

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
ESCOLA DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

ANA PAULA MONSCHAU FUNCK

**QUALIDADE FÍSICO-QUÍMICA E MICROBIOLÓGICA DA ÁGUA E
AVALIAÇÃO RESIDUAL DOS PRAGUICIDAS NA CRIAÇÃO DE
TRUTAS ARCO-ÍRIS (*Oncorhynchus mykiss*) EM SISTEMA DE
RACEWAY NAS ESTAÇÕES CHUVOSA E SECA**

BELO HORIZONTE

2018

ANA PAULA MONSCHAU FUNCK

**QUALIDADE FÍSICO-QUÍMICA E MICROBIOLÓGICA DA ÁGUA E
AVALIAÇÃO RESIDUAL DOS PRAGUICIDAS NA CRIAÇÃO DE
TRUTAS ARCO-ÍRIS (*Oncorhynchus mykiss*) EM SISTEMA DE
RACEWAY NAS ESTAÇÕES CHUVOSA E SECA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais para a obtenção do título de Doutora em Zootecnia.

Área de Concentração: Produção Animal/Aquacultura.

Orientador: Prof. Dr. Kleber Campos Miranda Filho

Coorientadores:

Prof^ª. Dr^ª. Marília Martins Melo

Prof. Dr. Luciano dos Santos Rodrigues

BELO HORIZONTE

2018

F979q Funck, Ana Paula Monschau, 1975 -
Qualidade físico-química e microbiológica da água e avaliação residual dos praguicidas na criação de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema de raceway nas estações chuvosa e seca/ Ana Paula Monschau Funck. -2018.

176 f.:il

Orientador: Kleber Campos Miranda Filho

Coorientadores: Marília Martins Melo

Luciano dos Santos Rodrigues

Tese (Doutorado) apresentado à Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para obtenção do Grau de Doutora em Zootecnia.

Área de concentração: Animal/ Aquicultura.

Bibliografia: f. 60 a 94; f.125 a 130; f. 156 a 164.

Anexos: f. 166 a 176.

1- Truta – peixe– Teses - 2. Água – qualidade - Teses – 3. Impacto ambiental– Teses – 4. Aquicultura – Teses - I. Filho, Kleber Campos Miranda - II. Melo, Marília Martins – III. Rodrigues, Luciano dos Santos - IV. Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária – V. Título.

CDD – 636 08

Bibliotecária responsável Cristiane Patrícia Gomes – CRB2569
Biblioteca da Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
ESCOLA DE VETERINÁRIA
COLEGIADO DO CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

FOLHA DE APROVAÇÃO

Qualidade físico-química e microbiológica da água e avaliação residual dos praguicidas na criação de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema de raceway nas estações chuvosa e seca

ANA PAULA MONSCHAU FUNCK

Tese de Doutorado defendida e aprovada, no dia **31 de agosto de 2018**, pela Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia da Universidade Federal de Minas Gerais constituída pelos seguintes professores:

Benito Soto Blanco

Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG

Fabiano Aurélio da Silva Oliveira

Laboratório Nacional Agropecuário - LANAGRO

Mariana Guimarães Ferreira

Universidade Federal de Lavras - UFLA

Walter Motta Ferreira

Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG

Kleber Campos Miranda Filho - Orientador

Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG

Belo Horizonte, 28 de outubro de 2021.



Documento assinado eletronicamente por **Angela Maria Quintão Lana**, **Coordenador(a) de curso de pós-graduação**, em 28/10/2021, às 14:11, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **1048548** e o código CRC **EF63EA53**.

Referência: Processo nº 23072.256075/2021-38

SEI nº 1048548

TESE defendida e aprovada em 31/01/2018 pela Comissão Examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof. Dr. Kleber Campos Miranda Filho
(Orientador)

Prof. Dr. Benito Soto Blanco

Dr. Fabiano Aurélio da Silva Oliveira

Profª. Drª. Marina Guimarães Ferreira

Prof. Dr. Walter Motta Ferreira

Dedicatória

À Deus por estar sempre cuidando da minha vida e ser uma luz constante no meu horizonte permitindo que eu consiga enxergar o caminho certo a ser percorrido e por ter me dado muitas graças e por ter segurado a minha mão através dos meus familiares e amigos quando mais precisei.

Ao meu amigo José Antônio Beirão Simões, exemplo de hombridade e confiança por ser um grande presente na minha vida.

A minha mãe Fátima Terezinha Reck Monschau, ao meu irmão Carlos Henrique Monschau Funck, padraastro Eugênio Nilmar dos Santos, pela confiança, dedicação e apoio para que eu conseguisse seguir a minha jornada e alcançar o sonho desejado.

À minha filha Ana Clara Monschau Mendonça que me acompanhou, esperou e por me mostrar o verdadeiro amor.

Ao meu orientador Kleber Campos Miranda Filho, foi um privilégio receber a sua orientação. Sou uma pessoa de muita sorte por ter contado com o seu apoio e compreensão.

AGRADECIMENTOS

Ao meu Orientador Prof. Kleber Campos Miranda Filho, pela sabedoria, acolhimento, ensinamentos, paciência, confiança e disposição que tanto contribuíram para o meu crescimento os quais levarei adiante como exemplo.

A minha Coorientadora Prof^a Marília Martins Melo por ter me recebido com carinho e por me direcionar e abrir às portas para o mundo novo da Toxicologia o qual passei a admirar.

Ao meu Coorientador Prof. Luciano dos Santos Rodrigues por seu profissionalismo e contribuições essenciais para que eu pudesse terminar esta etapa.

Ao Fabiano Aurélio da Silva Oliveira pelas orientações e pela gentileza das horas de trabalho dedicadas a me auxiliar com as análises.

Aos Professores do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia que sempre contribuem para o nosso crescimento abrindo as portas para novas conquistas.

À Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária da UFMG e ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, pela possibilidade de realização do doutorado.

Ao Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia de Mato Grosso pela liberação para capacitação permitindo que esta etapa tão importante etapa da minha vida pessoal e profissional fosse alcançada.

Aos funcionários da secretaria da Pós-graduação Heloísa e Cibele pelo profissionalismo, acolhimento, atenção e carinho recebido.

A toda equipe do Laboratório de Aquacultura da UFMG – Laqua por sempre poder contar com vocês para sanar as minhas dúvidas e pela atenção recebida.

As minhas amigas Fabiana Ferreira, Edenilce de Fátima Ferreira Martins, Anne Rosa, Rebeca Passos Bispos Wanderley, Marina Guimarães Ferreira e Welliene Moreira dos Santos muito obrigada pelo apoio, cuidado e carinho.

À Lilian de Paula Gonçalves Reis pela paciência, dedicação e disponibilidade ao me ensinar o caminho para o início das extrações.

Aos que contribuíram para a execução deste trabalho a minha imensa gratidão.

“Saibamos fazer pausas para olhar os lírios do campo e as aves do céu”

Érico Veríssimo

RESUMO

Qualidade físico-química e microbiológica da água e avaliação residual dos praguicidas na criação de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema de raceway nas estações chuvosa e seca

O objetivo do presente estudo foi avaliar a qualidade da água proveniente da produção de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema *raceway* e verificar por análises cromatográficas acopladas a espectrometria de massas a presença de resíduos de praguicidas nas matrizes água, truta, solo e ração. As variáveis físico-químicas da água foram avaliadas entre as estações de chuva e seca nas truticulturas A e B, e as duas truticulturas apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) para condutividade elétrica (CE), demanda bioquímica de oxigênio (DBO), nitrogênio amoniacal ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$), fosfato (PO_4^{3-}), sólidos totais dissolvidos (STD), temperatura e turbidez. Apenas a truticultura A apresentou diferenças significativas para nitrogênio amoniacal ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$), e na truticultura B, os níveis de cloreto e pH apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$). Com a relação aos pontos de coleta, a truticultura A apresentou diferenças significativas ($p < 0,05$) para DBO e a truticultura B, apresentou diferenças significativas ($p < 0,05$) para alcalinidade e CE, sendo que as duas truticulturas apresentaram diferenças para STD. Nas avaliações microbiológicas da água para o grupo coliformes termotolerantes (truticultura A), foram observadas diferenças entre as estações de chuva e seca, mas sem diferenças entre os pontos de coleta. Na truticultura B não houve diferença entre as estações de chuva e seca. Quanto à presença da bactéria *Escherichia coli* foi verificada diferença apenas na truticultura B. Para as avaliações toxicológicas em relação à matriz água das duas truticulturas foram quantificados os inseticidas organofosforados (clorpirifós e diclorvós). Na truticultura A foi detectado e quantificado clorpirifós em 0,019 mg/L ponto A1 e diclorvós nas concentrações de 0,136 mg/L ponto A1 e 0,0465 mg/L ponto A6. Na truticultura B, o diclorvós foi quantificado em 0,0209 mg/L ponto B1 e 0,0578 mg/L ponto B9. Todas as concentrações de praguicidas descritas mostraram-se acima do Limite Máximo de Resíduos (LMR) recomendado pela União Européia. Para as matrizes solo e ração não houve detecção de resíduos de praguicidas para as duas truticulturas. Para a matriz peixe não houve detecção de resíduos na truticultura A, mas houve a detecção (dentro do limite do equipamento) na truticultura B nos tecidos: brânquias, fígado e rim. Foi demonstrado neste estudo que as alterações físico-químicas e

microbiológicas avaliadas, estão dentro dos padrões de conforto para a espécie cultivada e em conformidade com o padrão de lançamento de efluentes da legislação brasileira, demonstrando mínimo impacto aos corpos d'água receptores. As variáveis físico-químicas avaliadas podem ter proporcionado à hidrólise dos praguicidas e o período de chuva pode ter influenciado na maior quantidade de resíduos na água, mas dentro do limite de detecção do equipamento. Entretanto, o período de seca pode ter influenciado na concentração de clorpirifós e diclorvós. A identificação de resíduos nos tecidos de trutas arco-íris na truticultura B não são considerados de risco ao ser humano.

Palavras-chave: manancial, nutrientes, resíduos, coliformes, truticulturas.

ABSTRACT

Physicochemical and microbiological quality of water and residual evaluation of pesticides in the rainbow trout farm (*Oncorhynchus mykiss*) in a raceway system in rainy and dry seasons

The objective of the present study was to evaluate the water quality of rainbow trout farm (*Oncorhynchus mykiss*) in a raceway system and to verify by chromatographic analysis coupled to mass spectrometry the presence of pesticide residues in water, trout, soil and feed. The physical-chemical variables of the water were evaluated between rainfall and dry seasons in trout farms A and B, and the two truecultures presented significant differences ($p < 0.05$) for electrical conductivity (EC), biochemical oxygen demand (BOD), ammoniacal nitrogen ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$), phosphate (PO_4^{3-}), total dissolved solids (STD), temperature and turbidity. Only the trout farm A presented significant differences for ammoniacal nitrogen ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$), and trout farm B, chloride and pH levels showed significant differences ($p < 0.05$). With respect to the collection points, the trout farm A showed significant difference ($p < 0.05$) for BOD and the trout farm B, presented significant differences ($p < 0.05$) for alkalinity and EC, and the two trout farms presented differences for STD. In the microbiological evaluations of the water for the thermotolerant coliform group (trout farm A), differences between rainy and dry seasons were observed, but there were no differences between the collection points. In trout farm B there was no difference between rainy and dry seasons. As for the presence of the *Escherichia coli* bacterium, a difference was verified only in trout farm B. For the toxicological evaluations in relation to the water matrix of the two trout farms, the organophosphorus insecticides (chlorpyrifos and dichlorvos) were quantified. In the trout farm A was detected and quantified chlorpyrifos in 0,019 mg/L point A1 and dichlorvos in the concentrations of 0.136 mg/L point A1 and 0,0465 mg/L point A6. In trunculture B, dichlorvos were quantified at 0.0209 mg/L point B1 and 0.0578 mg/L point B9. All concentrations of pesticides described above were above the Maximum Residue Limit (MRL) recommended by the European Union. For soil and feed matrices there was no detection of pesticide residues for the two trout farms. For the fish matrix there was no detection of waste in trout farm A, but there was detection (within the limit of the equipment) in trout farm B in the tissues: gills, liver and kidney. It was demonstrated in this study that the physico-chemical and microbiological alterations evaluated, are within the comfort standards for the cultivated

species and in accordance with the effluent release standard of the Brazilian legislation, showing minimal impact to the receiving water bodies. The physicochemical variables evaluated may have provided the hydrolysis of the pesticides and the rainy season may have influenced the greater amount of waste in the water, but within the detection limit of the equipment. However, the dry period may have influenced the concentration of chlorpyrifos and dichlorvos. The identification of residues in the tissues of rainbow trout in trout farm B is not considered to be a risk to humans.

