

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**INFLUÊNCIA DA ADUBAÇÃO ORGÂNICA NA QUALIDADE  
DA ÁGUA DESTINADA À IRRIGAÇÃO DE HORTALIÇAS**

**Amanda Schimidt Célico  
Tecnóloga em Biocombustíveis**

**2015**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**INFLUÊNCIA DA ADUBAÇÃO ORGÂNICA NA QUALIDADE  
DA ÁGUA DESTINADA À IRRIGAÇÃO DE HORTALIÇAS**

**Amanda Schimidt Célico**

**Orientadora: Profa. Dra. Lucia Maria Carareto Alves**

**Co-Orientadora: Profa. Dra. Luciana Maria Saran**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Microbiologia Agropecuária.

**2015**

C392i Célico, Amanda Schimidt  
Influência da adubação orgânica na qualidade da água destinada à irrigação de hortaliças / Amanda Schimidt Célico. – – Jaboticabal, 2015  
vii, 93 p. : il. ; 29 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2015  
Orientadora: Lúcia Maria Carareto Alves  
Co-orientadora: Luciana Maria Saran  
Banca examinadora: Analu Egydio dos Santos, José Renato Zanini  
Bibliografia

1. Adubo orgânico. 2. Variáveis físicas. 3. Variáveis químicas. 4. Variáveis microbiológicas. I. Título II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 576.8:631.6.03

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

**CERTIFICADO DE APROVAÇÃO**

**TÍTULO:** INFLUÊNCIA DA ADUBAÇÃO ORGÂNICA NA QUALIDADE DA ÁGUA DESTINADA À IRRIGAÇÃO DE HORTALIÇAS

**AUTORA:** AMANDA SCHIMIDT CÉLICO

**ORIENTADORA:** Profa. Dra. LUCIA MARIA CARARETO ALVES


**CO-ORIENTADORA:** Profa. Dra. LUCIANA MARIA SARAN

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de MESTRE EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA , pela Comissão Examinadora:



Profa. Dra. LUCIANA MARIA SARAN

Departamento de Tecnologia / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal



Profa. Dra. ANALU EGYDIO DOS SANTOS

Centro Universitário UNISEB COC / Ribeirão Preto/SP



Prof. Dr. JOSE RENATO ZANINI

Departamento de Engenharia Rural / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal

Data da realização: 02 de junho de 2015.

## DADOS CURRICULARES DO AUTOR

**Amanda Schimidt Célico** - Nascida em 06 de março de 1991, em Jaboticabal-SP. Ingressou no curso de Tecnologia em Biocombustíveis na Faculdade de Tecnologia de Jaboticabal - FATEC, em fevereiro de 2009. No mesmo ano, iniciou estágio no Departamento de Tecnologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP Jaboticabal, concluindo, no mesmo local, o trabalho de conclusão de curso em 2011. Participou durante o último ano de faculdade como bolsista do programa Intralab – Programa de Gerenciamento e Descarte de Resíduos Sólidos - promovido pela FCAV Jaboticabal em parceria com a FATEC Jaboticabal. No ano de 2012 foi contemplada pela FATEC Jaboticabal com bolsa de estudos para imersão em língua inglesa na cidade de Chicago – IL. Em Março de 2013 ingressou no curso de Pós-Graduação, nível de Mestrado em Microbiologia Agropecuária pela Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP Câmpus de Jaboticabal (FCAV/UNESP), sendo bolsista CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) e o projeto de desenvolvimento financiado pela FAPESP (Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de São Paulo), tendo como orientação as Professoras Dra. Lúcia Maria Carareto Alves e Dra. Luciana Maria Saran, ambas do Departamento de Tecnologia.

“[...] é forçoso que à água seja dado um valor maior que o econômico, pois além de ser tudo isso, ela também é condição indispensável à vida [...]”.

(FRANCA; CARDOSO NETO, 2006).

Aos meus pais

*Antonio e Jane*

A minha irmã

*Mariana*

Ao meu namorado

*Lucas*

*In memoriam ao meu avô*

*Nelson Schimidt*

**DEDICO**

## AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por todos os dias, por cada passo, por cada etapa vencida e, principalmente pelo dom fantástico que é a vida.

À minha família, Antonio, Jane e Mariana por todo incentivo, paciência e apoio durante todas as minhas etapas.

Ao meu namorado Lucas, por toda dedicação, carinho e companheirismo ao longo de todos esses anos.

As professoras Lúcia e Luciana, que além da orientação, me proporcionaram a oportunidade de realizar este trabalho, um vasto aprendizado e a realização desta etapa.

A Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Campus de Jaboticabal, por toda a estrutura oferecida e pela realização da Pós Graduação em Microbiologia Agropecuária.

Aos membros da banca, profa. Analú Egydio e prof. José Renato Zanini, pela disposição e colaboração para a finalização deste trabalho.

Aos meus amigos Aylan, Bianca, Bernardo, Géssica, Guilherme, Ruth, pelas conversas de laboratório, ajudas na coleta, incentivos, risadas.

Aos funcionários da Fazenda Fundação Parque Zoológico do Estado de São Paulo, localizada em Araçoiaba da Serra, pela disponibilidade em nos auxiliar neste trabalho, em nos repassar informações para compreensão dos resultados, em nos atender qualquer que fosse o momento.

Ao professor Daniel pela ajuda com os programas estatísticos e interpretação dos dados.

Aos técnicos José Carlos e João Carlos pela paciência e disposição em ajudar.

A CAPES pela concessão da bolsa e ao CNPq e FAPESP pelo auxílio financeiro na execução deste projeto.

À todos os professores e funcionários da UNESP Jaboticabal que contribuíram para minha formação e a todas as pessoas que de alguma forma foram importantes para a execução deste trabalho

Meus sinceros agradecimentos.



## SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	ii
ABSTRACT.....	iii
LISTA DE TABELAS.....	iv
LISTA DE FIGURAS.....	v
LISTA DE ABREVIACÕES.....	vii
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. OBJETIVOS.....	4
3. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
3.1 Disponibilidade hídrica, usos e requisitos de qualidade.....	4
3.2 Variáveis indicadoras da qualidade das águas.....	8
3.2.1 Variáveis físicas.....	8
3.2.2 Variáveis químicas.....	9
3.2.3 Variáveis microbiológicas.....	15
3.3 Qualidade da água para irrigação.....	17
3.4 Alteração da qualidade das águas em função de práticas agrícolas.....	20
3.5 Populações bacterianas em água: métodos de determinação e importância ambiental.....	23
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	25
4.1 Coleta de amostras e processamento.....	31
4.2 Variáveis microbiológicas.....	35
4.3 Análises estatísticas.....	40
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	40
5.1 Variáveis físicas e químicas.....	41
5.2 Variáveis microbiológicas.....	55
5.3 Comparação da população por avaliação do metabolismo de carbono.....	60
6. CONCLUSÕES.....	65
7. REFERÊNCIAS.....	66
ANEXO I.....	86
ANEXO II.....	88

## INFLUÊNCIA DA ADUBAÇÃO ORGÂNICA NA QUALIDADE DA ÁGUA DESTINADA À IRRIGAÇÃO DE HORTALIÇAS

**RESUMO** - O composto orgânico proveniente do processo de compostagem de carcaças, resíduos animais e vegetais constitui-se em uma alternativa viável para a substituição total ou parcial dos fertilizantes minerais. Entretanto, pouco se conhece sobre o impacto ambiental do uso agrícola desse composto na qualidade da água. O objetivo com este trabalho foi avaliar a qualidade da água de um córrego que irriga uma área agrícola tratada com composto orgânico produzido pela compostagem de carcaças, resíduos animais e vegetais. A amostragem da água foi realizada bianualmente em 2013 e 2014 em seis pontos diferentes: um no local de captação de água para irrigação, dois à montante, dois à jusante desse ponto e um em poço não jorrante. As variáveis analisadas foram pH, temperatura, oxigênio dissolvido, condutividade, turbidez, potencial de oxidação-redução, sólidos totais dissolvidos, cloreto, nitrato, nitrito, nitrogênio amoniacal, fósforo total e reativo, demanda química de oxigênio, coliformes totais, *E. coli* e consumo de substratos (Ecoplate). Os resultados das análises comparados com padrões de qualidade de água estabelecidos em normas nacionais indicaram que o ambiente não estava impactado negativamente. Não se observou correlação entre uso do composto orgânico e alterações na população microbiana dos diferentes pontos por meio da técnica de consumo de substratos. Este estudo demonstrou que o uso desse tipo de composto não influenciou negativamente a qualidade da água. Portanto, esse adubo é uma alternativa viável para a produção agrícola local.

**Palavras-chave:** adubo orgânico, variáveis físicas, variáveis químicas, variáveis microbiológicas.

## INFLUENCE OF ORGANIC COMPOST ON QUALITY OF WATER FOR THE IRRIGATION OF VEGETABLE CROPS

**ABSTRACT** - Compost from carcasses, as well as animal and vegetable waste, constitutes a viable alternative for the partial or total substitution of mineral fertilizers. However, little is known about the environmental impact of using this agricultural compound on the quality of water. The aim was to evaluate the water quality of a stream that irrigates an agricultural area treated with organic compost produced by carcasses, animal and vegetable waste. We sampled water biannually in 2013 and 2014 from six different locations: one water catchment site for vegetable irrigation, two sites upstream, two downstream from that point and one water well. The variables analyzed were pH, temperature, dissolved oxygen, conductivity, turbidity, redox potential, dissolved solids, chemical oxygen demand, chloride, nitrate, nitrite, ammonia nitrogen, total and reactive phosphorus, total coliforms, *E. coli* and substrate consumption (Ecoplate). The analytical results compared with national water quality standards indicated that the environment was not negatively impacted by the compost. Using the substrate consumption technique, we observed that there was no correlation between the use of the organic compost and changes in microbial populations of the different points sampled. This study showed that the use of this organic compost does not negatively influence the quality of surface water in area studied. Therefore, the organic compost is a novel and attractive alternative for local agricultural production.

**Keywords:** organic compost, physical variables, chemical variables, microbiological variables.

## LISTA DE TABELAS

	<b>Página</b>
<b>Tabela 1.</b> Armazenamento e preservação de amostras para ensaios microbiológicos.....	32
<b>Tabela 2.</b> Parâmetros físicos, químicos, tipo de recipiente para armazenamento das amostras, volume de água a ser amostrado, preservação, armazenamento adequado e prazo de validade (a partir do momento da coleta).....	32
<b>Tabela 3.</b> Genes de virulência estudados, seus respectivos oligonucleotídeos e amplicons.....	37
<b>Tabela 4.</b> Condições e padrões de qualidade estabelecidos na CONAMA 357/2005 para águas doces de classe 2 em ambiente lótico.....	41
<b>Tabela 5.</b> Quadrados médios obtidos a partir da análise de variância para as variáveis físicas e químicas.....	45
<b>Tabela 6.</b> Variáveis que apresentaram significância entre as coletas..	46
<b>Tabela 7.</b> Variáveis que apresentaram significância entre os pontos amostrados de acordo com o modelo estatístico.....	50
<b>Tabela 8.</b> Concentrações pseudototais de Ca, Pb, Se e Zn em amostras de água da 3C e 4C.....	52
<b>Tabela 9.</b> Concentrações pseudototais de Ca, Pb, Se e Zn em amostras de sedimento da 3C e 4C.....	53
<b>Tabela 10.</b> Riqueza de substrato (Ss), Índice de Desenvolvimento de Cor por Placa (MDCC) e Índice de Diversidade de Shannon (H) calculados a partir do Ecoplate após 120h de incubação.....	61
<b>Tabela 11.</b> Estatística Anova entre comparação dentro das coletas amostradas a partir da normalização dos resultados obtidos nas diferentes fontes de carbono presentes na placa Biolog Ecoplate.....	62

## LISTA DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 1.</b> Principais usos da água em âmbito global.....	18
<b>Figura 2.</b> Representação esquemática do local. Coordenadas geográficas dos pontos de coleta.....	27
<b>Figura 3.</b> Ponto 1 - localizado próximo a mata nativa, sem interferência da horta da FPZSP .....	28
<b>Figura 4.</b> Ponto 2 - localizado na direção da horta.....	28
<b>Figura 5.</b> Bomba para captação da água destinada à irrigação das culturas da FPZSP.....	28
<b>Figura 6.</b> Ponto 3 - local onde a água é captada para a irrigação das hortaliças.....	28
<b>Figura 7.</b> Ponto 4 - localizado em propriedade rural vizinha à FPZSP.....	28
<b>Figura 8.</b> Ponto 5 - Fazenda vizinha à FPZSP com a presença de animais no corpo hídrico, além de visualizados no momento da coleta, cachorros e gatos no local.....	29
<b>Figura 9.</b> Ponto 6 - poço artesiano não jorrante, do qual água é captada para consumo dos funcionários da FPZSP.....	29
<b>Figura 10.</b> Horta preparada para plantio.....	29
<b>Figura 11.</b> Composto orgânico.....	29
<b>Figura 12.</b> Temperatura média e níveis de precipitação nos meses de 2013.....	30
<b>Figura 13.</b> Temperatura média e níveis de precipitação nos meses de 2014.....	31
<b>Figura 14.</b> Amostras de sedimentos na etapa de digestão.....	34
<b>Figura 15.</b> Determinação do número mais provável de coliformes totais utilizando placa microbiológica kit Alfakit.....	35
<b>Figura 16.</b> Determinação de <i>E. coli</i> : placas são expostas a luz U.V...	36

<b>Figura 17.</b> Determinação de <i>E. coli</i> .....	36
<b>Figura 18.</b> Microplaca Ecoplate para metabolização de fontes de carbono.....	38
<b>Figura 19.</b> Média aritmética das variáveis pH, OD, Condutividade, Turbidez, ORP e TDS para os seis pontos amostrados.....	43
<b>Figura 20.</b> Média aritmética das variáveis: $\text{Cl}^-$ , $\text{N-NO}_2^-$ , $\text{N-NO}_3^-$ , $\text{N-NH}_4^+$ , $\text{P}_{\text{total}}$ , $\text{P}_{\text{reativo}}$ e DQO nos diferentes pontos.....	44
<b>Figura 21.</b> Número Mais Provável de coliformes totais e <i>E. coli</i> nos seis pontos amostrados das quatro coletas, sendo a quantidade de coliformes representadas pela barra de coluna e <i>E. coli</i> representada com o número sobre a barra.....	56
<b>Figura 22.</b> Detecção de gene <i>stx2</i> em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão:1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.....	58
<b>Figura 23.</b> Detecção de gene <i>eae</i> em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão:1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.....	59
<b>Figura 24.</b> Detecção de gene <i>stx1</i> em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão:1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.....	60
<b>Figura 25.</b> Heatmap para as quatro coletas realizadas utilizando as 31 fontes de carbono de microplacas Biolog Ecoplate.....	65

## LISTA DE ABREVIações

**pH:** potencial hidrogeniônico

**OD:** oxigênio dissolvido

**TDS:** sólidos totais dissolvidos

**ORP:** potencial de oxidação-redução

**Cl<sup>-</sup>:** cloreto

**N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>:** nitrito

**N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>:** nitrato

**N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>:** nitrogênio amoniacal

**P<sub>total</sub>:** fósforo total

**P<sub>reativo</sub>:** fósforo reativo

**1C:** Primeira coleta

**2C:** Segunda coleta

**3C:** Terceira coleta

**4C:** Quarta coleta

**P1:** ponto 1

**P2:** ponto 2

**P3:** ponto 3

**P4:** ponto 4

**P5:** ponto 5

**P6:** ponto 6

**FPZSP:** Fazenda Fundação Parque Zoológico do Estado de São Paulo

**FV:** Fonte de Variação

## 1. INTRODUÇÃO

Adubo ou composto orgânico proveniente do processo de compostagem de resíduos biológicos constitui-se em alternativa viável para a substituição total ou parcial dos fertilizantes minerais, destacando-se como opção mais viável economicamente de fonte de nutrientes em relação aos fertilizantes minerais, já que estes são um dos insumos que mais encarecem os custos da produção agrícola (DANA; PORTER, 2013). Os problemas de degradação ambiental causados pelo modelo agrícola de uso intensivo dos fertilizantes minerais são bastante conhecidos, razão pela qual, Oliveira (2004), destaca que, a visão da produtividade e qualidade da agricultura brasileira precisa ser contemplada em um enfoque ambientalista.

A adoção da adubação orgânica tem aumentado significativamente, em virtude, principalmente, dos efeitos benéficos do material orgânico sobre as propriedades químicas e físicas do solo (SINGH; HASNAIN, 2011; CRUZ et al. 2006), corroborando com as conclusões de Galvão (1998), que destaca ainda que o uso contínuo de composto orgânico na adubação do milho em pequenas lavouras se mostrou eficiente na sustentabilidade da produção.

Os benefícios do adubo orgânico no solo não consistem apenas em fornecer nutrientes para as plantas, mas também no melhor nível de aproveitamento dos adubos minerais, uma vez que a matéria orgânica auxilia na retenção de nutrientes, diminuindo os efeitos de infiltração rápida para as camadas mais profundas do solo; promove solubilização de nutrientes em solos minerais; melhora a estrutura do solo; possibilita maior capacidade de absorção pelo solo e armazenamento de água; favorece a atividade microbiana do solo; melhora a capacidade de tamponamento do solo; reduz a toxicidade por pesticidas e outras substâncias tóxicas (OLIVEIRA, 2004).

Além dos benefícios alcançados pela suplementação de nutrientes o desenvolvimento do cultivo de hortaliças é também influenciado pelas condições de umidade do solo. Mesmo em regiões úmidas ou durante estações chuvosas, a deficiência de água no solo é um dos fatores limitantes para produtividades elevadas e de boa qualidade. Assim, torna-se necessário suplementar as necessidades hídricas das plantas por meio da irrigação a fim de maximizar a produção das



hortaliças (MAROUELLI; SILVA, 2001). A irrigação possui grande importância para a produção de alimentos, uma vez que os efeitos das estiagens são supridos pela irrigação desde que o planejamento da mesma seja bem elaborado (MINUZZI; RIBEIRO, 2012).

A irrigação de culturas agrícolas tornou-se prática para complementar a disponibilidade da água no meio além de proporcionar ao solo teor de umidade necessário para as demandas hídricas das plantas (SETTI et al., 2001), ressaltando que a quantidade de água necessária ocorre em função da espécie cultivada, do local de cultivo, estágio de desenvolvimento, tipo de solo e época de plantio (BERNARDO, 2008). Landau, Guimarães e Sousa (2014), destacam que por meio da irrigação é possível obter aumentos significativos de produtividade das culturas cultivadas, contribuindo também para aumento na duração do período anual de plantios e produção agrícola.

Atividades de desenvolvimento, como a agricultura, levam ao uso mais intenso do solo, o que pode acarretar maior escoamento e conseqüentemente transporte de poluentes aos cursos d'água (KIBENA; NHAPI; GUMINDOGA, 2013; ANYUSHEVA et al., 2012), sendo a lixiviação do solo uma das fontes difusas de poluição (ERLE; ROBERT, 2010).

Carvalho, Schlittler e Tornisielo (2000), destacam que uma das prioridades para a agricultura e a pecuária é o suprimento de água, o que leva ao desenvolvimento dessas atividades nas proximidades de rios ou lagos. No entanto, o manejo agrícola da área requer o uso de produtos que visam o aumento da produção, o que desgasta gradualmente o solo, podendo ocorrer lixiviações para os corpos d'água. Tais alterações químicas e ecológicas no sistema aquático acarretam prejuízos para o local (CARVALHO; SCHLITTER; TORNISIELO, 2000). Diante deste cenário, a qualidade da água é extremamente importante nos processos produtivos agrícolas, principalmente para a agricultura irrigada e é influenciada por fenômenos naturais e fatores antropogênicos, sendo caracterizada por variáveis físicas, químicas e microbiológicas (MASCENA et al., 2006).

As variáveis físicas e químicas que indicam a qualidade da água relacionam-se as alterações que ocorrem na microbacia, estejam estas associadas a fontes antrópicas ou naturais (DONADIO; GALBIATTI; PAULA, 2005).

Com relação às características biológicas, é importante analisar e controlar as águas destinadas a irrigação, pois podem estar contaminadas por organismos patogênicos e alimentos irrigados com tais águas podem servir de meio de transmissão de doenças aos consumidores (MAROUELLI; SILVA, 2001).

Outra preocupação destacada é o controle da qualidade de águas destinadas ao consumo humano. É imprescindível assegurar a qualidade da água e para tanto, padrões ambientais devem ser impostos, visando diminuir os riscos sanitários (DE ABREU et al., 2000).

Desta forma, o diagnóstico da qualidade da água é importante para a determinação de seus usos preponderantes, uma vez que algumas substâncias, quando em concentrações acima dos valores preconizados pela legislação ambiental, podem provocar problemas de saúde pública e impactos ambientais negativos (CRUZ et al., 2007; SCANLON et al. 2007; ZHAO et al. 2015).

Medidas devem ser estabelecidas a fim de que as condições sejam mantidas de acordo com a classe a que corresponde esse recurso (ANA, 2007). Autores como Cunha e Callijuri (2010) destacam que o monitoramento possui grande importância por permitir o conhecimento da evolução da qualidade das águas, por meio das variáveis físicas, químicas e biológicas e constatar, a situação ambiental da bacia hidrográfica estudada. Esse diagnóstico, seja em sistemas de água doce ou água salgada, permite a avaliação das respostas do ecossistema aquático com relação aos impactos antrópicos e as suas influências no meio.

A Resolução N° 357 do Conselho Nacional do Meio Ambiente – CONAMA, de 17 de março de 2005, estabelece diferentes classes de águas (em função dos seus usos preponderantes) e valores limite limites para cada variável analisada (BRASIL, 2005). Os parâmetros químicos, físicos e microbiológicos indicam qual o nível de qualidade de um corpo hídrico em determinado momento. Medidas devem ser estabelecidas a fim de que as condições sejam mantidas de acordo com a classe a que corresponde esse recurso hídrico (ANA, 2007).

Encontra-se relatos na literatura sobre os impactos no solo pelo uso de compostos orgânicos produzidos com dejetos animais e resíduos vegetais (KARAK et al., 2014; KÜLCÜ; YALDIZ, 2014; CRUZ et al., 2006), no entanto tais trabalhos não envolvem estudos sobre impactos que podem ocorrer na qualidade da água.

Por outro lado, estudos com compostos produzidos a partir de carcaças e resíduos animais e vegetais são praticamente inexistentes.

Tendo em vista o exposto, levanta-se a hipótese que a ocupação do solo e as atividades desenvolvidas, podem proporcionar impactos negativos na qualidade da água de reservatórios superficiais ou subterrâneos, resultando em alterações biológicas, físicas e químicas. A demanda elevada por recursos hídricos, aliada a degradação acelerada e ao comprometimento das reservas de água, justifica a preocupação com a manutenção e o monitoramento da qualidade da água destinada aos diferentes usos.

## **2. OBJETIVOS**

Avaliar se o composto orgânico produzido com carcaças e resíduos animais e vegetais na fazenda da Fundação Parque Zoológico do Estado de São Paulo, em Araçoiaba da Serra (SP) influencia na qualidade da água de um corpo hídrico e de um poço e comparar a população microbiana quanto ao consumo de diferentes fontes de carbono que poderiam estar relacionadas à aplicação deste composto.

## **3. REVISÃO DE LITERATURA**

### **3.1 Disponibilidade hídrica, usos e requisitos de qualidade**

Não se consegue imaginar vida sem a presença da água, elemento fundamental para manutenção e preservação da vida de todos os habitantes, por ser fundamental ao consumo assim como para o desenvolvimento de todas as atividades, sejam elas industriais e/ou agrícolas (REBOUÇAS, 2004).

O planeta Terra é ocupado em dois terços por água, aproximadamente 360 milhões de km<sup>2</sup> do total de 510 milhões. No entanto, 98% da água disponível é salgada (MARENGO, 2008) e apenas 1% é água doce em estado líquido, que pode ser utilizada tanto para consumo humano quanto para consumo animal (ANA, 2007).

Marengo (2008) ressalta que o Brasil se destaca em relação à disponibilidade de recursos hídricos, uma vez que a vazão média anual dos rios em regiões brasileiras está em torno de  $180 \times 10^3 \text{ m}^3 \text{ s}^{-1}$ . Este valor corresponde a 11% do que está disponível mundialmente (SHIKLOMANOV et al., 2000; HIRSCH, 2013).

Os corpos d'água superficiais presentes no território brasileiro representam 50% do total encontrado na América do Sul e 11% dos valores mundiais (REBOUÇAS; BRAGA; TUNDISI, 1999). A disponibilidade de água no Brasil depende, fundamentalmente, do clima, associado aos fenômenos de El Niño, La Niña ou alterações de temperatura da superfície do mar do Atlântico Tropical e Sul (MARENGO, 2008).

De acordo com Bernardi (2003), ao analisar produção e disponibilidade hídrica no Brasil, segundo dados levantados por Beekman et al. (1995), o primeiro fator corresponde a 11,65% da produção hídrica mundial, enquanto a disponibilidade hídrica corresponde a praticamente 18% de toda produção mundial, considerando todo o território nacional e a área da Bacia Amazônica além da fronteira. Frente ao consumo dos recursos hídricos, considera-se que a água, em escala mundial, vem se tornando um recurso cada vez mais escasso, em razão do crescimento da população e em função das atividades econômicas (BERNARDI, 2003). De acordo com Rebouças (1999), o aumento no consumo, os altos níveis de poluição e a falta de gerenciamento dos recursos hídricos têm contribuído para aumentar a escassez desse recurso primordial em muitas partes do mundo. Outro ponto que deve ser destacado, além da escassez hídrica, refere-se à poluição pontual e difusa dos corpos hídricos. Fenômenos como o de eutrofização, escoamento de metais pesados, processo de acidificação, poluentes orgânicos e efluentes tóxicos têm potencial de degradação dos cursos d'água, comprometendo assim a qualidade (BERNARDI, 2003).

Uma avaliação dos fatores que comprometem a qualidade da água de determinada região não pode limitar-se a relação entre ofertas e potenciais, e sim interrelacionar os fatores geoambientais e sócio culturais, com destaque para o uso e ocupação do território, seja urbano ou rural, buscando garantir a qualidade e o desenvolvimento sustentável. Silva, Flores e Galdeano (2003), ressaltam que nos últimos anos, depois de mais de um século de progressos científicos, ganhou força a

concepção de que o uso indiscriminado dos recursos naturais poderia levar à destruição da vida. Os mesmos autores destacam que as preocupações se voltaram para as florestas, oceanos, atmosfera e rios.

A água, por ser considerada um bem de primeira necessidade e por ser recurso escasso e finito, coloca para as atuais gerações a necessidade de desenvolverem mecanismos de gestão e conservação (PONTES; SCHRAMM, 2004).

Akinyemi e Souley (2014) destacam que um dos grandes desafios enfrentados pela gestão de qualidade da água é a quantidade excessiva de nutrientes e as condições de poluição ambiental. Os compostos de nitrogênio e fósforo são os mais preocupantes, seguidos de quantidades excessivas de nitratos e amônia. Contaminantes químicos podem ser prejudiciais quando encontrados acima do limite estabelecido pela legislação vigente (AKINYEMI; SOULEY, 2014).

Inúmeros são os usos dessa riqueza mundial: consumo humano, abastecimento doméstico e industrial, dessedentação de animais, geração de energia, preservação da flora, irrigação, aquicultura, recreação (MARENCO, 2008) e imprescindíveis para produção de energia, indústria e agricultura, como destacado pelo World Resources Institute (WRI, 2015). Cada comunidade e o próprio ecossistema dependem diretamente da água para a sobrevivência.

Estudos sobre a qualidade da água da Austrália demonstraram que a situação era de deterioração, fundamentalmente relacionada às práticas históricas do manejo da terra, que promoveram impactos significativos como alterações ambientais e aumento da eutrofização (HAJKOWICZ, 2002). Estudo conduzido por Masamba e Mazvimavi (2008) demonstra que o manejo insustentável das áreas agrícolas tem contribuído para a degradação do rio Thamalakane-Boteti. De acordo com os autores supracitados, estudos devem ser realizados com o objetivo de estabelecer medidas de controle de contaminação da água relacionada às atividades humanas, tais como, manejo agrícola e irrigação (BASIMA et al., 2006).

Carvalho, Schlittler e Tornisielo (2000) destacam que uma das prioridades para a agricultura e a pecuária é o suprimento de água, o que leva ao desenvolvimento desses modelos de atividades próxima a rios ou lagos. No entanto, o manejo agrícola da área requer o uso de produtos que visam o aumento da

produção, o que desgasta gradualmente o solo, podendo ocorrer lixiviações, que resultarão no carreamento de diferentes espécies químicas, para os corpos d'água. Tais alterações químicas e ecológicas no sistema aquático acarretam prejuízos para o local (CARVALHO; SCHLITTER; TORNISIELO, 2000).

A Agência Nacional das Águas (2009) destaca que as diversas utilizações da água exigem diferentes requisitos de qualidade, ou seja, os requisitos de qualidade estão relacionados aos usos pretendidos para a mesma.

