Franci Gonçalves (coordenador). pp.169- 208.
- LASOBRAS et al., (1997). Relationship Between The Morphology of Bacteriophages. *Wat. Sci. Tech.*, .35, n. 11-12, pp. 129-132.
- LAZAROVA et al., (1998). Advanced wastewater disinfection technologies: short and long term efficiency. *Wat. Sci. Tech.*, .38, n.12, pp.109-117.
- LAZAROVA et al., (1999). Advanced wastewater disinfection technologies: state of the art and perspectives. *Wat. Sci. Tech.*, V. 40, n.4-5, pp. 203-213.
- LEE et al., (1997). Bacteriophages are a better indicator of illness rates than bacteria amongst users of a white water course fed by a lowland river. *Wat. Sci. Tech.*, V. 35, n. 11-12, pp. 165-170.
- LEFREVE,F/; AUDIC,J.M.; FERRAND,F. (1992) Peracetic acid disinfection of secondary effluents discharged off coastal seawater. *Wat. Sci. Tech.*, V. 25, n.12, pp. 155-164.
- LIBERTI, L.; NOTARNICOLA, M. (1999). Advanced Treatment and Disinfection for Municipal Wasterwater Reuse in Agriculture. *Wat. Sci. Tech.*, V.40, n.4, pp. 235-245.
- MA, J.; GRAHAM, N. (1996). Controlling the formation of chloroform by permanganate preoxidation- destruction of precursors. *J. WaterSRT – Aqua.*, .45, n.6, pp.308-315.

- MARA, D.D. & CAIRNCROSS, S. (1989). Guidelines for the safe use of wastewater and excreta in agriculture and aquaculture. Measures for public health protection. Geneva. WHO. 1989.
- MARA, D.D. (1977). Wastewater Treatment in Hot Climates. In: WATER, WASTES AND HEALTH IN HOT CLIMATES, Proceedings. Edited by John Wiley & Sons, p.264- 282.
- MELO, A .L. (1995). Strongyloides stercoralis. In: Parasitologia Humana. Ed. David Pereira Neves, Nona edição. Cap. 29. pp.297 – 305.
- MINING et al., (1999). Determination of percedi and putative enzymatic percid formation by an easy colorimetric assay. ANALYTICA CHIMICA ACTA. 378, pp. 293-298.
- MONARCA et al., (1998). The influence of different disinfectants on mutagenicity and toxicity of urban wastewater. *Wat. Res.*, V.34, n. 17, pp.4261-4269.
- MORRIS, R. (1993). Reduction of microbial levels in sewage effluents using chlorine and peracetic acid disinfectants. *Wat. Sci. Tech.*, V.27, n.3-4, p.387-393.
- MOTA,S (2000).Aplicação de Esgoto Doméstico em Irrigação. In: REUSO DE ÁGUAS. Editado pelo Departamento de Engenharia Hidráulica e Ambiental-UFC, pp.17-30.
- PAGANINI, W. S. (2003). Reúso de água na agricultura. In: Reúso de Agua. Ed. Pedro Caetano S. Mancuso e Hilton Felício dos Santos- Barueri, SP.pp, 339 – 398.
- PAVESI, A .(1998). Ponderação dos Fatores Ambientais na Localização de Áreas Irrigáveis e na Cobrança do Uso da Água para Irrigação. 126Pp. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo.
- PETRUSEVSKI, B.; van BREEMEN, A. N.; ALAERTS,G. (1996).Effect of permanganate pre-treatment and coagulation with dual coagulants on algae removal in direct filtration. *J. WaterSRT – Aqua.*, V.45, n.5, pp.316-326.
- PINKERNELL et al., (1997). Seletive Photometric determination of Peroxycarboxylic acids in the Presence of Hydrogen Peroxide. *Analyst*, June, v. 122, pp. 567-571.
- PLUMMER, J. D.; EDZWALD, J. K. (1998). Effect of ozone on disinfection by-products formation of algae. *Wat. Sci. Tech.*, V. 37, n. 2, pp. 49-55.