Keywords: stream, management, nutrients, waste, trout farm.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Exemplar de truta arco-íris	23
Artigo 1: Qualidade da água e efluentes gerados durante o cultivo de truta arco-íris em sistema <i>raceway</i> :	
Figura 1. Coliformes termotolerante contabilizados na Truticultura A com médias e desvio padrão entre as estações de chuva ($1.425,20 \pm 1.049,81$) e seca ($751,74 \pm 598,00$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância.*NMP: número mais provável	119
Figura 2. Presença de coliformes termotolerantes na Truticultura A, nos pontos de coleta A1-afluente ($1.034,34 \pm 997,43$), A4-afluente ($1.115,44 \pm 989,67$), A5-montante ($1.020,28 \pm 922,16$) e A6-jusante ($1.421,17 \pm 875,06$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável	120
Figura 3. Coliformes termotolerante contabilizados na Truticultura B com médias e desvio padrão entre as estações de chuva ($1.237,20 \pm 998,46$) e seca ($1.014,03 \pm 758,53$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância *NMP: número mais provável.....	121
Figura 4. Presença de coliformes termotolerantes na Truticultura B, nos pontos de coleta B1-afluente ($398,99 \pm 325,00$), B7-afluente ($1.359,93 \pm 942,63$), B8-montante ($1.383,57 \pm 779,48$) e B9-jusante ($2.031,17 \pm 719,22$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância *NMP: número mais provável	121
Figura 5. Presença de <i>E. coli</i> na Truticultura A, nos pontos de coleta A1-afluente ($623,60 \pm 441,09$), A4-afluente ($641,17 \pm 445,69$), A5-montante ($309,46 \pm 255,06$) e A6-jusante ($426,76 \pm 349,43$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna	

diferem entre si a 5% de significância *NMP: número mais provável 122

Figura 6. Presença de *E. coli* na Truticultura B, nos pontos de coleta B1-afluente (118,13 ± 89,20), B7-afluente (253,12 ± 161,71), B8-montante (801,78 ± 548,75) e B9-jusante (1.421,10 ± 1.111,29). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância *NMP: número mais provável 123

Artigo 2. Presença de praguicidas orgânicos em truticulturas comerciais:

Figura 1. Imagem aérea da localização dos pontos de coleta (A1 e A6) na truticultura A 137

Figura 2. Imagem aérea da localização dos pontos de coleta (B1 e B9) na truticultura B 138

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Mecanismo de ação dos herbicidas segundo a classificação de grupo, mecanismo de ação e família química	42
 Artigo 1: Qualidade da água e efluentes gerados durante o cultivo de truta arco-íris em sistema <i>raceway</i> :	
Tabela 1. Características das truticulturas comerciais A e B	101
Tabela 2. Parâmetros para avaliação da classificação dos corpos d'água Classe II, padrão de lançamento, padrões de conforto na produção de peixes e trutas arco-íris	103
Tabela 3. Parâmetros físico-químicos da qualidade da água na truticultura A durante as estações de chuva e seca	104
Tabela 4. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água na truticultura B durante as estações de chuva e seca	105
Tabela 5. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água em relação aos pontos de coleta na truticultura A	106
Tabela 6. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água em relação aos pontos de coleta na truticultura B	107
Tabela 7. Carga poluidora dos efluentes e equivalente populacional das truticulturas A e B	124
 Artigo 2: Presença de praguicidas orgânicos em truticulturas comerciais:	
Tabela 1. Características das truticulturas comerciais em sistema <i>raceway</i>	136

Tabela 2. Médias (\pm desvio padrão) dos parâmetros físico-químicos (pH, temperatura, oxigênio dissolvido e alcalinidade) avaliados sobre os pontos de coletas (A1; A6; B1; B9) durante o cultivo de trutas arco-íris em *raceway* nos períodos de chuva e seca (2014 e 2015) em duas truticulturas comerciais A e B 143

Tabela 3. Resíduos de praguicidas encontrados nas amostras de água nas truticulturas A e B durante as estações de chuva e seca 145

LISTA DE ABREVIATURAS

ACCase	Acetil-CoA carboxilase
AChE	Acetilcolinesterase
ACP	Enzima ácido fosfatase
Alc	Alcalinidade
ALP	Enzima alcalino fosfatase
ANOVA	Análise de variância
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
APHA	American Public Health Association
ALS	Acetolactato sintase
ATP	Trifosfato de adenosina
C18	Octadecilsilano
CCPR	Comitê para Resíduos de Agrotóxicos
CE	Corrente elétrica
cm	Centímetro
CONAMA	Conselho Nacional de Meio Ambiente
COPAM/CERH	Conselho Estadual de Política Ambiental/Conselho estadual de Recursos Hídricos
DBO	Demanda bioquímica de oxigênio
DHP	Dihidropteroato sintase
DIMs	Ciclohexanodionas
DQO	Demanda química de oxigênio
EPSP	5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato-sintase
FAO	<i>Food and Agriculture Organization</i>
ESI	Ionização por <i>eletrospray</i>
EtOAc	Acetato de etila
FOPs	Ariloxifenoxipropionatos
GS	Glutamina sintase
g	Grama
Hab	Habitante
HRAC	Herbicide Resistance Action Commite

IA	Ingrediente Ativo
IDA	Ingestão Diária Aceitável
IMA	Instituto Mineiro de Agropecuária
Kg	Quilograma
Kg/ano	Quilograma por ano
Kg/d	Quilograma por dia
Kg/hab/dia	Quilograma por habitante dia
Kg/mês	Quilograma mês
LANAGRO	Laboratório Nacional Agropecuário
LC-MS/MS	Cromatografia líquida e Espectrometria de Massas
LMR	Limite máximo de resíduos
LOD	Limite de detecção
LOQ	Limite de quantificação
L/s	Litros por segundo
m³	Metro cúbico
MAPA	Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
MeCN	Cianeto de metila - Acetonitrila
mg/Kg	Miligrama por quilograma
mg/L	Miligrama por litro
MgSO₄	Sulfato de magnésio
mL	Mililitro
MMA	Ministério do Meio Ambiente
MO	Matéria orgânica
MRMs	Método multiresíduos
NH₃+NH₄⁺	Nitrogênio amoniacal/Amônia total
NH₃	Amônia não ionizada
NH₄⁺	Amônia ionizada
NMP	Número mais provável
NO₂⁻	Nitrito
NO₃⁻	Nitrato
NTU	Unidade nefelométrica de turbidez
OD	Oxigênio dissolvido
OMPA	Octametil pirofosforamida

OMS	Organização Mundial de Saúde
PDS	Inibidores da biossíntese de caroteno
pH	Potencial hidrogeniônico
PNCRC	Programa Nacional de Controle de Resíduos e Contaminantes
PO₄³⁻	Fosfato
PPDB	Pesticides Properties DataBase
ppb	Partes por bilhão
ppm	Partes por milhão
PPO	Protoporfirinogeno oxidase
PSA	Amina primária secundária
QuEChERS	Quick, Easy, Cheap, Rugged and Safe
UFMG	Universidade Federal de Minas Gerais
SINDIVEG	Sindicato Nacional da Indústria de Produtos para Defesa Vegetal
STD	Sólidos totais dissolvidos
TEPP	Tetraetil pirofosfato
Temp	Temperatura
UFC	Unidade formadora de colônia
VLCFA	Inibidores da divisão celular ou inibição de ácidos graxos de cadeia muito longa
μS/cm	Micro-siemens por centímetro

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	21
2. REVISÃO DE LITERATURA	23
2.1 Classificação taxonômica da truta arco-íris	23
2.2 Aspectos biológicos e produtivos da truta arco-íris	24
2.3 Fatores ambientais e de qualidade da água que influenciam a produção de truta arco-íris	25
2.4 Sistemas de produção de trutas arco-íris em <i>raceway</i>	28
2.4.1 Aspectos da qualidade dos efluentes gerados em truticulturas	29
2.5 Bactérias do grupo coliformes e qualidade da água	31
2.6 Importância da avaliação da carga poluidora e equivalente populacional de atividades aquícolas	33
2.7 Praguicidas - características gerais	34
2.7.1 Formas de interação do praguicida com o solo e ecossistema aquático	35
2.7.2 Efeitos toxicológicos dos praguicidas sobre a biota	37
2.7.3 Características gerais dos acaricidas, fungicidas, herbicidas e inseticidas	37
2.7.4 Acaricidas	38
2.7.5 Fungicidas	40
2.7.6 Herbicidas	44
2.7.7 Inseticidas	49
2.8 Produção e consumo dos praguicidas no Brasil – contaminação da água, solo, animais e dieta (ração)	52
2.9 Aspectos da legislação: uso e destino da água, praguicidas, programas e técnicas para análises de resíduos	54
3. OBJETIVOS	59

3.1 GERAL	59
3.2 ESPECÍFICOS	59
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	60
5. ARTIGO 1 - Qualidade da água e efluentes gerados durante o cultivo de truta arco-íris em sistema <i>raceway</i>	95
6. ARTIGO 2 - Presença de praguicidas orgânicos em truticulturas comerciais.....	131
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	165
8. ANEXO	166

1. INTRODUÇÃO

A qualidade da água para produção de peixes e a quantificação e tratamento da carga poluidora gerada nos sistemas de produção são essenciais para o manejo adequado dos animais criados, assim como a manutenção da integridade dos ecossistemas aquáticos. Para produção de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792), os ambientes escolhidos são normalmente lóticos e com água de excelente qualidade. Os sistemas de produção demandam grande volume de água e, por conseguinte, a geração de efluentes pode comprometer a qualidade da água que será lançada nos corpos receptores (rios ou córregos) a jusante dos cultivos (Boa Ventura et al., 1997; Baccarin e Camargo, 2005; Camargo et al., 2011).

Para que haja equilíbrio na produção de trutas, deve-se manter a densidade de estocagem correta, assim como os padrões físico-químicos e microbiológicos adequados para a espécie (Blanco Cachafeiro, 1995), caso contrário, problemas podem se refletir na conversão alimentar, crescimento, desempenho, sanidade e segurança alimentar. Outro aspecto a ser considerado é a água de devolução, que deve atender aos padrões de lançamento dos efluentes exigidos pela legislação ambiental (Viadero Jr. et al., 2005).

A proteção do ecossistema aquático depende da manutenção dos parâmetros da qualidade da água (Dellamatrice e Monteiro, 2014), em relação aos aspectos físico-químicos e microbiológicos do manancial e da sua capacidade de autopurificação, pois o impacto provocado pelo cultivo intensivo de trutas dependerá das práticas aplicadas no sistema de produção, tamanho da truticultura, natureza e volume dos resíduos (Boaventura et al., 1997). Considera-se que a carga de resíduos no efluente seja proporcional à produção de peixes (Turcios e Papenbrock, 2014).

Amostragens periódicas e análises para avaliação da composição da água durante e depois do cultivo, podem fornecer dados indicativos do possível nível de poluição a ser gerado nos ambientes à jusante (Camargo et al., 2011; Karimi et al., 2016). Neste sentido, destaca-se que os efluentes produzidos pela atividade aquícola podem conter diferentes tipos de poluentes como bactérias patogênicas, vírus, parasitas, drogas veterinárias, resíduos de alimentos, fezes de peixes (Jones, 1990; Boaventura et al., 1997; Mirrassoli et al., 2012) e resíduos de praguicidas, afetando a biota dos ambientes naturais adjacentes (Adedeji e Okocha, 2012).

De acordo com Ali et al. (2011), a poluição do ecossistema aquático por resíduos de praguicidas, assim como seus metabólitos e subprodutos, é considerada crítica para a conservação da biodiversidade e dos recursos naturais. Logo, o aporte de contaminantes nos corpos hídricos pode provocar modificações na sua composição química e biológica (Umbuzeiro et al., 2010), uma vez que os corpos d'água adjacentes às áreas plantadas são os receptores finais dos resíduos gerados pelas atividades agropastoris (Pereira et al., 2009).

Além do risco oferecido pelas atividades antropogênicas à biodiversidade aquática pelo uso de praguicidas (Ali et al., 2011), destaca-se o risco à saúde humana, animal e a todo meio ambiente (Aktar et al., 2009), sendo que, dependendo das propriedades físico-químicas de cada praguicida, o mesmo pode possuir elevada persistência ambiental e ser acumulado especialmente nos tecidos ricos em lipídios, provocando o processo de biomagnificação ao longo da cadeia trófica (Torres et al., 1999; Silva et al., 2007; Greco et al., 2010; Mahboob et al., 2011).

A permanência do praguicida no ambiente dependerá do tempo e da frequência de exposição ao produto e a sua toxicidade dependerá da suscetibilidade do organismo afetado, das características físico-químicas dos compostos e de fatores ambientais reinantes no sistema (Tomita e Beyruth, 2002). Os efeitos provocados pela intoxicação nos organismos poderão ser letais ou subletais e observados em níveis tróficos diferentes como algas, macrófitas, microcrustáceos, moluscos e peixes (Américo et al., 2015).

A contaminação dos corpos d'água de uso aquícola pode ser uma consequência dos processos de aplicação de praguicidas orgânicos sintéticos. Este processo pode se iniciar no solo ou na superfície das plantas e, sobre efeito da lixiviação ou escoamento superficial (pós-precipitação pluvial), atingir os corpos receptores. Estas seriam as principais rotas de entrada dos praguicidas no meio hídrico (Pérez et al., 2011). O vento também pode ter influência, no referido processo, por meio da deriva de pulverização (Hamres et al., 2001). Além da água, a dieta fornecida (via alimento inerte) pode ser uma possível fonte de contaminação para organismos cultivados, pois as rações normalmente contêm resíduos de poluentes orgânicos (Sun e Chen, 2008). Em função do consumo crescente de pescado cultivado, tal fato apresenta risco para a saúde dos seres humanos. Neste sentido, para atender à demanda por produtos saudáveis e de qualidade, o cultivo de trutas arco-íris em ambiente de fluxo contínuo, empregando o sistema de *raceway*, pode contribuir com a produção de pescado com a qualidade desejada garantir a segurança alimentar e correta gestão dos recursos hídricos.