Em âmbito federal o dispositivo legal, que classifica as águas de acordo com os seus usos preponderantes, estabelecendo limites e/ou condições para os seus diferentes usos é a resolução N. 357, de 17/03/2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). As águas doces do Território Nacional são classificadas, segundo a qualidade requerida para os seus usos preponderantes, em cinco classes: classe especial, classes 1, 2, 3 e 4. As águas doce de classe 2 apresentam, entre os seus usos preponderantes, o abastecimento para consumo humano, após tratamento convencional; proteção das comunidades aquáticas; irrigação de hortaliças, plantas frutíferas e de parques, jardins, campos de esporte e lazer, com os quais o público possa vir a ter contato direto. Por meio desta resolução, o CONAMA atribuiu valores limite para aproximadamente cem parâmetros de qualidade para cinco classes diferentes (BRASIL, 2005).

Em âmbito global, embora as fontes hídricas sejam abundantes, elas são geralmente mal distribuídas em todo o planeta. Essa problemática tem causado limitações para o desenvolvimento de muitas regiões, o que restringe o atendimento às necessidades humanas e acaba por degradar os recursos hídricos.

Outra preocupação destacada é o controle da qualidade de águas destinadas ao consumo humano. É imprescindível assegurar a qualidade da água e para tanto, padrões ambientais devem ser impostos, visando diminuir os riscos sanitários (DE ABREU et al., 2000). A Portaria N. 2.914 de 12 de dezembro de 2011 do Ministério da Saúde dispõe sobre os procedimentos de controle e vigilância da água destinada ao consumo humano e seus padrões de potabilidade.

Amaral et al. (2003) destacam que a água destinada ao consumo humano é um dos meios de transmissão de enfermidades diarreicas de natureza infecciosa, que ressaltado por Isaac-Marquez et al. (1994) torna essencial a sua avaliação

microbiológica. As doenças são causadas essencialmente por microrganismos patogênicos de origem entérica, animal ou humana, transmitidos pela rota fecal-oral (GRABOW, 1996), excretados na forma de fezes de indivíduos infectados ou alimentos irrigados por águas contaminadas.

Medidas devem ser estabelecidas a fim de que as condições sejam mantidas de acordo com a classe a que corresponde esse recurso (ANA, 2007). Autores como Cunha e Callijuri (2010) destacam que o monitoramento possui grande importância por permitir o conhecimento da evolução da qualidade das águas, por meio das variáveis físicas, químicas e biológicas e constatar, a situação ambiental da bacia hidrográfica estudada. Esse diagnóstico, seja em sistemas de água doce ou água salgada, permite a avaliação das respostas do ecossistema aquático com relação aos impactos antrópicos e as suas influências no meio.

### **3.2 Variáveis indicadoras da qualidade das águas**

As normas são importantes ferramentas para avaliar e classificar os ecossistemas aquáticos a partir de variáveis físicas, químicas e microbiológicas. Além do mais, essas diretrizes são condições para buscar medidas de controle e alterações de práticas que potencializam a degradação dos mananciais, comprometendo o ambiente (NAVARRO; PIRANHA; PACHECO, 2006).

#### **3.2.1 Variáveis físicas**

São variáveis físicas de qualidade das águas: cor, sólidos, temperatura, transparência e turbidez.

A temperatura das águas naturais afeta, tanto a velocidade das reações químicas, que ocorrem no corpo d'água, assim como, a solubilidade das substâncias, a concentração de oxigênio dissolvido e o metabolismo dos organismos presentes no ambiente aquático, entre outros processos assim como relatado por Macedo (2000), que ressalta que a temperatura tem influência nos processos

biológicos, reações bioquímicas e químicas que ocorrem na água e em demais processos, como a solubilidade dos gases dissolvidos e sais minerais. Com o aumento da temperatura, a solubilidade dos gases diminui enquanto que a dos sais minerais aumenta, influenciando também o crescimento microbiológico, uma vez que cada microrganismo possui uma faixa ótima de temperatura. Mudanças de temperatura são influenciadas por regime climático e corpos d'água naturais apresentam variações sazonais. A temperatura superficial é influenciada por fatores, segundo Gonçalves (2009), latitude, altitude, estação do ano, período do dia, taxa de fluxo e profundidade.

A turbidez de uma amostra de água corresponde ao grau de atenuação de intensidade que um feixe de luz sofre ao atravessá-la, devido à presença de sólidos (areia, silte, argila, detritos orgânicos, algas, bactérias e plâncton em geral) em suspensão (CETESB, 2008). Braga et al. (2006), destacam que quanto maior a turbidez menor será a taxa de fotossíntese, ocasionando desequilíbrio na cadeia alimentar. Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005, estabelece que a turbidez não deve ultrapassar 100 UNT (Unidades Nefelométricas de Turbidez) (BRASIL, 2005).

A cor da água, importante parâmetro físico, é resultado dos processos de decomposição que ocorrem no meio. Por tal motivo, as águas superficiais estão mais sujeitas a possuir cor do que as águas subterrâneas (MACEDO, 2000).

### **3.2.2 Variáveis químicas**

Branco (1991) e Macedo (2000) relatam que as variáveis químicas são índices essenciais para se caracterizar a qualidade da água, pois permitem classificá-la por seu conteúdo mineral. Em razão dos íons presentes, é possível determinar o grau de contaminação, caracterizar os picos de concentração dos efluentes tóxicos e avaliar simultaneamente o equilíbrio bioquímico necessário à manutenção da vida aquática.

Entre as principais variáveis químicas de qualidade das águas estão cloreto (Cl<sup>-</sup>), oxigênio dissolvido (OD), potencial de oxidação-redução, sólidos totais dissolvidos, fósforo total, ortofosfato solúvel, nitrato (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>), nitrito (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>), nitrogênio



amoniacoal (amônia,  $\text{NH}_3$  e amônio,  $\text{NH}_4^+$ ), condutividade elétrica, pH, demanda química de oxigênio (DQO) e metais como cobre (Cu), zinco (Zn), cromo (Cr), cádmio (Cd), níquel (Ni) e chumbo (Pb), entre outros, habitualmente denominados metais pesados.

A presença de  $\text{Cl}^-$  nas águas superficiais está relacionada ao lançamento de efluentes sanitários ou de efluentes industriais. O cloreto influencia nas características dos ecossistemas aquáticos naturais, pois altera a pressão osmótica em células de microrganismos (CETESB, 2008). Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005, estabelece que a concentração limite de cloreto total seja  $250 \text{ mg L}^{-1}$  (BRASIL, 2005).

A presença de OD é imprescindível aos organismos aeróbios, uma vez que é fonte essencial de sobrevivência e permite um metabolismo mais eficiente. De acordo com Libânio (2010), a concentração de OD é o parâmetro mais importante para expressar a qualidade de um ambiente aquático, podendo variar naturalmente ou em decorrência de ações antrópicas no lançamento de efluentes. Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005 estabelece que a concentração de OD em qualquer amostra não deve ser inferior a  $5 \text{ mg L}^{-1}$  (BRASIL, 2005). A concentração de OD é essencial para os organismos aeróbios. Durante a estabilização da matéria orgânica, as bactérias utilizam do oxigênio nos processos respiratórios, podendo ocasionar redução no meio. Além disso, o processo de conversão da amônia a nitrito e depois a nitrato está relacionado ao consumo de oxigênio dissolvido, podendo afetar a qualidade da vida aquática (GONÇALVES, 2009).

O potencial de oxidação-redução ou potencial redox é um parâmetro que mede a voltagem produzida devido às transferências de elétrons entre as espécies químicas que interagem em meio aquático, tais como átomos e moléculas. Trata-se de um valor que representa a capacidade de uma substância em receber elétrons. Pode ser utilizada para determinar o caráter redutor ou oxidante do corpo d'água (VALLE JUNIOR et al., 2013). Os valores do potencial redox têm grande influência na qualidade das águas, pois funções vitais como a respiração estão relacionadas de forma direta aos seus valores, os quais são dependentes do pH e temperatura do

meio (REIS et al, 2007), além de permitir avaliar o processo de oxidação da matéria orgânica no corpo hídrico (VALLE JUNIOR et al., 2013).

Os resíduos sólidos encontrados em águas correspondem aos sólidos totais dissolvidos e aos sólidos totais suspensos, sendo a origem destes as mais diversas: águas poluídas, erosão natural, detritos de origem orgânica, plâncton, materiais arrastados pelas águas de irrigação. Os sólidos dissolvidos determinam a cor verdadeira da água e os sólidos em suspensão são responsáveis pela cor aparente e turbidez (REIS et al., 2007).

Em águas naturais, o lançamento de efluentes ricos em matéria orgânica, assim como: erosão de solos e fertilização artificial dos campos são responsáveis pelo enriquecimento dos corpos d'água, com nutrientes, em especial, espécies químicas contendo nitrogênio e fósforo, que podem ocasionar a proliferação demasiada de algas, prejudicando a utilização de mananciais de água potável (BRAGA et al., 2006).

O nitrogênio pode ser encontrado nos corpos d'água em função do seu estado de oxidação (que varia de -3 a +5) sob as formas de nitrogênio orgânico, nitrogênio molecular ( $N_2$ ), nitrogênio amoniacal ( $NH_3$  e  $NH_4^+$ , formas reduzidas presentes em condições anaeróbias),  $NO_2^-$  e  $NO_3^-$  (forma oxidada e nutriente essencial para a maioria dos organismos do corpo hídrico) (LIBÂNIO, 2010).

Os compostos de nitrogênio são macronutrientes para processos biológicos, pois após o carbono, o nitrogênio é o elemento exigido em maior quantidade pelas células vivas. Conforme exposto no parágrafo anterior, quando descarregados nas águas naturais, conjuntamente com o fósforo e outros nutrientes presentes nos despejos, provocam o enriquecimento do meio aquático, tornando-o mais fértil e propiciando o crescimento em maior extensão dos seres que os utilizam, especialmente as algas, o que é chamado de eutrofização (CETESB, 2008).

Nitrogênio amoniacal é tóxico aos peixes e o nitrato, caso esteja presente na água potável em concentrações elevadas, é nocivo à saúde, pois causa uma doença denominada metahemoglobinemia, letal as crianças (ANA, 2009).

Segundo Libânio (2010), por ser menos abundante que o nitrogênio, o fósforo (quase sempre na forma de fosfato) é frequentemente o principal fator limitante ao desenvolvimento de algas e plantas no meio aquático. O fosfato apresenta-se nos

corpos d'água na forma orgânica ou inorgânica e particulada ou dissolvida, sendo o fosfato total o somatório destas quatro frações. Os ortofosfatos são originados a partir da decomposição biológica de compostos orgânicos contendo fósforo e são chamados de biodisponíveis (GUIDOLINI et al., 2010). Quando assimilados, são convertidos em fosfato orgânico e fosfato condensado (CETESB, 2012). Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005, estabelece que a concentração de fósforo total seja de até  $0,10 \text{ mg L}^{-1}$ , em ambientes lóticos (BRASIL, 2005).

A condutividade elétrica está relacionada com a capacidade da água em conduzir corrente elétrica, estando relacionada com a quantidade de íons presentes no meio aquático. Moraes (2001) destaca que a condutividade pode fornecer dados sobre o funcionamento do metabolismo dos organismos aquáticos, assim como, sobre as atividades humanas que ocorrem na bacia, já que o resultado da poluição pode ser detectado pelo aumento da condutividade. Na presença de mata ciliar, os valores de condutividade diminuem por conta da absorção dos íons pela vegetação. Em geral, valores de condutividade superiores a  $100 \mu\text{S cm}^{-1}$ , sinalizam que o ambiente está impactado (CETESB, 2008).

O potencial hidrogeniônico (pH) está relacionado a concentração dos íons  $\text{H}_3\text{O}^+$  nas águas. Segundo Libânio (2010), as águas naturais de superfície tem pH entre 6,0 e 8,5, intervalo adequado à manutenção da vida aquática. O pH afeta a solubilidade de diversas substâncias, a distribuição das formas livre e ionizada de diversos compostos químicos e em função disso o potencial de toxicidade de vários elementos. As medidas de pH são importantes, pois fornecem informações a respeito da qualidade da água. Nas águas naturais as variações são ocasionadas, principalmente, pelo consumo e/ou produção de dióxido de carbono, pelos organismos fotossintetizadores e fenômenos de respiração dos organismos presentes (BRANCO, 1989). Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005, estabelece pH entre 6 e 9 (BRASIL, 2005).

A demanda química de oxigênio (DQO) é um indicador de matéria orgânica, cuja determinação se baseia na concentração de oxigênio consumido para oxidar a matéria orgânica, biodegradável ou não, em meio ácido e em condições energéticas por ação de um agente químico oxidante forte, como o dicromato de potássio (VALENTE; PADILHA; SILVA, 1997; CETESB, 2012).

A introdução de metais pesados nos recursos hídricos pode ocorrer de forma natural, por meio de chuvas, liberação e transporte de rocha ou solo, ou por lançamentos artificiais, através do despejo de esgoto de zonas urbanas, efluentes industriais e atividades agrícolas (GOMES; SATO, 2011; MORAES; JORDÃO, 2002).

A expressão “metal pesado” aplica-se aos elementos que possuem densidade superior a 5 g/cm<sup>3</sup> ou número atômico superior a 20 (MALAVOLTA, 1994). Atualmente tais metais vêm sendo denominados elementos traço ou metais traço (MENESES, 2008). Arsênio (As), cádmio (Cd), chumbo (Pb), cromo (Cr), cobre (Cu), ferro (Fe), níquel (Ni), mangânes (Mn), mercúrio (Hg) e zinco (Zn), entre outros, são exemplos de elementos traço. (CUI et al., 2011; LIMA JÚNIOR. et al., 2002).

Nos corpos d’água, a toxicidade do metal varia em função do pH do meio e dos teores de carbono dissolvido e também em suspensão (BAIRD, 2002). A legislação vigente para águas naturais não se aplica a todos os metais, mas àqueles que são comumente encontrados e que podem causar danos à saúde e ao ambiente (LIMA; MERÇON, 2011).

A biodisponibilidade de um elemento químico está relacionada ao potencial deste em ser absorvido pelos seres vivos (GUIMARÃES; SÍGOLO, 2008), sendo este fator relacionado diretamente a acumulação de metais nos organismos. Um metal pode ser encontrado em diferentes partes de um ecossistema, mas em função de sua forma química, tem-se maior ou menor absorção por parte da biota local (LIMA; MERÇON, 2011).

Segundo De Lima (2013), a agricultura é uma importante fonte não pontual de metais para os corpos hídricos. Destacam-se os fertilizantes, pesticidas e dejetos de animais (SANTOS et al., 2002). Os metais lançados no solo decorrentes da atividade agrícola são carregados para os rios pelo escoamento de águas superficiais provenientes das chuvas, persistindo no meio aquático (VINODHINI; NARAYANAN, 2008).

Variáveis como pH, temperatura e oxigênio dissolvido influenciam a mobilidade e conseqüentemente a toxicidade do cádmio, cromo, cobre, chumbo, zinco e mercúrio no meio aquático (CARVALHO et al., 2000), além de fatores como precipitação, troca catiônica e complexação com moléculas orgânicas, que regulam

a disponibilidade destes elementos metálicos em ambientes aquáticos (COSTA, 2007).

Os metais possuem ainda características atômicas peculiares, dando-lhes elevada resistência à degradação química, física e biológica no sistema aquático (DE LIMA, 2013). Assim, os metais levam a persistirem no ambiente aquático por tempos, mesmo depois da proibição de sua utilização ou despejo nos cursos d'água (IKEM; EGIEBOR; NYAVOR, 2003). Ao persistir no sistema aquático, o metal tem sua concentração gradualmente aumentada, o que facilita sua maior concentração na água e absorção pelos organismos (ARAI; OHJI; HIRATA, 2007).

Segundo Ferreira, Horta e Cunha (2010), os seres vivos precisam de poucas quantidades de metais, incluindo o cobalto, cobre, manganês, molibdênio, vanádio, e zinco, para suas funções vitais. No entanto, em concentrações superiores às requeridas podem se tornar extremamente tóxicos. Metais como mercúrio, chumbo e cádmio não apresentam funções para o organismo e o acúmulo pode ocasionar graves doenças. Quando lançados como despejos industriais, na água, no solo ou no ar, esses elementos podem ser absorvidos pelos vegetais e animais das proximidades, provocando graves intoxicações ao longo da cadeia alimentar (PEREIRA; EBECKEN, 2009). Os efeitos que podem ocasionar nos seres vivos têm atraído a atenção mundial, em virtude da contínua mobilização antropogênica nos ambientes (SEEBAUGH; GOTO; WALLACE, 2005). Organismos aquáticos podem absorver e integrar metais diretamente ou indiretamente através da cadeia alimentar (FERREIRA et al., 2010).

Em ambientes aquáticos, organismos podem ser expostos não apenas a um único produto químico, mas a uma mistura de diversas substâncias, ao mesmo ou quase ao mesmo tempo, e isso pode afetar as comunidades bióticas e os processos ecológicos de uma forma não previsível (ROSS; BIRNBAUM, 2003). A concentração de metais pesados na coluna d'água pode ser baixa, mas em longo prazo pode aumentar a concentração nos sedimentos como resultado do acúmulo de poluentes (BONAI et al., 2009), uma vez que os metais pesados que são descarregados nas águas costeiras e estuarinas associam-se a partículas e são incluídos na parte inferior dos sedimentos (BALKIS; CAGATAY, 2001).

A investigação da contaminação do sedimento em estudos ecotoxicológicos é de grande importância já que se caracteriza pela capacidade de acumular poluente, tornando-se um verdadeiro testemunho dos impactos sofridos ao longo do tempo pelo corpo receptor (HWAG et al., 2009; ARAÚJO; SALLES; SAITO, 2004; ESTEVES, 1998). Dados os riscos ambientais, é fundamental estudar as interferências que atividades ao redor causam nos corpos d'água.

A coluna d'água não é a única fonte em potencial para toxicidade aos organismos aquáticos. Os sedimentos localizados ao fundo dos corpos hídricos podem representar ameaça à sobrevivência dos organismos (USEPA, 2000). De acordo com Viganò (2000), a adsorção de substâncias químicas às partículas presentes no sedimento é um processo em que os contaminantes podem alcançar concentrações elevadas. Assim, o sedimento pode ser considerado um repositório dessas substâncias, mas em longo prazo acaba por se tornar fonte de contaminantes tóxicos à biota aquática (SANTOS, 2008).

De acordo com Foster et al. (2002) os sedimentos são considerados como compartimento de acumulação de poluentes a partir da coluna d'água, por conta da capacidade de sorção e acumulação. Diante desse fato, a contaminação de sedimentos é um importante problema ambiental de ordem mundial.

### **3.2.3 Variáveis microbiológicas**

A importância da utilização de recursos hídricos seja para fins de ingestão, doméstico, agrícola ou industrial abrange desde processos até reações fisiológicas, essenciais para a sobrevivência dos seres vivos. No entanto, a água também é fonte de carreamento de micro-organismos patogênicos.

As variáveis microbiológicas também merecem posição de destaque nos estudos envolvendo qualidade dos corpos hídricos, pois as condições relativas à proteção da vida aquática abrangem organismos como importantes indicadores da qualidade destes ambientes e como fonte de alimento à população presente (NAVARRO; PIRANHA; PACHECO, 2006).

Segundo Marouelli, Silva e Silva (2001), uma das características que deve ser avaliada para a determinação da qualidade da água é a condição sanitária. Os

mesmos autores relatam que é de fundamental importância analisar e controlar as águas destinadas ao uso em irrigação, pois se houver incidência de organismos patogênicos no meio, estes irão contaminar os alimentos irrigados, podendo servir de veículo para transmissão de doenças aos consumidores. A água destinada à irrigação provém de rios, córregos, lagos ou poços próximos às hortas, transportada por meio de bombas ou canais até as culturas, sem qualquer tratamento prévio (OLIVEIRA; GERMANO, 1992), podendo ser uma fonte potencial de enteropatógenos para o vegetal que será irrigado. Águas destinadas à irrigação são fontes originais de contaminação quando carregam alta quantidade de micro-organismos, tais como coliformes de origem fecal, aeromonas, salmonelas, parasitas intestinais (PACHECO et al., 2002).

Um dos indicadores da presença de micro-organismos patogênicos na água são os coliformes, que incluem a bactéria *Escherichia coli* (SILVA et al., 2011).

Coliformes totais e *E. coli* são variáveis microbiológicas indicativas de qualidade das águas. As bactérias do grupo coliforme são consideradas os principais indicadores de contaminação fecal. São bactérias bacilares, gram negativas, aeróbias facultativas e não formadoras de esporos, que estão associadas às fezes de animais de sangue quente e com o solo (OLIVEIRA et al., 2011). Neste grupo de bactérias está incluído o gênero *Escherichia*, que contém grande parte dos bacilos móveis gram negativos da família *Enterobacteriaceae*, compreendendo a espécie *E. coli* (NATARO; KAPER, 1998). De acordo com Kaper, Nataro e Mobley (2004), essa espécie bacteriana é um importante patógeno tanto na medicina humana quanto na animal, pois pode propiciar o desenvolvimento de colônias de bactérias resistentes a agentes antimicrobianos, uma vez que, tais bactérias são capazes de produzir enzima que podem destruir ou modificar a estrutura de antimicrobianos (MADIGAN et al., 2004). Kaper, Nataro e Mobley (2004), ressaltam que a *E. coli* é encontrada no trato intestinal de animais, podendo causar doenças tanto nestes quanto em humanos. Os mesmos autores destacam que o principal processo de infecção por essa bactéria é a contaminação dos alimentos.

Existem muitas cepas de *E. coli*, que são caracterizadas pela presença de fatores de virulência. Os genes responsáveis por tais fatores estão localizados nos cromossomos, plasmídeos ou fagos (TENG et al., 2004). A *E. coli* produtora de

shiga toxina (STEC) e enteropatogênica (EPEC) são duas das seis categorias que causam diarreia (KAPER; NATARO; MOBLEY, 2004). As STEC estão associadas a gastroenterite em humanos, como colite hemorrágica e síndrome hemolítico-urêmica (OJO et al., 2010). A transmissão pode ocorrer pelo consumo de carnes mal cozidas ou cruas, produtos não pasteurizados, vegetais e até por águas contaminadas (CARVALHO et al., 2012). É definida pela produção de um ou mais tipos de shiga toxinas (*Stx1*, *Stx2* ou variantes de *Stx2*), codificadas por bacteriófagos lisogênicos, elementos genéticos móveis (WALDOR, 1998). A outra categoria de toxina produzida por *E. coli* enteropatogênica (EPEC) é a intimina, proteína codificada pelo gene *eae*, que codifica a intimina requerida para o ataque a mucosa intestinal, produzindo uma lesão (BERALDO et al., 2011), e que está relacionada a diarreia em todas as espécies animais, incluindo o ser humano (STELLA, 2009).

### **3.3 Qualidade da água para irrigação**

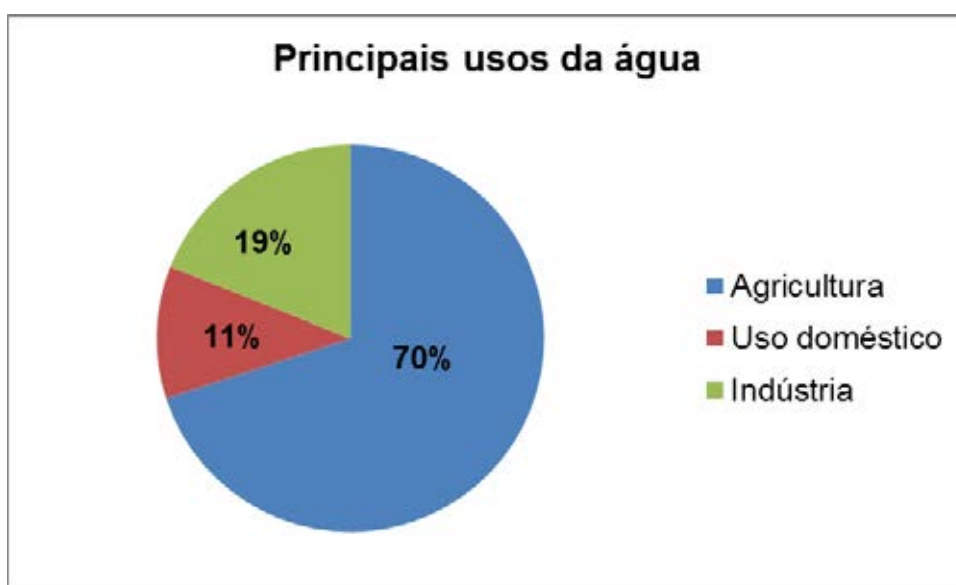
A agricultura é uma das atividades econômicas indispensáveis para a produção de alimentos. Uma das prioridades para tal atividade é a necessidade de água, o que faz com que o desenvolvimento de tais práticas situe-se próximo a rios e lagos (CARVALHO et al., 2000).

Segundo Braga et al. (2006) um dos principais usos da água é a irrigação, que requer água isenta de organismos patogênicos para vegetais que serão consumidos cru e livre de substâncias tóxicas aos vegetais e animais. A contaminação de alimentos por patógenos é uma das causas de diarreia em países em desenvolvimento, o que tem resultado em elevados índices de morbidade e mortalidade (LOPEZ-SAUCEDO et al., 2006; CARDOSO, 1998). Desta forma, a água destinada para irrigação deve estar isenta de organismos patogênicos. Medeiros et al. (2009) destacam que para o monitoramento e controle da qualidade do corpo d'água tem-se utilizado indicadores de micro-organismos. Outro fator destacado por Braga et al. (2006), são as concentrações elevadas de sais dissolvidos que podem comprometer a pressão osmótica das plantas e reduzir a permeabilidade do solo, uma vez que o excesso de sais influi negativamente no aproveitamento de nutrientes do solo.



Mantovani, Bernardo e Parlatti (2006) relatam que a qualidade da água é essencial para êxito em sistemas irrigados, porém ressaltam que, a avaliação dela é muitas vezes negligenciada quando elaboram-se projetos. Como consequência, a irrigação pode ocasionar efeitos indesejáveis no desenvolvimento de uma cultura ou servir como meio de contaminação da população, no momento que ocorre a ingestão dos alimentos.

De acordo com Fernandez e Garrido (2002), a água destinada à irrigação da agricultura é o volume de tal recurso que não é atingido de forma natural por meio de chuvas, necessário a aplicação aos cultivos, como forma de aperfeiçoar o desenvolvimento biológico das culturas. Vasconcelos et al. (2009) e Silva et al. (2011) ressaltam que a qualidade e a quantidade de água são aspectos de grande importância para a agricultura irrigada. Por intermédio da irrigação, consegue-se aumentar a produção agrícola anual, disponibilidade e estoques de cultivares, já que esta prática permite produzir em épocas não chuvosas (BERNARDI, 2003). A prática da irrigação é a maior consumidora de água entre os mais variados usos desse recurso, conforme pode ser visualizado na figura 1 que representa as principais atividades em âmbito global que mais se utilizam de recurso hídrico, de acordo com dados da FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION, 2015).



**Figura 1.** Principais usos da água em âmbito global.

**Fonte:** FAO (2015)

O consumo de água destinada à irrigação varia de acordo com a natureza do solo, tipos de exigências entre as culturas e índices de evaporação de região para região (BERNARDI, 2003). O mesmo autor ressalta que aproximadamente 250 milhões de hectares são irrigados em todo o mundo atual, valor cinco vezes maior em comparação ao início do século XX.

No entanto, o conteúdo de sais presentes na água destinada à irrigação tem ampla variabilidade, a depender do manancial em que será coletada e da formação geológica onde esta localizada, além de outros fatores ambientais que afetam de forma direta os mananciais superficiais e, indiretamente, os aquíferos subterrâneos. A qualidade da água para a irrigação é avaliada pelo seu conteúdo total de sais e composição individual dos íons presentes. Íons e cátions em excesso podem ocasionar prejuízos ao solo, efeito da sodificação e às plantas cultivadas, a depender do grau de tolerância destas aos sais presentes (BERNARDI, 2003).

De acordo com Mascena et al (2006), três parâmetros são fundamentais para se determinar a qualidade da água: variáveis químicas, físicas e condições sanitárias. A qualidade das águas é influenciada não só por fenômenos naturais como também por atividades antrópicas. O uso de defensivos agrícolas pertencentes à classe dos organoclorados tem resultado na acumulação de resíduos tóxicos em diversos ecossistemas. Organismos terrestres (pássaros e mamíferos) e aquáticos têm sido alvos de elevadas concentrações desses compostos, que apresentam elevada toxicidade, baixa biodegradabilidade e alta solubilidade nos tecidos lipídicos. Segundo Rissato et al. (2004), os defensivos organoclorados podem persistir por um período de 15 a 20 anos nos solos e ainda serem arrastados pelas chuvas, processo de lixiviação, para o interior das águas. Em água potável, os pesticidas podem aumentar riscos de ocorrência de câncer, causar problemas aos sistemas nervoso, cardíaco e reprodutivo (RISSATO et al., 2004).