- RAJALA-MUSTONEN, R.L.; TOIVOLA, P.S.; HEINONEN-TANSKI, H. (1997) Effects of peracetic acid and UV irradiation on the inactivation of coliphages in wastewater. *Wat. Sci. Tech.*, V.35, n.11-12, p.237-241.

- RIOS LEITE, A . C. (1995). Ancylostomatidae. In: Parasitologia Humana. Ed. David Pereira Neves, Nona edição. Cap. 29. pp.280 – 291.
- ROSEN, H. M. (1972). Ozone generation and its relationship to the economical application of ozone in wastewater treatment. In: Ann Arbor Science, Michigan, pp.101-123.
- SÁNCHEZ-RUIZ, C.; MARTINEZ-ROYANO,S.; TEJERO-MONZON,I. (1995). An evaluation of the efficiency and impact of raw wastewater disinfection with peracetic acid prior to ocean discharge. *Wat. Sci. Tech.*, V. 32, n.07, pp. 159-166.
- SANTIAGO,R.G. (2000).Avaliação da Qualidade do Efluente Final do Sistema de Lagoas de Estabilização do SIDI, Visando ao Uso na Agricultura. Editado pelo Departamento de Engenharia Hidráulica e Ambiental- UFC, pp.157- 190.
- SANTOS, H.F; MANCUSO, P. C.S. (2003). A escassez e o reuso de água em âmbito mundial. In: Reúso de Água. Ed. Pedro Caetano S. Mancuso e Hilton Felício dos Santos- Barueri, SP,pp, 2 –18.
- SEIXAS, A . S. S. (1994) Qualidade sanitaria de efluentes de biodigestores contínuos alimentados com dejetos de suínos e empregados como biofertilizantes. Tese (Doutorado). Instituto de Biociências do Campus de Rio Claro. p.95.
- SHUVAL, H.I. (1977). Public Health Considerations in Wastewaters and Excreta Reuse for Agriculture. In:WATER, WASTES AND HEALTH IN HOT CLIMATES, Proceedings. Edited by John Wiley & Sons, p.365-380.
- SINGER, et al., (1980). The Effects of Permangante Pretreatment on Trihalomethane Formation in Drinking Water. *Journal AWWA*, October, pp.573-578.
- SINGER, P.C. (1999). Humic substances as precursors for potentially harmful disinfection by-products. *Wat. Sci. Tech.*, V .40, n.9, pp. 25-30.
- SOBSEY,M.D. (1989). Inactivation of Health related Microorganism in Water Disinfection Processes. *Water Science Technology*, 21 (3), pp.179-195.
- STAEHELIN, J.; HOIGNÉ, J. (1985). Decomposition of ozone in water in the presence of organic solutes acting as promoters and inhibitors of radical chain reactions. *Environmental Science Technol.*, V. 19, n. 12, pp.1206-1213.
- STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER* (1995). 19th Ed American public Health Association/American Water Works Association/ Water Environment federation, Washington DC, USA.
- SULLY, B. D ; WILLIAMS, P. L. (1962). The analysis fo Per-acids and Hydrogen Peroxide. *August*, v.87, pp.653-653.

- TCHOBANOGLIOUS, G.; ANGELAKIS, A.N. (1996). Technologies for wastewater treatment appropriate for reuse: potential for application in Greece. *Wat. Sci. Tech.*, V. 33, n.10-11, pp. 15-24.
- TIETJE, C. (1977). The Agricultural Reuse of Municipal Wastewater In Braunschweig, Germany. In: *WASTEWATER RENOVATION AND REUSE*, New York, 1977. Proceedings. Edited by Frank M. D'Itri, p.69-87.
- TUCKER, C.S.; BOYD, C.E. (1977). Relationships between Potassium Permanganate Treatment and Water Quality. *Trans. AM. FISH. SOC.* Vol. 106, n.5. pp. 482 – 488.