O objetivo do presente estudo foi avaliar a qualidade da água proveniente da produção de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema de *raceway* e verificar, por análises cromatográficas, a presença de resíduos de praguicidas nas matrizes água, truta, solo e ração.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 CLASSIFICAÇÃO TAXONÔMICA DA TRUTA ARCO-ÍRIS

Reino: Animalia

Sub Reino: Metazoa

Filo: Chordata

Subfilo: Vertebrata

Classe: Osteichthyes

Sub Classe: Actinopterygii

Ordem: Salmoniformes

Subordem: Salmonoidei

Família: Salmonidae

Gênero: *Oncorhynchus*

Espécie: *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792)

Nome popular: truta arco-íris (Padron et al., 2010; Froese e Pauly, 2016) (Fig. 1).



Figura 1. Exemplar de truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*).

Fonte: Revista Nature, 2017.

2.2 ASPECTOS BIOLÓGICOS E PRODUTIVOS DA TRUTA ARCO-ÍRIS

A truta arco-íris (*O. mykiss*) é nativa da Costa do Oceano Pacífico, América do Norte e Ásia, regiões de lagos e águas frias (Proença, 2001; Fornshell, 2002; Machado et al., 2007; Sato et al., 2011; Woynarovich et al., 2011). Possui o corpo coberto por escamas, apresenta hábito alimentar carnívoro e, de acordo com o tipo de alimento disponível, podem apresentar variações na sua cor e forma (Woynarovich et al., 2011). De acordo com Froese e Pauly (2016), o peso deste salmonídeo pode variar entre 2-3 kg, apresentando o comprimento máximo aproximado de 60 cm.

A fase adulta e a maturidade sexual da truta no ambiente natural ocorrem próximo aos dois anos de vida (Machado et al., 2007; Froese e Pauly, 2016) e, nesta época, os machos desenvolvem mais a mandíbula inferior, caracterizando o dimorfismo sexual (Parrado et al., 2012). Neste período, iniciam o processo de reprodução ao migrar para as cabeceiras dos rios com águas limpas, ricas em oxigênio, onde desovam uma vez por ano nas estações de temperaturas mais baixas (9 à 14°C), formando seus ninhos em fundo arenosos com pouca correnteza, onde os ovos fertilizados são cobertos com areia (FAO, 2012). O tempo de incubação dos ovos pode variar de 20 a 35 dias, dependendo da temperatura da água.

Em cativeiro, as trutas não se reproduzem naturalmente, sendo necessária a extrusão manual dos ovócitos e espermatozóides (por compressão abdominal), dos reprodutores que alcançaram a maturidade sexual. Neste sentido, a obtenção de variedades comerciais de trutas com aspectos zootécnicos como rusticidade, crescimento rápido, aceitação de alimento artificial e maior resistência a doenças, permitiu sua adaptação ao cultivo em escala comercial (Fornshell, 2002), com introdução em alguns países com condições climáticas favoráveis. Atualmente a espécie é criada na América do Sul, mais especificamente na Argentina, Brasil, Bolívia, Chile, Colômbia, Equador, Peru e Venezuela (Woynarovich et al., 2011).

No Brasil, em 1949 chegaram os primeiros ovos embrionados vindos da Dinamarca pela iniciativa do Ministério da Agricultura (Proença et al., 2001; Sato, 2011). A importação dos ovos foi estimulada pelas pesquisas relatadas por Ascânio de Faria sobre os rios das regiões montanhosas do sudeste brasileiro, os quais apresentavam topografia acidentada e águas frias compatíveis com as características necessárias para o desenvolvimento da truta arco-íris (Proença et al., 2001).

Esta espécie, inicialmente foi apreciada para pesca esportiva (Froese e Pauly, 2016), mas por apresentar carne de excelente qualidade, elevado valor comercial e alto grau de

domesticação (Proença et al., 2001; Sato et al., 2011), começou a ser cultivada no Brasil com fins comerciais (Proença et al., 2001).

Em cativeiro, a criação de trutas pode ser realizada em tanques ou gaiolas, onde a engorda pode durar de 7-12 meses, sendo que os fatores ambientais como temperatura da água e oxigênio dissolvido (OD), podem interferir no seu crescimento. Adicionalmente, a densidade de estocagem, a alimentação e as características genéticas são fatores determinantes para sua produção (Padron et al., 2010).

Por ser um peixe com hábito alimentar carnívoro, a ração para trutas pode conter em torno de 42 e 48% de proteína bruta e 16 e 24% de lipídios, o que pode variar com a fase de desenvolvimento do animal devido às mudanças no seu metabolismo (Hardy, 2002).

Para a truticultura, o sistema de produção adotado e o mercado consumidor são fatores determinantes para se definir o peso do animal para a venda. Destaca-se que nos Estados Unidos, as trutas são comercializadas em torno de 450-600 g, na Europa entre 1-2 Kg, no Canadá, Chile, Noruega, Suécia e Finlândia em torno de 3-5 Kg (FAO, 2014). No Brasil, o peso comercial fica entre 250-350 g (Neto et al., 2017).

O principal mercado consumidor das trutas arco-íris produzidas no Brasil, está localizado nas Regiões Sudeste e Sul do país, onde é vendida eviscerada (fresca e congelada), resfriada, viva (em pesqueiros), filetada (congelada), defumada e pré-cozida (Sato et al., 2011).

2.3 FATORES AMBIENTAIS E ÍNDICES DE QUALIDADE DA ÁGUA QUE INFLUENCIAM A PRODUÇÃO DE TRUTA ARCO-ÍRIS

A escolha do local para instalação de uma truticultura depende principalmente das condições climáticas que envolvem fatores como altitude, temperatura e quantidade de oxigênio dissolvido (OD) na água (Proença et al., 2001). As áreas, que reúnem características propícias para tal atividade no Brasil, são representadas pelas regiões serranas dos estados de Minas Gerais, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, que possuem elevadas altitudes com baixas temperaturas. Nesses locais, a produção de *O. mykiss* atingiu 1.590,01 toneladas para o ano de 2014 (BRASIL, 2015). Além das condições climáticas (Woynarovich et al., 2011), fatores como qualidade e quantidade de água são determinantes para produção de trutas, restringindo à sua sobrevivência à água muito limpa com fluxo rápido (Luna-Imbacuán et al., 2016).

Destaca-se que o um dos fatores limitantes para produzir este salmonídeo é a concentração de OD no meio, que deve estar acima de 5,5 mg/L (Blanco Cachafeiro, 1995; Parrado et al., 2012). Outra variável importante é a concentração de amônia total ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$) na água, que está associada ao catabolismo das proteínas e será excretada pelos peixes (Moogouei et al., 2010), principalmente via epitélio branquial. Assim, devido a produção endógena da amônia pelos peixes quando a concentração de amônia está elevada na água ela pode reduzir ou impedir a sua excreção, levando ao acúmulo da mesma no plasma sanguíneo que pode provocar mortalidade (Brinkman et al., 2009).

Diante do exposto, o nível aceitável para o cultivo de trutas deve ser menor que 0,02 mg/L de amônia não ionizada (NH_3) (Blanco Cachafeiro, 1995) e seu equilíbrio, dependente da temperatura, salinidade e, principalmente, do pH. Quando ocorrem aumentos nestes fatores, como valor do pH acima de 8,0 (alcalino) e temperatura acima de 26°C, a proporção de NH_3 também aumenta, podendo tornar o ambiente extremamente tóxico para organismos aquáticos (Fornshell, 2002; Arana, 2010; Moogouei et al., 2010). De acordo com Solbé e Shurben (1989), a truta arco-íris apresenta elevada susceptibilidade à intoxicação por NH_3 e este composto nitrogenado pode provocar alta mortalidade, principalmente nos estágios iniciais após a fertilização. Além disso, em outras espécies o aumento da amônia não ionizada no ambiente pode causar redução na sobrevivência em larvas, malformação do saco vitelínico, curvaturas na coluna, escurecimento da pele e olhos (El-greisy et al., 2016), bem como danos ao sistema nervoso com os sintomas hiperventilação, hiperexcitabilidade e perda do equilíbrio (Mckenzie et al., 2009).

A amônia excretada pelos organismos aquáticos é oxidada em nitrato pela ação das bactérias quimioautotróficas, Nitrosomonas e Nitrobacter, que transformam o amônio (NH_4^+) em nitrito (NO_2^-) e, em seguida em nitrato (NO_3^-).

Como resultado do processo intermediário de nitrificação da amônia no meio aquático, o nitrito (NO_2^-) pode ter efeito danoso no organismo das trutas pois pode oxidar a hemoglobina transformando-a em metahemoglobina e provocar a morte por asfixia. No entanto, os níveis máximos recomendados na água estão entre 0,02-2,0 mg/L. No entanto com final do processo de nitrificação tem-se o nitrato que apresenta baixa toxicidade para peixes, mas, pode ser tóxico em sistemas fechados quando as concentrações deste composto nitrogenado aumentam, podendo ultrapassar a faixa de segurança descrita por Arana (2010), como sendo de 10 mg/L de NO_3^- .

A temperatura ideal da água para a criação de trutas pode variar entre 9 e 20°C, mas próximo à 10°C torna-se ideal para sua reprodução. Já o melhor desempenho da truta (crescimento e engorda) ocorre em temperaturas em torno de 15°C, apresentando bom estado sanitário (Blanco Cachafeiro, 1995; Proença et al., 2001; Parrado et al., 2012). Porém, cada grau acima ou abaixo do seu ótimo pode influenciar o metabolismo das trutas, alterando o seu crescimento (Klontz, 1991), maturidade sexual e taxas de incubação dos ovos (Parrado et al., 2012).

A temperatura acima de 20°C pode interferir no cultivo de trutas. Entre as consequências negativas para o cultivo destaca-se a menor solubilidade do OD no meio o que pode provocar o maior consumo de oxigênio (Blanco Cachafeiro, 1995; Arana, 2010) e devido às mudanças no seu metabolismo ocorre a maior excreção de compostos nitrogenados no meio aumentando a proporção de amônia não ionizada no mesmo (Blanco Cachafeiro, 1995; Arana, 2010; Parrado et al., 2012).

Outros aspectos da qualidade da água para produção de trutas arco-íris devem ser considerados como a alcalinidade, com níveis recomendados entre 20-200 mg/L carbonato de cálcio (CaCO₃) (Blanco Cachafeiro, 1995). Estes níveis podem ser alterados dependendo das concentrações de hidróxidos, carbonatos e bicarbonatos (Arana, 2010), pois seus níveis na água doce são influenciados pelo tipo de solo, formação geológica do curso do rio e processos erosivos (Camargo et al., 2011; Fadaeifard et al., 2012).

O equilíbrio da alcalinidade exerce influência sobre o pH (Bhatnagar e Devi, 2013), sendo este também limitante para o cultivo de peixes, e para trutas arco-íris o recomendado está entre 6,0 e 8,5. Entretanto, Blanco Cachafeiro (1995) indica um pH ligeiramente ácido (6,5) como sendo o ideal para a espécie. As mudanças que geram variação do pH da água dos mananciais dependem da origem dos recursos hídricos, condições geológicas e variedade de plantas aquáticas. Além disso, a descarga de águas residuais (ácidas e alcalinas) e esgotos podem influenciar nas alterações de pH pela presença de diferentes tipos de minerais dissolvidos na água (Fadaeifard et al., 2012).

A condutividade elétrica (CE) é a capacidade que água possui de conduzir corrente elétrica através da dissolução dos íons, que podem ser sódio, cálcio, magnésio e potássio (íons com carga positiva) e cloreto, sulfato, carbonato e bicarbonato (íons carregados negativamente), entretanto nitratos e fosfatos podem ter uma menor contribuição, mas tem grande importância biológica (CWT, 2004), sendo influenciados pelas mudanças de pH e temperatura. Águas com pH 4,0 também podem apresentar altos valores de condutividade

elétrica devido a presença de compostos húmicos (Esteves et al., 2011), gerados pela deterioração de restos animais e vegetais. Aumentos na temperatura (acima de 16,8°C até 41,7°C) representam elevação na condutividade elétrica, pois permitem a maior dissociação de íons na água (Mandal, 2014). A condutividade elétrica também é um indicador da presença de sólidos totais dissolvidos (STD), devido às concentrações de íons anteriormente citados (Hayashi, 2004).

A presença de sais dissolvidos na água demandaria por parte dos peixes, gasto energético com osmorregulação e, em excesso, poderia interferir nos processos de permeabilidade das membranas das brânquias promovendo lesões (Bhatnagar e Devi, 2013). Raramente este tende a ser um problema na criação de trutas em cativeiro.

Contudo, fatores relacionados às mudanças climáticas, como variações nos regimes de chuvas, também podem alterar a qualidade da água das truticulturas. Como exemplo, o aumento da presença de STD e mudanças de turbidez da água, sendo que esta última pode estar relacionada a presença de silte, argila, partículas finas de matéria inorgânica, compostos orgânicos solúveis, plâncton e outros microorganismos (Chapman e Kimstach, 1996; Bhatnagar e Devi, 2013).