A aplicação indiscriminada de fertilizante mineral no solo pode acarretar impactos negativos à qualidade das águas naturais, uma vez que, a transferência dos mesmos, presentes no solo, para reservatórios superficiais e subterrâneos de água, por escoamento e infiltração da água da chuva, pode intensificar a proliferação de algas, que consumirão o oxigênio disponível no meio aquático, alterando todo o ciclo biótico do mesmo (EMBRAPA, 2007).

O uso contínuo da adubação mineral acarreta em deterioração nas características do solo e acumulação de metais pesados nos tecidos das plantas, afetando assim o valor nutricional destas (MOSA et al., 2015). De acordo com os mesmos autores, a fertilização biológica, a que se utiliza de insumos naturais como decomposição de materiais orgânicos, micro-organismos, detritos vegetais e animais, é um método importante de fornecimento e fixação de nutrientes às plantas, sem impactar negativamente no ambiente. Além de melhorar a fixação de nutrientes, estimulam no crescimento das plantas, melhoram a estabilidade do solo, atuam como controle biológico, degradam substâncias, reciclam nutrientes e promovem biorremediação (MOSA et al., 2015).

Nos estudos de Mosa et al. (2015), a aplicação de fertilizantes minerais em macieiras ocasionaram efeito negativo sobre o crescimento e rendimento dos frutos, além de aumentar a acidez do solo, teores de potássio, fósforo e húmus. O mesmo estudo demonstrou, corroborando com as afirmações de Flavel e Murphy (2006), que a aplicação de composto orgânico aumentou a biodiversidade do solo, melhorou a fertilidade e auxiliou na capacidade de retenção de água.

O efeito positivo de diferentes tipos de adubos, como resíduos sólidos urbanos, frutas, dejetos animais e vegetais, nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo já tem sido relatados por autores como D'Hose et al. (2014), Diacono e Montemurro (2010) e Ros et al. (2006).

### **3.4 Alteração da qualidade das águas em função de práticas agrícolas**

Os principais poluentes em águas doces variam em todo o território mundial, mas um dos principais problemas, encontrado na maioria dos países, é o impacto gerado pela agricultura. Grande parte das substâncias que causam impactos negativos nos corpos d'água está naturalmente presentes no ambiente, e o acúmulo acima do permitido ou os efeitos aditivos de uma série de poluentes ocasionam graves problemas ambientais (DE MENEZES, 2012). Autores como Helena et al. (2000), Chae et al. (2004), Das et al. (2010) têm relatado a contaminação de água com relação as formas de uso e ocupação da terra.

A ocupação da terra possui influência sobre a infiltração da água no solo, modificada muitas vezes pela ação humana, através dos programas de manejo. As atividades humanas e as potencialidades e fragilidades do meio podem ocasionar impactos ambientais e, em consequência, provocar a degradação de áreas (BROLLO; VEDOVELLO; ODA, 2000).

Segundo De Menezes (2012), o tipo de cobertura vegetal resulta em diferentes comportamentos que influenciam no solo e na água. Rizzi (1981) relacionou aspectos associados à importante relação das florestas nativas e conservação dos mananciais hídricos, com função de interceptar a água da chuva, proporcionar boas condições de infiltração e possibilitar a redução do escoamento superficial. As funções da vegetação são inúmeras, tais como: a) proteção do solo contra erosão; b) proteção dos aquíferos das fontes poluidoras por meio da filtragem e retenção de sedimentos, nutrientes, pesticidas e outros produtos químicos; e c) manutenção da infiltração das águas da chuva no solo, evitando inundações e contribuindo para o reabastecimento dos lençóis freáticos (MCKERGOW et al., 2003).

A qualidade da água, seja subterrânea ou superficial, está relacionada ao desenvolvimento da agricultura no local, estimulando aumento da área de cultivo e a produtividade. Atividades agrícolas alteram as condições geoquímicas naturais, como pH, concentração de nitrato, presença de metais pesados, entre outros (LEITE et al., 2011), limitando o uso da água para consumo humano e também para a produção de alimentos (HOWDEN et al., 2009).

Práticas de cultivo do solo agrícola, como uso de fertilizantes minerais e corretivos, podem ocasionar contaminação difusa no meio (FOSTER et al., 2002). Os fertilizantes minerais utilizados podem ficar adsorvidos nas partículas do solo e por meio da drenagem nos sistemas agrícolas, podem ser carregados pela água até o manancial, através do processo de infiltração (DE MENEZES, 2012).

Os autores Narciso e Gomes (2004), ao estudarem a qualidade da água subterrânea para abastecimento público na Serra das Areias - GO notaram que a maior condutividade elétrica da área estava associada a locais onde havia predominância das atividades agrícolas. Esta mesma conclusão foi evidenciada por

Lee et al. (2005), reforçando a ideia de que o uso da terra tem influência sobre a qualidade da água.

Com relação à contaminação por metais pesados em função das práticas agrícolas, Filizola et al. (2002) concluíram que, as atividades agropecuárias têm importante função na contaminação dos mananciais, atividade com alto potencial degradador e modificador da qualidade dos corpos hídricos (MERTEN; MINELLA, 2002).

No cenário de diversas alterações climáticas, reduzir as emissões de óxido nitroso passa pela redução da poluição da água por fontes agrícolas de nitrato. A prevenção dessa poluição envolve, entre outros fatores, o monitoramento da qualidade da água proveniente da lixiviação do solo. A definição de boas práticas agrícolas está relacionada à regulamentação dos períodos de aplicação de fertilizantes e inseticidas, uso de fertilizantes próximos a corpos d'água e em áreas inclinadas, gestão do solo, entre outras medidas. Os programas que envolvem as ações de boas práticas agrícolas devem incluir medidas obrigatórias e restritivas, relativas aos períodos de proibição de aplicação de fertilizantes, em encostas íngremes, locais saturados ou inundados de água e próximo aos cursos d'água (BEYRUTH, 2008). Segundo o mesmo autor, a utilização de herbicidas é necessária para manter o carbono imobilizado na biomassa, combater pragas das culturas e reduzir a competição dos infestantes, o que garante melhores rendimentos. Entretanto, o uso de defensivos envolve riscos, pois a grande maioria possui propriedades intrínsecas que os tornam tóxicos para a saúde e o ambiente, caso não sejam utilizados de maneira correta, o que vem a comprometer a biota natural do solo e contaminar as águas.

Segundo Stopelli e Magalhães (2005), o solo e a água podem ser poluídos por meio de aerossóis, de dispersão dos pesticidas no solo e escoamento durante a aplicação. Carvalho et al. (2000) ressaltam que a legislação brasileira integra a avaliação, controle e gestão das águas superficiais e subterrâneas, baseada no estado ecológico e químico, exigindo ações para redução ou eliminação de emissões que comprometam a qualidade das águas.

A qualidade das águas está relacionada diretamente com os organismos vivos. Estes em qualquer ecossistema obtêm a energia por meio da cadeia

alimentar. Caso ocorra mudança na qualidade da água, haverá alterações na população de micro-organismos dessa biota o que comprometerá todo o ecossistema. Um exemplo desse fato, segundo o relatório da Comissão Europeia (2013), é a eutrofização, que é resultado do excesso de nutrientes no meio aquático, gerados em função da atividade humana, em especial pela agricultura. De acordo com os dados do mesmo relatório, os níveis de nutrientes inorgânicos como o amoníaco, nitratos e fosfatos determinam a quantidade de micro-organismos que têm capacidade de crescimento em qualquer ecossistema. Águas eutrofizadas podem apresentar mais micro-organismos do que águas oligotrofizadas. Quando existem águas com deficiência em nutrientes e são repentinamente adicionadas grandes quantidades de efluentes, várias espécies de micro-organismos podem aparecer, como as cianobactérias e as algas.

Magalhães Júnior (2000) destaca a participação das universidades que, por meio de seus projetos de pesquisas, avaliam a qualidade da água existentes nas mais diversas regiões do país.

### **3.5 Populações bacterianas em água: métodos de determinação e importância ambiental**

Os micro-organismos respondem de forma rápida às alterações ambientais e são os responsáveis por processos biogeoquímicos, como a metabolização do carbono orgânico dissolvido, essenciais para o funcionamento do ecossistema (HAHN, 2006). De acordo com Kent et al. (2007), a estrutura e função dos micro-organismos aquáticos são influenciadas por fatores extrínsecos e fatores intrínsecos.

Entende-se por comunidades microbianas o conjunto de diferentes espécies de micro-organismos em diferentes proporções que realizam muitas funções (BEGON; TOWNSEND; HARPER, 2006). Essas comunidades são compostas de micro-organismos procariotos e eucariotos. Hahn (2006) relata que dependendo do ambiente aquático, o conjunto de bactérias chega a representar mais de 90% dos micro-organismos presentes.

A diversidade microbiana está relacionada com a composição genética dos micro-organismos e o papel ecológico e até funcional dentro do ecossistema (HUNTER-CEVERA, 1998).

A determinação da concentração dos coliformes assume importância como parâmetro indicador da possibilidade da existência de micro-organismos responsáveis pela transmissão de doenças de veiculação hídrica (CETESB, 2008). Para águas doces de classe 2 a Resolução CONAMA 357/2005, estabelece que não deverá ser excedido o limite de 1.000 coliformes termotolerantes por 100 mL em 80% ou mais de pelo menos seis amostras coletadas durante o período de um ano, com frequência bimestral e que é possível determinar *E. coli* em substituição ao parâmetro coliformes termotolerantes (BRASIL, 2005).

Entender a atividade da comunidade microbiana do solo é essencial para compreender os níveis de organização de todo o ecossistema. Estudos sobre bioindicadores demonstram que os micro-organismos, em razão de suas características como atividades bioquímicas e metabólicas, demonstram respostas rápidas às alterações ambientais (SIX et al., 2006).

Zak et al. (1994) relatam que as análises de diversidade metabólica são feitas comparando-se os perfis de resposta catabólica, por meio de estudo padrão utilizando diferentes fontes de carbono. Uma das alternativas para realização desse estudo é a incubação de amostras em microplacas Biolog Ecoplate (CHAVÉZ et al., 2011).

O sistema Biolog é formado por diferentes tipos de placas, cada uma contendo fontes de carbono específicas para identificação de grupos de micro-organismos. O Ecoplate é um sistema utilizado especialmente para análise de comunidades microbianas de amostras ambientais (PRESTON-MAFHAN; BODDY; RANDERSON, 2002).

O Biolog EcoPlate é uma placa que contém 96 poços, divididos em três réplicas de 31 fontes de carbono com corante redox violeta tetrazolina e um corante negativo que não contém fonte de carbono. As 31 fontes de carbono podem ser divididas em seis categorias de nutrientes: ácidos carboxílicos, aminas, aminoácidos, carboidratos, compostos fenólicos e polímeros (LIMA; GARCIA, 2011).

Papatheodorou, Efthimiadou e Stamou (2008) relatam que o estudo envolvendo a diversidade funcional da microbiota, com uso do Biolog, é uma importante ferramenta que indica as mudanças da qualidade do solo, local escolhido pelos autores, ou envolvendo as alterações responsivas a estresses. Souza et al. (2012) com o objetivo de estudarem a microbiota do solo e a influência de práticas agrícolas neste, utilizaram o sistema Biolog Ecoplate, concluindo que se trata de uma importante ferramenta para avaliar os grupos bacterianos de determinado ecossistema.

Janniche, Spliid e Albrechtsen (2012) e They et al. (2013) concluíram que o uso das placas Ecoplate é uma importante ferramenta para estudar e comparar os perfis fisiológicos da comunidade microbiana em amostras de água, com ou sem poluição no local.

#### **4. MATERIAL E MÉTODOS**

O trabalho foi desenvolvido junto à fazenda pertencente à Fundação Parque Zoológico de São Paulo (FPZSP), localizada no município de Araçoiaba da Serra-SP. Nesta fazenda se produz parte da alimentação dos animais mantidos no Zoológico de São Paulo. No zoológico, desde 2005, é realizada a compostagem de resíduos vegetais e animais, produzindo composto orgânico a partir de dejetos vegetais, animais, carcaças de animais, que é aplicado mensalmente na fazenda em área destinada ao cultivo de hortaliças. A área rural do zoológico de São Paulo, consiste em uma fazenda de aproximadamente 574 hectares, localizada no município de Araçoiaba da Serra-SP e é responsável pela produção de alimentos para os animais confinados no parque e no Zoo Safari.

O terreno da horta possui aproximadamente 1,5 hectare e é dividido em 96 canteiros com 2 metros de largura e 7 metros de comprimento. A área é adubada com fertilizantes minerais desde a sua criação no ano de 1982, seguindo as normas agrônômicas e quantidades conforme a necessidade, determinada nas análises de solo. Na área da horta também é encontrado um poço não jorrante que fornece água para consumo humano. Em 2005, com a criação da usina de compostagem do



zoológico em São Paulo, foi iniciado o uso de adubo orgânico como complemento e proteção do solo em área total, porém sem nenhum controle ou análise de nutrientes.

A horta é irrigada por um sistema de gotejamento, para suprir a necessidade hídrica dos vegetais cultivados. O sistema é alimentado por uma motobomba posicionada próxima a área, aproveitando água do córrego, localizado a 30 m da área de cultivo das hortaliças, recebendo, em consequência disso, a influência do manejo do solo nesse local de produção. Na horta da FPZSP, após preparo do solo com grade e encanteirador, aplica-se adubo orgânico na proporção de 200 t ha<sup>-1</sup>, além de fertilizantes minerais (cloreto de potássio, superfosfato simples, bórax e sulfato de amônio) como complemento e dependendo das necessidades das culturas a serem plantadas.

O córrego estudado denominado Ribeirão do Lajeado, está a uma altitude média de 637 m, pertence à Bacia Hidrográfica do Rio Sorocaba e Médio Tietê, apresentando em 2013 e 2014 vazões médias de 12,60 L s<sup>-1</sup> e 11,85 L s<sup>-1</sup>, respectivamente. Este córrego, que tem entre os seus usos preponderantes a irrigação de hortaliças e a preservação da vida aquática, está sob a influência das atividades agrícolas realizadas na fazenda do zoológico, como também de atividades agrícolas desenvolvidas em outras propriedades rurais, vizinhas da fazenda e também cortadas pelo córrego. O corpo d'água, porém, encontrava-se, nos anos de 2013 e 2014, assoreado principalmente pelo cultivo irregular em Áreas de Proteção Permanente e do lançamento de solo retirado para construção de edificações e de pavimentação de estradas e acessos. Outra possível interferência que atinge a mata ciliar e o corpo d'água é a lixiviação das áreas no entorno, afetada pelo arraste de solo e consequentemente da fertilização mineral de diversas áreas produtivas e adubo orgânico da horta.

Os pontos onde foram realizadas as coletas de água do córrego e do poço artesiano não jorrante estão representados na Figura 2: a montante do local de captação de água para irrigação (P1 e P2) ressaltando que P1, localizado próximo à mata nativa, não sofre influência da horta da FPZSP e está mais próximo à nascente (Figura 3) enquanto P2 está localizado na direção da horta (Figura 4); P3 está próximo do local de captação (Figuras 5 e 6) e a jusante do mesmo, encontram-se

P4 (Figura 7) e P5 (Figura 8). P6 está localizado no poço artesiano não jorrante conforme representado na Figura 9. Foram coletadas amostras simples de água s em até 30 cm de profundidade para o córrego, e de água subterrânea em até 45 cm de profundidade para o poço, com auxílio de baldes de plástico com capacidade para 8 L, sendo ambientalizados com água do próprio local, antes da amostragem do material, realizada em quatro períodos, sendo dois em 2013 (abril e setembro) e dois em 2014 (maio e setembro), representadas por 1C (primeira coleta), 2C (segunda coleta), 3C (terceira coleta) e 4C (quarta coleta).

A primeira coleta (1C) foi realizada em um mês no qual houve ocorrência de precipitações, que em função disso foi caracterizado como chuvoso, diferentemente do observado para as demais coletas.



**Figura 2.** Representação esquemática do local. Coordenadas geográficas dos pontos de coleta: P1 ( $23^{\circ}34'48,13''S$  -  $47^{\circ}35'10,69''O$ ); P2 ( $23^{\circ}34'47,15''S$  -  $47^{\circ}35'15,04''O$ ); P3 ( $23^{\circ}34'46,07''S$  -  $47^{\circ}35'17,46''O$ ); P4 ( $23^{\circ}34'45,34''S$  -  $47^{\circ}35'17,35''O$ ); P5 ( $23^{\circ}34'44,06''S$  -  $47^{\circ}35'18,80''O$ ); P6 ( $23^{\circ}34'47,21''S$  -  $47^{\circ}35'12,36''O$ )



**Figura 3.** Ponto 1 - localizado próximo a mata nativa, sem interferência da horta da FPZSP



**Figura 4.** Ponto 2 - localizado na direção da horta



**Figura 5.** Bomba para captação da água destinada à irrigação das culturas da FPZSP.



**Figura 6.** Ponto 3 - local onde a água é captada para a irrigação das hortaliças



**Figura 7.** Ponto 4 - localizado em propriedade rural vizinha à FPZSP



**Figura 8.** Ponto 5 - Fazenda vizinha à FPZSP com a presença de animais no corpo hídrico, além de visualizados no momento da coleta, cachorros e gatos no local.



**Figura 9.** Ponto 6 - poço artesiano não jorrante, do qual água é captada para consumo dos funcionários da FPZSP.

As Figuras 10 e 11 mostram a horta preparada para o plantio das culturas e o composto orgânico que é aplicado na FPZSP, respectivamente. A temperatura média do ar e os índices pluviométricos nos meses em que as coletas de água foram realizadas estão representados nas Figuras 12 e 13.

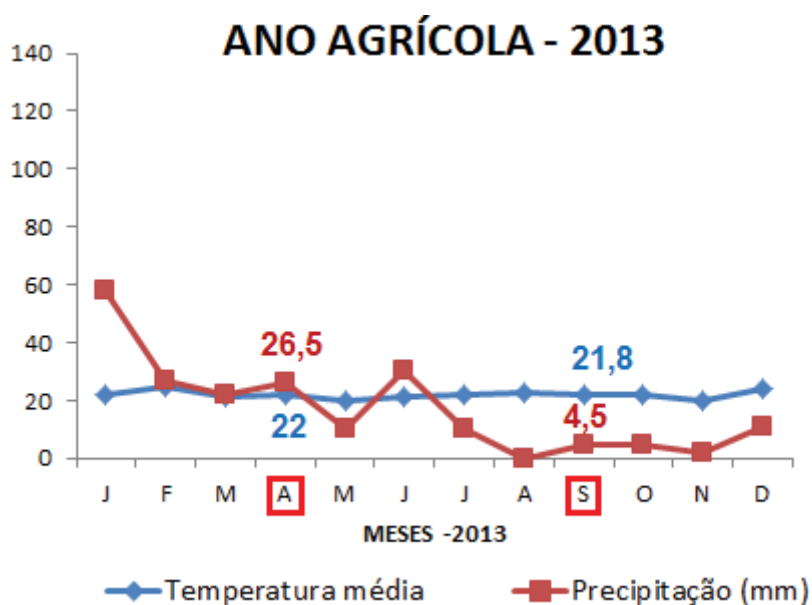


**Figura 10.** Horta preparada para plantio.

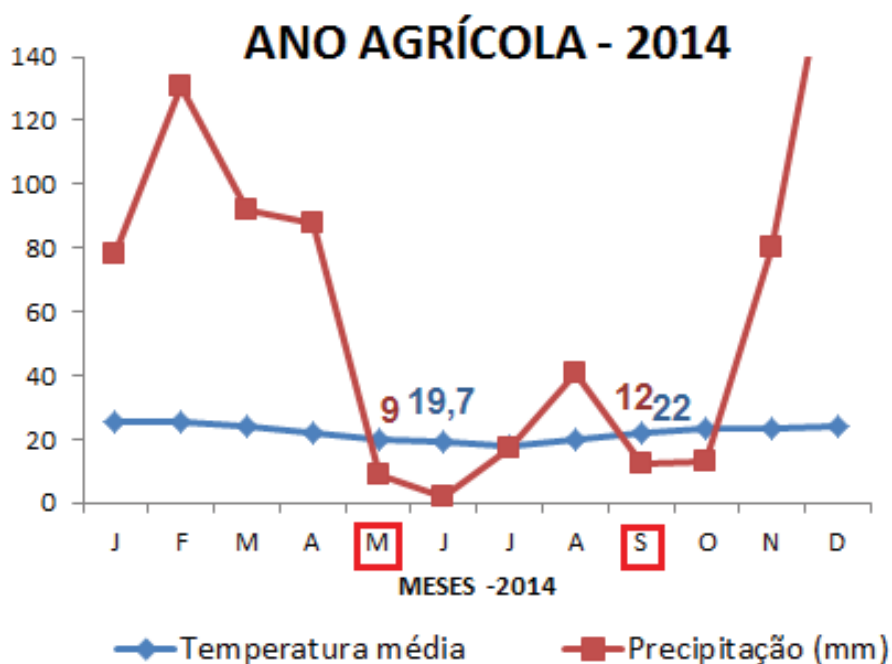


**Figura 11.** Composto orgânico

Ressalta-se que no período correspondente a segunda coleta (2C), não houve incidência de chuva no local, caracterizado este momento como de calor intenso na região. Os meses correspondentes a terceira (3C) e quarta coleta (4C) não apresentaram altos índices pluviométricos, no entanto, durante dois dias que antecederam a coleta das amostras, houve chuva na região. Destaca-se que três dias antes da amostragem do material, nas coletas de 2014, houve aplicação de fertilizantes minerais no local da horta.



**Figura 12.** Temperatura média e níveis de precipitação nos meses de 2013.  
**Fonte:** Agritempo (2015).



**Figura 13.** Temperatura média e níveis de precipitação nos meses de 2014.

**Fonte:** Agritempo (2015).

#### 4.1 Coleta de amostras e processamento

Foram adotados procedimentos de coleta, armazenamento e preservação de amostras de água, descritos no Guia Nacional de Coleta e Preservação de Amostras: águas, sedimento, comunidades aquáticas e efluentes líquidos (BRANDÃO et al., 2011).

Nas Tabelas 1 e 2 a seguir, estão reunidos os parâmetros físicos, químicos e microbiológicos que foram determinados na água amostrada, assim como, o tipo de recipiente, a quantidade de amostra, as formas de preservação e armazenamento e o prazo de validade. Tais parâmetros foram definidos em função dos objetivos do nosso estudo e da legislação ambiental em vigor (CONAMA 357/2005). Amostras de água para extração de DNA, análises de comunidades bacterianas e coliformes foram armazenadas em frascos esterilizados em autoclave no dia anterior a coleta, destacando que nas amostras para a análise de coliformes adicionou-se solução de EDTA 15% (m/v), pois se trata de agente quelante. No ato da coleta as amostras

foram identificadas e mantidas sob refrigeração durante todo o percurso até o local de processamento das mesmas.

Os recipientes para armazenamento da água amostrada eram de plástico inerte, com capacidade para 1000 mL de líquido, para água destinada a metais, ou com capacidade para 500 mL para as amostras destinadas às determinações dos parâmetros químicos. Recipientes de vidro âmbar, com capacidade para 1000 mL de líquido, foram usadas para as amostras destinadas às determinações dos indicadores bacterianos e extração de DNA.

**Tabela 1.** Armazenamento e preservação de amostras para ensaios microbiológicos.

Ensaio	Recipiente (1)	Preservação	Armazenamento	Prazo de Validade
<b>Indicadores bacterianos (2)</b>	P, V, SP LE	Resfriamento (em gelo)	Resfriamento entre 2 e 8°C e proteger da luz. Não congelar.	8 h (R) 24 h (AC)

**Legenda: (1):** LE = limpeza especial (anexo I); P = frasco plástico descartável (de polímero inerte); V = frasco de vidro neutro; SP = sacos plásticos estéreis; (R = prazo regulatório; AC = análise para controle); **(2)** Coliformes totais, Coliformes termotolerantes, *E. coli*

**Tabela 2.** Parâmetros físicos, químicos, tipo de recipiente para armazenamento das amostras, volume de água a ser amostrado, preservação, armazenamento adequado e prazo de validade (a partir do momento da coleta).

Parâmetro	Tipo de Recipiente	Preservação	Armazenamento	Prazo de Validade
<b>Cloreto, Cl<sup>-</sup></b>				Cl <sup>-</sup> 28 dias
<b>Nitrato, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	Plástico Inerte	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4° ± 2°C	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> 48 h
<b>Nitrito, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup></b>				
<b>Ortofosfato (P<sub>reativo</sub>)</b>	Plástico Inerte*	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4° ± 2°C	02 dias
<b>Fósforo total</b>	Plástico Inerte*	Adicionar H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> (aq) 1+1 até pH < 2. Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4° ± 2°C	Nitrogênio – 07 dias Fósforo total - 28 dias
<b>Nitrogênio amoniacal</b>				
<b>DQO (demanda química de oxigênio)</b>	Plástico Inerte	Adicionar H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> (aq) 1+1 até pH < 2. Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4° ± 2°C	28 dias
<b>Metais</b>	Plástico Inerte	Adicionar HNO <sub>3</sub> (aq) 1+1 até pH < 2. Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4° ± 2°C	Boro e Mercúrio - 28 dias Demais metais – 6 meses

\*: lavagem especial.

As variáveis condutividade, oxigênio dissolvido (OD), pH, potencial de oxidação-redução (ORP), sólidos totais dissolvidos (TDS) e turbidez foram determinadas no local, com auxílio de sonda multiparâmetros, de procedência Horiba modelo U-50. O teor de cloreto ( $\text{Cl}^-$ ) foi determinado por titrimetria de precipitação (método argentimétrico, 4500- $\text{Cl}^-$  B). Foram determinados por espectroscopia molecular na região do visível os teores de nitrogênio amoniacal,  $\text{N-NH}_4^+$  (método do fenato 4500- $\text{NH}_3$  F); fósforo total,  $\text{P}_{\text{total}}$ , após digestão prévia das amostras com ácidos sulfúrico e nítrico e ortofosfato solúvel, denominado fósforo reativo,  $\text{P}_{\text{reativo}}$ , (método do ácido ascórbico 4500-P E). A demanda química de oxigênio (DQO) foi determinada colorimetricamente, em 430 nm, após digestão das amostras em meio contendo ácido sulfúrico concentrado, dicromato de potássio, sulfato de mercúrio e solução ácida de sulfato de prata, metodologias descritas no *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (APHA, 2005). Previamente à determinação de  $\text{P}_{\text{total}}$ , amostras da primeira e da segunda coleta, tiveram o seu volume reduzido de 1,00 L para 0,10 L, por aquecimento, para que as concentrações do analito se enquadrassem na faixa de detecção da metodologia analítica adotada. Para a determinação de nitrato ( $\text{N-NO}_3^-$ ) e nitrito ( $\text{N-NO}_2^-$ ) empregou-se kit de análise (Spectrokit) de procedência Alfakit, que adota procedimentos denominados Nitrato NTD e Nitrito NTD, respectivamente, baseados em espectroscopia molecular na região visível, em 535 nm, com redução prévia do  $\text{N-NO}_3^-$  a  $\text{N-NO}_2^-$ , empregando-se uma mistura composta por biftalato de potássio e zinco metálico. As amostras da primeira e segunda coletas foram submetidas à liofilização em aparelho de procedência Savant SuperModulyo para que as concentrações de  $\text{N-NO}_3^-$  e  $\text{N-NO}_2^-$  se enquadrassem na faixa de detecção do método empregado, diferentemente do observado para as duas últimas coletas, em que não houve necessidade de submeter as amostras à liofilização uma vez que essas encontravam-se na faixa de detecção do método.

A determinação de cada variável química foi realizada em triplicata e as metodologias se encontram detalhadamente descritas no Anexo II. Todas as determinações realizadas por espectroscopia molecular na região visível, ou seja, por análise colorimétrica, foram realizadas em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic.



As concentrações pseudo totais de As, Ba, Ca, Cd, Cr, Cu, Hg, Mo, Ni, Pb, Se e Zn nas amostras de água, foram determinadas por espectroscopia de absorção atômica com chama ar-acetileno, usando espectrofotômetro de absorção atômica de procedência GBC Avanta.

As amostragens de sedimento foram realizadas a cerca de 1 m da margem do rio, usando tubo de PVC, com o qual foi feita uma perfuração de aproximadamente 30 cm, inclinando-o a aproximadamente 45°. Os sedimentos foram acondicionados em sacos plásticos devidamente lacrados, identificados e acondicionados em gelo durante todo o percurso da viagem. A secagem das amostras de sedimento foi realizada em casa de vegetação, simplesmente expondo-os ao ar atmosférico. Na sequência, as amostras foram peneiradas no próprio local utilizando-se malha granulométrica de 2 mm. Para a determinação das concentrações pseudo totais de As, Ba, Ca, Cd, Cr, Cu, Hg, Mo, Ni, Pb, Se e Zn, as amostras foram submetidas a digestão (Figura 14), conforme procedimento descrito no Anexo II e os teores desses elementos no extrato resultante da digestão foram determinados por espectroscopia de absorção atômica com chama ar-acetileno.