- TUNDISI, J.G. (2003). *Água no Século XXI: Enfrentando a Escassez*. RiMa Editora/ Instituto Internacional de Ecologia. 248p.
- TURNER, C.; BURTON, C. H. (1997). The inactivation of viruses in pig slurries: a review. *Bioresource Technology*, V.61, pp. 9-20.
- TYRRELL, S. A.; RIPPEY, S. R.; WATKINS, W. D. (1995). Inactivation of bacterial and viral indicators in secondary sewage effluents, using chlorine and ozone. *Wat. Res.*, V.29, n. 11, pp.2483-2490.
- U.S.EPA (U. S. Environmental Protection Agency). *Guidance Manual-Alternative Disinfections and Oxidants*. (1999a). Washington, D. C. EPA-815/R-99-014.
- U.S.EPA (U. S. Environmental Protection Agency). *Microbial and Disinfection Byproduct Rules /simultaneous Compliance Guidance Manual*.(1999) Washington, D.C. EPA-815/R-99-015.
- U.S.EPA (U. S. Environmental Protection Agency). *Ozone Disinfection-Wastewater Technology Fact Sheet*. (1999b). Washington, D. C. EPA-832/R-99-063.
- U.S.EPA (U. S. Environmental Protection Agency). *Protocol for Developing pathogen TMDLs*.(2001). Washington, D. C. EPA-81841/R-00-002.
- U.S.EPA (U. S. Environmental Protection Agency). *Research Plan Microbial Pathogens and Disinfection By-Products in Drinking Water*.(1997). Washington, D. C. EPA-600/R-97-122.
- Using Reclaimed Water to Augment Potable Water Resources. (1998). USA, Water Environment Federation and American Water Works Association. Water Reuse. (1989). USA, Water Pollution Control Federation.
- VASQUEZ-MONTIEL, O.; HORAN, N.J.; MARA, D.D. (1996). *Wat. Sci. Tech.*, V.33, n. 10-11, pp. 355-362.
- VESCHETTI et al., (2003). Pilot-plant comparative study of peracetic acid and sodium hypochlorite wastewater disinfection. *Water Research*, (37), pp. 78-94.

- WEF. (1996). Wastewater Disinfection- Manual of Praticce. Alexandria (VA), Water Environmental Federation, USA.
- WESTERTTOFF, P.; SONG, R.; AMY, G.; MINEAR, R. (1998). Numerical kinetic for bromide oxidation to bromine and bromate. *Wat. Res.*, V.32, n. 5, pp.1687-1699.
- WHO (1989)- Guidelines for the Safe Use of Wastewater and Excreta in Agriculture and Aquaculture – Measures for public health protection. WHO Technical Report Series, n 778
- WHO. (1995). Effect of Human Viruses on Public Health Associated With The Use Of Wastewater And Sludge In Agriculture And Aquaculture. WHO/EOS/95.19
- WHO. (1999). Health- Based Monitoring of Recreational Waters: The Feasibility of a New Approach (The 'Annapolis Protocol'), WHO/SDE/WSH/99.1.
- WHO. (2000). Guidelines for the microbiological quality of treated wastewater used in agriculture: recommendations for revising WHO guidelines. Bulletin of World Health Organization, 2000, 78 (9).
- YAHYA,M.T.; LANDEEN, L.K; GERBA, C.P. (1989). Inactivation of *Legionella pneumophila* by Potassium Permanganate. *Environmental Technology*, V.11, pp. 657-662.
- YAO, C. C. D.; HAAG, W. R. (1991). Rate constants for direct reactions of ozone with several drinking water contaminants. *Wat. Res.*, V. 25, n.7, pp. 761-773.
- ZERBINE, A .M.; CHERNICHARO, C. A .L. (2001). Metodologia para quantificação, identificação e análise de viabilidade de ovos de helmintos em esgotos brutos e tratados. In: Pós-tratamento de efluentes de reatores anaeróbios. PROSAB 2. Carlos Augusto Lemos Chernicharo (coordenador).pp.89 – 93.