Todos os aspectos relatados também podem ser influenciados pela presença de contaminantes na água, pois além das consequências negativas para o ecossistema ainda podem refletir no desempenho dos animais mantidos nos sistemas de produção.

2.4 SISTEMA DE PRODUÇÃO DE TRUTAS ARCO-ÍRIS EM RACEWAY

Conforme descrito, *O. mykiss* adapta-se bem aos sistemas superintensivos com elevada circulação de água (fluxo contínuo) porque essa espécie necessita de uma grande oferta de OD no meio (Blanco Cachafeiro, 1995; Crepaldi et al., 2006; Parrado et al., 2012). Esses sistemas lóticos de criação recebem a denominação de *raceway*, ou seja, são sistemas dinâmicos onde a água não fica estagnada, com isso, evitam que a matéria orgânica (MO) fique depositada no fundo e interfira na qualidade da água do cultivo. O sistema de *raceway* requer, diariamente, água de qualidade e fluxo elevado (Proença et al., 2001), com renovação rápida várias vezes ao dia.

Como destacado anteriormente, a instalação de uma truticultura depende decisivamente da temperatura e do volume da água, pois o escalonamento da produção e a quantidade de peixe a ser produzido são determinados pelo menor volume de água disponível

ao decorrer do ano, tendo como base o período de estiagem. O volume de água também definirá o tipo de sistema a ser usado e o número de unidades a serem construídas (Blanco Cachafeiro, 1995). Os tanques para produção de trutas podem ser construídos em concreto, com forma retangular ou circular, devem ser rasos e permitir uma alta densidade de estocagem (Crepaldi et al., 2006). Os tanques feitos em concreto possuem maior resistência à erosão e maior eficiência hidráulica, o que facilita o manejo (Blanco Cachafeiro, 1995). O terreno a ser utilizado deve apresentar diferenças de nível, maiores que 6%, para facilitar a disposição dos tanques e permitir a maior eficiência na captação e drenagem da água. Neste sentido, a densidade de estocagem deve diminuir progressivamente do primeiro para o último tanque (Crepaldi et al., 2006).

Devido à elevada densidade de estocagem e ao considerável arraçoamento, deve-se ter atenção ao tipo de efluente que é gerado e a qualidade do mesmo, pois irá abastecer o corpo receptor, desta forma o produtor deve atender os padrões de lançamento exigidos pelos órgãos ambientais, determinados por meio de legislação própria (Federal ou Estadual). Neste sentido, pode-se utilizar como referência as Resoluções CONAMA N° 357/2005, N° 274/2000, N° 430/2011 e a Deliberação normativa conjunta - COPAM/CERH-MG, N°1/2008, para avaliações da qualidade da água e efluentes gerados pelas truticulturas no estado de Minas Gerais.

2.4.1 ASPECTOS DA QUALIDADE DOS EFLUENTES GERADOS EM TRUTICULTURAS COMERCIAIS

Durante a criação de trutas arco-íris, as características da água de cultivo podem ser influenciadas pela água da chuva, topografia do terreno, composição geológica do solo, cobertura vegetal (Tabata e Portz, 2004) e taxa de fluxo de água (Fadaeifard et al., 2012), que podem provocar mudanças sobre os parâmetros físico-químicos e microbiológicos durante o cultivo. Outros fatores como a excreção de resíduos nitrogenados (Maillard et al., 2005; Turcios e Papenbrock, 2014), densidade de estocagem (Baccarin e Camargo, 2005; Bonisławska et al., 2013; Caramel et al., 2014), tamanho do animal, qualidade do alimento, práticas de manejo, como arraçoamento (Fadaeifard et al., 2012) e despesca/lavagem dos tanques (Pulatsu et al., 2004; Millard et al., 2005; Tavares e Santeiro, 2013; Koçer e Sevgili, 2014), podem atuar negativamente para o aumento de sólidos em suspensão e maiores concentrações de nutrientes na água (Schulz et al., 2003; Pulatsu et al., 2004; Maillard et al.,

2005). Além disso, a ração não consumida e o desperdício de nutrientes também aumentam os sólidos em suspensão e refletem sobre a maior turbidez da água (Lin e Yi, 2003). Neste sentido, a maior consequência será o enriquecimento dos corpos hídricos a jusante dos pontos das descargas dos efluentes devido à maior concentração do nitrogênio e fósforo (Rosa et al., 2013; Turcios e Papenbrock, 2014).

É notório que a produção de efluentes, com níveis elevados de nutrientes, matéria orgânica e sólidos suspensos, representam impacto negativo na qualidade da água receptora, principalmente se esses resíduos gerados forem descarregados sem passar por um tratamento prévio (Schulz et al., 2003; Pulatzu et al., 2004). Outro agravante seria a baixa capacidade de depuração do corpo d'água receptor, causando acúmulo de sedimentos, diminuição da concentração de OD, aumento da MO no mesmo (Camargo, 1994; Chapman e Kimstach, 1996; Boaventura et al., 1997; Karimi et al., 2016) e eutrofização (Lin e Yi, 2003), sendo que esta pode provocar o crescimento desordenado do fitoplâncton que pode deteriorar os ecossistemas aquáticos e como consequência diminuir espécies nativas. A contaminação gerada por esse tipo de efluente, durante o cultivo de trutas, poderá causar efeitos adversos em várias espécies, pois modificam as condições do meio ambiente a jusante das truticulturas (Camargo et al., 2011). Sendo assim, outras variáveis de qualidade da água também sofreriam devido a alteração da quantidade de nutrientes presentes, interferindo sobre a demanda bioquímica de oxigênio (DBO), demanda química de oxigênio (DQO), temperatura, pH, CE, concentração de cloretos, de amônia, de fósforo e de STD.

Neste sentido, várias pesquisas vêm sendo realizadas para verificar a qualidade dos efluentes gerados por truticulturas e por outros sistemas aquícolas de produção que não utilizam nenhum tipo de tratamento (Fadaeifard et al., 2012).

Para exemplificar, Boaventura et al. (2007) trabalhando em três truticulturas, verificaram que houve a redução na concentração de OD e aumento nas concentrações das seguintes variáveis: CaCO_3 (refletindo sobre a alcalinidade total), fósforo solúvel, sólidos suspensos e nos níveis de amônia total. Esses resultados são relevantes, pois refletem o impacto causado pelos efluentes a jusante dessas truticulturas podendo ter efeitos negativos refletidos a longas distâncias. Pulatsu et al. (2004) também encontraram impacto significativo dos efluentes de cinco truticulturas na qualidade da água do córrego receptor. Os autores relataram a redução na concentração de OD, mudanças nos sólidos suspensos totais (SST), aumento da carga de matéria orgânica e elevação nos níveis dos compostos nitrogenados (nitrito e nitrato) e de fósforo total. O fósforo pode estar presente nas águas naturais e

efluentes (domésticos e industriais) na forma de fosfatos, podendo indicar poluição ambiental, pois concentrações elevadas de fosfatos contribuem para o aumento na produção primária e consequente processo de eutrofização (Chapman e Kimstach, 1996).

A produção de outras espécies de peixes também promove alterações nos corpos d'água receptores, como foi verificado para tilápia do Nilo, carpa comum e pacu com a geração de quantidades elevadas de resíduos nitrogenados, MO e outros nutrientes, produzindo efeitos diretos sobre a produtividade primária (Rosa et al., 2013). Resultados similares ao impacto provocado por truticulturas, também foram observados em várias pisciculturas, devido à influência do período de descarga e esvaziamento dos viveiros e tanques sem tratamento prévio da água residuária (Tavares e Santeiro, 2013).

Considerando o tipo de resíduo gerado pela truticultura e que este irá abastecer o corpo d'água receptor o efluente deverá atender os padrões de qualidade exigidos pelos órgãos ambientais visando mitigar impactos negativos dessas atividades. Desta forma, boas práticas de manejo são recomendadas como: uso balanceado da quantidade de ração a ser ministrada aos peixes (Lin e Yi, 2003; MacMillan et al., 2003), implantação de bacias de sedimentação para remoção de sólidos e nutrientes (Stewart et al., 2006; Kirkagaç et al., 2009) e a estratégia do uso de fitorremediação (normalmente por meio da implantação de *wetlands*) (Panella et al., 1999; Schulz et al., 2003; Gu et al., 2007; Sindilariu et al., 2007; 2009; Gherib et al., 2016) e pela aquaponia (Goda et al., 2015; Azad et al., 2016; Love et al., 2016). As comunidades biológicas (macroinvertebrados bentônicos) localizadas a jusante do corpo hídrico receptor, também podem ser estudadas porque são indicadores naturais de poluição ambiental (Kircagaç et al., 2009).

Além das alterações relatadas, o ambiente pode ser contaminado com resíduos de praguicidas oriundos das áreas de produção agrícola (Smalling et al., 2013; Akan et al., 2014a; 2015; Enbaia et al., 2015), inclusive de áreas de irrigação (Akoto et al., 2016) e drenagem dos campos de produção de arroz (Cao et al., 2015). Outro fator importante para contaminação com resíduos de praguicidas é a lixiviação desses compostos pela drenagem pluvial através do solo, alcançando os lençóis freáticos que abastecem as águas superficiais.

2.5 BACTÉRIAS DO GRUPO COLIFORMES E QUALIDADE DA ÁGUA

As bactérias formadoras do grupo coliformes pertencem a uma diversidade de gêneros que podem (ou não) ser de origem gastrointestinal. Esse grupo é utilizado pela legislação para

predizer as condições dos ambientes aquáticos destinados à obtenção de pescado por seres humanos, por animais, e à recreação, entre outros. Os coliformes totais representam todos os bacilos aeróbios, anaeróbios e facultativos, gram negativos e não esporulados (Pádua, 2002). Os coliformes termotolerantes ou fecais são bactérias pertencentes ao grupo dos coliformes totais, caracterizados pela presença da enzima galactosidase e pela capacidade de fermentar a lactose. Estas bactérias apresentam produção de gás, no prazo de 24 h à temperatura de 44-45°C, em meios contendo sais biliares ou outros agentes tensoativos com propriedades inibidoras semelhantes.

Questiona-se a utilização de coliformes termotolerantes como indicadores ambientais devido ao seu tempo de sobrevivência ser muito menor do que o de alguns patógenos e por estarem presentes em fezes de animais de sangue quente, em solos, plantas ou quaisquer corpos d'água contendo MO (CONAMA, 2000).

A *Escherichia coli* é a espécie representante do grupo coliformes escolhida para indicar contaminação de por bactérias de origem fecal (Pádua, 2002; Pope et al., 2003) e atualmente vem sendo sugerida para indicar a qualidade das águas e pode ser utilizada pelas estações de tratamento de água por ser abundante em fezes humanas e animais, tendo somente sido encontrada em esgotos, efluentes, águas naturais e solos que tenham recebido contaminação fecal recente (CONAMA, 2000; Pádua, 2002; Pope et al., 2003).

Para os coliformes termotolerantes utilizados como referência nas avaliações da qualidade da água dos recursos hídricos classificados como Classe II, estes não devem ser superiores a 1000/100 mL em 80% ou mais do total de pelo menos 5 amostras mensais. De acordo com a Resolução N° 357 (CONAMA, 2005), *E. coli* pode ser determinada para substituir outros grupos de coliformes termotolerantes, de acordo com os limites estabelecidos pelo órgão ambiental competente.

Por isso, para monitorar a qualidade das águas, a contagem de *E. coli* tem sido extensivamente utilizada por ser considerada indicadora específica de qualidade, principalmente das águas destinadas à potabilidade e balneabilidade (Lebaron et al., 2005), sendo o principal representante do grupo dos coliformes termotolerantes (fecais) (Mascarenhas et al., 2002) estudado. Mas é importante lembrar que a presença dos organismos do grupo coliformes fecais, como a *E. coli* e outros, podem ser introduzidos na água e nos alimentos a partir de fontes não fecais, como plantas e partículas já poluídas, que tiveram contato com outros animais ou seres humanos (Pádua, 2002).

Destaca-se que os níveis de bactérias heterotróficas dos grupos coliformes nas amostras de água, podem ser significativamente mais elevadas durante o verão onde ocorrem temperaturas mais elevadas (Tiefenthaler et al., 2008), que aliadas ao pH neutro e alcalino podem favorecer o seu crescimento (Gorlach-Lira et al., 2013). Conforme Obasohan et al. (2010), os coliformes também são utilizados para avaliações das amostras de água destinadas a produção aquícola, pois a elevada biomassa de peixes também pode influenciar no maior aporte de bactérias no ambiente. Essas bactérias podem provocar além da contaminação da água, aparecimento de doenças nos peixes levando a mortalidade, e além disto podem contaminar os organismos a serem consumidos pelos seres humanos.