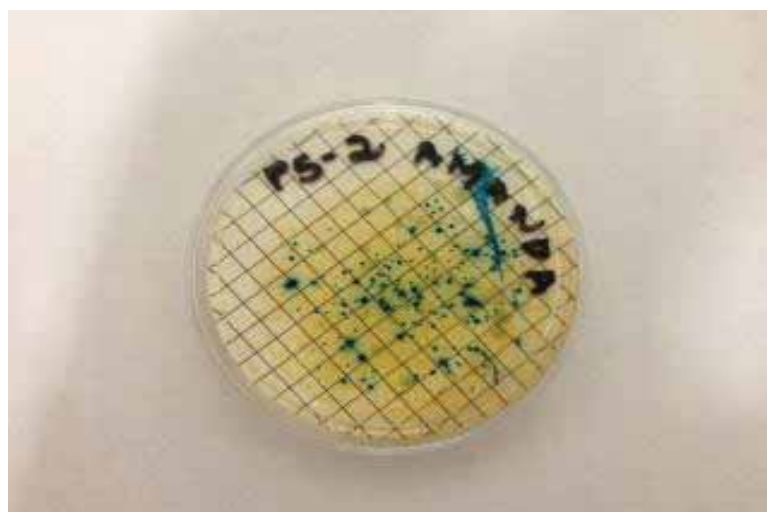
**Figura 14.** Amostras de sedimentos na etapa de digestão

A determinação do teor de fósforo no sedimento foi realizada por espectroscopia molecular na região visível, em 400 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic e a metodologia analítica empregada consta do Anexo II.

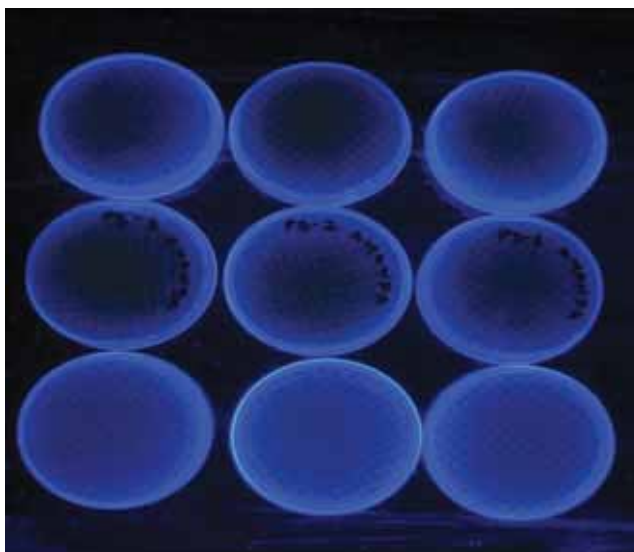
## 4.2 Variáveis microbiológicas

A determinação da presença de coliformes totais (Figura 15) e *E. coli* (Figura 15) foi realizada pela técnica da membrana filtrante utilizando-se kit microbiológico para determinação de coliformes totais e *E. coli* ( Alfakit , código 1808, Florianópolis – Brasil).

Para a análise, foram filtrados 100 mL de água coletada para cada ponto, em triplicata, em membrana estéril de 0,45 µm. Posteriormente, as membranas foram colocadas sobre meio específico e incubadas em estufa tipo B.O.D. a 37°C por um período de 24h. Após esse período de incubação as placas foram expostas a luz UV para se determinar, a partir do aparecimento de fluorescência (Figura 16), a presença ou ausência de *E. coli*. Para cada ponto, em todas as coletas, as análises microbiológicas foram realizadas em triplicata.



**Figura 15.** Determinação do número mais provável de coliformes totais utilizando placa microbiológica kit Alfakit



**Figura 16.** Determinação de *E. coli*: placas são expostas a luz U.V.



**Figura 17.** Determinação de *E. coli*

Para detecção dos genes de virulência em *E. coli*, técnicas moleculares são empregadas porque auxiliam na detecção. A investigação dos genes de virulência citados foi realizada, pois na análise metagenômica desenvolvida por Martins et al. (2013) encontrou-se, no composto produzido com resíduos animais e vegetais aplicado na FPZSP, porcentagem referente a família *Enterobacteriaceae*.

As amostras de água coletadas foram submetidas à extração de DNA metagenômico por meio do kit PowerWater DNA Isolation kit (MOBIO Laboratories, Inc.) de acordo com o protocolo do fabricante. O DNA metagenômico foi quantificado

e qualificado em espectrofotômetro NanoDrop 1000 (Thermo Scientific, Uniscience). Após o processo, o mesmo foi submetido à técnica de PCR, visando à detecção dos genes de virulência: shiga toxina (*stx1* e *stx2*) e enteropatogênica (*eae*) utilizando-se oligonucleotídeos iniciadores específicos para tais genes, apresentados na Tabela 3 (CHINA; PIRSON; MAINIL, 1996):

**Tabela 3.** Genes de virulência estudados, seus respectivos oligonucleotídeos e amplicons.

Gene	Oligonucleotídeos	Amplicon (pb)
<i>Stx1</i>	F(5'-AGAGCGATGTTACGGTTTG-3') R(5'TTGCCCCCAGAGTGGATG3')	388
<i>Stx2</i>	F(5'-TGGGTTTTTCTTCGGTATC-3') R(5'-GACATTCTGGTTGACTCTCTT-3')	807
<i>eae</i>	F(5'-AGGCTTCGTCACAGTTG-3') R(5'-CCATCGTCACCAGAGGA-3')	570

A reação de PCR foi realizada utilizando-se aproximadamente 40 ng de DNA; tampão PCR 1X [20 mmol L<sup>-1</sup> em Tris-HCl (pH 8,4) e 50 mmol L<sup>-1</sup> em KCl]; MgCl<sub>2</sub> 2 mmol L<sup>-1</sup>; dNTP 0,2 mmol L<sup>-1</sup>; 10 pmols de cada oligonucleotídeo iniciador; 1,0 U de Taq DNA polimerase e água ultrapura para completar o volume de 20 µL na reação. Como controle positivo utilizou-se DNA da bactéria *E. coli*. A reação foi realizada de acordo com Borges et al. (2012), em um termociclador Mastercycle Gradiente (Eppendorf), com o perfil térmico: 5 minutos a 94°C; 30 ciclos de 30 segundos a 94°C; 45 segundos a 50°C; 60 segundos a 72°C, seguidos por uma incubação final de 5 minutos a 72°C. A PCR foi submetida à eletroforese em gel de agarose 1% para a verificação da presença dos amplicons dos genes de virulência investigados. Para a eletroforese utilizou tampão TBE 1X(Tris 89 mmol L<sup>-1</sup>; ácido bórico 89 mmol L<sup>-1</sup> e EDTA 2,5 mmol L<sup>-1</sup>, pH 8,3) contendo 0,5 µg mL<sup>-1</sup> de brometo de etídeo e como padrão de tamanho molecular foi aplicado em cada gel 3 µL do padrão 1Kb ladder (Fermentas). A eletroforese foi processada a 80V durante 1 hora. Após, o gel foi analisado em um fotodocumentador Gel Doc 1000, com luz UV (Bio Rad, USA).

Além do descrito, as amostras foram avaliadas quanto à capacidade da população microbiana na utilização de diferentes fontes de carbono (Biolog Ecoplate Inc. Harward, California). Esta metodologia permite a análise funcional de microrganismos de amostras ambientais baseada no padrão de utilização de uma grande variedade de fontes de carbono em microplacas (GARLAND; MILLS; YOUNG, 2001; PRESTON-MAFHAM; BODDY; RANDERSON, 2002). Cada microplaca Biolog (Figura 18) contém 31 fontes de carbono, em triplicata, e uma cavidade sem fonte de carbono (controle negativo), além do corante indicador tetrazólio violeta, o qual representa a respiração celular da microbiota da amostra ambiental. Para verificação do metabolismo da população encontrada nas amostras de água das quatro coletas, incubou-se 150  $\mu$ L de água de cada ponto, diretamente nos 96 poços da placa EcoPlate, sendo o procedimento feito em fluxo laminar para que não houvesse contaminação do meio. Estas placas foram mantidas a temperatura média de 27°C em estufa tipo B.O.D., a fim de prevenir diferenças temporais e espaciais no consumo dos substratos.



**Figura 18.** Microplaca Ecoplate para metabolização de fontes de carbono.

O consumo de cada substrato foi medido pela leitura ótica a 590 nm, a cada 24 h durante 6 dias consecutivos. A capacidade de utilizar uma fonte de C foi determinada conforme Ibekwe e Kennedy (1998), pela equação 1:

$$We = 100 (Wa - W0)/W0$$

**Equação 1**

Em que:

We é o índice de desenvolvimento da cor;

Wa é a absorvância de cada cavidade;

W0 é a absorvância do branco.

A condição para que a reação seja positiva é a de que We seja superior a 100. A partir desses dados foram calculados: a Riqueza de substratos consumidos pela microbiota local (Ss), que representa o número total de substratos consumidos pela microbiota, de acordo com Ibekwe e Kennedy (1998); a Média dos Índices de Desenvolvimento de Cor (MDCC) que representa a respiração média pela redução do tetrazólio pela metabolização das fontes de carbono presentes na placa toda, a partir do proposto por Garland, Mills e Young (2001) e o Índice de Diversidade de Shannon (H) que representa a uniformidade de utilização um de substrato em relação ao número de substratos utilizados pela microbiota local.

O índice de diversidade de Shannon (H), que compreende tanto a riqueza de substratos como a intensidade com que foram consumidos pela microbiota local (MORAIS, 2008), foi calculado utilizando-se a equação 2 (ZAK et al., 1994):

$$H = -\sum pi (\ln pi)$$

**Equação 2**

Em que:

H = índice de diversidade de Shannon;

pi = razão entre a atividade de utilização de determinado substrato e a utilização de todos os substratos.

Para a interpretação dos dados obtidos com o uso do Ecoplate, optou-se pela criação de *heatmaps* que fornecem representações visíveis sobre o consumo de substratos em cada ponto estudado. O uso do Ecoplate é uma ferramenta pouco explorada em estudos envolvendo diversidade microbiana em água. Para tanto, os dados obtidos em todos os tempos de incubação foram normalizados a partir da fórmula proposta por Hackett e Griffiths (1997), que propõem o uso de uma equação

para se trabalhar com os dados de todos os tempos, verificando assim o metabolismo e consumo durante todo o período de incubação.

$$A_{ik} = \frac{1}{2} \sum_{j=1}^{n-1} (t(j+1) - t(j))$$

**Equação 3**

Onde:

A<sub>ik</sub>: normalização dos resultados nos tempos de leitura;

j: tempo de incubação (1º dia, 2º dia, 3º dia, 4º dia)

### 4.3 Análise estatística

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com variação nas parcelas, sendo as variáveis obtidas tanto no local quanto em laboratório submetidas à análise exploratória no software SAS (SAS INSTITUTE, 2008). Para a criação dos *heatmaps* e ANOVA para interpretação do consumo e metabolismo dos substratos pela microbiota do ambiente, utilizou-se o software R (THE R PROJECT FOR STATISTICAL COMPUTING, 2014) a partir dos dados normalizados.

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A qualidade da água foi avaliada em campo, com auxílio de sonda multiparâmetros e em análises laboratoriais de variáveis químicas e microbiológicas. A Tabela 4 apresenta as condições e padrões de qualidade, ou seja, os valores máximos para os parâmetros de qualidade da água, avaliados neste estudo, estabelecidos na Resolução CONAMA 357/2005, para águas doces de classe 2.

**Tabela 4.** Condições e padrões de qualidade estabelecidos na CONAMA 357/2005 para águas doces de classe 2 em ambiente lótico.

Parâmetros	CONAMA 357/2005
	Condições e Padrões de Qualidade
pH	6,0-9,0
OD	≥ 5,0
TDS	500
Turbidez	100
Cl <sup>-</sup>	250
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	1,0
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	10,0
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	3,7 para pH ≤7,5
P <sub>total</sub>	0,10
As	0,01
Ba	0,7
Cd	0,001
Cr	0,05
Cu	0,009
Hg	0,0002
Ni	0,025
Pb	0,01
Se	0,01
Zn	0,18
<b>Coliformes termotolerantes</b>	<b>1000</b>

pH: potencial hidrogeniônico; OD: Oxigênio Dissolvido (mg L<sup>-1</sup>); TDS: Sólidos totais dissolvidos (mg L<sup>-1</sup>); Turbidez (UNT); Cl<sup>-</sup>: Cloreto Total (mg L<sup>-1</sup>); N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>: Nitrito (mg L<sup>-1</sup>); N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>: Nitrato (mg L<sup>-1</sup>); N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>: Nitrogênio Amoniacal (mg L<sup>-1</sup>); P<sub>total</sub>: Fósforo Total (mg L<sup>-1</sup>); As (mg L<sup>-1</sup>): arsênio total; Ba (mg L<sup>-1</sup>): bário total; Cd (mg L<sup>-1</sup>): cádmio total; Cr (mg L<sup>-1</sup>): cromo total; Cu (mg L<sup>-1</sup>): cobre dissolvido; Hg (mg L<sup>-1</sup>): mercúrio total; Ni (mg L<sup>-1</sup>): níquel total; Pb (mg L<sup>-1</sup>): chumbo total; Se (mg L<sup>-1</sup>): selênio total; Zn (mg L<sup>-1</sup>): zinco total. Coliformes termotolerantes: 1.000/100mL.

Embora os parâmetros condutividade, potencial de oxidação-redução, cálcio, molibdênio e fósforo reativo tenham sido avaliados, os mesmos não estão contemplados na Tabela 4, pois a Resolução CONAMA 357/2005, não estabelece valores para estes parâmetros.

### 5.1 Variáveis físicas e químicas

A Figura 16 apresenta a média aritmética das variáveis pH, OD, condutividade, turbidez, ORP e TDS das quatro coletas para todos os pontos



amostrados. Para a variável pH a faixa preconizada pela Resolução 357/2005 está destacada assim como o limite para a turbidez. O mínimo para OD está destacado em azul. O limite estabelecido pela Cetesb (2008) para a condutividade está demarcado por uma linha de coloração marrom. Entre todos os pontos de todas as coletas, foi possível perceber pequena variação para pH, de 4,98 a 7,65. Para OD, a variação ocorreu de 3,60 a 9,21 mg L<sup>-1</sup>. Os valores médios de condutividade e TDS variaram de 15,67 a 132  $\mu\text{S cm}^{-1}$  e 9,67 a 86,00 UNT, respectivamente, sendo a 2C a que apresentou os maiores valores em todos os pontos amostrados. Os valores de turbidez foram inferiores ao limite máximo estabelecido pela Resolução CONAMA 357/2005 (Tabela 4), com exceção de P2 e P3 da 4C. O aumento da turbidez nestes pontos pode ser justificado pelo revolvimento de partículas durante a amostragem (2P) e presença de óleos e graxas observados no momento da coleta, uma vez que existe, no 3P, moto-bomba para captação da água destinada à irrigação dos alimentos produzidos na horta. Para ORP, os pontos 3, 4 e 5 foram os que apresentaram os maiores valores em todas as coletas (Figura 16).

A Figura 17 apresenta a média aritmética dos resultados obtidos para as variáveis: Cl<sup>-</sup>, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, P<sub>total</sub>, P<sub>reativo</sub> e DQO das quatro coletas para todos os pontos amostrados, podendo observar que a maior concentração encontrada para Cl<sup>-</sup> foi 3,58 mg L<sup>-1</sup> para o P5 na 2C. Nesta coleta foram observados os maiores teores para esta variável, com exceção dos pontos 3 e 6. As formas de nitrogênio, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> e N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, apresentaram os maiores teores na 4C, o que pode ser justificado pela lixiviação do solo em que houve aplicação de fertilizantes minerais. Para N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, os pontos 1, 4 e 5 da 3C apresentaram-se superiores em relação aos demais. Para a variável P<sub>reativo</sub> a 3C apresentou os maiores valores e para P<sub>total</sub> os maiores valores foram observados na 3C e 4C. Para a variável DQO, a 4C apresentou os maiores teores, com exceção apenas do P5.

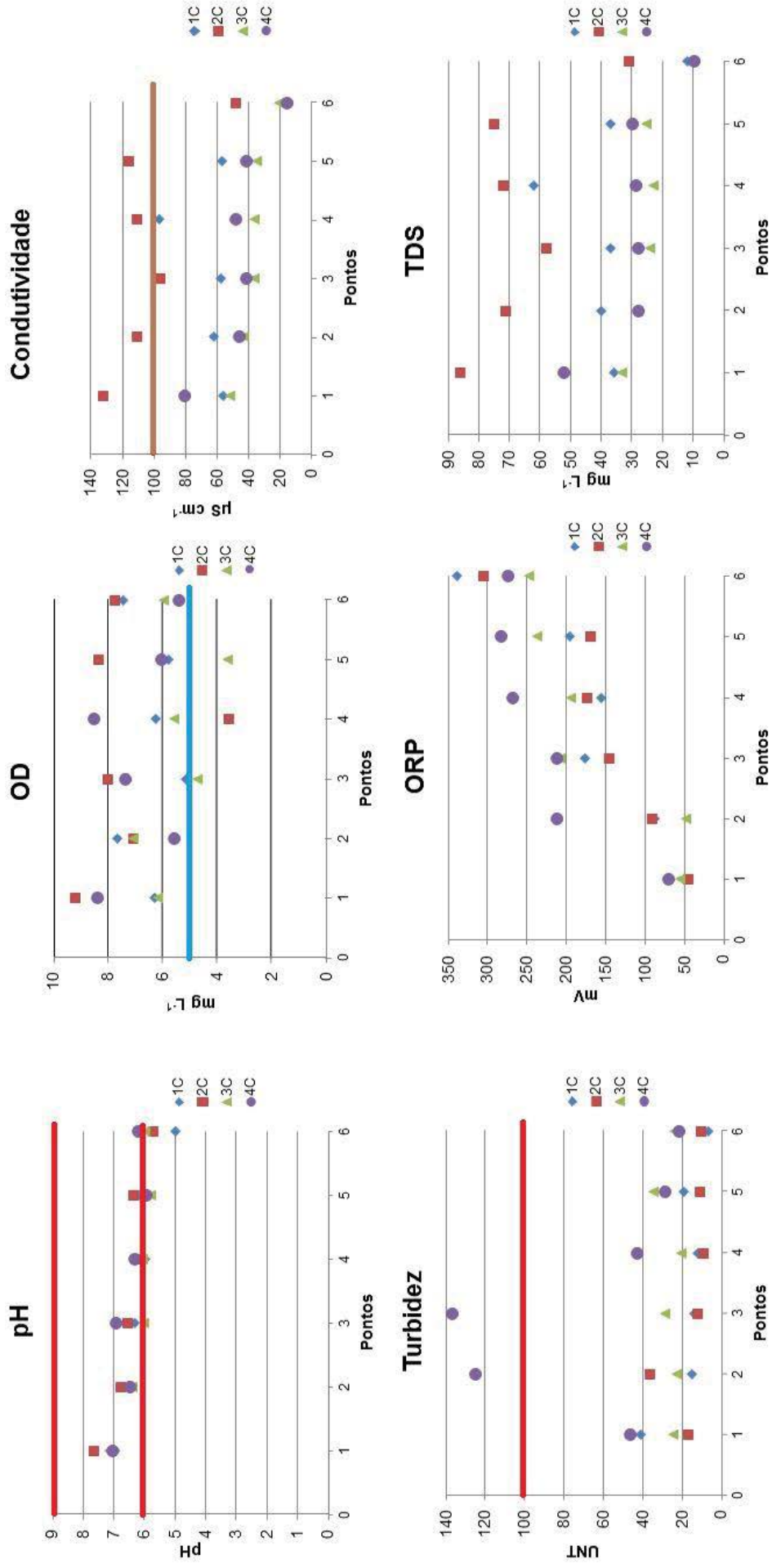
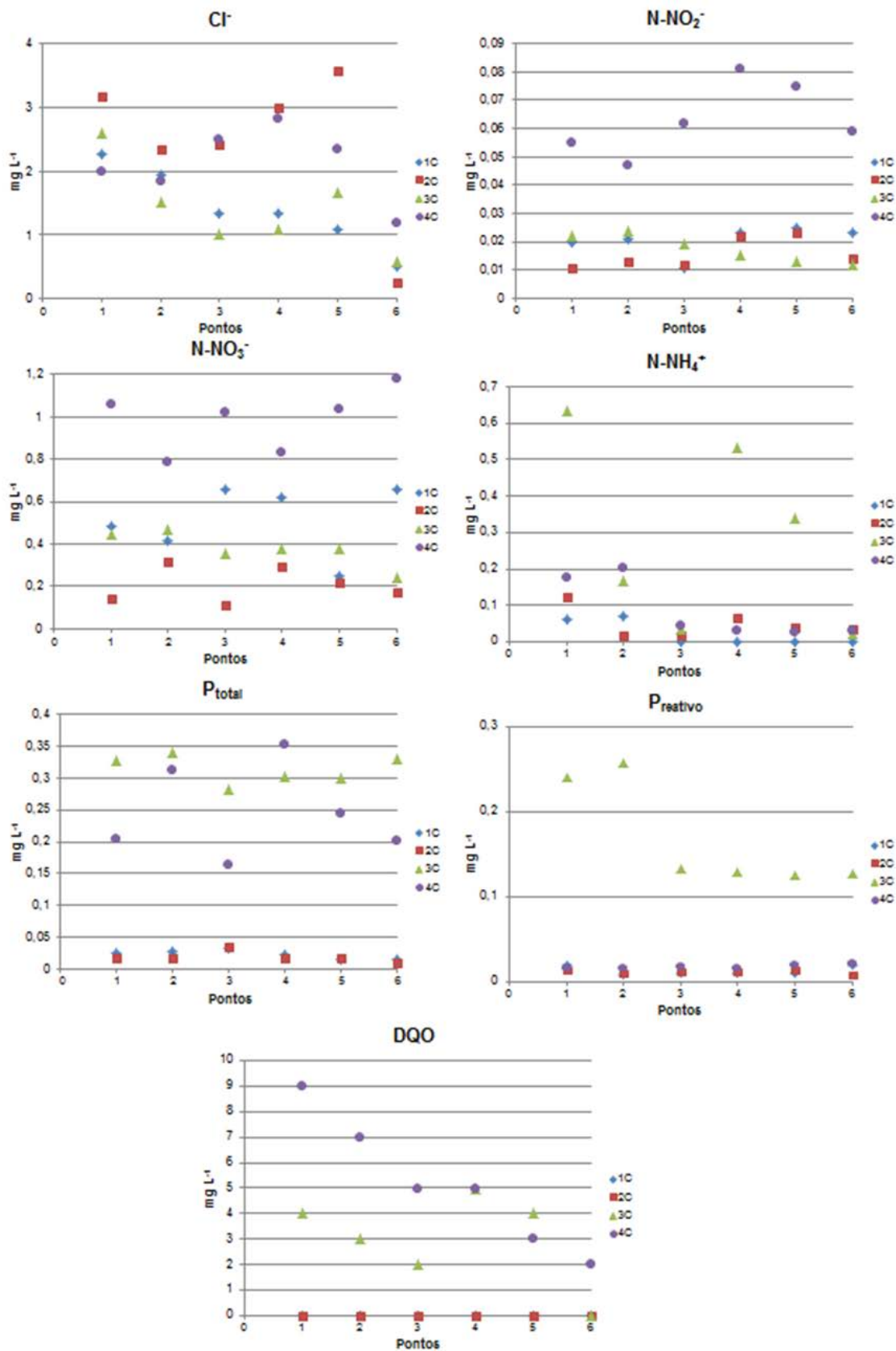


Figura 19. Média aritmética das variáveis pH, OD, Condutividade, Turbidez, ORP e TDS para os seis pontos amostrados.



**Figura 20.** Média aritmética das variáveis: Cl<sup>-</sup>, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, P<sub>total</sub>, P<sub>reativo</sub> e DQO nos diferentes pontos.

A Tabela 5 apresenta a análise de variância de acordo com o modelo estatístico utilizado para as variáveis físicas e químicas. Entre as coletas é possível concluir que para todas as variáveis, houve diferenças significativas, indicando que pelo menos a média obtida pela triplicata das leituras de uma das coletas diferiram entre si.

Com relação aos pontos (Tabela 5) apenas as variáveis pH, ORP, TDS e Cl<sup>-</sup> apresentaram diferenças significativas a 1% de probabilidade, demonstrando que pelo menos a média de um dos pontos diferiu em relação as médias dos demais .

A Tabela 6 apresenta todas as variáveis que diferiram estatisticamente entre as coletas, de acordo com a análise de variância demonstrada na Tabela 5.

**Tabela 5.** Quadrados médios obtidos a partir da análise de variância para as variáveis físicas e químicas.

<b>F.V.</b>	<b>Coletas</b>	<b>Pontos</b>	<b>Resíduo</b>	<b>Média</b>	<b>CV (%)</b>
<b>pH</b>	0,27*	1,25**	0,07	6,33	4,21
<b>OD</b>	4,76*	1,14 <sup>ns</sup>	1,57	6,63	18,92
<b>Condutividade</b>	5198,89**	1569,60*	168,81	60,34	21,53
<b>TDS</b>	2068,13**	626,66**	78,77	38,91	22,81
<b>Turbidez</b>	3419,01*	820,12 <sup>ns</sup>	669,15	31,48	82,18
<b>ORP</b>	5059,27*	26920,53**	1535,83	177,44	22,09
<b>Cl<sup>-</sup></b>	1,66**	1,66**	0,31	1,84	30,31
<b>N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup></b>	0,003**	0,001 <sup>ns</sup>	0,002	0,029	25,52
<b>N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	0,664**	0,0044 <sup>ns</sup>	0,019	0,522	26,77
<b>N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b>	0,09**	0,03 <sup>ns</sup>	0,015	0,112	111,53
<b>P<sub>total</sub></b>	0,138**	0,001 <sup>ns</sup>	0,001	0,151	25,37
<b>P<sub>reativo</sub></b>	0,035**	0,0009 <sup>ns</sup>	0,009	0,052	60,84
<b>DQO</b>	38,04**	3,54 <sup>ns</sup>	2,07	2,04	70,55

CV: Coeficiente de variação experimental.

<sup>ns</sup>, \* e \*\* - não significativo, significativo a 5% e 1% pelo teste F, respectivamente.

**Tabela 6.** Variáveis que apresentaram significância entre as coletas.

F.V	COLETAS			
	1C	2C	3C	4C
pH	6,17 b	6,54 a	6,12 b	6,48 a
OD	6,45 ab	7,66 a	5,53 b	6,89 ab
Condutividade	57,80 b	102,33 a	35,55 c	45,67 bc
TDS	37,33 b	65,50 a	23,94 b	28,89 b
Turbidez	17,90 b	15,76 b	25,53 b	56,73 a
ORP	171,00 b	154,39 b	164,61 b	219,77 a
Cl <sup>-</sup>	1,41 b	2,46 a	1,41 b	2,11 ab
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	0,02 b	0,02 b	0,02 b	0,06 a
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	0,51 b	0,22 c	0,38 bc	0,98 a
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	0,02 b	0,05 b	0,29 a	0,08 ab
P <sub>total</sub>	0,02 c	0,02 c	0,31 a	0,25 b
P <sub>reativo</sub>	0,01 b	0,01 b	0,17 a	0,22 a
DQO	0,00 b	0,00 b	3,00 a	3,50 a

Médias seguidas pela mesma letra na horizontal não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Por meio do teste de Tukey, a variável pH na 2C e 4C diferiu estatisticamente da 1C e 3C. Entretanto, do ponto de vista químico e biológico, esta diferença não exerce influência sobre o meio. Os valores observados encontram-se próximo à neutralidade e dentro do intervalo preconizado pela CONAMA 357/2005 e pela Portaria N. 518 de 2004. Em determinadas condições, o pH pode contribuir para a precipitação de elementos químicos, como os metais pesados ou influenciar a solubilidade dos nutrientes. Este parâmetro é um dos indicativos mais importantes para o controle dos recursos hídricos, sejam eles superficiais ou subterrâneos (BAIRD, 2004). Os valores de pH encontrados pela média das coletas (Tabela 4) situam-se próximo à neutralidade e dentro do intervalo de pH preconizado pela CONAMA 357/2005 e pela Portaria supracitada. De acordo com Ayres e Westcot (1999), para as águas destinadas à irrigação de culturas, a faixa ideal de pH é entre 6,5 a 8,4, pois valores fora deste intervalo podem provocar deterioração dos equipamentos de irrigação. Vianna et al. (2011) encontraram valores de pH dentro da faixa ideal para águas de irrigação da microbacia do Rio Alegre – ES.

Para a variável OD, em todos os pontos de todas as coletas, os valores observados situaram-se acima do mínimo estabelecido pela diretriz, assim como encontrado por Zan et al. (2012), quando analisaram águas superficiais do rio Jamari. Pinto, Oliveira e Pereira (2010) e Araújo et al. (2004), ressaltam que esta variável é amplamente utilizada para avaliar o impacto de poluentes sobre os corpos d'água. É importante ressaltar que o teor de OD pode predizer a qualidade das

águas superficiais, uma vez que a proliferação de bactérias está relacionada diretamente a concentração de OD (ARAÚJO; SALLES; SAITO, 2004).