Desta forma, Gorlach-Lira et al. (2013) relataram que as áreas com maior densidade de estocagem no cultivo de tilápias em tanque-rede apresentaram maior aporte de *E. coli*. Em truticulturas, Koçer e Sevgili (2014) observaram o aumento dos coliformes entre 340 até 22000 UFC/100 mL nos efluentes gerados. A contribuição para o maior aparecimento de bactérias do grupo coliformes também foi atrelada ao período da estação chuvosa pela influência das águas que passaram por outras truticulturas e inclusive pela existência de áreas agrícolas adjacentes. Para o Rio Una, no estado de São Paulo, as amostras avaliadas no período de chuva estavam acima dos valores permitidos para rios Classe 2 e apresentaram taxas de coliformes totais entre 1000 e 1600 NMP/100 mL (Almeida e Ueno, 2008). Estes valores podem estar relacionados aos índices pluviométricos no período e à falta de cobertura vegetal que facilitaria o escoamento superficial das áreas agrícolas. Gorlach-Lira et al. (2013) também descreveram a relação entre os fatores físico-químicos da água, como pH, nutrientes e presença de substâncias tóxicas relacionados à população de bactérias presentes.

2.6 IMPORTÂNCIA DA AVALIAÇÃO DA CARGA POLUIDORA E EQUIVALENTE POPULACIONAL DE ATIVIDADES AQUÍCOLAS

A avaliação da carga poluidora visa melhorar o manejo dos resíduos gerados pela atividade aquícola e contribuir para a conservação do ecossistema aquático. De acordo com Von Sperling (2014), quando o manancial é empregado para o abastecimento público, torna-se possível definir relações de causa e efeito entre as condições de ocupação da bacia e a qualidade da água. Assim, devido aos problemas gerados pela sedimentação, eutrofização e degradação ambiental dos rios, lagos ou reservatórios, torna-se imperativo a identificação e classificação das áreas fornecedoras de substâncias como: matéria orgânica, nutrientes

(nitrogênio e fósforo) e outros poluentes. Von Sperling (2014) defende a necessidade de uma avaliação do impacto da poluição desses efluentes para que sejam avaliadas medidas de controle, por meio de levantamentos de campo com amostragens de poluentes, análises de laboratório, medição de vazões, entre outros. A avaliação da carga poluidora relacionada com o equivalente populacional pode ser feita através do produto da concentração do poluente pela vazão e é dada em quilograma por dia. Nesse caso, a DBO é mais utilizada devido a sua maior quantificação da MO. O potencial poluidor produzido por uma população é calculado dividindo-se a carga de MO por 0,054, sendo utilizado pela literatura internacional para caracterizar a contribuição per capita de DBO (Kg/hab/dia).

2.7 PRAGUICIDAS - CARACTERÍSTICAS GERAIS

Os praguicidas podem ser classificados de acordo com o padrão de uso, tipo de organismo-alvo, estrutura físico-química do produto e efeitos toxicológicos observados (Alvez e Oliveira-Silva, 2003; Faria, 2003; Ribeiro et al., 2008). Podem ser divididos quanto ao alvo de ação em: herbicidas, inseticidas, fungicidas, acaricidas, rodenticidas e moluscicidas (Aktar et al., 2009; Oliveira-filho, 2013).

Segundo Sabra e Mehama (2015), os fatores envolvidos com o processo de fabricação de um praguicida estabelecem a sua persistência no ambiente. Além disso, podem determinar as suas taxas de mobilidade, volatilidade, degradação, lipofilicidade, solubilidade e potencial de acumulação nos tecidos. Essas características podem estabelecer a sua bioacumulação e consequente biomagnificação ao longo das cadeias alimentares (Fugita et al., 2010). Assim, a permanência do composto químico orgânico sintético (ou da mistura de compostos) na água, ar, solo e biota dependerá diretamente das suas características físico-químicas, tais como, estrutura, tamanho e forma molecular (Alvez e Oliveira-Silva, 2003; Fugita et al., 2010).

Os processos envolvidos na toxicidade de cada composto químico podem ser reversíveis ou irreversíveis sendo que, o composto poderá sofrer modificações, por interações químicas, fisiológicas, enzimáticas e celulares, dependendo do tipo de órgão, indivíduo e espécie atingida (Hodgson, 2010). Uma vez modificado, o poluente muda a forma como será adsorvido, metabolizado e quais os tipos de metabólitos que serão produzidos e suas formas de reparo ou excreção, o que pode provocar danos ao organismo alvo ou não-alvo e ao ambiente (Guiselli e Jardim, 2007; Hodgson, 2010). O destino dos praguicidas no ambiente é estabelecido por processos de retenção (adsorção, absorção e sorção), transformação

(degradação biótica e abiótica) e transporte (deriva, volatilização, lixiviação e carreamento superficial).

A composição química de um praguicida torna-se essencial para os processos interação que são diferenciados no ambiente e estão relacionados à sua solubilidade em água, constante de dissociação ácida, carga iônica, pressão de vapor, resistência física, química e biológica (Sarmah et al., 2009), o que possibilita as várias formas de degradação ambiental, quais sejam: hidrólise, fotólise e biodegradação (Sarmah et al., 2009; Wang et al., 2014; Sarangapani et al., 2016).

2.7.1 FORMAS DE INTERAÇÃO DO PRAGUICIDA COM O SOLO E ECOSISTEMA AQUÁTICO

Devido à grande variedade de praguicidas, aqueles que possuem propriedades hidrofóbicas se mantêm na fase orgânica no sedimento por sorção e podem ser encontrados em concentrações mais elevadas no solo do que no ambiente aquático (Zhou et al., 2006), pois o solo age como reservatório ou fonte poluidora. Em condições ambientais favoráveis, podem permitir a evaporação de contaminantes (Barrett e Jaward, 2012) ou também adsorver os mesmos, dependendo da quantidade de MO disponível (Aktar et al., 2009).

Conforme já descrito, os resíduos de praguicidas podem ser degradados no solo (Bondarenko et al., 2004) ou escoados para as águas subterrâneas que abastecem as águas superficiais, contaminando-as. Fatores relacionados à composição química dos praguicidas, como a sua estabilidade e estado físico favorecem a poluição das águas. Outros fatores também são determinantes para contaminação aquática, entre eles a localização do manancial, sazonalidade, características bióticas e abióticas da coluna d'água e temperatura ambiental (Alvez e Oliveira-Silva, 2003; Bondarenko et al., 2004).

Deve-se considerar que a água dos rios, dependendo da sua composição físico-química, microbiológica e velocidade de fluxo (Alvez e Oliveira-Silva, 2003; Bondarenko et al., 2004; Seiber e Kleinschmidt, 2010; Barret e Jaward, 2012), fornecem dados para prever o destino e a distância do transporte dos praguicidas na bacia hidrográfica (Bondarenko et al., 2004), bem como a sua degradação (Bondarenko e Gan, 2004; Wang et al., 2014; Sarangapani et al., 2016), sorção (Bondarenko e Gan, 2004), capacidade de autodepuração (Boaventura et al., 1997) ou efeitos ecotoxicológicos (Bondarenko et al., 2004).

A solubilidade do praguicida na água está inversamente relacionada com a medida de sorção para partículas do solo e pressão de vapor, podendo ser eliminadas pela volatilização. Estas perdas para a atmosfera influenciam no grau de escoamento, o que pode diminuir a quantidade do praguicida no solo (Capel et al., 2001; Mahboob et al., 2015), permitindo que ocorra a lixiviação e posterior contaminação da água (Navarro et al., 2007). Uma vez em meio aquoso, algumas moléculas dos praguicidas podem se dissolver e uma grande proporção liga-se a partículas em suspensão e a outra se instala no sedimento (Lalah et al., 2003).

Neste meio, a degradação dos praguicidas pode ocorrer por hidrólise, influenciada principalmente pelas mudanças do pH e temperatura (Lartigues e Garriges, 1995; Deer e Beard, 2001; Hui et al., 2012; Usharani et al., 2012). A maioria das formulações de praguicidas foi desenvolvida para diluição em pH 7, mas condições alcalinas também podem causar a sua degradação química (Deer e Beard, 2001).

Além da relação com a degradação, existe a influência do pH e da temperatura sobre a atividade biológica de alguns praguicidas que está ligada ao aumento ou diminuição do potencial tóxico de cada composto. Fisher (1991) relata que valores de pH entre 4 e 8 podem estar associados ao decréscimo na toxicidade de praguicidas, e o aumento da temperatura de 15°C para 25°C pode elevar a toxicidade.

Além da degradação química, pode ocorrer a degradação biológica dos praguicidas mediada pela ação dos microrganismos presentes no ambiente. Os microrganismos podem realizar a degradação dos compostos xenobióticos por meio de processos de catabolismo e desintoxicação, onde utilizam os praguicidas como fonte de carbono e energia, removendo contaminantes do ambiente (Digrak e Kazanici, 2001). Entretanto, apesar dos microrganismos presentes no meio possuírem um papel importante na degradação dos praguicidas, eles são seletivos quanto ao tipo de composto químico e variações das propriedades físico-químicas da água (principalmente de acordo com a localização e a temperatura), sendo que estes fatores poderão afetar o grau da ação de degradação (Bondarenko et al., 2004), permitindo que o composto químico permaneça mais tempo no ambiente.

2.7.2 CARACTERÍSTICAS GERAIS DOS ACARICIDAS, FUNGICIDAS, HERBICIDAS E INSETICIDAS

2.7.3 ACARICIDAS

O aumento na densidade de plantas por m² nos cultivos, principalmente de frutas cítricas pode contribuir para o maior número de infestações por várias espécies de ácaros, provocando problemas fitossanitários. Uma forma de combater estas infestações se dá pelo uso de compostos com ação acaricida, pois ácaros fitófagos são pragas que podem promover perdas no rendimento de várias culturas agrícolas (Kumari et al., 2015). Entre os grupos químicos de acaricidas desenvolvidos, podemos encontrar os do grupo sulfito de alquila, utilizados para combater ácaros das culturas do algodão, café, citros, maçã e morango. Possuem ação de contato com amplo espectro, são inibidores da fosforilação oxidativa e afetam a formação de trifosfato de adenosina (ATP) (Sato, 2017).

Na região sul do Brasil, destaca-se o cultivo de uvas com constantes infestações de ácaros, onde a aplicação de compostos químicos tem efeito sobre o ácaro-da-ferrugem-da-vidreira *Calepitrimerus vitis*, que promove grandes perdas na produção (Siqueira et al., 2016). Algumas formulações de acaricidas possuem ação ovicida, larvicida e adulticida, para combate dos ácaros das espécies *Tetranychus urticae*, *Brevipalpus phoenicis* (Franco et al., 2007), *Tetranychus ulmi* e *Schizotetranychus baltazari* (Kottalagi et al., 2014). Alguns praguicidas possuem ação não sistêmica (Kang et al., 2010) e são considerados inibidores da respiração celular (Franco et al., 2007).

A constante aplicação de substâncias acaricidas nas culturas gera resíduos com capacidade para contaminar o ambiente aquático principalmente devido ao escoamento agrícola (Sabale et al., 2012). Na água, as reações de hidrólise dos compostos químicos com ação acaricida ocorrem de forma moderadamente rápida (13 dias), mas possuem alto potencial para bioconcentração ambiental, alta toxicidade para mamíferos, peixes e abelhas, principalmente por ingestão (Carvalho et al., 2009). Provocam problemas de saúde em seres humanos como irritação na pele, olhos e efeitos danosos à reprodução (PPDB, 2009). No entanto a presença destes contaminantes na água é considerada a principal causa que provoca redução e de peixes e outros animais (Akueshi et al., 2003).

2.7.4 FUNGICIDAS

Os fungicidas têm seu uso intensificado na agricultura para controlar e combater doenças e são úteis para o aumento da produtividade (Olsvik et al., 2010; Yang et al., 2011), principalmente das monoculturas (milho, uva e algodão). Essas monoculturas têm possibilitado o aparecimento de diversas doenças com origem fúngica. Devido às suas características fisiológicas, os fungos podem atacar folhas, frutos, troncos e raiz das plantas, sendo necessária grande variedade de substâncias fungicidas com modo de ação protetora, curativa ou anti-esporulante contra estes fungos patogênicos.

Os fungicidas com ação protetora são aplicados antes do alcance da infecção nos tecidos das plantas pelo patógeno, já os que possuem ação curativa, limitam o desenvolvimento do fungo no interior dos tecidos vegetais, considerando o período entre a penetração do fungo patogênico e o aparecimento dos primeiros sintomas. Já que a atividade anti-esporulante limita a reprodução do patógeno ou inviabiliza as suas estruturas reprodutivas (Töfoli et al., 2012).

Para que o resultado seja eficiente, em relação à ação na planta, os fungicidas são classificados em sistêmicos (Venancio et al., 2004; PPDB, 2009), de contato, mesostêmicos e translaminares. Os fungicidas sistêmicos, após sua aplicação, podem ser absorvidos e movimentados através dos vasos condutores das plantas. Já os fungicidas com ação de contato, apenas formam uma película protetora na sua superfície (Töfoli et al., 2012). Os fungicidas mesostêmicos possuem afinidade com a camada serosa das folhas e os fungicidas com ação translaminar possuem a sua distribuição superficial (Reis et al., 2010; Töfoli et al., 2012).

Sendo assim, os fungicidas podem ser utilizados sozinhos ou aplicados com outros princípios ativos (Wandscheer et al., 2017), como a combinação de trifloxistrobina e propiconazol (Santos et al., 2005), trifloxistrobina e tebuconazol (SOSBAI, 2012), metiram e piraclostrobina; zoxamida e mancozebe (Zafari e Borba, 2012). Os fungicidas são aplicados a vários tipos de culturas, como arroz (Cao et al., 2015), uva (Couderchet, 2003), alho (Pria et al., 2008) e batata (Töfoli et al., 2012).