A variável condutividade na 2C apresentou maior valor, podendo ser explicado pelas baixas precipitações ocorridas no local, não sendo suficientes para promover diluição dos sais na água, como sugerido por Shuster et al. (2013) e De Farias (2006). No estudo de Gonçalves (2009), foram observados aumentos graduais na condutividade elétrica em alguns dos pontos amostrados, concluindo que esse acréscimo pode estar relacionado às ações antrópicas. À medida que se aumenta a quantidade de sólidos dissolvidos nos corpos hídricos, a condutividade aumenta (SHUSTER et al., 2013), o que corrobora com o visualizado para a variável TDS, em que o maior valor observado foi na 2C, diferindo entre os demais períodos coletados (Tabela 6). Os sólidos presentes em águas correspondem aos sólidos totais dissolvidos e aos sólidos totais suspensos, sendo suas origens as mais diversas: águas poluídas, erosão natural, detritos de origem orgânica, plâncton, materiais arrastados pelas águas de irrigação (REIS et al., 2007). Os resultados obtidos neste estudo encontram-se abaixo do limite especificado pela Resolução CONAMA 357 (Tabela 4). Excesso de sólidos dissolvidos nas águas pode ocasionar alterações e problemas de corrosão nos equipamentos de irrigação além de sérios problemas de salinização no solo (PIVELLI, 2009). Diante dessas considerações, o limite estabelecido pela Resolução CONAMA é de  $500 \text{ mg L}^{-1}$ , assim, todos os resultados obtidos foram inferiores a esse valor.

Para a variável turbidez observa-se que a média dos resultados da 4C é igual a 3C, e estatisticamente diferente das médias da 1C e 2C (Tabela 6). Isto pode ser justificado pelas características de clima e temperatura do ano de 2014. Browne et al. (2014) destacam que quanto maior a turbidez menor será a taxa de fotossíntese, ocasionando desequilíbrio na cadeia alimentar.

Com relação à ORP, a média dos resultados da 4C diferiu com relação a média obtida nas demais (Tabela 6). Os valores de ORP têm grande influência na qualidade das águas, pois funções vitais como a respiração estão relacionadas diretamente aos seus valores, os quais são dependentes do pH e temperatura do meio (REIS et al, 2007; CHANG; KU; YEH, 2014).

As médias dos resultados para  $\text{Cl}^-$  demonstram que as maiores concentrações foram obtidas na 2C e 4C (Tabela 6). A média dos pontos entre todas as coletas indica que a concentração dessa variável está abaixo do preconizado pela legislação (Tabela 4). Lemos, Ferreira Neto e Dias (2010) estudando a água da Lagoa Apodi (Rio Grande do Norte) verificaram predominância de cloreto, justificando o aumento de concentração, como sendo influenciado pelo período de seca, devido a ocorrência de elevada evaporação no corpo d'água. Durante o período de seca, assim como neste trabalho (2C e 4C), notou-se elevação da concentração de cloreto na água, concluindo-se que os teores de  $\text{Cl}^-$  não são exclusivamente influenciados pela agricultura, mas também por fatores climáticos em associação ao ciclo hidrológico, como sugerido por Hunt, Herron e Green. (2012). Altas concentrações de cloreto em águas doce podem interferir em processos biológicos dos organismos aquáticos, como sobrevivência, crescimento e reprodução (HUNT; HERRON; GREEN, 2012).

Para todas as coletas o teor de  $\text{N-NO}_2^-$  foi inferior ao valor máximo disposto na legislação (Tabela 4). Apenas a última coleta apresentou diferenças estatísticas com relação às demais, que entre si não apresentaram diferenças (Tabela 6). O nitrogênio é um dos elementos mais importantes no metabolismo dos organismos aquáticos, devido a sua participação na formação de proteínas, sendo um dos componentes essenciais dos seres vivos. Quando presente em baixas concentrações pode funcionar como fator limitante na produção primária dos lagos e reservatórios. Entretanto, na forma de nitrito, quando em altas concentrações, torna-se extremamente tóxico a grande maioria dos organismos aquáticos, sendo encontrado em baixas quantidades em ambientes oxigenados (SUN et al., 2012). O fitoplâncton pode assimilar nitrito, caso haja escassez dos íons amônio e nitrato; assim o nitrito é reduzido, no interior da célula, a amônio, pela ação da enzima nitrito-redutase (MCCARTHY; GOLDMAN, 1979).

Com relação às concentrações de  $\text{N-NO}_3^-$ , nenhuma das coletas apresentou valor de  $\text{NO}_3^-$  superior a  $1 \text{ mg L}^{-1}$  (Tabela 6). Na 4C foi encontrado o maior valor entre a média dos pontos, seguido da 1C que não diferiu estatisticamente da 3C e esta foi igual a 2C. Resultados para essa variável foram observados por Cumar e Nagaraja (2011), acima da legislação local sobre a qualidade das águas do lago

Haralukunte na cidade de Bangalore (Índia), possivelmente pelas descargas pontuais das indústrias próximas a área. Silva et al. (2011) ressaltam que em períodos chuvosos, o que pode ser constatado para os parâmetros  $N-NO_2^-$  e  $N-NO_3^-$ , ambos para a 4C, há maior concentração de nutrientes nos ambientes aquáticos, em virtude da chuva ser uma fonte difusa. Uma das principais fontes de nitrogênio para os corpos hídricos é a lixiviação do solo pelo aumento dos índices pluviométricos (SIPAÚBA-TAVARES; BRAGA, 2007), o que justifica o comportamento observado para o nitrato na 1C. Este mesmo elemento quando presente em águas destinadas à irrigação possui o mesmo efeito para as culturas que o nitrogênio contido nos fertilizantes minerais, assim águas com excesso de nitrato podem aumentar o crescimento vegetativo, retardar a maturação ou provocar colheitas de baixa qualidade (SILVA et al., 2011).

As maiores concentrações de  $N-NH_4^+$  foram observadas na 3C e 4C, possivelmente pela aplicação de fertilizantes minerais na área da horta um dia antes da amostragem da água (Tabela 6). Baixos teores de nitrogênio amoniacal também foram encontrados por Varol et al. (2012), ao avaliarem a qualidade da água do rio Tigre (Turquia). Entre as diversas formas de nitrogênio, o nitrato juntamente com o íon amônio possui grande importância nos ecossistemas aquáticos, pois representam as principais fontes de nitrogênio para os produtores primários (ESTEVES, 2011).

Os dois últimos períodos amostrados apresentaram os maiores teores de  $P_{total}$  (Tabela 6). Os nutrientes nitrogênio e fósforo, carreados nos fluxos decorrentes de lixiviação dos solos agrícolas, são destacados por Lewis e Wurtsbaugh (2008) como uma das principais formas não pontuais de contaminação química dos corpos d'água. De acordo com Payne (1986), o fósforo total é considerado um bom indicador do conteúdo de nutrientes em qualquer ecossistema.

As maiores concentrações de  $P_{reativo}$  foram observadas na água amostrada na 3C e 4C (Tabela 6). Embora a CONAMA 357/2005 não estabeleça valor máximo para  $P_{reativo}$ , do ponto de vista limnológico, esta é a principal forma de fósforo assimilada por vegetais aquáticos, portanto, sua quantificação torna-se indispensável (DIAS; SIPAÚBA-TAVARES, 2012). King et al. (2014) ressaltam que a presença dessa forma de fosfato na água depende da densidade e também da



atividade dos organismos, como fitoplânctons e macrófitas aquáticas, que podem introduzir elevadas quantidades desses íons. Devido à alta temperatura, a metabolização dos organismos aumenta, fazendo com que esse elemento seja rapidamente assimilado e incorporado a sua biomassa, podendo produzir ATP. Assim, esse pode ser um dos motivos da concentração de fosfato estar abaixo do limite, como justificado por Young e Briggs (2008). O fósforo reativo solúvel, destacado por Gleber et al. (2012) e Stutter e Lumdson (2008), pode ser a parte mais representativa do fósforo no fluxo da enxurrada em situações de solo com alta cobertura vegetal, intensificando o risco ambiental.

Com relação à DQO, o método utilizado demonstrou que todos os pontos amostrados, nos dois períodos estudados, apresentaram valores abaixo do detectável pela metodologia analítica empregada, inferindo assim, a baixa quantidade de matéria orgânica nos pontos analisados. Sbruzzi (2012), ao utilizar métodos laboratoriais para determinação de DQO, na avaliação da água de cava para extração de areia no município de Osório – RS encontrou valores muito baixos ou inexistentes.

A Tabela 7 apresenta as variáveis pH, condutividade, ORP, TDS e Cl<sup>-</sup> que apresentaram diferenças significativas (Tabela 5) entre a média dos pontos amostrados em todas as coletas realizadas.

**Tabela 7.** Variáveis que apresentaram significância entre os pontos amostrados de acordo com o modelo estatístico.

	pH	Condutividade	ORP	TDS	Cl <sup>-</sup>
<b>P1</b>	7,20 a	80,08 a	60,08 d	51,91 a	2,51 a
<b>P2</b>	6,57 b	65,50 a	109,58 cd	41,75 a	1,90 a
<b>P3</b>	6,45 b	57,82 a	185,00 bc	36,67 a	1,81 a
<b>P4</b>	6,14 bc	72,96 a	197,75 bc	46,42 a	2,06 a
<b>P5</b>	6,06 bc	62,42 a	221,33 ab	41,08 a	2,17 a
<b>P6</b>	5,54 c	23,25 b	290,92 a	15,67 b	0,62 b

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

De acordo com a Tabela 7, para a variável pH, P1 foi o que demonstrou estar na neutralidade, diferindo-se dos outros pontos analisados. Resultados semelhantes para esta variável foram encontrados por Shelton et al. (2014), em uma coluna

d'água. Liu e Zou (2012), ao avaliarem a qualidade da água da cidade de Jinan (China) em pontos específicos durante 10 semanas no ano de 2011 notaram que para esta variável não houve variação entre os pontos selecionados, que todos estavam na faixa da neutralidade. O P6 diferiu estatisticamente dos pontos 1, 2 e 3 (Tabela 7). Todos os pontos, com exceção ao P6, estão dentro do limite indicado pela legislação ambiental em vigor no Brasil. De acordo com a Portaria N. 518 de 2004 do Ministério da Saúde, a faixa de pH recomendada para a água potável é entre 6,0 e 9,5 (BRASIL, 2004). Considerando esse intervalo, o ponto de coleta em que a água é destinada ao consumo humano (P6), não se encontra dentro do recomendado pela portaria em questão. Valores de pH abaixo de 6,0, embora favoreçam a ação bactericida do cloro, representam fator de agressividade para os materiais que constituem as tubulações, diminuindo a vida útil destas, podendo deteriorar a qualidade da água tratada pela presença dos produtos oriundos da corrosão e/ou do meio externo (SCURACCHIO, 2010).

Com relação à condutividade, é possível perceber que apenas o P6 diferiu estatisticamente dos demais (Tabela 7). De acordo com Silva et al. (2011) a água subterrânea tende a apresentar aumento nas concentrações de substâncias dissolvidas à medida que percola os aquíferos, no entanto, fatores como clima e contaminação causada pelo homem podem interferir nesse resultado. Paz et al. (2002) relatam que em áreas onde se desenvolvem práticas agrícolas, as características das espécies dissolvidas na água podem estar fortemente influenciadas pelos produtos químicos utilizados: inseticidas, herbicidas, fertilizantes minerais, entre outros. Com relação aos resultados obtidos neste trabalho, Lima, França e Loiola (2014) encontraram valores superiores em diferentes amostragens de poços na região do semi-árido do Ceará.

Para a variável ORP, P6 diferiu estatisticamente de P1, P2, P3 e P4 (Tabela 7). Corcória e Celligoi (2012), ao estudarem diferentes pontos de água subterrânea, encontram valores de ORP próximos aos obtidos neste trabalho para P3, P4 e P5. Shelton et al. (2014), também obtiveram resultados próximos aos obtidos no nosso estudo. Li et al. (2010) encontraram valores de ORP superiores em amostras de águas do sul da China. Lima e Garcia (2011) ao avaliarem águas subterrâneas da Ilha de Maio localizada no arquipélago de Cabo Verde encontraram valores de ORP

semelhantes ao visualizado para o P6 nesse trabalho. Dentre os fatores externos que mais contribuem para a formação de excesso de radicais livres, resultantes do processo químico no qual uma substância perde elétrons, Corcovia e Celligoi (2012) destacam a poluição ambiental, gases de escapamento de veículos e pesticidas, entre outros.

Nas amostras de água da 3C e 4C foram determinadas as concentrações pseudototais de As, Ba, Ca, Cd, Cr, Cu, Hg, Mo, Ni, Pb, Se e Zn, por espectroscopia de absorção atômica com chama. Os resultados destas análises demonstraram “ausência” de As, Ba, Cd, Cr, Cu, Hg, Mo e Ni na água amostrada e presença de Ca, Pb, Se e Zn. Na Tabela 8 são apresentadas as concentrações pseudototais de Ca, Pb, Se e Zn nas amostras de água da 3C e 4C.

**Tabela 8.** Concentrações pseudototais de Ca, Pb, Se e Zn em amostras de água da 3C e 4C.

ÁGUA	COLETAS											
	3C						4C					
	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P1	P2	P3	P4	P5	P6
METAIS												
Zn	0,00	0,05	0,02	0,02	0,01	0,00	0,00	0,02	0,02	0,01	0,01	0,00
Pb	0,00	0,01	0,01	0,01	0,00	0,00	0,00	0,01	0,01	0,01	0,00	0,00
Ca	0,00	0,03	0,02	0,02	0,01	0,00	0,11	0,27	0,12	0,12	0,14	0,03
Se	0,00	0,33	0,18	0,41	0,30	0,24	0,20	0,40	0,30	0,00	0,00	0,00

Zn ( $\text{mg L}^{-1}$ ): zinco pseudototal; Pb ( $\text{mg L}^{-1}$ ): chumbo pseudototal; Ca ( $\text{mg L}^{-1}$ ): cálcio pseudototal; Se ( $\text{mg L}^{-1}$ ): selênio pseudototal

A presença do Zn pode ser justificada pela aplicação de fertilizantes minerais no solo e a presença de Ca pela lixiviação do composto orgânico aplicado na área da horta, uma vez que, amostras de solo coletadas nesta área, apresentaram concentrações elevadas de cálcio, que podem estar relacionadas com a composição do adubo orgânico aplicado no local, já que na produção do mesmo foram empregadas carcaças de animais.

Para Pb, os teores encontrados situam-se no limite permitido pela legislação vigente. Figueiredo, Capitani e Gitahy (2004), em análises da água superficial do Alto Vale do Ribeira, para constatar a presença do elemento Pb, não encontraram valores acima ao estabelecido. No entanto, Henrique, Guimarães e Fonseca (2014) notaram valores acima do permitido para este elemento, o que pode ser justificado pela presença de atividades industriais próximo ao corpo d'água do município de

Caçapava – SP. A presença de Pb no meio aquático está relacionada, principalmente, à poluição antrópica (COTTA; REZENDE; PIOVANI, 2006).

Exceto em P1, as concentrações pseudototais de Se nos demais pontos da 3C, assim como, em P1, P2 e P3 da 4C excederam o valor máximo estabelecido na resolução CONAMA 357/2005 para a concentração total de Se, ou seja, excederam  $0,01 \text{ mg L}^{-1}$ . Entretanto, de acordo com Moraes (2008), o Se é um elemento recentemente incluído na lista dos essenciais para as plantas, uma vez que faz parte do RNA transferidor que está envolvido na síntese de proteínas. Pode ser absorvido nas formas mineral e orgânica e até mesmo no estado gasoso. Deficiências de Se no solo podem ser corrigidas por meio da adubação de plantio, adicionando-se de 5 a  $15 \text{ g de Se t}^{-1}$  de fertilizante NPK, ou adubação foliar ou aplicação na própria semente. A legislação brasileira não permite sua incorporação nos fertilizantes consumidos (MORAES, 2008).

A presença dos metais nas amostras analisadas pode ser atribuída, em função da atividade agrícola com a devastação da mata ciliar do trecho em estudo e da lixiviação natural do solo da região (LIMA; SANTOS, 2012).

Os mesmos metais quantificados nas amostras de água também foram dosados em amostras de sedimento, recolhidas em pontos (P4 e P5) do corpo d'água que possibilitaram o acesso necessário para a coleta. Os resultados obtidos demonstraram ausência de As, Ba, Mo e Se nas amostras analisadas e a presença de Hg, Cr, Cd, Cu, Zn, Pb, Ni e Ca, conforme apresentado na Tabela 9.

**Tabela 9.** Concentrações pseudototais de Ca, Pb, Se e Zn em amostras de sedimento da 3C e 4C.

METAIS	SEDIMENTO			
	3 <sup>a</sup>		4 <sup>a</sup>	
	P4	P5	P4	P5
Hg	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
Cr	0,003	0,004	0,003	0,002
Cd	0,004	0,005	0,003	0,003
Cu	0,002	0,001	0,001	0,002
Zn	0,021	0,022	0,018	0,018
Pb	0,003	0,003	0,004	0,005
Ni	0,0002	0,0002	0,002	0,0002
Ca	0,0003	0,0002	0,0002	0,0002

Hg ( $\text{mg L}^{-1}$ ): mercúrio pseudototal; Cr ( $\text{mg L}^{-1}$ ): cromo pseudototal; Cd ( $\text{mg L}^{-1}$ ): cádmio pseudototal; Cu ( $\text{mg L}^{-1}$ ): cobre pseudototal; Zn ( $\text{mg L}^{-1}$ ): zinco pseudototal; Pb ( $\text{mg L}^{-1}$ ): chumbo pseudototal; Ni ( $\text{mg L}^{-1}$ ): níquel pseudototal; Ca ( $\text{mg L}^{-1}$ ): cálcio pseudototal.

Jesus et al. (2004), ao estudarem as concentrações médias dos metais encontrados nos sedimentos do sistema estuarino da Baía de Vitória encontraram concentrações elevadas de Hg pseudototal, Cu pseudototal e Zn pseudototal (0,31; 0,71 e 1,66 mg L<sup>-1</sup>, respectivamente), associando estes resultados à geologia do local e à contribuição antrópica decorrente do descarte de efluentes industriais na região.

Corbil et al. (2006), ao estudarem o sedimento de diferentes córregos pertencentes a bacia do Rio Jacaré-Guaçu (localizado no estado de São Paulo) encontraram altos valores de Cd total, Cu biodisponível (na faixa de 2 a 62 mg kg<sup>-1</sup>) e Zn biodisponível (intervalo de 3 a 444 mg kg<sup>-1</sup>) destacando como problema principal a devastação das matas ciliares, acarretando diferentes impactos nos recursos hídricos da região central do estado de São Paulo. Concluem que as maiores concentrações nesses sistemas demonstram a necessidade, em curto prazo, de manejo adequado dos recursos hídricos da região e ressaltam a importância da análise do sedimento nos estudos ambientais, uma vez que muitos organismos aquáticos (como os macroinvertebrados bentônicos) se utilizam deste para sobrevivência e alimentação.

Chen et al. (2010), ao analisarem o estuário de Yangtze (China) destacaram que anteriormente ao estudo acreditavam que os sedimentos do local apresentavam metais pesados por conta da industrialização da região metropolitana de Shanghai. No entanto, constataram baixas concentrações de metais pesados (analisaram 17 metais) na área de estudo, obtendo resultados discordantes da hipótese inicial. Concluíram que o estuário estudado não apresentava altas concentrações de metais no sedimento por conta da bacia de drenagem, que influencia a dispersão dos metais pesados no corpo d'água.

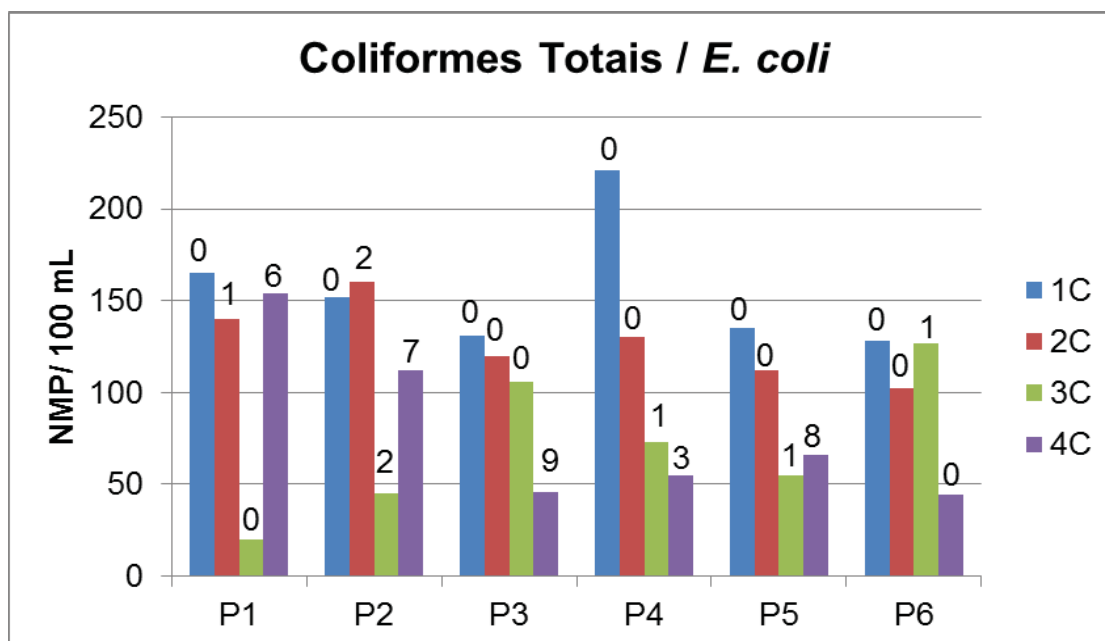
Sing e Hasnain (1999), ao avaliarem sedimentos em pontos específicos do rio Damodar, localizado na Índia, encontraram, na maioria dos pontos selecionados, baixas concentrações dos metais em análise, concluindo baixa biodisponibilidade destes, no local. Entretanto, em alguns pontos (isolados dos demais pontos de coleta) foram encontradas elevadas concentrações pseudototais dos metais Mn, Zn, Cr, Cu e Ni, justificadas pela presença de atividades de mineração.

Para a análise de  $P_{\text{total}}$  nas amostras de sedimentos, os resultados obtidos foram: na 3C, P4 e P5 apresentaram teores de 219 e 109  $\text{mg kg}^{-1}$ , respectivamente. Para a 4C, os teores foram 357 e 101  $\text{mg kg}^{-1}$ , respectivamente. Os teores encontrados neste estudo foram superiores aos relatados por Fontana (2008), analisando fósforo em sedimentos de regiões portuárias do estado de Santa Catarina e por Marins, De Paula Filho e Rocha (2007), em sedimentos ao longo do estuário do rio Jaguaribe (Ceará). No entanto, de acordo com a Resolução CONAMA 454 de 01 de novembro de 2012 que estabelece diretrizes gerais sobre sedimentos, o limite estabelecido é até 2000  $\text{mg kg}^{-1}$ . Costa, De Maria e Camargo (2010), encontraram valores de  $P_{\text{total}}$  acima do visualizado neste estudo em amostras de sedimento, o que pode ser justificado pela aplicação de lodo de esgoto no solo, uma vez que este composto apresenta em sua constituição este nutriente e uma das causas de arraste para o corpo hídrico é a lixiviação.

As variáveis medidas encontram-se dentro dos limites definidos na legislação, sugerindo que a água, neste local, apresenta qualidade adequada. A confirmação dessa qualidade se complementar por meio de análises laboratoriais microbiológicas.

## 5.2 Parâmetros microbiológicos

Entre os parâmetros microbiológicos que merecem devida atenção quando se trata de qualidade da água de irrigação, estão os coliformes totais e em específico *Escherichia coli*. De acordo com Rodrigues et al. (2011) e Thevenon e Poté (2012) a contaminação da água pela comunidade microbiana apresenta como uma das fontes os resíduos animais e é preciso monitorar e avaliar a concentração desses micro-organismos. Paruch e Maehlum (2012) destacam os coliformes totais e a *E. coli* como os indicadores de contaminação do ambiente como os mais frequentemente utilizados. A Figura 18 demonstra o Número Mais Provável (NMP) de coliformes totais e *E. coli* obtidos a partir da média dos resultados de triplicata das placas obtidas de acordo com as análises microbiológicas realizadas para determinação da presença desses micro-organismos utilizando-se kit microbiológico (Alfakit).



**Figura 21.** Número Mais Provável de coliformes totais e *E. coli* nos seis pontos amostrados das quatro coletas, sendo a quantidade de coliformes representadas pela barra de coluna e *E. coli* representada com o número sobre a barra

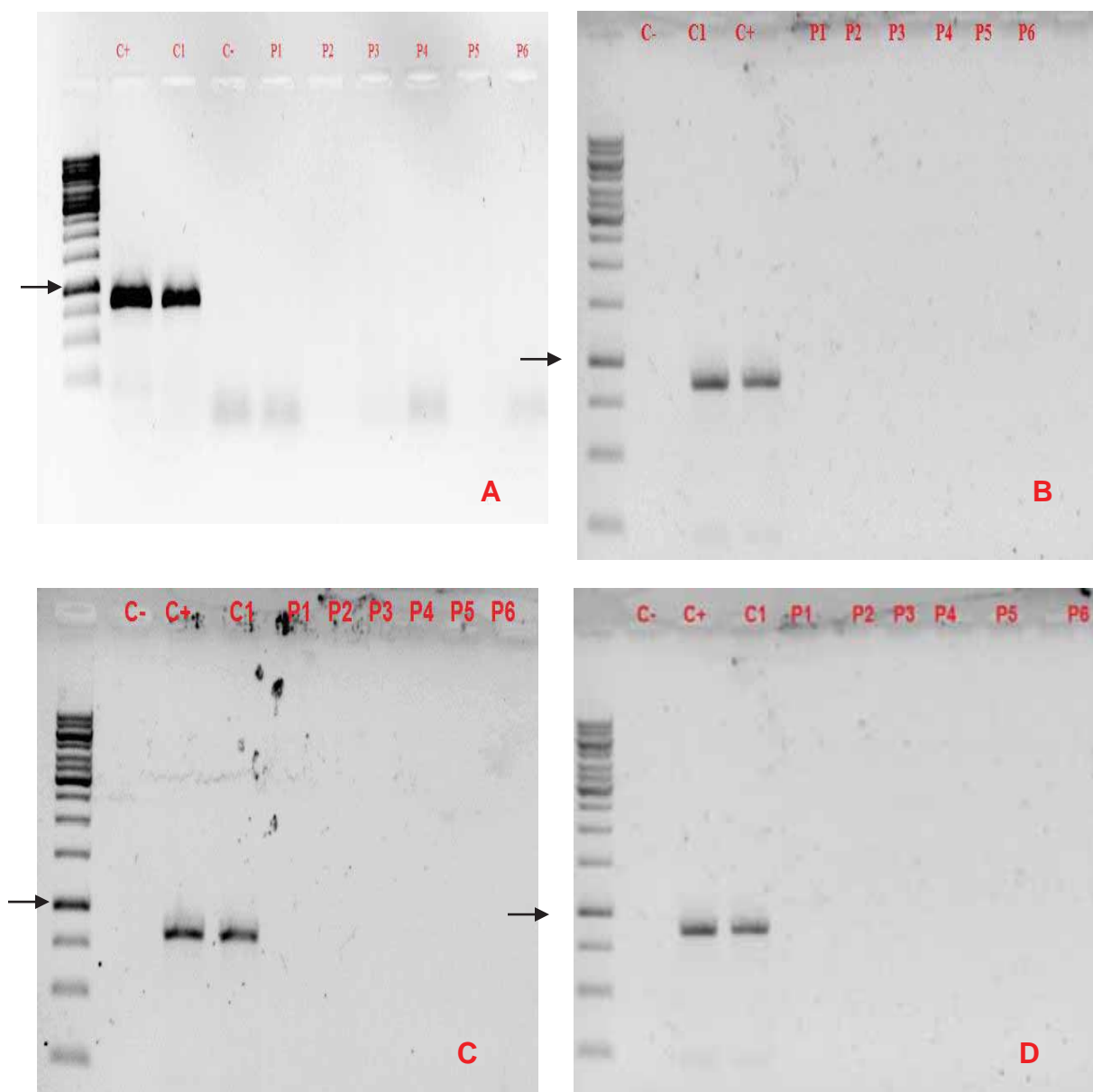
É possível notar maior incidência de coliformes totais nas amostras oriundas da 1C (abril de 2013), principalmente no P4, ou seja, a que apresentou os maiores índices pluviométricos, assim como encontrado por Hong, Qiu e Liang (2010), ao analisarem a quantidade de coliformes totais e fecais de águas ao longo de 6 locais distribuídos ao longo do rio Dongijang (China). Segundo Cha et al. (2010), a concentração de coliformes tende a ter relação direta com níveis de precipitações, portanto os meses de menores índices pluviométricos correlacionam com menor incidência desse indicador bacteriano e os que apresentam índices mais elevados, maior possibilidade de incidência dos coliformes totais. Lemos, Ferreira Neto e Dias (2010) destacam que os coliformes totais não indicam contaminação fecal recente ou presença de enteropatógenos, ressaltando que grande parte desses microorganismos podem estar presentes em solos ou em vegetais em processo de decomposição. Os mesmos autores encontraram grande número de população microbológica ao estudar a lagoa do Apodi (Rio Grande do Norte – Brasil) em um período semelhante ao apresentado neste trabalho.

Nenhuma *E. coli* foi observada nas amostras de água da primeira coleta, diferentemente do visualizado nas demais coletas. Pela análise da Figura 18, destaca-se a quantidade de *E. coli* na 4C, podendo ser explicado por uma época de seca em que os animais procuravam água para dessedentação. Um outro fato que pode explicar a presença da bactéria em questão nos pontos amostrados pode ser a presença de animais silvestres próximos ao local, uma vez que a *E. coli* é encontrada no trato intestinal dos mesmos (KAPER; NATARO; MOBLEY, 2004).

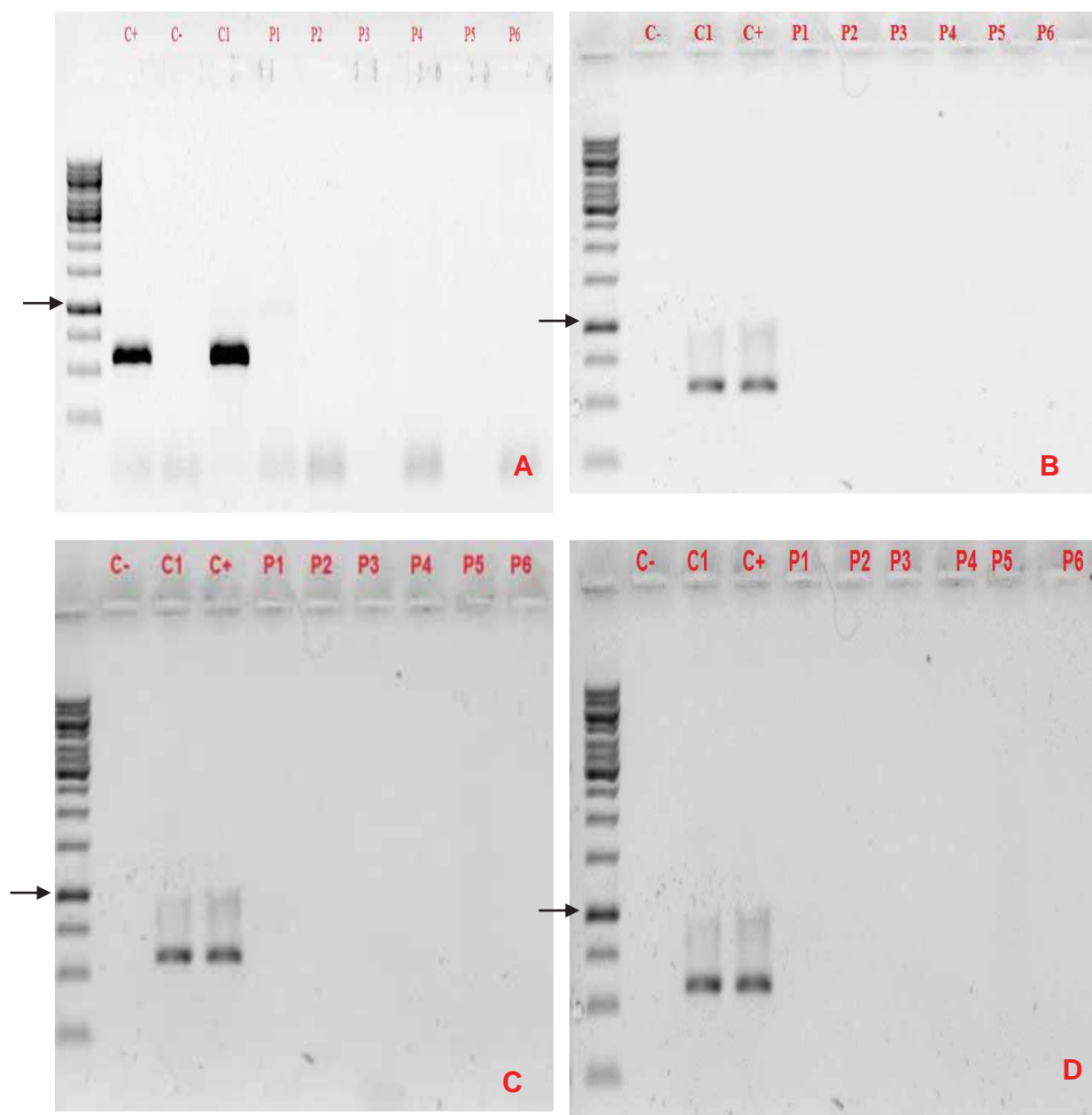
Considerando-se os resultados negativos ou de baixa concentração de bactérias classificadas como *E. coli* pela metodologia da membrana filtrante foi utilizada uma metodologia alternativa de detecção dessas bactérias, principalmente algumas com alta capacidade patogênica. Sendo assim, optou-se pelo emprego da técnica de PCR com oligonucleotídeos específicos para 3 genes de virulência dessa espécie. Os oligonucleotídeos iniciadores detectam genes de shiga toxina (gene *stx1* e *stx2*) e intimina (gene *eae*) e na reação de PCR levam ao aparecimento de amplicons contendo 388, 807 e 570pb, respectivamente.

Nem toda espécie de *E. coli* é patogênica e possui os genes de virulência que podem causar algum impacto ao ser humano ou animal, entretanto estudos realizados por Shelton et al. (2014), que mostraram a presença de cepas de *Stx* e *eae* em amostras de água de uma bacia hidrográfica do Condado de Franklin (Franklin County – Pensilvânia). No presente estudo, porém não foi possível a detecção de genes de virulência das bactérias *E. coli* nas amostras de água, conforme visualizado nas Figuras 19, 20 e 21, que demonstram a detecção dos genes *stx2*, *eae* e *stx1*, respectivamente. De modo geral, as bandas positivas de 07, 570 e 388 pb referentes à amplificação dos genes *stx 2*, *eae* e *stx1*, só apareceram em reações onde se colocou o DNA de controle positivo de *E. coli*. Nas amostras de DNAs metagenômicos obtidos das amostras de água, as reações foram negativas.

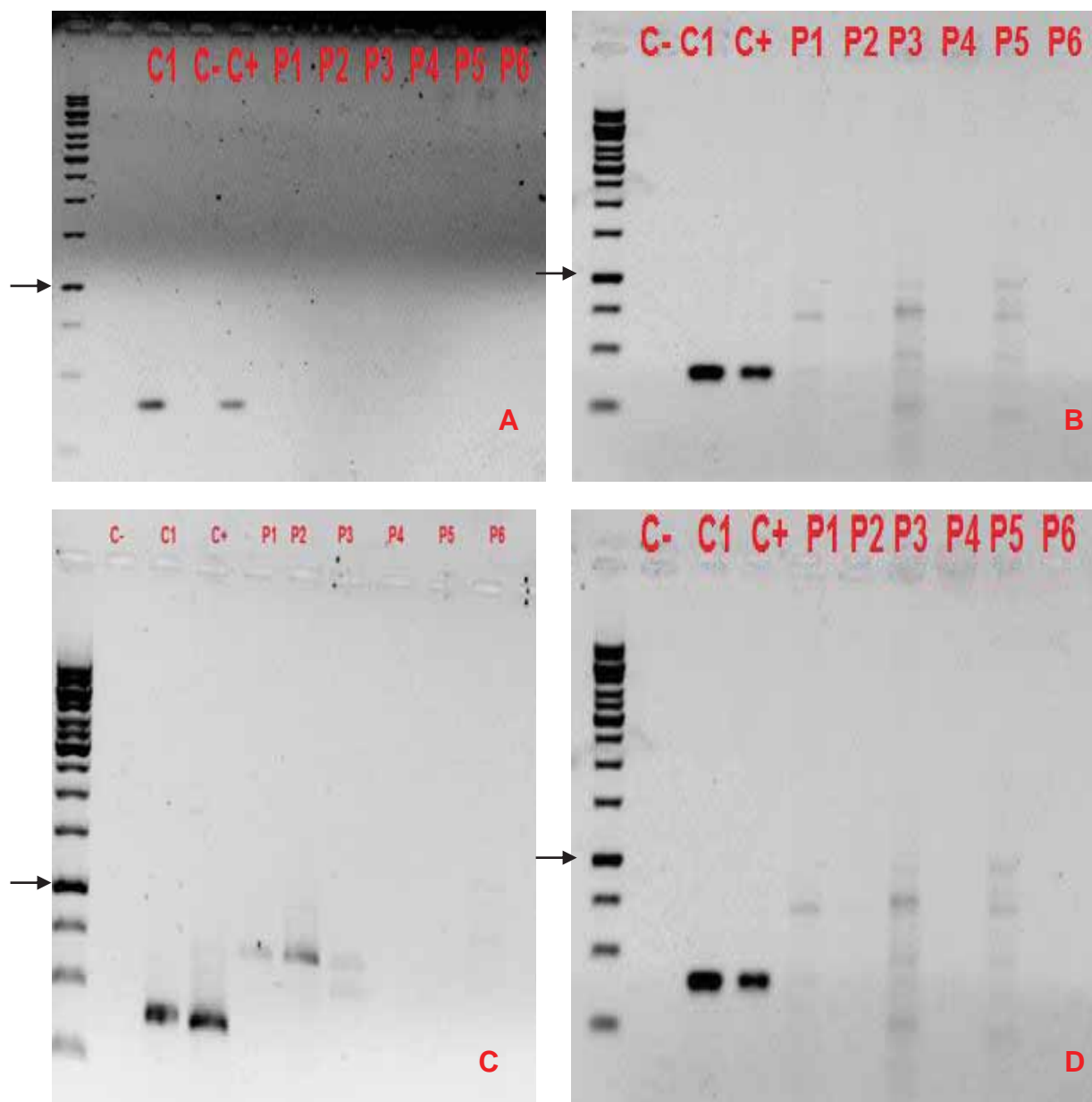




**Figura 22.** Detecção de gene *stx2* em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão:1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.



**Figura 23.** Detecção de gene *eae* em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão: 1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.



**Figura 24.** Detecção de gene *stx1* em amostras de água coletada em (A): 1C; (B): 2C; (C): 3C; (D): 4C. (C+): Controle positivo; (C1): Controle positivo mais DNA metagenômico; (C-): Controle negativo; P1-P6: Todos os pontos amostrados. Padrão:1kb DNA Ladder – Fermentas, seta 1000pb, bandas abaixo: 750, 500 e 250pb, respectivamente.

### 5.3 Comparação da população por avaliação do metabolismo de carbono

Além de avaliar a qualidade da água de acordo com os parâmetros usuais demonstrados até o momento, neste trabalho optou-se por avaliar também o potencial metabólico de degradação microbiano de alguns substratos, a fim de se

comparar a população microbiana e estimar a diversidade de organismos presentes no ambiente em cada ponto amostrado. Isso foi realizado através da avaliação da capacidade de utilização de diferentes fontes de carbono pela técnica do Biolog Ecoplate.

De acordo com a Tabela 10 a população microbiana do ambiente caracteriza como diverso entre as coletas. A Riqueza de substrato (Ss), Índice de Desenvolvimento de Cor por Placa (MDCC) e Índice de Diversidade de Shannon (H) foram calculados após 120 h de incubação porque observou-se que neste período os resultados de leitura ótica mantinham-se constantes. Os resultados das estimativas calculadas (Ss, MDCC e H) foram menores para a segunda coleta (2C) e maiores e relativamente similares em 1C, 3C e 4C, sendo que o MDCC se mostrou menor na 1C. Janniche, Spliid e Albrechtsen (2012), ao calcularem o H para amostras de água de Paris, encontraram variação de 2,97 a 3,24, indicando alta diversidade em todas as amostras, o que é semelhante ao encontrado neste trabalho (Tabela 10).

**Tabela 10.** Riqueza de substrato (Ss), Índice de Desenvolvimento de Cor por Placa (MDCC) e Índice de Diversidade de Shannon (H) calculados a partir do Ecoplate após 120h de incubação.

COLETA		P1	P2	P3	P4	P5	P6
1	<b>Ss</b>	28	28	30	14	30	27
	<b>MDCC</b>	0,85	1,54	1,52	0,09	1,45	1,00
	<b>H</b>	3,35	3,31	3,34	2,45	3,32	2,40
2	<b>Ss</b>	9	3	16	11	10	3
	<b>MDCC</b>	0,01	0,05	0,02	0,02	0,01	0,01
	<b>H</b>	2,72	2,51	3,02	2,84	2,44	1,90
3	<b>Ss</b>	29	29	30	30	30	23
	<b>MDCC</b>	1,89	1,96	1,34	1,95	1,77	1,22
	<b>H</b>	3,44	3,43	3,41	3,41	3,38	2,10
4	<b>Ss</b>	31	31	29	31	30	27
	<b>MDCC</b>	1,88	1,82	1,82	1,86	1,91	1,25
	<b>H</b>	3,44	3,43	3,42	3,42	3,44	2,64

A aplicação de ferramentas de estatística para analisar o consumo de diferentes substratos (Tabela 11) comprova que a segunda coleta diferencia-se, em

grande parte do consumo dos 31 substratos, ao nível de 1 ou 5% de probabilidade das fontes de carbono das demais coletas.

**Tabela 11.** Estatística Anova entre comparação dentro das coletas amostradas a partir da normalização dos resultados obtidos nas diferentes fontes de carbono presentes na placa Biolog Ecoplate.

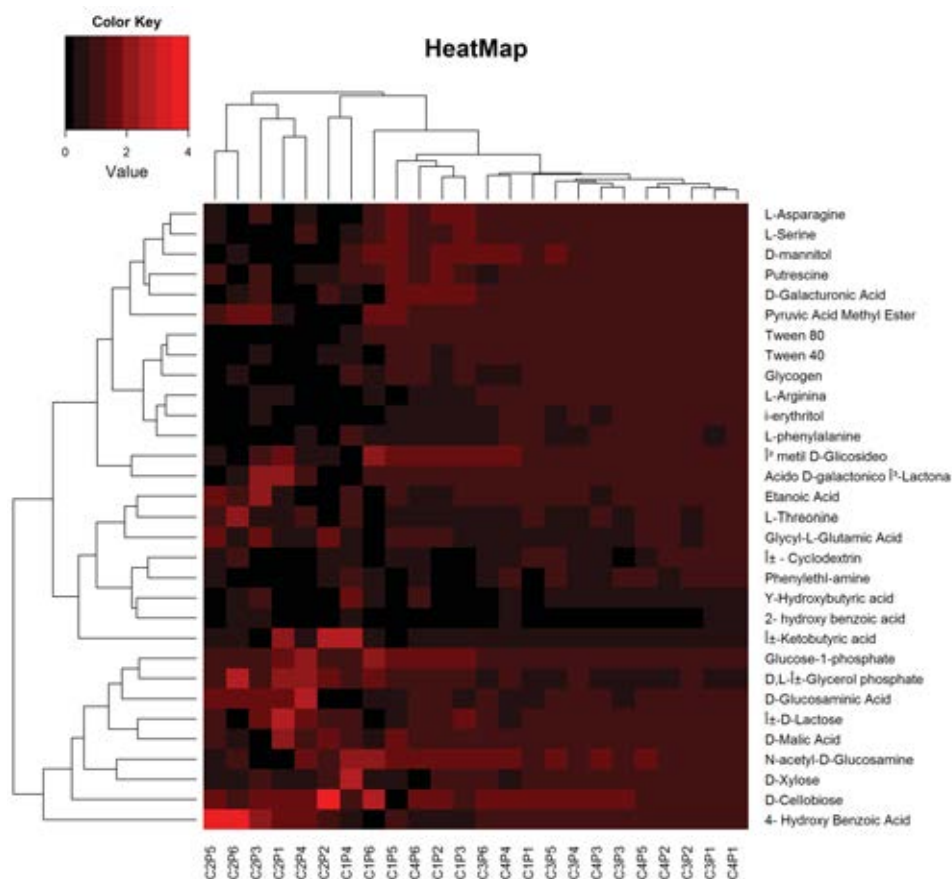
Fontes	ANOVA Coleta	2C-1C	3C-1C	4C-1C	3C-2C	4C-2C	4C-3C
Ácido 2-hidroxibenzoico	-	-	-	-	-	-	-
Ácido 4-hidroxibenzoico	+*	+*	-	-	-	-	-
Ácido D-galacturônico $\gamma$ -Lactona	-	-	-	-	-	-	-
D-Celobiose	-	-	-	-	-	-	-
Ácido D-galacturônico	+*	+**	-	-	-	-	-
Ácido D-glicosamínico	+**	-	-	+**	+**	-	-
Ácido D- málico	-	-	-	-	-	-	-
D-manitol	+**	-	-	+**	+**	-	-
D-Xilose	-	-	-	-	-	-	-
D, L – $\alpha$ Glicerol fosfato	+**	+**	-	+**	+*	+*	-
Ácido etanóico	-	-	-	-	-	-	-
Glicose – 1 – fosfato	-	+**	-	-	-	-	-
Glicogênio	+**	+**	-	-	+**	+**	-
Ácido Glicil – L – glutâmico	-	-	-	-	-	-	-

I-eritritol	+++	-	+++	-	+++	+++	-
L-Arginina	+++	-	+++	-	+++	+++	-
L-Asparagina	+++	+++	+++	-	-	+++	-
L-fenilalanina	+++	+++	+++	-	-	+++	-
L-Serina	+++	+++	+++	-	-	+++	-
L-Treonina	-	-	-	-	-	-	-
N-Acetil-D-glicosamina	+++	+++	-	-	-	-	-
Feniletlanina	+++	-	-	-	+++		-
Putrescina	+++	+++	-	-	-	+++	-
Éster metílico do ácido pirúvico	-	-	-	-	-	-	-
Tween 40	+++	+++	-	-	+++	+++	-
Tween 80	+++	+++	-	-	+++	+++	-
γ-Hydroxybutyric acid	-	-	-	-	-	-	-
α-Ciclodextrina	-	-	-	-	-	-	-
α-D-Lactose	-	-	-	-	-	-	-
Ácido γ-hidroxibutírico	-	-	-	-	-	-	-
β-Metil-D-Glicosídeo	-	-	-	-	-	-	-
Ácido 2-hidroxibenzóico	-	-	-	-	-	-	-

-: não apresentou diferenças estatísticas. +: apresentou diferenças estatísticas. \*\* e \*: significativo a 1% e 5% de probabilidade, respectivamente

A Figura 22 apresenta o heatmap gerado pela análise dos resultados considerando-se os momentos amostrados (coletas), os diferentes substratos e os tempos de avaliação, após normalização dos dados.

De acordo com a Figura 22, pode-se perceber que os ambientes são caracterizados por populações microbianas diferentes. Os dados da segunda coleta (2C) ficaram agrupados mostrando similaridade dentro dela mesma para todos os pontos de amostragem, diferindo-se das demais coletas e seus pontos respectivos. Isto pode ser justificado pelo fato de que no segundo período amostrado, não houve incidência de chuva no local, caracterizado por clima bastante seco e de calor intenso, aspectos diferentes daqueles presentes nos outros três períodos de coleta, uma vez que em dias antes do momento amostrado houve chuva intensa no local de coleta. Ainda, nota-se que a diversidade microbiana nas épocas analisadas é diferente frente aos substratos presentes. Desse modo, sugere-se que a população microbiana nos pontos amostrados não está sofrendo influência da aplicação do composto orgânico a maior influência parece ser o período de amostragem e as condições climáticas, mesmo havendo possível lixiviação do composto e/ou solo para a água.



**Figura 25.** Heatmap para as quatro coletas realizadas utilizando as 31 fontes de carbono de microplacas Biolog Ecoplate.

## 6. CONCLUSÕES

Os parâmetros físico, químicos e microbiológicos estudados indicam que, nos momentos amostrados, o ambiente não estava impactado negativamente, apesar da presença de coliformes totais e *E. coli* em alguns pontos. Porém, de acordo com o método da PCR, não há a presença de enterobactéria patogênica, significando que a água que está sendo utilizada para irrigação está em ótimas condições para tais usos.

Este estudo demonstra que o uso do composto orgânico produzido com resíduos vegetais e animais não influenciou negativamente na qualidade da água



superficial e subterrânea no local estudado, sendo alternativa importante para o destino adequado desses resíduos e em diversas comunidades.

Para futuros estudos, sugere-se analisar os pontos 1, 2, 3 e 6 com relação à presença de metais no sedimento e avaliar a comunidade bacteriana por meio de ferramentas metagenômicas.

## 7. REFERÊNCIAS

AGRITEMPO – **Sistema de Monitoramento Agrometeorológico**, 2015. Disponível em <<http://www.agritempo.gov.br/agritempo/index.jsp>>. Acesso em: 04 mai. 2015.

AKINYEMI, J. O.; SOULEYB, S. O. Monitoring the Quality of Some Sources of Irrigation Water in Different Parts of Ogun State, Nigeria. 2014 International Conference on Environment Systems Science and Engineering. **IERI Procedia**, v. 9, p. 123–128, 2014.

AMARAL, L. A.; NADER FILHO, A.; ROSSI JÚNIOR, O. D.; FERREIRA, F. L. A.; BARROS, L. S. S. Água de consumo humano como fator de risco à saúde em propriedades rurais. **Revista de Saúde Pública**, v. 37, n. 4, p. 510-514, 2003.

ANA - Agência Nacional das Águas. **Água Subterrâneas**, 2007. Disponível em <[www.ana.gov.br/.../aguasSubterr/EstudoAguasSubterraneasANA22-08-02.doc](http://www.ana.gov.br/.../aguasSubterr/EstudoAguasSubterraneasANA22-08-02.doc)> Acesso em: 15 fev. 2015.

ANA – **Agência Nacional das Águas**, 2009. Disponível em: <<http://pnqa.ana.gov.br/IndicadoresQA/IndiceQA.aspx>>. Acesso em: 05 de fev. 2015.

ANYUSHEVA, M.; LAMER, S. M.; NGUYEN, L.; NGUYEN, V. V.; STRECK, T. Fate of pesticides in combined paddy rice–fish pond farming systems in Northern Vietnam. **Journal Environmental Quality**, v. 41, p. 515–525, 2012.

APHA. **Standard methods for the examination of water and wastewater**, 2005.

ARAI, T.; OHJI, M.; HIRATA, T. **Trace metal deposition in teleost fish otolith as an environmental indicator**. *Water, Air and Soil Pollution*, v. 179, p. 255–263, 2007.

ARAÚJO, S. C. S.; SALLES, P. S. A.; SAITO, C. H. Modelos qualitativos baseados na dinâmica do oxigênio dissolvido, para avaliação da qualidade das águas em bacias hidrográficas. **Desenvolvimento tecnológico e metodológico para medição entre usuários e comitês de bacia hidrográfica**. Brasília: Departamento de Ecologia. Editora UNB, p. 9-24, 2004.

AYRES, R. S.; WESTCOT, D. W. **A qualidade da água na agricultura: Estudos, irrigação e drenagem**. Campina Grande - PB, 1999.

BAIRD, C. **Química Ambiental**. Porto Alegre: Bookman, 2004.

BALKIS, N.; CAGATAY, M. N. Factors controlling metal distributions in the surface sediments of the Erdek Bay, Sea of Marmara, Turkey. **Environment International**, v. 27, p. 1-13, 2011.

BASIMA, B. L.; SENZANJE, A.; MARSHALL, B.; SHICK, K. Impacts of land and water use on plankton diversity and water quality in small man-made reservoirs in the Limpopo basin, Zimbabwe: A preliminary investigation. **Physics and Chemistry of the Earth**, v. 31, p. 821-831, 2006.

BEEKMAN, G. B. et al. **Aspectos de sustentabilidade e vulnerabilidade dos recursos hídricos - "stress hídrico"**. In: IX Simpósio Nacional de Recursos Hídricos, Recife, 1995.

BEGON, M.; TOWNSEND, C. R.; HARPER, J. **Ecology: form individuals to ecosystems**. Ed: Blackwell Publishing, USA, 4 ed., 2006, 759 p.

BERALDO, L. G.; BORGES, C. A.; CARDOZO, M. V.; MALUTA, R. P.; RIGOBELLO, E. C.; ÁVILA, F. A. **Frequência de *Escherichia coli* shigatoxigênica (STEC) e enteropatogênica (EPEC) em propriedades de búfalos na região de Ribeirão Preto, SP**. In: Congresso Brasileira de Medicina Veterinária, 2011. Disponível em: <<http://www.sovergs.com.br/site/38conbravet/resumos/54.pdf>>. Acesso em: 05 fev. 2015.

BERNARDI, C. C. **Reúso de água para irrigação**. Brasília, DF, 2003. 52 p.

BERNARDO, S. **Manejo da irrigação na cana-de-açúcar**. Disponível em: <<http://www.agronegocio.goias.gov.br/docs/portal/seminarioIII.pdf>>. Acesso em 10 mar. 2015.

BEYRUTH, Z. **Água, agricultura e as alterações climáticas globais**. Tecnologia e Inovação Agropecuária, Água na Agropecuária - Série Técnica Apta, v. 1, n. 1, p. 73-88, 2008.

BONAI, N. C.; SOUZA-FRANCO, G. M.; FOGOLARI, O.; MOCELIN, D. J. C.; DAL MAGRO, J. Distribution of metals in the sediment of the Itá Reservoir, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensis**, v. 21, n. 2, p. 245-250, 2009.

BORGES, C. A.; BERALDO, L. G.; MALUTA, R. P.; CARDOZO, M. V.; GUTH, B. E. C.; RIGOBELLO, E. C.; ÁVILA, F. A. Shiga Toxigenic and Atypical enteropathogenic *Escherichia coli* in the Feces and Carcasses of Slaughtered Pigs. **Foodborne pathogens and disease**, v. 9, n. 12, p. 1119-1125, 2012.

BRAGA, B.; HESPANHOL, I.; CONEJO, J. G. L.; MIERZWA, J. C.; BARROS, M. T. L.; SPENCER, M.; PORTO, M.; NUCCI, N.; JULIANO, N.; EIGER, S. **Introdução à engenharia ambiental – o desafio do desenvolvimento sustentável**. Ed: Pearson, 2<sup>a</sup> ed, 2006.

BRANCO, S. M. **A água e o homem**. In: Hidrologia Ambiental, v. 3. São Paulo: Edusp – Editora da Universidade de São Paulo, p. 3-25, 1991.

BRANCO, S. M. **Hidrobiologia aplicada à engenharia sanitária**. 3.ed. São Paulo: CETESB, 1989.

BRANDÃO, C. J.; BOTELHO, M. J. C.; SATO, M. I. Z.; LAMPARELLI, M. C. **Guia nacional de coleta e preservação de amostras: água, sedimentos, comunidades aquáticas e efluentes líquidos**. São Paulo: CETESB: Brasília: ANA. 2011.

BRASIL. **Conselho Nacional de Meio Ambiente** - Resolução Nº 357, de 17 de março de 2005. Disponível em: <[www.mma.gov.br/port/conama/res/res05/res35705.pdf](http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res05/res35705.pdf)>. Acesso em: 8 mai. 2014.

BRASIL, 2004 - **PORTARIA MINISTÉRIO DA SAÚDE 518, DE 25/03/2004**. Disponível em: <[http://www.aeap.org.br/doc/portaria\\_518\\_de\\_25\\_de\\_marco\\_2004.pdf](http://www.aeap.org.br/doc/portaria_518_de_25_de_marco_2004.pdf)>. Acesso em: 18 jan. 2015.

BROLLO, M. J.; VEDOVELLO, R.; ODA, G. H. **Avaliação da vulnerabilidade natural de aquíferos à contaminação através de um sistema gerenciador de informações geoambientais – Um instrumento de gestão ambiental**. XXVII Congresso Interamericano de Engenharia Sanitária e Ambiental. São Paulo, p. 1-17, 2000.

BROWNE, N. K.; PRECHT, E.; LAST, K. S.; TODD, P. A. Photo-physiological costs associated with acute sediment stress events in three near-shore turbid water corals. **Marine Ecology Progress series**, v. 502, p.129-143, 2014.

CARDOSO, H. E. **As águas da agricultura**. In: CONTE, M.L.; LEOPOLDO, P.R. Agroanalysis Avaliação de recursos hídricos, 1998.

CARVALHO, C. E. V.; FARIA, V. V.; CAVALCANTE, M. P. O.; GOMES, M. P.; REZENDE, C. E. Heavy Metal distribution in bentonic coastal fish from Macaé Region, R.J., Brazil. **Ecotoxicology and Environmental Restoration**, v. 3, n. 2, p. 64-68, 2000.