Considera-se que os modos de ação e os efeitos dos fungicidas são direcionados a inibir os componentes da membrana celular, síntese proteica, respiração, mitose celular e síntese de ácidos nucleicos, o que também pode ter efeitos negativos sobre organismos não-alvo (Yang et al., 2011).

Como principais características físico-químicas, apresentam baixa solubilidade à água, são voláteis e com persistência baixa a moderada no ambiente (PPDB, 2009; Wandscheer et al., 2017). Seus resíduos podem ser detectados frequentemente no ambiente e demonstram potencial de acumulação no sedimento e na biota (peixes e crustáceos) (Smalling et al., 2013). Apesar de alguns fungicidas possuírem baixa persistência ambiental, também podem ter efeito tóxico sobre algumas espécies de fitoplâncton, macrófitas (Zafar et al., 2012), fungos aquáticos (Dijksterhuis, 2011), peixes (Liu et al., 2013; Zhu, 2015), anfíbios (Junges, 2012) e invertebrados aquáticos (Ochoa-Acuña et al., 2009), que são mais sensíveis a intoxicação por fungicidas do que os invertebrados terrestres (Couderchet, 2003).

Em peixes, os resultados de avaliações histológicas indicaram que diferentes concentrações de fungicidas causaram alterações morfológicas no epitélio e no sistema circulatório do tecido branquial. Como consequência dessas alterações, podem ocorrer elevação do epitélio lamelar, edema, fusão e degeneração no epitélio branquial, mas também podem provocar a vasodilatação no sistema circulatório com distúrbios graves nos vasos sanguíneos (aneurismas) (Stoyanova et al., 2015). Adicionalmente, podem afetar a respiração mitocondrial em salmão do Atlântico, interferindo nos mecanismos de crescimento e reprodução celular, por provocar estresse oxidativo e apoptose celular (Olsvik et al., 2010).

Em seres humanos, a ingestão de alimentos contaminados com resíduos de praguicidas com ação fungicida podem provocar problemas de saúde, podendo afetar a reprodução, o desenvolvimento, além de irritar a pele, olhos e o trato respiratório (PPDB, 2009).

Os fungicidas podem ser divididos de acordo com a formulação química ou princípio ativo, onde se pode destacar que inicialmente as substâncias do grupo das estrobirulinas foram obtidas por isolamento natural do cogumelo selvagem basidiomiceto (*Strobirulus tenacellus*). Apesar da produção inicial de fungicidas ter ocorrido por isolamento natural, desenvolveram-se produtos sintéticos a partir das estrobirulinas como a trifloxistrobina, que apresenta maior eficácia contra uma grande variedade de fungos patogênicos (Bartlett et al., 2002; Balba, 2007). Esses compostos possuem amplo espectro de ação e foram desenvolvidos para apresentar maior eficácia contra fungos mais estáveis no ambiente (Balba, 2007), com a finalidade de inibir a respiração mitocondrial dos seus esporos (Olsvik et al., 2010). As estrobirulinas quando aplicadas no tecido foliar possuem efeito curativo, mas também podem ser erradicantes ou anti-esporulantes com ação superficial e translaminar (Balba, 2007).

Fungicidas com ação sistêmica local agem no primeiro ciclo de vida dos fungos na fase dos esporos, mas possuem degradação rápida no ambiente e na planta. As

trifloxistrobinas são aplicadas em vários tipos de culturas, principalmente no cultivo de arroz, o que pode representar um risco de contaminação ambiental após a drenagem dos campos, pois formam o metabólito ácido trifloxistrobina que pode ser tóxico para organismos aquáticos (Cao et al., 2015).

Outro grupo de fungicidas pertence à classe das anilinopirimidinas, que possuem modo de ação local específica contra fungos patogênicos, interferindo na biossíntese da metionina (aminoácido) (Fritz et al., 2003; Beresford, 2004), inibindo a respiração fúngica. São descritos os compostos pirimetamil, ciprodinil e mepanipirin com ação de amplo espectro, controlando vários tipos de fungos que provocam doenças em cereais, uvas e maçãs, dentre eles: *Botrytes cinérea* (Couderchet, 2003; McQuilken e Thomson, 2008; Hahn, 2014; Liu et al., 2016), *Venturia inaequalis*, *Podosphaera leucotricha*, *Molilinia fruticula* e *M. laxa* (Beresford, 2004).

2.7.5 HERBICIDAS

Os herbicidas foram desenvolvidos para matar ou inibir o desenvolvimento das células vegetais (Machado et al., 2006), principalmente das ervas daninhas. Neste sentido, alguns tipos de herbicidas matam ervas daninhas, mas podem selecionar populações de plantas desejáveis ao cultivo sem prejudicá-las, sendo seletivos quando ao organismo alvo (Silva e Fay, 2004; Alshallash, 2014). Um exemplo deste tipo de herbicida seletivo é a trifluralina, que geralmente é aplicada no solo para controlar espécies anuais de ervas daninhas, inibindo o desenvolvimento da raiz através da interrupção da mitose celular controlando a sua germinação (Alshallash, 2014).

Além dos herbicidas seletivos, existem compostos não-seletivos, que são aplicados nas folhagens ou solo (Silva e Fay, 2004), com amplo espectro de ação que podem matar ou provocar danos na maioria das plantas onde forem aplicados (Oliveira Jr. et al., 2011; Costa, 2012). No entanto, herbicidas não seletivos, como glifosato, glifosinato e paraquate, se aplicados nas culturas de arroz na sua fase de maturação fisiológica não afetam negativamente a cultura (Agostinetto et al., 2001).

Após aplicação, os herbicidas podem agir por modo de ação de contato quando não são translocados através dos tecidos das plantas, havendo o dano apenas nas partes onde ocorreu o contato direto com efeito rápido e agudo do praguicida (Oliveira Jr. et al., 2011; Vinha et al., 2011; Costa, 2012). Outros herbicidas podem ter efeito mais demorado (crônico),

ocorrendo a sua translocação e transporte pelo xilema e floema, sendo assim chamados de herbicidas sistêmicos (Oliveira Jr. et al., 2011). Para maior eficácia dos herbicidas é necessário verificar a época de plantio, pois ela exerce forte relação com o tipo de aplicação (solo ou planta), principalmente em regiões com altas temperaturas para otimizar as suas vias de absorção e evitar perdas.

Assim, os herbicidas podem ser aplicados no pré-plantio (antes da semeadura), pré-emergência (após a semeadura antes do aparecimento de ervas daninhas) (Silva e Fay, 2004; Oliveira Jr. et al., 2011; Costa, 2012) e pós-emergência (dependendo do estágio de cultivo após a germinação ou desenvolvimento de ervas daninhas) (Penckowski et al., 2003; Silva e Fay, 2004; Pérez et al., 2011). A maioria dos herbicidas apresenta ação em pré e pós-emergência para controle de gramíneas de folhas largas e perenes (Procópio et al., 2004).

Considera-se que a maior eficácia de um herbicida está relacionada com as suas características físico-químicas, dose de aplicação, espécies a serem controladas (biologia da planta e estágio de desenvolvimento), técnicas de aplicação, além dos fatores ambientais, tais como, temperatura ambiente, umidade relativa do ar, precipitação, radiação solar, ventos e o orvalho (Procópio et al., 2003; Oliveira Jr. et al, 2011).

Nas plantas, os herbicidas atuam por mecanismos e modos de ação diferenciados para famílias químicas bem diversificadas. Por meio do mecanismo de ação, os herbicidas atuam influenciando diretamente o metabolismo das plantas ao desencadear reações químicas próprias (e.g. inibidores da síntese de lipídeos, fotossistema II e mitose) e o modo de ação reflete sobre os conjuntos dos efeitos metabólicos, incluindo os sintomas da ação herbicida sobre a planta que pode levá-la a morte (Oliveira Jr. et al., 2011). As novas descobertas a respeito dos mecanismos de ação e diversidade de famílias químicas aumentam com o tempo, por isso surge a necessidade de uma classificação adequada capaz de enquadrar cada vez mais os locais de ação de cada herbicida, bem como as suas famílias químicas. A classificação atualmente proposta e aceita internacionalmente é dada pelo *Herbicide Resistance Action Commite* (HRAC), onde os herbicidas estão divididos em grupos de acordo com o seu mecanismo de ação (Tab. 1).

Tabela 1. Mecanismo de ação dos herbicidas segundo a classificação de grupo, mecanismo de ação e família química.

Grupo	Mecanismo de Ação	Família química
Grupo A	Inibidores da síntese de lipídeos (inibidores da acetil-CoA carboxilase ACCase)	ariloxifenoxipropionatos (FOPs) e ciclohexanodionas (DIMs)
Grupo B	Inibidores da acetolactato sintase (ALS)	sulfoniluréias, imidazolinonas, triazolpirimidinas e pirimidiloxitiobenzoatos
Grupo C	Inibidores do fotossistema II	triazinas, uréias, uracilas e nitrilas;
Grupo D	Inibidores do fotossistema I (formadores de radicais livres)	Bipiridiluns
Grupo E	Inibidores da Protox – protoporfirinogênio oxidase (PPO) (inibidores da formação do tetrapírol)	difeniléteres, fenilpirazoles, tiadiazoles, pirimidindionas, oxadiazoles, triazolinonas
Grupo F	Inibidores da biossíntese de caroteno (PDS)	piridiazonas, triatonas, pirazoles, triazoles, difeniléteres, tricetonas
Grupo G	Inibidores da EPSP sintase (5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato-sintase)	glicinas
Grupo H	Inibição da glutamina sintase (GS)	ácido fosfínico
Grupo I	Inibição da DHP (dihidropteroato sintase)	carbamatos
Grupo K1	Inibidores da formação dos microtúbulos	dinitroanilinas, piridinas, fosfoamidatos, benzaminas, ácido benzoico
Grupo K2	Inibição da mitose	carbamatos
Grupo K3	Inibidores da divisão celular ou inibição de ácidos graxos de cadeia muito longa (VLCFA)	cloroacetamidas, acetamidas, oxiacetamidas, tetrazolinonas
Grupo L	Inibidores da síntese de parede celular	nitrilas, benzamidas, triazolocarboxilamidas, ácido quinodocarboxílico
Grupo M	Disruptores de membranas	dinitrofenóis
Grupo N	Inibidores da síntese de lipídeos – diferentes inibidores da ACCase	tiocarbamatos, fosforotioatos, benzofuranas e ácido clorocarbônico
Grupo O	Mimetizadores da auxina	ácido fenoxicarboxílico, ácido benzoico, entre outros
Grupo P	Inibidores do transporte de auxinas	ftalamatos, semicarbazonas
Grupo Z	Mecanismo de ação desconhecido	ácido arilaminopropiônico, pirazólions, organoarsenicais

Fonte: Oliveira Jr. et al. (2011); HRAC (2017).

Essa diversidade de produtos químicos formulados, além do controle das ervas daninhas, interfere no meio ambiente provocando o impacto negativo dos seus resíduos em organismos não-alvo (Amarante Jr. et al., 2001; Nwani et al., 2010), onde a contaminação dos

ecossistemas por herbicidas também pode ocorrer pela deriva de pulverização, lixiviação e escoamento superficial (Pérez et al., 2011). Isso se dá porque somente uma pequena porção atinge o alvo e a outra parte pode agir sobre organismos aquáticos e terrestres (Ozmen et al., 2008), como os demais tipos de praguicidas.

Entre as características físico-químicas dos herbicidas, pode-se destacar a baixa solubilidade em água, capacidade de ser semivolátil, não persistente no solo ou na água (PPDB, 2009). Outra característica importante a ser destacada é que alguns herbicidas são lipofílicos (PPDB, 2009; Kotb et al., 2013; Oliveira et al., 2015), ou seja, possuem capacidade para concentrar em tecidos adiposos.

Após a contaminação ambiental por herbicidas podem ocorrer alterações bioquímicas sobre o metabolismo celular ao inibir a ação de algumas enzimas, que podem interferir no crescimento e reduzir a longevidade dos órgãos afetados (Asomba e Ugokwe, 2015).

Devido à diversidade de mecanismos de ação e famílias de herbicidas (Oliveira Jr. et al., 2011; HRAC, 2017), várias espécies não alvo podem ser atingidas, como aves, insetos benéficos, bactérias e peixes. Nos peixes, a intensidade dos efeitos relacionados à intoxicação está atribuída ao animal e às variações das condições ambientais. Os sinais da intoxicação são demonstrados por meio de modificações dos padrões de deslocamento, como a natação letárgica e errática perto da superfície da água ou por hiperatividade e perda de flutuabilidade (Banaee et al., 2013b). Além disso, surgem alterações nos tecidos de vários órgãos, como: brânquias, fígado e rim, onde as modificações das estruturas celulares podem ser indicativas dos efeitos da contaminação ambiental. Outro indicativo de poluição é a presença de resíduos nos tecidos gordurosos dos peixes devido à lipofilicidade de alguns herbicidas (Kotb et al., 2013; Oliveira et al., 2015).

Considerando o alcance da contaminação por resíduos de herbicidas nos mais variados ambientes e nos animais como nas aves que podem provocar uma queda significativa na sua população, ao diminuir a vegetação e conseqüentemente a produção de sementes (Mada et al., 2013). Os resíduos também podem destruir os biofilmes formados pelas comunidades microbianas nos ecossistemas aquáticos e interferir na produção primária, assim como na ciclagem e na decomposição de nutrientes (Villeneuve et al., 2011).