CARVALHO, A. F.; MIYASHIRO, S.; NASSAR, A. F. C.; NODA, A. GABRIEL, D. T.; BALDASSI, L. Caracterização molecular e fenotípica de estirpes de *Escherichia coli* produtoras de shiga-toxina (STEC) não-O157 de fezes e carcaças bovinas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, p. 881-886, 2012.

CARVALHO, A. R.; SCHLITTLER, F. H. M.; TORNISIELO, V. L. Relações da atividade agropecuária com parâmetros físicos químicos da água. **Química Nova**, v. 23, n. 5, p. 618-622, 2000.

CETESB – **Águas Superficiais**, 2008. Disponível em: <<http://www.cetesb.sp.gov.br/agua/aguas-superficiais/28-ciclo-das-aguas>>. Acesso em 05 fev. 2015.

CETESB – **Águas Superficiais** - Curiosidades, 2012. Disponível em: <<http://www.cetesb.sp.gov.br/agua/aguas-superficiais/36-curiosidades>>. Acesso em 05 jun. 2014.

CHA, S.; LEE, Y. P.; CHO, K.; LEE, S.; KIM, J. Spatial and temporal variability of fecal indicator bacteria in an urban stream under different meteorological regimes. **Water Science and Technology**, v. 61, p. 3102–3108, 2010

CHAE, G. T.; KIM, K.; YUN, S. T.; KIM, K.; KIM, S. O.; CHOI, B. Y.; KIM, H. S.; RHEE, C. W. Hydrogeochemistry of alluvial groundwaters in an agricultural area: an implication for groundwater contamination susceptibility. **Chemosphere**, n. 55, v. 3, p. 369-378, 2004.

CHANG, Y. H.; KU, C. R.; YEH, N. Solar powered artificial floating island for landscape ecology and water quality improvement. **Ecological Engineering**, v. 69, p. 8–16, 2014.

CHÁVEZ, L. F.; ESCOBAR, L. F.; ANGHINONI, I.; CARVALHO, P. C. F.; MEURER, E. J. Diversidade metabólica e atividade microbiana no solo em sistema de integração lavoura-pecuária sob intensidades de pastejo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, p. 1254-1261, 2011.

CHEN, Z. Y.; SALEM, A.; XU, Z.; ZHANG, W. G. Ecological implications of heavy metal concentrations in the sediments of Burullus lagoon of Nile delta, Egypt. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, v. 86, p. 491-498, 2010.

CHINA, B.; PIRSON, V.; MAINIL, J. Typing of bovine attaching and effacing *Escherichia coli* by multiplex in vitro amplification of virulence-associated genes. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 62, p. 3462–3465, 1996.

CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE - **Resolução CONAMA N° 357 de 17 de março de 2005**, p. 58-63, 2005.

CORBIL, J. J.; STRIXINO, S. T.; DO SANTOS, A.; DEL GRANDE, M. Diagnóstico ambiental de metais e organoclorados em córregos adjacentes a áreas de cultivo de cana-de-açúcar (Estado de São Paulo, Brasil). *Química Nova*, São Paulo, v. 29, n. 1, p. 61-65, 2006.

CORCÓVIA, J. A.; CELLIGOI, A. Avaliação preliminar da qualidade da água subterrânea no município de Ibiporã- PR. *Revista de Estudos Ambientais (Online)*, v. 14, n. 2, p. 39-48, 2012.

COSTA, J. R. **Distribuição de metais em peixes marinhos ao longo do litoral sudeste do Brasil**. 2007. 43 f. Monografia (Graduação em Ciências Biológicas) – Centro de Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes, 2007.

COSTA, V. L.; DE MARIA, I. C.; CAMARGO, O. A. Transporte de fósforo pela enxurrada em latossolo que recebeu lodo de esgoto. *Bragantia*, Campinas, v. 69, n. 1, p. 115-123, 2010.

COTTA, J. A. O.; REZENDE, M. A. O.; PIOVANI, M. R. Avaliação do teor de metais em sedimento do rio Betari no Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira – Petar, São Paulo, Brasil. *Química Nova*, v. 29, n. 1, p. 40- 45, 2006.

CRUZ, P.; REIS, L.; BARROS, A.; NEVES, J.; CÂMARA, F. **Estudo comparativo da qualidade físico-química da água no período chuvoso e seco na confluência dos rios Poti e Parnaíba em Teresina/PI**. II Congresso de Pesquisa e Inovação da Rede Norte Nordeste de Educação Tecnológica, João Pessoa – PB, 2007.

CRUZ, J. C.; KONZEN, E. A.; MARRIEL, I. E.; CRUZ, I.; OLIVEIRA, J.; OLIVEIRA, M. F.; ALVARENGA, R. C. Produção de milho orgânico na agricultura familiar **Circular Técnica 81 – EMBRAPA**, 2006.

CUI, B.; ZHANG, Q.; ZHANG, K.; LIU, X.; ZHANG, H. Analyzing trophic transfer of heavy metals for food webs in the newly-formed wetlands of the Yellow River Delta, China. **Environmental Pollution**, v. 159, p. 1297-1306, 2011.

CUMAR, S. K. M.; NAGARAJA, B. Environmental impact of leachate characteristics on water quality. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 178, p. 499-505, 2011.

CUNHA, D. G. F.; CALIJURI, M. C. Análise probabilística de ocorrência de incompatibilidade da qualidade da água com o enquadramento legal de sistemas aquáticos – estudo de caso do rio Pariquera-Açu (SP). **Engenharia Sanitária Ambiental**, v. 15, n. 4, p. 337-346, 2010.

DANA O.; P.E. PORTER. 2013. **Considerations for Organic Waste Utilization in Agriculture**. <<http://www.wvu.edu/~agexten/ageng/resource/orgwast.htm>>. acesso em: 20 jan. 2015.

DAS, M.; KUMAR, A.; MOHAPATRA, M.; MUDULI, S. Evaluation of drinking quality of groundwater through multivariate techniques in urban area. **Environmental Monitoring and Assessment**, n. 166, p.149-157, 2010.

DE ABREU, L. M.; GRANEMANN, S. R.; GARTNER, I.; BERNARDES, R. S. Escolha de um programa de controle da qualidade da água para consumo humano: aplicação do método AHP. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 4, n. 2, p. 257-262, 2000.

DE FARIAS, M. S. S. **Monitoramento da qualidade da água na bacia hidrográfica do rio cabelo**. 2006. 152 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola), Universidade Federal de Campina Grande, 2006.

DE MENEZES, J. P. C. **Influência do uso e ocupação da terra na qualidade da água subterrânea e sua adequação para consumo humano e uso na agricultura**. 2012. 84 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre, 2012.

DE LIMA, D. P. **Avaliação da contaminação por metais pesados na água e nos peixes da bacia do rio Cassiporé, estado do Amapá, Amazônia, Brasil**. 2013. 147 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Tropical) - Fundação Universidade Federal do Amapá, Macapá, 2013.

DIACONO, M.; MONTEMURRO, F. Long-term effects of organic amendments on soil fertility: a review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 30, p. 401–422, 2010.

DIAS, S. G.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Physical, chemical and microbiological aspects during the dry and rainy seasons in a pond covered by macrophyte used in aquaculture water supply. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 24, p. 276-284, 2012.

D'HOSE, T.; COUGNON, M.; BLIEGHER, A.; VANDECASTEELE, B.; VIAENE, N. CORNELIS, W.; BOCKSTAELE, E. V.; REHEUL, D. The positive relationship between soil quality and crop production: A case study on the effect of farm compost application. **Applied Soil Ecology**, v. 75, p. 189-198, 2014.

DONADIO, N. M. M.; GALBIATTI, J. A.; PAULA, R. C. de. Qualidade da água de nascentes com diferentes usos do solo na bacia hidrográfica do Córrego Rico, São Paulo, Brasil. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 25, n. 1, p. 115-125, 2005.

EMBRAPA - **Agência de Informação Embrapa, 2007**. Disponível em: <[http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-açúcar/arvore/CONTAG01\\_37\\_711200516717.html](http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-açúcar/arvore/CONTAG01_37_711200516717.html)>. Acesso em: 19 fev. 2015.

ERLE, E., ROBERT, P. **Land-use and land-cover change**. In: Encyclopedia of Earth Cutler J. Cleveland: Environmental Information Coalition, National Council for Science and the Environment. Washington DC, 2010.

ESTEVEES, F. **Fundamentos da liminologia**. Rio de Janeiro. Interciência. FINEP.1998.

ESTEVEES, F.A. **Fundamentos de limnologia**. Rio de Janeiro, Ed. Interciência / FINEP, 2011.

FAO – **Land and water division**. Disponível em: <<http://www.fao.org/nr/water/>>. Acesso em: 04 jun. 2015.

FERNANDEZ, J. C.; GARRIDO, R. J. **Economia dos recursos hídricos**. Ed: EDUFBA - Salvador, 1ª Ed., 458 f., 2002.

FERREIRA, A. P.; HORTA, M. A.; CUNHA, C. L. N. Avaliação das concentrações de metais pesados no sedimento, na água e nos órgãos de Nycticorax (Garça-da-noite) na Baía de Sepetiba, RJ, Brasil. **Revista da Gestão Costeira Integrada**, v. 10, n. 2, p. 229-241, 2010.

FILIZOLA, H. F.; FERRACINI, V. L.; SANS, L. M. A.; GOMES, M. A.; FERREIRA, C. J. A. Monitoramento e avaliação do risco de contaminação por pesticidas em água superficial e subterrânea na região de Guair. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 5, p. 659-667, 2002.

FLAVEL, T. C.; MURPHY, D. V. Carbon and Nitrogen mineralization rates after application of organic amendments to soil. **Journal of Environmental Quality**, v. 35, p. 183-193, 2006.

FIGUEIREDO, B. R.; De CAPITANI, E. M.; GITAHY, L. C. Exposição humana à contaminação por chumbo e arsênio no Vale do Ribeira (SP-PR). In: Encontro da ANPPAS - Indaiatuba. **Anais...** Indaiatuba: UNICAMP, 13 p., 2004.

FONTANA, J. F. **Determinação de fósforo em amostras superficiais de sedimentos das regiões portuárias do estado de Santa Catarina, Brasil**. 2008. 49 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Química Bacharelado) – Universidade Federal de Santa Catarina, 2008.

FOSTER, S.; HIRATA, R.; GOMES, D.; D'ELIA, M.; PARIS, M. **Protección de la Calidad del Agua Subterránea - guía para empresas de agua, autoridades municipales y agencias ambientales**. Washington, D.C: Banco Internacional de Reconstrucción y Fomento/Banco Mundial, 2002.

GALVÃO, J. C. C. **Adubação orgânica na cultura do milho**. In: Encontro mineiro sobre produção orgânica de hortaliças, Viçosa- MG, v. 1, p. 36-46, 1998.

GARLAND, J. L.; MILLS, A. L.; YOUNG, J. S. Relative effectiveness of kinetic analysis vs single point readings for classifying environmental samples based on community-level physiological profiles (CLPP). **Soil Biology & Biochemistry**, v. 33, p. 1059-1066, 2001.

GLEBER, L.; BERTOL, I.; RAMOS, R. R.; LOUZADA, J. A. S.; MIQUELLUTI, D. J. Fósforo reativo: Arraste superficial sob chuvas simuladas para diferentes coberturas vegetais. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 16, n. 1, p. 99–107, 2012.

GOMES, M. V. T.; SATO, Y. Avaliação da contaminação por metais pesados em peixes do Rio São Francisco à jusante da represa de Três Marias, Minas Gerais, Brasil. **Revista Saúde e Ambiente**, v. 6, n. 1, p. 24-30, 2011.

GONÇALVES, E. M. **Avaliação da qualidade da água do rio Uberabinha – Uberlândia – MG**. 2009. 159 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Universidade Federal do Rio de Janeiro, 2009.

GRABOW, W. Waterborne diseases: update on water quality assessment and control. **Water S.A.**, Washington, v. 22, n. 2, p. 193-202, 1996.



GUIDOLINI, A. F.; ABDALA, V. L.; CARMO, D. A.; VAL, B. H. P.; VALLE JUNIOR, R. F. **Ortofosfato como parâmetro indicador de qualidade da água em diferentes pontos da bacia do rio Uberaba.** In: III Seminário de Iniciação Científica e Inovação Tecnológica, p. 1-3, 2010.

GUIMARÃES, V.; SÍGOLO, J. B. Detecção de contaminantes em espécie bioindicadora (*Corbicula fluminea*) – Rio Ribeira de Iguape – SP. **Química Nova**, v. 15, n. 3, p. 254-261, 1992.

HACKETT, C. A.; GRIFFITHS, B. S. Statistical analysis of the time-course of biology substrate utilization. **Journal of Microbiological Methods**, v. 30, p. 63-69, 1997.

HAJKOWICZ, S. A. **Value of returns to land and water and costs of degradation.** In: A Consultancy Report to the National Land and Water Resources Audit, CSIRO Land and Water, Canberra, 2002.

HAHN, M. W. The microbial diversity of Inland Waters. **Biotechnology**, v. 17, p.256-261, 2006.

HENRIQUE, R.; GUIMARÃES, R. B.; FONSECA, E. S. Contaminação ambiental por chumbo em Caçapava- SP. **Caminhos de Geografia - revista online**, v. 15, n. 50, p. 37-49, 2014.

HIRSCH, D. **No caminho das águas.** Ed: Abook, 145f., 2013.

HONG, H.; QIU, J.; LIANG, Y. Environmental factors influencing the distribution of total and fecal coliform bacteria in six water storage reservoirs in the Pearl River Delta Region, China. **Journal of Environmental Sciences**, v. 22, p. 663–668. 2010.

HOWDEN, N. J. K.; BOWES, M. J.; HUMPHRIES, N.; NEAL, C. Water quality, nutrients and the European union's Water Framework Directive in a lowland agricultural region: Suffolk, south-east England. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v. 407, p. 2966-2979, 2009.

HUNT, M.; HERRON, E.; GREEN, L. **Chlorides in Fresh Water** – Watershed Watch. 2012. Disponível em: <<http://www.uri.edu/ce/wq/ww/Publications/Chlorides.pdf>>. Acesso em: 17 jan. 2015.

HUNTER-CEVERA, J. C. The value of microbial diversity. **Current Opinion in Microbiology**, v. 1, p. 278-285, 1998.

HWANG, H.; ALEGRE, G. F.; BORRELY, S. I.; FLYNN, M. N. Avaliação de toxicidade em sedimentos do rio Juqueri (SP) com *vibrio fischeri* e *hyalella azteca*. **Revista Intertox de Toxicologia, Risco Ambiental e Sociedade**, v. 2, n. 2, 2009.

IBEKWE, A. M.; KENNEDY, A. C. Phospholipid fatty acid profiles and carbon utilization patterns for analysis of microbial community structure under field and greenhouse conditions. **FEMS Microbiology. Ecology**, v. 26, p. 151-163, 1998.

IKEM, A.; EGIEBOR, N. O.; NYAVOR, K. Trace elements in water, fish and sediment from Tuskegee Lake, Southeastern USA. **Water, Air and Soil Pollution**, v. 149, p. 51-75, 2003.

ISSAC-MARQUEZ, A. P.; LEZAMA-DAVILA, C. M.; KU-PECH, R. P.; TAMAY-SEGOVIA P. Calidad sanitaria de los suministros de agua para consumo humano en Campeche. **Salud Pública Méx**, v. 36, p. 655-661, 1994.

JANNICHE, G. S.; SPLIID, H.; ALBRECHTSEN, H. J. Microbial Community-Level Physiological Profiles (CLPP) and herbicide mineralization potential in groundwater affected by agricultural land use. **Journal of Contaminant Hydrology**, v. 140-141, p. 45-55, 2012.

JESUS, H. C.; COSTA, E. A.; MENDONÇA, A. S. F.; ZANDONAVE, E. Distribuição de metais pesados em sedimentos do sistema estuarino da Ilha de Vitória - ES. **Química Nova**, São Paulo, v. 27, n. 3, p. 378-386, 2004.

KAPER, J. B.; NATARO, J. P.; MOBLEY, H. L. T. Pathogenic *Escherichia coli*. **Nature Rev Microbiol**, v. 2, p. 123-140, 2004.

KARAK, T.; SONAR, I.; PAUL, R. K.; DAS, S.; BORUAH, R. K.; DUTTA, A. K.; DAS, D. K. Composting of cow dung and crop residues using termite mounds as bulking agent. **Bioresource Technol**, v. 169, p. 731-741, 2014.

KENT, A. D.; YANNAREL, A. C.; RUSAK, J. A.; TRIPLETT, E. W.; McMAHON, K. Synchrony in aquatic microbial community dynamics. **ISME Journal**, v. 1, p. 38-47, 2007.

KIBENA, J.; NHAPI, I.; GUMINDOGA, W. Assessing the relationship between water quality parameters and changes in landuse patterns in the Upper Manyame River, Zimbabwe. **Physics and Chemistry of the Earth**, v. 3, p. 1-11, 2013.

KING, K. W.; WILLIAMS, M. R.; MACRAE, M. L.; FAUSEY, N. R.; FRANKENBERGER, J.; SMITH, D. R.; KLEINMAN, P. J. A.; BROWN, L. C. Phosphorus Transport in Agricultural Subsurface Drainage: A Review. **J. Environmental Quality Special Section**, p. 467-485, 2014.

KULCU, R.; O. YALDIZ. The composting of agricultural wastes and the new parameter for the assessment of the process. **Ecology Engineering**, v. 69, p. 220–225, 2014.

LANDAU, E. C.; GUIMARÃES, D. P.; SOUSA, D. L. **Caracterização ambiental das áreas de concentração da agricultura irrigada por pivôs centrais na região do Matopiba**. Anais do Simpósio Regional de Geoprocessamento e Sensoriamento Remoto – GEONORDESTE, 2014. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/119287/1/Caracterizacao-ambiental.pdf>>. Acesso em: 02 mar 2015.

LEE, J. K.; CHOI, M. J.; KIM, Y. Y.; LEE, K. K. Evaluation of hydrologic data obtained from a local groundwater monitoring network in a metropolitan city, Korea. **Hydrological Processes**, Inglaterra, v. 19, n. 13, p. 2525–2537, 2005.

LEITE, N. K.; KRUSCHE, A. V.; CABIANCHI, G. M.; BALLESTER, M. V. R.; VICTORIA, R. L. Groundwater quality comparison between rural farms and riparian wells in the Western Amazon, Brazil. **Química Nova**, São Paulo, n. 1, v. 34, p. 11-15, 2011.

LEMOS, M.; FERREIRA NETO, M.; DIAS, N. S. Sazonalidade e variabilidade espacial da qualidade da água na Lagoa do Apodi, RN. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 14, n. 2, p. 155-164, 2010.

LEWIS, W. M.; WURTSBAUGH, W. A. Control of lacustrine phytoplankton by nutrients: Erosion of the phosphorous paradigm. **International Review of Hydrobiology**, v. 93, p. 446-465, 2008.

LI, Y.; XIA, B.; ZHANG, J.; LI, C.; ZHU, W. Assessing high resolution oxidation-reduction potential and soluble reactive phosphorus variation across vertical sediments and water layers in Xinghu Lake: A novel laboratory approach. **Journal of Environmental. Sciences**, v. 22, p. 982–990, 2010.

LIBÂNIO, M. **Fundamentos de qualidade e tratamento de água**. Campinas: Átomo, 2010.

LIMA, V. F.; MERÇON, F. Metais Pesados no Ensino de Química. **Química nova na escola**, v. 33, p. 199-205, 2011.

LIMA, A. S.; GARCIA, E. M. **Gestão de águas subterrâneas em ambientes insulares caso de estudo da ilha do Maio (Cabo Verde)**. VI Congresso Planejamento e Gestão das Zonas Costeiras, p. 1-22, 2011.

LIMA, J. O. G.; FRANÇA, A. M. M.; LOIOLA, H. G. Implicações Hidroquímicas da Condutividade Elétrica e do Íon Cloreto na Qualidade das Águas Subterrâneas do Semiárido Cearense. **Revista Virtual Química**, v. 6, p. 279-292, 2014.

LIMA JUNIOR, R. G. S.; ARAÚJO, F. G.; MAIA, M. F.; PINTO, A. S. S. B. Evaluation of heavy metals in fish of the Sepetiba and Ilha Grande Bays, Rio de Janeiro, Brazil. **Environmental Research Section**, v. 89, p. 171-179, 2002.

LIMA, A. M.; SANTOS, F. M. F. Análise das Propriedades Físico-Químicas e de Metais Potencialmente Tóxicos na Água do Rio Claro, Próximo a Cidade de Jataí – GO. **Revista Ciências Exatas e Naturais**, v.14, n. 2, p. 239-255, 2012.

LIU, D.; ZOU, Z. Water quality evaluation based on improved fuzzy matter-element method. **Journal of Environmental Sciences**, China, v. 24, p. 1210-1216, 2012.

LOPEZ-SAUCEDO, C.; CERNA, J. F.; VILLEGAS-SEPULVEDA, N.; THOMPSON, R.; VELAZQUES, F. R.; TORRES, J.; TARR, P. L.; ESTRADA-GARCIA, T. Simple multiplex polymerase chain reaction to detect diverse loci associated with diarrheagenic *Escherichia coli*. **Emerging Infectious Diseases**, v. 9, p. 127-131, 2006.

MACEDO, J. A. B. **Águas & Águas**. Ed: Varela – São Paulo, p. 293-314, 2000.

MAGALHÃES JUNIOR, A.P. A situação do monitoramento das águas no Brasil - Instituições e iniciativas. **Revista Brasileira de Recursos Hídricos**, Porto Alegre/RS:ABRH, v. 5, n. 3, p. 113-115, 2000.

MARENCO, J. A. **Água e mudanças climáticas**. Estudos avançados, 2008.

MADIGAN, M. I.; MARTINKO, J. M.; DUNLAP, P. V.; CLARK, D. F. **Microbiologia de Brock**. 10 ed. São Paulo: Prentice Hall, 2004.

MALAVOLTA, E. **Fertilizantes e seu impacto ambiental**. São Paulo: Prodquímica, 1994. 95p.

MANTOVANI, E. C.; BERNARDO, S.; PALARTTI, L. F. **Irrigação: princípios e métodos**. Viçosa: UFV, 2006.

MARQUELLI, W. Q.; SILVA, W. L. C.; SILVA, H. R. **Irrigação por aspersão em hortaliças/qualidade da água, aspectos do sistema e método prático de manejo**. Brasília, DF: Embrapa Informações Tecnológicas, p. 1-11, 2001.

MARINS, R. V.; DE PAULA FILHO, J.; ROCHA, C. A. S. Geoquímica de fósforo como indicadora da qualidade ambiental e dos processos estuarinos do rio Jaguaribe - costa nordeste oriental brasileira. **Química Nova**, v. 30, n. 5, p. 1208-1214, 2007.

MARTINS, L. F.; ANTUNES, L. P.; PASCON, R. C.; DE OLIVEIRA, J. C. F.; DIGIAMPIETRI, L. A.; BARBOSA, D.; PEIXOTO, B. M.; VALLIM, M. A.; VIANANIERO, C.; OSTROSKI, E. H.; TELLES, G. P.; DIAS, Z.; DA CRUZ, J. B.; JULIANO, L.; VERJOVSKI-ALMEIDA, S.; SILVA, A. M.; SETUBAL, J. C. Metagenomic Analysis of a Tropical Composting Operation at the São Paulo Zoo Park Reveals Diversity of Biomass Degradation Functions and Organisms. **PLoS ONE**, v. 8, p. 1-13, 2013.

MASCENA, A. M.; BRANDÃO, E. D.; CARVALHO, C. M. de; BEZERRA, A. K. P.; VASCONCELOS, R. S.; SOARES, A. S. N. **Diagnóstico da qualidade da água de irrigação de diferentes fontes hídricas na região do Cariri cearense**. In: Congresso nacional de irrigação e drenagem, Goiânia. Anais... Viçosa: ABID, 2006.

MASAMBA, W. R. L.; MAZVIMAVI, D. Impact on water quality of land uses along Thamalakane-Boteti River: An outlet of the Okavango Delta. **Phys. Chem. Earth**, v. 33, p. 687-694, 2008.

MCCARTHY, J. J.; GOLDMAN, J. C. Nitrogenous nutrition of marine phytoplankton in nutrient-depleted water. **Science**, v. 203, p. 670-672, 1979.

MCKERGOW, L. A.; WEAVER, D. M.; PROSSER, I. P.; GRAYSON, R. B.; REED, A. E. G. Before and after riparian management: sediment and nutrient exports from a small agricultural catchment, Western Australia. **Journal of Hydrology**, Amsterdam, v. 270, p. 253-272, 2003.

MEDEIROS, A. O.; ROSA, C. A.; BRANDÃO, L. R.; GIANI, A.; GOMES, L. N. L.; LIBKING, D. Microbial Quality of Freshwater Ecosystems of South America. In: **Water Quality: Physical, Chemical and Biological**, 2009.

MENESES, T. S. **Fauna, pesca e contaminação por metais pesados em pescado no litoral de Sergipe**. 2008. 115 f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Ambiente) – Universidade Tiradentes, Aracaju, 2008.

MERTEN, G. H.; MINELLA, J. P. Qualidade da água em bacias hidrográficas rurais: um desafio atual para a sobrevivência futura. **Agroecologia e Desenvolvimento Rural Sustentável**, Porto Alegre, v. 3, n. 4, 2002.

MINUZZI, R. B.; RIBEIRO, A. J. Requerimento de água para irrigação do milho em Santa Catarina durante eventos La Niña. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, n. 48, p. 1330-1337, 2012.

MORAES, A. J. **Manual para a avaliação da qualidade da água**. São Carlos: RiMa, 2001.

MORAES, D. S. L.; JORDÃO, B. Q. Degradação de recursos hídricos e seus efeitos sobre a saúde humana. **Revista Saúde Pública**, v. 36, n. 3, p. 370-374, 2002.

MORAIS, M. **Diversidade bacteriana do solo cultivado com cana-de-açúcar**. 2008. 88 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.

NARCISO, M. G.; GOMES, L. P. Qualidade da água subterrânea para abastecimento público na Serra das Areias, Aparecida de Goiânia - GO; Sanare. **Revista Técnica da Sanepar**, Curitiba, v. 21, n. 21, p. 4-18, 2004.

NATARO, J. P.; KAPER, J. B. Diarrheagenic *Escherichia coli*. **Clinical and Microbiological Veterinary**, Washington, v. 11, n. 1, p. 142-201, 1988.

NAVARRO, A. L. S.; PIRANHA, J. M.; PACHECO, A. Estudo de indicadores da qualidade da água em manancial superficial de abastecimento público. **Revista Ciência em Extensão**, v. 3, n. 1, 2006.

OLIVEIRA, T. M. **Diagnóstico da qualidade físico-química e biológica dos afluentes da bacia do alto rio Pirapó**. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual de Maringá, 2004.

OLIVEIRA, V. I.; MARTINS, G. R.; LEITE, S. A. F.; LEITE, B. S. **Avaliação de contaminação por *Escherichia coli* em amostras de água de lagoa**. In: II Congresso Brasileiro de Gestão Ambiental - IBEAS – Instituto Brasileiro de Estudos Ambientais, p. 1-5, 2011.

OJO, O. E.; AJUWAPE, A. T.; OTESILE, E. B.; OWADE, A. A.; OYEKUNLE, M. A.; ADETOSOYE, A. I. Potentially zoonotic shiga toxin-producing *Escherichia coli* serogroups in the faeces and meat of food-producing animals in Ibadan, Nigeria. **International Journal of Food Microbiology** v. 142, p. 214-221, 2010.

OLIVEIRA, C. A.; GERMANO, P. M. Estudo da ocorrência de enteroparasitas em hortaliças comercializadas na região metropolitana de São Paulo, SP, Brasil. I- Pesquisa de helmintos. **Revista de Saúde Pública** v. 26, p. 286-289, 1992.

PACHECO, M. A. S. R.; FONSECA, Y. S. K.; DIAS, H. G. G.; CANDIDO, V. L. P.; GOMES, A. H. S.; ARMELIN, I. M.; BERNARDES, R. Condições higiênico-sanitária de verduras e legumes comercializados no CEAGESP de Sorocaba-SP. **Higiene Alimentar**, v. 16, n. 101, p. 50-55, 2002.

PAPATHEODOROU, E. M.; EFTHIMIADOU, E.; STAMOU, G. P. Functional diversity of soil bacteria as affected by management practices and phenological stage of *Phaseolus vulgaris*. **European Journal of Soil Biology**, v. 44, p. 429-436, 2008.

PARUCH, A. M.; MAEHLUM, T. Specific features of *Escherichia coli* that distinguish it from coliform and thermotolerant coliform bacteria and define it as the most accurate indicator of faecal contamination in the environment. **Ecological Indicators**, v. 23, p. 140–142, 2012.

PAYNE, A. I. **The ecology of tropical lakes and rivers**. New York: John Wiley & Sons, 1986.