Como consequência negativa para a população humana, o impacto direto da contaminação por herbicidas pode ocorrer principalmente pelas vias ocupacionais (trabalhadores que manipulam os praguicidas), assim como ambiental e alimentar (Vinha et

al., 2011). Como exemplo da via alimentar, a ingestão *in natura* de frutas e hortaliças contendo resíduos.

Considerando que herbicidas têm efeitos tóxicos muito variáveis dependendo do ser vivo e da forma como é absorvido, destaca-se que quando absorvido por via oral, o composto é excretado principalmente pela urina e pode provocar danos hepáticos e renais se ingeridos em altas concentrações. Além disso, em contato com a pele pode provocar irritações (PPDB, 2009).

Nos seres humanos, a exposição aos herbicidas pode provocar problemas de saúde e até a morte (Mada et al., 2013). Entre os efeitos agudos e crônicos, encontram-se dermatite de contato, hipotensão, conjuntivite, edema orbital, choque cardiogênico, arritmia cardíaca (Amarante Jr. et al., 2002).

Entre os vários compostos químicos formulados com ação herbicida destacam-se os utilizados na pós-emergência. Nas plantas, estes produtos atuam nos tecidos inibindo síntese da DHP (dihidropteroato sintase) e a mitose celular (Oliveira Jr. et al., 2011; HRAC, 2017), promovendo a sua morte. Herbicidas pós-emergentes são aplicados após o crescimento de ervas daninhas em várias culturas, entre elas pera, maçã, alfafa, espinafre e lentilha.

No ecossistema aquático, os resíduos dos herbicidas são tóxicos para peixes causando deformidades e mortalidade nas fases iniciais do desenvolvimento dos embriões e larvas (Lazhar et al., 2012). Podem apresentar baixa toxicidade para mamíferos, mas são moderadamente tóxicos para aves, organismos aquáticos, abelhas e minhocas (PPDB, 2009).

2.7.6 INSETICIDAS

Os inseticidas possuem uma grande variedade de grupos químicos, dentre eles: os organoclorados, organofosforados, carbamatos, piretróides e neonicotinóides (Banaee, 2013; Sabra e Mehama, 2015). A ação dos inseticidas está relacionada ao órgão alvo no animal, com especificidade para uma característica bioquímica ou fisiológica do sistema nervoso (Cope et al., 2004; Costa et al., 2008; Poppenga e Oehme, 2010). Entretanto, além de atingir o organismos-alvo, os inseticidas podem agir sobre organismos não-alvo e apresentar alta toxicidade aguda, pois não são seletivos (Costa et al., 2008; Costa, 2012; El-Wakiel et al., 2013). A dose, o nível de exposição e a duração do contato podem indicar a intensidade dos efeitos biológicos dos organismos afetados (Cope et al., 2004; Poppenga e Oehme, 2010; Bonmatin et al., 2014).

Os inseticidas podem ser aplicados na forma de aerossóis para entrar em contato direto com os insetos (Dogan et al., 2011), causando a morte sem a necessidade de ser ingerido. A ação de contato (local) ocorre através da cutícula dos insetos e nos mamíferos através da pele (Cope et al., 2004; Karnatak e Thorat, 2006; Sánchez-Bayo et al., 2013). No entanto, foram desenvolvidos inseticidas com ação sistêmica, como os compostos organofosforados (Sánchez-Bayo et al., 2013), que podem ser ingeridos pelos insetos através das plantas tratadas (Dogan et al., 2011) ou aplicados diretamente no solo, usando soluções fluidas ou grânulos (Held et al., 2013).

Os praguicidas organofosforados substituíram os compostos organoclorados, que possuem elevada persistência ambiental (Silva e Fay, 2004) e suas propriedades inseticidas foram descobertas em 1937. Em 1941 foi desenvolvido o inseticida sistêmico OMPA (Shadran) e no ano de 1944 foi comercializado o primeiro praguicida organofosforado sintetizado cujo princípio ativo é o tetraetil pirofosfato (TEPP) (Alonzo e Corrêa, 2002; Petronilho e Figueroa-Villar, 2014).

Os compostos organofosforados são usualmente ésteres pentavalentes do ácido fosfórico e tiofosfórico (Chapman e Kimstach, 1996; Faria, 2003) e apesar do seu uso com ação inseticida, também podem ser empregados como herbicidas, fungicidas (Faria, 2003) e desfolhantes (Chapman e Kimstach, 1996). Podem ser aplicados em diversas culturas como da soja, milho, arroz, algodão, café, tomate, citrus, batata, melancia, entre outros.

Após a aplicação, os organofosforados agem sobre o sistema nervoso dos animais na região de sinapse entre as células nervosas, inibindo a enzima AChE, prolongando a ação excitatória da acetilcolina (ACh) (Casida, 2010; Valbonesi et al., 2012). Além da inibição da AChE em insetos, os organofosforados são potencialmente tóxicos para mamíferos, pássaros (Silva e Fay, 2004), minhocas, abelhas e peixes (PPDB, 2009).

Considerando os efeitos na inibição da AChE, os organofosforados podem promover problemas de saúde relacionados à reprodução, desenvolvimento, neurotoxicidade, mutação genética, além de irritar a pele, olhos e trato respiratório em mamíferos, aves, répteis, peixes (PPDB, 2009).

No ambiente, os organofosforados possuem menor tempo de decomposição ambiental devido à baixa estabilidade química e bioquímica, o que é uma vantagem diminuindo o seu tempo de permanência no ambiente (Chapman e Kimstach, 1996), mesmo assim, os resíduos ativos dos organofosforados podem ser encontrados vários dias depois da aplicação (Lue et

al., 1984; Meher et al., 2010), podendo provocar supressão de populações não-alvo a longo prazo (Sánchez-Bayo et al., 2013).

Os praguicidas organofosforados são resistentes à degradação microbiana e apresentam propensão para se concentrar em tecidos ricos em lipídios de organismos aquáticos e maioria dos mamíferos. Por isso, possuem capacidade para bioconcentração em tecidos e biomagnificação (Akan et al., 2014b).

No ambiente aquático, os organofosforados são facilmente adsorvidos no material em suspensão e processos como: fotólise, hidrólise e oxidação podem degradá-los. Porém, quando encontrados nas águas superficiais, as suas concentrações podem variar dependendo da sua composição química (Chapman e Kimstach, 1996; Essumang et al., 2009; Chowduri et al., 2012; Akan et al., 2015; Singh et al., 2015). Além do ambiente aquático, os resíduos de organofosforados podem ser encontrados dispersos no ar (Lu et al., 2004; Kawahara et al., 2005; Coscollà et al., 2010), no solo (Dirgrak e Kazanici, 2001; Ortiz-Hernández e Sánchez-Salinas, 2010), no sedimento (Akan et al., 2015; Singh et al., 2015), em animais aquáticos (Banaee et al., 2008; Lazartigues et al., 2013; Singh et al., 2014;2015), no leite (Bastos et al., 2015; Fagnani et al., 2011), nas frutas (Lu et al., 2004; Riazuddin et al., 2011; Srivastava et al., 2014), nas carnes (Aboul-Enein et al., 2010) e nos vegetais (Lu et al., 2004; Chowdhury et al., 2012). A presença de resíduos de praguicidas organofosforados, em vários tipos de ambientes, animais e alimentos, permite a contaminação dos seres humanos principalmente através da alimentação.

Outra classe de inseticida que merece destaque é a dos praguicidas formulados com compostos químicos carbamatos, que são ésteres do ácido carbâmico. Os carbamatos foram sintetizados a partir de 1950. Possuem ação inibidora da enzima AChE e maior seletividade contra os insetos. Entre esses poluentes estão o carbaril (1-naftil N-metil carbamato) e o propoxifenil N-metil carbamato, utilizados como inseticidas e nematicidas (Alonzo e Corrêa, 2002), no entanto, a ação inibidora é rapidamente reversível (Costa, 2012).

Esses inseticidas carbamatos apresentam amplo espectro de ação sobre os insetos, com meia vida relativamente curta no ambiente e agem rapidamente sobre o organismo alvo (Begum, 2011). Também podem apresentar toxicidade aguda em organismos não-alvo (Sánchez-Bayo, 2013), como os peixes, onde a sua toxicidade dependerá da composição química do carbamato e da concentração aplicada. Os efeitos observáveis nos animais, a respeito da sua toxicidade dependerão da espécie, tamanho, idade e sexo, além das variáveis

de qualidade da água como temperatura e alcalinidade (Patrício et al., 2002; Altinok et al., 2006; Ferrari et al., 2007; Begum, 2011).

Considerando as características citadas anteriormente, os carbamatos podem provocar mortalidade em larvas de peixes (Patrício et al., 2002) e podem apresentar diferença nos efeitos tóxicos em juvenis de trutas arco-íris, como o que fora avaliado com o inseticida metiocarbe. Este foi mais tóxico à temperatura da água próxima aos 17°C e com a mudança nos níveis de alcalinidade de 61 para 110 mg/L (Altinok et al., 2006), demonstrando a influência dessas variáveis sobre a sua toxicidade.

Além disso, os carbamatos podem promover o desequilíbrio da atividade enzimática durante o seu processo de metabolização e provocar estresse oxidativo em trutas, como os resultados obtidos ao avaliar o inseticida carbaril que inibiu a ação de enzimas importantes como glutathione s-transferase e catalase neste salmonídeo (Ferrari et al., 2007). No bagre *Clarias batrachus*, a exposição ao carbamato carbofurano promoveu efeitos deletérios ao comprometer o metabolismo de tecidos como brânquias, fígado e músculo (Begum, 2011). Em mamíferos, os carbamatos podem provocar desregulação endócrina, inibição da AChE, neurotoxicidade e problemas na reprodução (PPDB, 2009).

Os produtos a base de carbamatos podem ser aplicados diretamente no solo, nas culturas de batata, café, cana-de-açúcar, citros e nas folhas nas culturas de abacaxi, banana, pepino, repolho e tomate (BRASIL, 2016).

Devido à grande diversidade dos compostos químicos e formas de aplicação, os resíduos gerados pelos inseticidas organofosforados e carbamatos, ao alcançar o ambiente aquático, são muito mais susceptíveis à hidrólise em pH alcalino do que os fungicidas, herbicidas, desfolhantes ou reguladores de crescimento (Deer e Beard, 2001).

Os inseticidas a base de substâncias piretróides são compostos sintéticos as piretrinas naturais que são ésteres do ácido crisantêmico e foram desenvolvidos para diminuir o risco de contaminação ambiental. Os piretróides têm sido uma alternativa aos compostos mais tóxicos, com as seguintes características: baixa volatilidade, menor toxicidade em peixes (Hirata, 1995), baixa toxicidade aguda em mamíferos e atividade de amplo espectro contra os insetos. Neste sentido, acredita-se no menor impacto ambiental dos piretróides devido a sua maior capacidade de biodegradação (Santos et al., 2007), pois esses compostos têm forte adsorção à matéria orgânica do solo (Hénault-Ethier, 2015). No entanto, dependendo da concentração, os piretróides podem contaminar ambientes aquáticos e provocar problemas de saúde em seres

humanos (Thatheyus e Selvam, 2013). Adicionalmente, os piretróides também possuem potencial para bioacumulação nos tecidos (Akan et al., 2015).

Comparados com os inseticidas organofosforados, que atuam sobre o sistema nervoso central dos animais, os piretróides influenciam a função do sistema nervoso periférico, reagindo junto aos canais de sódio e afetando a sua sensibilidade na membrana dos neurônios (Soderlund et al., 2002; Costa, 2012). Assim, prolongam o tempo de abertura dos canais de sódio alterando a função nervosa (Soderlund e Bloomquist, 1989; Palmquist et al., 2012; Akan et al., 2014a). Considera-se que os efeitos tóxicos dos piretróides sejam múltiplos em vários animais, onde a intoxicação pode desenvolver anomalias, entre elas: genotoxicidade, carcinogenicidade, mutagenicidade, toxicidade reprodutiva e neurotoxicidade (Andleeb, 2015).

Devido à variedade dos sintomas e efeitos após a intoxicação por piretróides, estes compostos foram divididos em dois grupos, sendo piretróides do Tipo I e Tipo II:

Os piretróides do Tipo I (aletrina, bifentrina, bioaletrina, d-fenotrina, permetrina, resmetrina e tetrametrina) produzem descargas repetidas nos nervos (Síndrome T) e causam inquietação, hiperexcitação, prostração e tremores. Já os piretróides do Tipo II (cialotrina, cipermetrina, ciflutrina, deltametrina, esfenvalerato, fenvalerato, efluvalinato e lambda-cialotrina), produzem estímulos de despolarização nervosa e bloqueio (Síndrome CS), podendo resultar em hiperatividade, falta de coordenação, convulsões e contorções (Soderlund e Bloomquist, 1989; Souderlund et al., 2002; Breckenridge et al., 2009; Costa, 2012; Thatheyus e Selvam, 2013).