PAZ, V. P. S.; FRIZZONE, J. A.; BOTREL, T. A.; FOLEGATTI, M. V. Otimização do uso da água em sistemas de irrigação por aspersão. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 6, p. 404-408, 2002.

PEREIRA, G. C.; EBECKEN, N. F. F. Knowledge discovering for coastal waters classification. **Expert Systems with Applications**, v. 36, n. 4, p. 8604 – 8609, 2009.

PRESTON-MAFHAM, J.; BODDY, L.; RANDERSON, P. F. Analysis of microbial community functional diversity using sole-carbon-source utilisation. **FEMS Microbiology Ecology** v. 1, n. 42, p. 1-14. 2002.

PINTO, A. L.; OLIVEIRA, G. H.; PEREIRA, G. A. Avaliação da eficiência da utilização do oxigênio dissolvido como principal indicador da qualidade das águas superficiais da bacia do córrego Bom Jardim, Brasilândia/MS. **Revista GEOMAE - Geografia, Meio Ambiente e Ensino**, v. 1, n. 1, p. 69-82, 2010.

PIVELI, R. P. **Apostila “Qualidade das águas e poluição: aspectos físico-químicos”. Características físicas das águas: cor, turbidez, sólidos, temperatura, sabor e odor.** Disponível em: <<http://www.leb.esalq.usp.br/disciplinas/Fernando/leb360/Fasciculo%205%20-%20Caracteristicas%20Fisicas%20das%20Aguas.pdf>>. Acesso em: 20 jun. 2014.

PONTES, C. A. A.; SCHRAMM, F. R. Bioética da proteção e papel do Estado: problemas morais no acesso desigual à água potável. **Cadernos de Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 20, n. 5, p. 1319-1327, 2004.

REBOUÇAS, A. **Uso inteligente da água**. São Paulo: Escrituras Editora, 2004.

REBOUÇAS, A. C.; BRAGA, B.; TUNDISI, J. G. **Águas Doces no Brasil: Capital ecológico, uso e conservação**. 1ª edição. São Paulo: Escrituras editora, 1999.

RELATÓRIO DA COMISSÃO EUROPÉIA – O tesouro da vida oceânica. Disponível em: < [http://europa.eu/index\\_pt.htm](http://europa.eu/index_pt.htm)> Acesso em: 13 mar. 2013.

REIS, A. C. S.; TAVARES, S. B.; MAGALHÃES, A. P. M.; GODINHO, L. **Quantificação de parâmetros físicos-químicos do Rio Febros**. Universidade do Porto, Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, p. 30-37, 2007.

RISSATO, S. R.; LIBÂNIO, M.; GIAFFERIS, G. P.; GERENUTTI, M. Determinação de pesticidas organoclorados em água de manancial, água potável e solo na região de Bauru (SP). **Química Nova**, v. 27, n. 5, p. 739-743, 2004.

RIZZI, N. E. Função da floresta na manutenção da qualidade da água para uso humano. **Floresta**, n. 2, v. 15, p. 54-65, 1981.

RODRIGUES, M.; OLIVEIRA, A.; GUERREIRO, M.; FORTUNATO, A. B.; MENAIA, J.; DAVID, L. M.; CRAVO, A. Modeling fecal contamination in the Aljezur coastal stream (Portugal). **Ocean. Dyn.**, v. 61, p. 841-856, 2011.

ROS, M.; KLAMMER, S.; KNAPP, B.; AICHBERGER, K.; INSAM, H. Long-term effects of compost amendment of soil on functional and structural diversity and microbial activity. **Soil Use Manage**, v. 22, p. 209-218, 2006.

ROSS, P. S., BIRNBAUM, L. S. Integrated human and ecological risk assessment: A case study of Persistent Organic Pollutants (Pops) in humans and wildlife. **Human and Ecological Risk Assessment**, v. 9, p. 303-324, 2003.

SANTOS, M. A. P. F. **Avaliação da qualidade da água e sedimento da sub-bacia do Rio Corumbataí (SP) por meio de testes ecotoxicológicos**. 2008. 186 f. Tese (Doutorado em Ciências), Universidade de São Paulo, 2008.

SANTOS, A.; ALONSO, E.; CALLEJÓN, M.; JIMÉNEZ, J. C. Distribution of Zn, Cd, Pb and Cu metals in groundwater of the guadamar river basin. **Water, Air, and Soil Pollution**, v. 134, p. 275-286, 2002.

SAS INSTITUTE. **SAS/STAT user's guide**. Version 9.1.3. Cary: SAS Institute, 2008.



SBRUZZI, J. B. **Análise do comportamento espectral das águas das cavas de extração de areia do município de Osório, Rio Grande do Sul, Brasil: Aplicação na gestão costeira.** 2012. 53 f. Monografia (Bacharel em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2012.

SCANLON, B. R.; JOLLY, I.; SOPHOCLEOUS, M.; ZHANG, L. Global impacts of conversions from natural to agricultural ecosystems on water resources: Quantity versus quality. **Water Resources. Research**, v. 43, p. 1-18, 2007.

SCURACCHIO, P. A. **Qualidade da água utilizada para consumo em escolas no município de São Carlos – SP.** 2010. 59 f. Dissertação (Mestrado em Alimentos e Nutrição) – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, 2010.

SEEBAUGH, D. R.; GOTO D.; WALLACE, W. G. Bioenhancement of cadmium transfer along a multi-level food chain. **Marine Environmental Research**, v. 59, n. 5, p. 473–491, 2005.

SETTI, A. A.; LIMA, J. E. F. W.; CHAVES, A. G. M.; PEREIRA, I. C. **Introdução ao gerenciamento de recursos hídricos.** Brasília: Agência Nacional de Energia Elétrica: Agência Nacional de Águas, 2001. Disponível em: <[hidroweb.ana.gov.br/cd2/livro.doc](http://hidroweb.ana.gov.br/cd2/livro.doc)>. Acesso em: 01 fev. 2015.

SHELTON, D. R.; PACHEPSKY, Y. A.; KIEFER, L. A.; BLAUSTEIN, R. A.; MCCARTY, G. W.; DAO, T. H. Response of coliform populations in streambed sediment and water column to changes in nutrient concentrations in water. **Water Research**, v. 59, p. 316–324, 2014.

SHIKLOMANOV, I. A.; SHIKLOMANOV, A. I.; LAMMERS, R. B.; PETERSON, B. J.; VOROSMARTY, C. J. The dynamics of river water inflow to the Arctic Ocean. **NATO Science Series**, v. 70, p. 281-296, 2000.

SHUSTER, W. D.; LYE, D.; LA CRUZ, A; RHEA, K. L.; O'CONNEL, K.; KELTY, A. Assessment of residential rain barrel water quality and use in Cincinnati, Ohio. **Journal of the American Water Resources Association**, v. 4, p. 753-765, 2013.

SILVA, A. K. P.; FLORES, L. C.; GALDEANO, M. M. **Reúso de Água e suas Implicações Jurídicas.** São Paulo: Navegar Editora, 2003.

SILVA, C. T. S.; SILVA, K. F. N. L.; CARVALHO, C. M.; VIEIRA, A. J. D. **Resumos do XIX Simpósio Brasileiro de Recursos Hídricos**, Maceió, Brasil, 2011.

SILVA, I. N.; FONTES, L. O.; TAVELLA, L. B.; DE OLIVEIRA, J. B.; DE OLIVEIRA, A. C. Qualidade de água na irrigação. **ACSA – Agropecuária Científica no Semi-Árido**, v. 07, n. 3, p. 01-05, 2011.

SINGH, A. K.; HASNAIN, S. I. Environmental geochemistry of Damodar River basin, east coast of India. **Environmental Geology**, v. 37, p. 1-2, 1999.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; BRAGA, F. M. S. The feeding activity of *Colossoma macropomum* larvae (tambaqui) in fish ponds with water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) fertilizer. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 67, n. 3, p. 459-466, 2007.

SIX, J.; FREY, S. D.; THIES, R. K.; BATTEN, K. M. Bacterial and fungal contributions to carbon sequestration in agroecosystems. **Soil Science Society of America Journal**, v. 70, p. 555-569, 2006.

SOUZA, L. M.; SCHLEMMER, F.; ALENCAR, P. M.; LOPES, A. A. C.; PASSOS, S. R.; XAVIER, G. R.; FERNANDES, M. F.; MENDES, I. C.; REIS JUNIOR, F. B. Estrutura metabólica e genética de comunidades bacterianas em solo de cerrado sob diferentes manejos. **Revista Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, n. 2, p. 269-276, 2012.

STELLA, A. E. **Fatores de virulência em isolados de Escherichia coli provenientes de amostras de água, leite e fezes de bovinos leiteiros da região de Ribeirão Preto-SP, Brasil**. 2009. 85 f. Tese (Doutorado) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP Jaboticabal, 2009.

STOPELLI, I. M. B. S.; MAGALHÃES, C. P. Saúde e segurança alimentar: a questão dos agrotóxicos. **Ciência Saúde coletiva**: Rio de Janeiro, v. 10, p. 91-100, 2005.

STUTTER, M. I.; LUMSDON, D. G. Interactions of land use and dynamic river conditions on sorption equilibria between benthic sediments and river soluble reactive phosphorus concentrations. **Water Research**, v. 42, p. 4249-4260, 2008.

SUN, H.; LI, J.; TANG, L.; YANG, Z. Responses of crucian carp *Carassius auratus* to long-term exposure to nitrite and low dissolved oxygen levels. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 44, p. 224-232, 2012.

THEVENON, F.; POTÉ, J. Water pollution history of Switzerland recorded by sediments of the large and deep perialpine lakes Lucerne and Geneva. **Water air soil Poll**, v. 223, p. 6157–6169, 2012.

THEY, H.; FERREIRA, M. H.; MARINS, L. F.; ABREU, P. C. Stability of Bacterial Composition and Activity in Different Salinity Waters in the Dynamic Patos Lagoon Estuary: Evidence from a Lagrangian-Like Approach. **Microbiology Ecology**, v. 66, p. 551-562, 2013.

TENG, L.J., HSHUEH, P. R.; LIAW, S. J.; HO, S. W.; TSAI, J. C. Genetic detection of diarrheagenic *Escherichia coli* isolated from children with sporadic diarrhea. **Journal of Microbiology, Immunology and Infect**, v. 37, p. 327–334, 2004.

USEPA - **Water: Water Quality Reporting**. Disponível em: <[http://water.epa.gov/lawsregs/guidance/cwa/305b/2000report\\_index.cfm](http://water.epa.gov/lawsregs/guidance/cwa/305b/2000report_index.cfm)>. Acesso em: 17 jan. 2015.

VALLE JUNIOR, R. F.; ABDALA, V. L.; GUIDOLINI, J. F. SIQUEIRA, H. E.; CANDIDO, H. G. Diagnóstico temporal e espacial da qualidade das águas superficiais do rio Uberaba – MG. **Caminhos de Geografia Uberlândia**, v. 14, n. 45, p. 01–11, 2013.

VALENTE, J. P. S.; PADILHA, P. M.; SILVA, A. M. M. Oxigênio dissolvido (OD), demanda bioquímica de oxigênio (DBO) e demanda química de oxigênio (DQO) como parâmetros de poluição no ribeirão Lavapés/Botucatu – SP. **Eclética Química**, v. 22, p. 49-66, 1997.

VAROL, M.; GOKOT, B.; BEKLEYEN, A.; SEN, B. Spatial and temporal variations in surface water quality of the dam reservoirs in the Tigris River basin, Turkey. **Catena**, v. 92, p. 11-21, 2012.

VASCONCELOS, R. S.; LEITE, K. N.; CARVALHO, C. M.; ELOI, W. M.; DA SILVA, L. M. F.; FEITOSA, H. O. Qualidade da água utilizada para irrigação na extensão da microbacia do baixo Acaraú. **Revista Brasileira de Agricultura Irrigada**, v. 3, n. 1, p. 30–38, 2009.

VIANNA, L. S.; SILVA, K. G.; BERTOSSI, A. P. A.; MENDES, T. N.; XAVIER, T. M. T. Análise da qualidade da água para fins de irrigação na microbacia do Rio Alegre, ES. **ENCICLOPÉDIA BIOSFERA**, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v. 7, n. 12, p. 1-8, 2011.

VIGANÒ, L. Assessment of the toxicity of River Po sediments with *Ceriodaphnia dubia*. **Aquatic Toxicology**, Amsterdam, v. 47, p. 191-202, 2000.

VINODHINI, R.; NARAYANAN, M. Bioaccumulation of heavy metals in organs of fresh water fish *Cyprinus carpio* (Common carp). **Institute Journal Environment Science Technology**, v. 5, n. 2, p. 179-182, 2008.

ZAK, J. C.; WILLIG, M. R.; MOORHEAD, D. L.; WILDMAN, H. G. Functional diversity of microbial communities: a quantitative approach. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 26, p. 1101-1108, 1994.

ZAN, R. A.; ANDRÉ, A. P. A.; COUTINHO, A. P. M.; BARBOSA, N. V.; BRONDANI, F. M. M.; MENEGUETTI, D. U. O. Avaliação da qualidade das águas superficiais do rio Jamari na região da construção de uma pch no município de Monte Negro-Rondônia, Amazônia ocidental. **Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental**, v. 8, n. 8, p. 1876-1888, 2012.

ZHAO, L.; XU, Y.; SUN, R.; DENG, Z.; YANG, W.; WEI, G. Identification and characterization of the endophytic plant growth promoter *Bacillus Cereus* strain mq23 isolated from *Sophora Alopecuroides* root nodules. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 42, n. 2, p. 567-575, 2011.

YOUNG, E. O.; BRIGGS, R. D. Phosphorus Concentrations in Soil and Subsurface Water: A Field Study among Cropland and Riparian Buffers. **Journal of Environmental Quality**, v. 37, p. 69–78, 2008.

WALDOR, M. K. Bacteriophage biology and bacterial virulence. **Trends in Microbiology** v. 6, p. 295-297, 1998.

WRI – **World Resources Institute**. Disponível em: <<http://www.wri.org/>>. Acesso em: 02 fev. 2015.

## **ANEXO I: Metodologias para preservação das amostras**

### **a) Limpeza Básica de Frascaria**

- i. Frascos, tampas e batoques foram mergulhados em solução de detergentes alcalino 0,1% por tempo suficiente para facilitar a remoção dos resíduos de amostra e possíveis etiquetas;
- ii. Esfregou-se os frascos com gaspilhão até retirada total dos resíduos;
- iii. Esfregou-se com esponja de aço e detergente neutro a parte externa dos frascos;
- iv. Enxaguou-se com água corrente para retirada do detergente;
- v. Realizou-se enxágue final com água destilada ou deionizada;
- vi. Deixou-os secar com a boca para baixo sobre papel de filtro absorvente;
- vii. Após limpeza e secagem, os frascos foram tampados e armazenados em local apropriado, livre de poeira.

**b) Limpeza Especial:** os procedimentos especiais de lavagem foram adotados para a limpeza dos recipientes usados para armazenamento das amostras de água destinadas aos ensaios de fosfato, fósforo total e para os ensaios microbiológicos.

### ✓ **Ensaio de Fosfatos e Fósforo Total**

- i. Frascos e tampas foram mergulhados em solução de ácido clorídrico 10%, mantendo-os assim por no mínimo 48 horas;
- ii. Retirou-os da solução, escoando-os bem;
- iii. Enxaguou-os com água desmineralizada;
- iv. Deixou-os secar com a boca para baixo sobre papel de filtro absorvente;
- v. Tampou e armazenou em local apropriado (livre de poeira).

### ✓ **Ensaio Microbiológicos**

- i. Frascos e tampas foram lavados, interna e externamente, com solução de detergente alcalino 0,1% ou equivalente, com auxílio de gaspilhão;

- ii. Após a lavagem, os frascos foram enxaguados cerca de dez vezes em água corrente e ao final enchendo-se e esvaziando-se totalmente os frascos;
- iii. Tampas e frascos foram acondicionados em posição vertical e com o bocal voltado para baixo para retirar o excesso de água;
- iv. Após a lavagem foi necessária a adição de preservantes e a esterilização dos frascos para garantir que estivessem livres de contaminação microbológica;
- v. Um agente quelante foi adicionado, devido a suspeita da presença de metais pesados, tais como, cobre, níquel, zinco, etc., em concentrações superiores a  $0,1 \text{ mg L}^{-1}$ . Adicionou-se 0,3 mL de solução de EDTA a 15%(m/v).
- vi. Após adição do agente quelante, o frasco foi fechado e a tampa e o gargalo recobertos com papel alumínio, de modo que ficassem protegidos de contaminação decorrente de manuseio, durante processo de coleta.
- vii. Os frascos foram esterilizados em autoclave.

## **ANEXO II – Metodologias para determinação em laboratório de variáveis químicas na água e em sedimento**

### **Determinação do teor de $\text{Cl}^-$ nas amostras de água coletadas (método argentimétrico)**

Com auxílio de pipeta volumétrica, foram transferidos 100 mL de amostra para um erlenmeyer com capacidade para 250 mL. Em seguida, adicionou-se 1 mL de solução de peróxido de hidrogênio ( $\text{H}_2\text{O}_2$ , 30%) e aguardou-se por 1 minuto (com agitação). Adicionou-se 1,00 mL de solução de cromato de potássio  $3,88 \text{ mol L}^{-1}$ . A mistura resultante foi titulada com solução padrão de  $\text{AgNO}_3$   $0,0141 \text{ mol L}^{-1}$  até adquirir coloração amarelo avermelhado. Realizou-se prova em branco, com 100 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes adicionados às amostras de água analisadas. O volume de solução padrão de  $\text{AgNO}_3$  consumido na titulação do branco foi subtraído dos volumes de titulante usados na titulação das amostras de água. A metodologia analítica em questão é recomendada para águas que contenham de 0,15 até  $10 \text{ mg Cl}^- \text{ L}^{-1}$ .

### **Determinação de Nitrato, $\text{N-NO}_3^-$**

Para tubo de ensaio dotado de tampa rosqueável foram transferidos 5,00 mL da água coletada em cada ponto. Em seguida, adicionou-se 0,0500 g de uma mistura sólida de biftalato de potássio/zinco 7%, visando à redução do  $\text{NO}_3^-$  à  $\text{NO}_2^-$ , pelo zinco metálico presente em tal mistura. Após agitação manual vigorosa do tubo, durante 2 minutos, adicionou-se 0,0500 g de N-(1-N-Naftil) etilenodiamino bicloridrato e agitou-se novamente. Posteriormente, adicionou-se 0,10 mL de ácido clorídrico 15% e agitou-se o tubo. Após 15 minutos foi realizada a determinação da absorvância, em 535 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic. O branco foi preparado com 5,00 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados na análise das amostras de água. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de  $\text{NO}_3^-$  nas seguintes concentrações: 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00 e  $2,00 \text{ mg L}^{-1}$ . A metodologia

analítica em questão apresenta os seguintes limites de quantificação inferior (LQI) e superior (LQS): 0,10 e 2,50 mg L<sup>-1</sup>, respectivamente.

#### **Determinação de Nitrito, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>**

Para tubo de ensaio dotado de tampa rosqueável foram transferidos 5,00 mL da água coletada em cada ponto. Em seguida, adicionou-se 0,0500 g de biftalato de potássio e após agitação manual vigorosa do tubo, durante 2 minutos, adicionou-se 0,0500 g de N-(1-N-Naftil) etilenodiamino bicloridrato e agitou-se novamente. Posteriormente, adicionou-se 0,10 mL de ácido clorídrico 15% e agitou-se novamente o tubo. Após 15 minutos foi realizada a determinação da absorvância, em 535 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic. O branco foi preparado com 5,00 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados na análise das amostras de água. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de NO<sub>2</sub><sup>-</sup> nas seguintes concentrações: 0,01; 0,02; 0,03; 0,05; 0,10; 0,30 mg L<sup>-1</sup>. A metodologia analítica em questão apresenta os seguintes limites de quantificação inferior (LQI) e superior (LQS): 0,01 e 0,30 mg L<sup>-1</sup>, respectivamente.

#### **Determinação de Nitrogênio amoniacal, N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>**

Com auxílio de pipeta volumétrica, foram transferidos 25,00 mL de amostra para erlenmeyers com capacidade para 250 mL, aos quais foram adicionados com agitação, 1 mL de solução de fenol 11%(v/v); 1,00 mL de solução de nitroprussiato de sódio 0,5%(m/v) e 2,50 mL de solução oxidante (mistura de 100 mL de solução de citrato alcalino com 25 mL de solução hipoclorito de sódio a 5%) preparada no dia da análise. Após a adição de todos os reagentes, os recipientes foram vedados com plástico filme e permaneceram em repouso por cerca de 1 h, a temperatura ambiente, para só então realizar as medidas de absorvância em 640 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic. O branco foi preparado com 25,00 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados na análise das amostras de água. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> nas seguintes concentrações:



0,02; 0,04; 0,06; 0,08; 0,10; 0,20; 0,30; 0,40; 0,50 e 0,60 mg L<sup>-1</sup>. O limite de quantificação superior desta metodologia corresponde a 0,60 mg L<sup>-1</sup>.

#### **Determinação de Fósforo total (Método do ácido ascórbico)**

**Digestão:** em erlenmeyer com capacidade para 1,0 L foram adicionados 500 mL de amostra, medidos com auxílio de balão volumétrico; 5,00 mL de ácido sulfúrico concentrado e 10,00 mL de ácido nítrico concentrado. A mistura resultante foi aquecida em bloco de aquecimento (a aproximadamente 95°C) até quase a secura. Após resfriamento, foram acrescentados mais 2,50 mL de ácido nítrico concentrado e a mistura resultante foi levada à ebulição até quase a secura. Após resfriamento do líquido residual, foram adicionados 5,00 mL de NaOH 2 mol L<sup>-1</sup> e 1 gota de solução de fenolftaleína. À mistura resultante (incolor), adicionou-se (com auxílio de bureta) solução de NaOH 2 mol L<sup>-1</sup>, gota a gota e com agitação, até surgimento de coloração rosa claro. O branco foi preparado com 500 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados para as amostras de água.

**Análise colorimétrica:** finalizada a etapa acima, transferiu-se o conteúdo do erlenmeyer para balão volumétrico de 100 mL, contendo 8,00 mL do reagente combinado (composto por solução de ácido sulfúrico 2,50 mol L<sup>-1</sup>; tartarato de potássio e antimônio 0,0082 mol L<sup>-1</sup>; molibdato de amônio 0,047 mol L<sup>-1</sup> e ácido ascórbico 0,10 mol L<sup>-1</sup>). Acrescentou-se água deionizada até o traço de referência do balão, homogeneizou-se a mistura e após 15 minutos, realizou-se a leitura de absorbância em 680 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de fósforo nas seguintes concentrações: 0,01; 0,03; 0,06; 0,10; 0,20; 0,40 e 0,80 mg L<sup>-1</sup>. A concentração mínima de ortofosfato detectável pela metodologia analítica empregada é 0,01 mg L<sup>-1</sup>.

### **Determinação de fósforo reativo (Método do ácido ascórbico)**

As amostras foram filtradas em membrana de 0,45  $\mu\text{m}$ , com auxílio de um sistema Millipore e bomba de vácuo. Após filtração, foram transferidos 50,00 mL de amostra para erlenmeyer de 250 mL, ao qual foram adicionados 8,00 mL do reagente combinado (composto por solução de ácido sulfúrico 2,50 mol L<sup>-1</sup>; solução de tartarato de potássio e antimônio 0,0082 mol L<sup>-1</sup>; solução de molibdato de amônio 0,047 mol L<sup>-1</sup> e solução de ácido ascórbico 0,10 mol L<sup>-1</sup>), promovendo a agitação. Após 15 minutos determinou-se a absorvância em 680 nm, em espectrofotômetro modelo 20-D, de procedência Spectronic. O branco foi preparado com 50,00 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados na análise das amostras de água. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de fósforo nas seguintes concentrações: 0,01; 0,03; 0,06; 0,10; 0,20; 0,40 e 0,80 mg L<sup>-1</sup>.

### **Determinação de Demanda Química de Oxigênio (DQO)**

Para a determinação da demanda química de oxigênio foram transferidos 2,00 mL das amostras de água para tubos de ensaio com tampa rosqueável, aos quais foram adicionados cerca de 0,04 g de sulfato de mercúrio; 0,50 mL de solução padrão de dicromato de potássio 0,100 mol L<sup>-1</sup>; 0,30 mL de água deionizada e 2,50 mL de solução ácida de sulfato de prata, preparada a partir da dissolução, a frio, de 2,75 g de sulfato de prata em 272,40 mL de ácido sulfúrico concentrado. Os tubos foram aquecidos em bloco digestor, a 150°C, por duas horas. Após a etapa de digestão aguardou-se as amostras atingirem temperatura ambiente e mediu-se a DQO de cada amostra, em 430 nm, em espectrofotômetro modelo DR 2010 de procedência HACH Portable Datalogging Spectrophotometer. O branco foi preparado com 2,00 mL de água deionizada, tratados com os mesmos reagentes usados na análise das amostras de água, sendo que a solução resultante, assim como as amostras, também foi submetida à digestão.

### **Determinação de metais na água**

Em béquer com capacidade para 1,0 L foram adicionados 1,00 L de amostra, medidos com auxílio de balão volumétrico e 50,00 mL de ácido nítrico concentrado. A mistura resultante foi aquecida em chapa de aquecimento (a aproximadamente 95°C) até quase a secura. Após resfriamento, o conteúdo foi transferido quantitativamente para tubo de ensaio ao qual foram adicionados 7 mL de solução composta por ácido nítrico e ácido perclórico na proporção 2 + 1. A mistura resultante foi levada à ebulição até quase a secura e após resfriamento do líquido residual, este foi transferido quantitativamente para balão volumétrico com capacidade para 50 mL e realizada a diluição. Em seguida, a mistura resultante foi filtrada para posterior determinação dos metais no filtrado, por espectroscopia de absorção atômica com chama ar-acetileno. Para o branco, o procedimento adotado foi o mesmo, substituindo-se 1,0 L de amostra por 1,0 L de água deionizada.

### **Determinação de Fósforo no sedimento**

**Digestão:** 0,500 g de sedimento foi tratado com 7,00 mL de solução digestora composta por ácido nítrico e ácido perclórico, na proporção de 3 + 1. A mistura resultante foi aquecida até 330°C, em chapa aquecedora, por 2h. Finalizando o aquecimento, o material foi submetido à filtração e o filtrado foi diluído com água deionizada à 50,00 mL.

**Preparação do agente cromogênico:** 20 g de molibdato de amônio ( $\text{NH}_4\text{MoO}_4$ ) foram solubilizados em 250 mL de água deionizada a 90°C. Dissolveu-se 1,0000 g de metavanadato de amônio ( $\text{NH}_4\text{VO}_3$ ) em 140 mL de água deionizada a 90°C. Após essa solução atingir a temperatura ambiente, 180 mL de ácido nítrico concentrado foram adicionados a mesma, assim como, a solução de molibdato de amônio preparada inicialmente. A mistura resultante foi transferida quantitativamente para volumétrico com capacidade para 1 L e diluída com água deionizada até a capacidade volumétrica do balão.

**Análise colorimétrica:** 3,00 mL da solução resultante da etapa I foram misturados com 2,00 mL de água deionizada e 5,00 mL do agente cromogênico. Após cinco minutos a absorvância da solução resultante foi medida em 400 nm, usando espectrofotômetro modelo 20-D, procedência Spectronic. O branco foi preparado com 7,00 mL da solução digestora submetida aos mesmos tratamentos adotados para as amostras. Para obtenção da curva analítica foram usadas soluções padrões de fósforo nas seguintes concentrações: 4, 8, 12, 16 e 20 mg L<sup>-1</sup>.

### **Determinação de metais no sedimento**

Pesou-se 4,0000 g do material e colocou-o em béquer com capacidade para 100 mL. Adicionou-se 10 mL de ácido nítrico 1 +1, cobrindo o béquer com vidro de relógio. Aqueceu-se a 90-100°C por 15 minutos sem deixar ferver. Retirou-se a amostra da chapa e adicionou-se 10 mL de ácido nítrico concentrado e aqueceu-se por mais 2h30 min a 90-100°C. Retirou-se o béquer da chapa, aguardou-se o mesmo atingir temperatura ambiente e adicionou-se 2 mL de água deionizada e 10 mL de água oxigenada a 30%, que foram acrescentados aos poucos, em alíquotas de 2 mL. O béquer foi coberto com vidro de relógio e novamente aquecido a 90-100°C por cerca de 2 h, ou seja, até redução do volume para 5 mL. Interrompido o aquecimento e após o material atingir a temperatura ambiente, foram adicionados 10 mL de ácido clorídrico concentrado e a mistura resultante foi aquecida a 90-100°C por mais 15 minutos. Após resfriamento, a mistura foi filtrada e o filtrado diluído à 100 mL. Na solução resultante foi realizada por espectroscopia de absorção atômica com chama de ar-acetileno, a determinação dos metais de interesse. O branco foi preparado a partir da mistura dos reagentes usados na digestão do sedimento, para a qual foi dado o mesmo tratamento adotado para as amostras.