No ambiente aquático, a contaminação de peixes por piretróides está relacionada à diminuição da taxa de incubação dos ovos (Gorge e Nagel, 1990), edema no pericárdio, anomalias craniofaciais, curvatura do eixo corporal e espasmos (DeMicco et al., 2010). Além disso, os peixes na fase larval apresentam mudanças no comportamento, levando a redução do crescimento e aumento da susceptibilidade à predação, com consequências negativas em termos ecológicos (Floyd et al., 2008). Os peixes são deficientes no processo de desintoxicação, no que se refere às enzimas que hidrolisam os piretróides e como consequência tem se relatado o estresse oxidativo em peixes contaminados por esses praguicidas (Demoute, 1989).

Em outros animais não-alvo, além dos peixes (Ural e Saglam, 2005; Floyd et al., 2008; DeMicco et al., 2010; Palmquist et al., 2012; Thatheyus e Selvam, 2013), os piretróides podem ser altamente tóxicos dependendo da composição química. Efeitos deletérios foram

observados em aves, anfíbios (Ali et al., 2011), mamíferos (Akan et al., 2015), abelhas (PPDB, 2009), outros artrópodes (Sternersen, 2004), ouriço do mar (Gharred et al., 2015) e outros invertebrados bentônicos (BurrIDGE et al., 2010). Destaca-se que animais mais jovens são mais susceptíveis aos piretróides, provavelmente em função da sua menor capacidade de desintoxicação (Costa, 2012).

Os piretróides são muito flexíveis quanto a sua utilização, pois podem ser pulverizados antes da colheita, utilizados como protetores de grãos e além disso podem ser aplicados como inseticidas domésticos ou utilizados em produtos veterinários (Hénault-Ethier, 2015).

Essa variedade de ambientes com usos diversificados pode gerar resíduos e contaminar o ambiente aquático, sedimento e solo. Sua degradação poderá ocorrer nestes vários compartimentos (solo e água) em condições aeróbicas ou anaeróbicas, determinando o seu tempo de meia vida (PPDB, 2009; Hénault-Ethier, 2015). Considera-se também que esta classe de inseticida apresenta estabilidade ao pH ácido e neutro, já em pH alcalino podem sofrer hidrólise (Sternersen, 2004), o que também irá determinar as condições de degradação ambiental.

2.7.7 EFEITOS TÓXICOS DOS PRAGUICIDAS SOBRE A BIOTA

Animais aquáticos estão expostos à contaminação por diferentes vias, tais como oral, branquial e dérmica (Adedeji e Okocha, 2012; Sabra e Mehama, 2015). Além da contaminação por meio da água, outra fonte de possível contaminação se dá principalmente por meio da ingestão de presas na natureza (Akan et al., 2014b) ou de alimento inerte (aquicultura), onde as rações fornecidas podem conter resíduos de praguicidas e outros poluentes orgânicos sintéticos (Sun e Chen, 2008). Devido à toxicidade do composto químico, do tempo de exposição, dose e persistência no ambiente (Ara et al., 2014; Sabra e Mehama, 2015), os efeitos tóxicos poderão prejudicar processos fisiológicos, bioquímicos (Banaee et al., 2009) e reprodutivos (Ara et al., 2014). Em adição, podem afetar o desenvolvimento e funções do sistema endócrino dos animais afetados (Khan e Law, 2005; Ghiselli e Jardim, 2007; Crago e Schlenk, 2015), podendo até provocar a morte do indivíduo (Guiloski et al., 2010; Mahboob et al., 2015).

Vários praguicidas, bem como muitos de seus metabólitos, têm produzido alterações no sistema endócrino, problemas reprodutivos, danos celulares e mortalidade, observados em

ensaios *in vitro* e *in vivo*, sobretudo em espécies animais provenientes de ambientes aquáticos (Torres et al., 1999; Silva et al., 2007; Greco et al., 2010).

Esses processos ocorrem porque mesmo em baixas concentrações, os praguicidas podem provocar intoxicações em organismos não alvos como os peixes (Khan e Law, 2005; Ural e Saglam, 2005; Liu et al., 2013; Zhu, 2015), invertebrados aquáticos (Ochoa-Acuña et al., 2009), anfíbios (Khan e Law, 2005; Junges et al., 2012), répteis (Khan e Law, 2005), aves e insetos (Aktar et al., 2009). Entre os vários problemas relacionados à intoxicação em peixes, destaca-se a inibição da síntese proteica e reduzir os valores de proteína no cérebro, brânquias, músculo, rim e fígado (Khan e Law, 2005), além de alterações no metabolismo destes órgãos.

Nos peixes, para que haja a excreção dos praguicidas, eles precisam ser convertidos em compostos mais polares, solúveis em água e mais fáceis de eliminar que os compostos originais. Tal processo pode se dar por meio da biotransformação, sendo armazenados na bile até a sua excreção (Banaee, 2013). No entanto, cada praguicida possui uma cinética de transformação diferente relacionada à capacidade de metabolização, excreção ou concentração nos tecidos dos seres vivos e na tentativa de buscar a desintoxicação do organismo, os referidos processos podem formar metabólitos com potencial mais tóxico que o produto formulado inicialmente (Liu et al., 2001; Wang et al., 2001; Santos e Rezende, 2002).

Assim, quando os praguicidas não são eliminados do corpo, podem ser bioconcentrados ou bioacumulados (Essumang et al., 2009; Crago e Schlenk, 2015; Akoto et al., 2016), causando danos em células de diferentes órgãos, incluindo lesões teciduais, nas brânquias, fígado (Nwani et al., 2010; Banaee et al., 2013a; 2013c), rins (Banaee et al., 2013b; Deivasigamani, 2015; Samanta et al., 2016) e em alguns casos podendo levar a mortalidade (Ural e Saglam, 2005; Adedeji e Okocha, 2012).

Com o objetivo de se detectar os efeitos deletérios de vários praguicidas com princípios ativos diferentes sobre a biota, diversos testes de toxicidade (aguda e crônica) vêm sendo empregados, inclusive para truta arco-íris *O. mykiss*. Nestes animais também foram aplicadas doses subletais e letais e dentre os efeitos observados destacam-se:

a) Piretróides - representados pela deltametrina: praguicida que pode ter efeito genotóxico porque pode alterar a sequência de genes agindo assim sobre a sua expressão em *O. mykiss* (Atamanalp e Erdoğan, 2010). Pode também comprometer a respiração e o equilíbrio em trutas, com a busca de ar na lâmina da água e natação na vertical, além disso, pode escurecer a pele do animal (Ural e Saglam, 2005); cipermetrina: descrita como

responsável por provocar perda de fluvariabilidade, danos nas brânquias e fígado de trutas (Velisek et al., 2006; Velisek et al., 2009); bifentrina: pode atuar como desregulador do sistema endócrino (Brander et al., 2012), provocando danos sobre o comportamento e a reprodução devido à sua ação estrogênica (Crago e Schlenk, 2015).

b) Carbamatos - podem produzir metabólitos extremamente tóxicos ao ambiente aquático, como carbofurano, que pode ser produzido pelo carbosulfano e este pode ser utilizado no controle de insetos, ácaros e nematóides. Em *O. mykiss*, este carbamato pode provocar alterações com efeitos nas células sanguíneas com efeitos mutagênicos (Altinok et al., 2012); metiocarbe: responsável por induzir edema nas brânquias, descolamento da epiderme e fusão lamelar. Também foi descrita necrose nas células do cerebelo (Altinok et al., 2006).

c) Organofosforados - o diclorvós é tóxico para trutas e pode promover alterações nos parâmetros hematológicos, como o número de leucócitos e nos níveis de hemoglobina, comprometendo a barreira de defesa do organismo e o transporte de oxigênio, respectivamente (Atamanalp et al., 2008); diazinona: a intoxicação pode promover danos nas células do fígado de trutas como hipertrofia, vacuolização e edema dos hepatócitos, em função da alteração da ação antioxidante de algumas enzimas com a consequência de provocar o estresse oxidativo nas células do animal (Banaee et al., 2013a).

d) Triazina - representada pela metribuzina, também foi testado em trutas e este praguicida pode provocar danos como, obstruções nas lamelas branquiais (telangiectasia) e degeneração nas células dos túbulos renais (Velisek et al., 2008).

Em outras espécies de peixes também foram constatados efeitos danosos devido à exposição a vários praguicidas, tais como, a inibição da enzima acetilcolinesterase (AChE) e a sensibilização do tecido cerebral, com 50% de mortalidade de coridoras *Corydoras paleatus* expostas ao carbaril (carbamato) (Guiloski et al., 2010).

De acordo com Lal et al. (2013) o bagre *Clarias batrachus* exposto ao organofosforado malationa (organofosforado) apresentou desequilíbrio hormonal com consequente atraso no desenvolvimento de células somáticas ovarianas. Já em trabalho realizado com curimbatá *Prochilodus lineatus* foi observado estresse oxidativo e inibição da enzima AChE quando expostos ao herbicida glifosato (Modesto e Martinez, 2010). Efeitos subcrônicos foram observados na carpa comum *Ciprinus carpio* quando exposta ao inseticida organofosforado fosalona. A natação dos animais expostos foi comprometida em função da perda de coordenação motora (Kaya et al., 2013). O piretróide bifentrina também provocou

efeitos tóxicos em *C. carpio*, comprometendo a sua natação. Outros danos foram observados como aumento da frequência respiratória, quadros de excitação e convulsões (Velisek et al., 2009). Ali e Rani (2009) também descreveram distúrbios no sistema hematopoiético e a destruição dos glóbulos vermelhos em tilápias expostas ao praguicida organofosforado fosalona.

Além disso, a bioacumulação de praguicidas em organismos criados em cativeiro, pode ser responsável pela intoxicação do ser humano pela ingestão de pequenas concentrações, principalmente por meio da alimentação (Bondarenko et al., 2004; Costa et al., 2008; Andrade et al., 2011; Mnif et al., 2011; Adedeji e Okocha, 2012; Ara et al., 2014; Uddin et al., 2016). Assim sendo, as análises de água ajudam a detectar áreas poluídas por praguicidas (Akan et al., 2014b), sendo um procedimento importante para prever os efeitos residuais que possam provocar riscos à saúde humana e animal (Bondarenko et al., 2004; Adedeji e Okocha, 2012; Ara et al., 2014; Uddin et al., 2016).

Neste sentido, também são necessárias análises de solo, sedimento, ar, plantas e animais, para que seja elaborado o perfil de ação relacionado ao potencial tóxico de cada produto químico (Seiber e Kleinschmidt, 2010; Barret e Jaward, 2012; Akan et al., 2014b), bem como os possíveis efeitos que poderão ser provocados pela intoxicação/poluição.

2.8 PRODUÇÃO E CONSUMO DE PRAGUICIDAS NO BRASIL - CONTAMINAÇÃO DA ÁGUA, SOLO, ANIMAIS E DIETA (RAÇÃO)

O consumo mundial de peixes aumentou nas últimas décadas, inclusive nas regiões onde o pescado não fazia parte da dieta tradicional (Nácher-Mestre et al., 2010). Por esse motivo, a indústria aquícola enfrenta uma nova problemática relacionada à qualidade do pescado e a sustentabilidade ambiental (Videler, 2011). A preocupação com a qualidade da água e com o pescado produzido é crescente, em função do aumento do número de plantações nas proximidades de áreas de produção aquícola (Essumang et al., 2009; Chowdhury et al., 2012; Smalling et al., 2013; Akan et al., 2014a; 2015; Enbaia et al., 2015; Isworo et al., 2015; Mahboob et al., 2015; Akoto et al., 2016). Como consequência do aumento das plantações e do desenvolvimento agrícola, áreas produtoras de peixes podem reter resíduos dos praguicidas na água e no pescado produzido com a possibilidade dessa contaminação surtir efeitos indesejáveis ao consumidor final (Bondarenko et al., 2004; Andrade et al., 2011; Mnif et al., 2011; Mahboob et al., 2015; Sing et al., 2015).

A cada ano ocorre o aumento do consumo de pescado no Brasil, assim como, a sua produção através da aquicultura, e o Brasil destaca-se por ter produzido 483.241 mil toneladas de peixes em 2015 (BRASIL, 2015). Neste mesmo período, devido à grande extensão de áreas agrícolas, foram produzidas as mais variadas culturas (cereais, frutas, vegetais e hortaliças), verificando-se o elevado consumo de praguicidas e a grande produção industrial de princípios ativos. De acordo com SINDIVEG (2016), a quantidade de praguicidas utilizados em 2015 foi de 887,6 mil ton com consumo de 395,6 mil ton de ingredientes ativos. A produção nacional de ingredientes ativos para produtos formulados ficou em 409,3 mil ton, sendo importadas 139,3 mil ton e exportadas 5.822,66 ton. As vendas foram divididas entre o tipo de ação do praguicida, com maior registro para herbicidas, fungicidas e inseticidas. Dentre os 10 princípios ativos e afins mais comercializados no Brasil, temos: 1º glifosato e seus sais, 2º ácido diclorofenoxiacético (2,4 D), 3º acefato, 4º óleo mineral, 5º clorpirifós, 6º óleo vegetal, 7º atrazina, 8º mancozebe, 9º metomil e 10º diuron (BRASIL, 2014).

Deve-se considerar que a formação do relevo no Brasil pode colaborar em muitas regiões para a contaminação ambiental, pois seus declives acentuam a lavagem do solo por escoamento superficial (Dellamatrice e Monteiro, 2014), proporcionando o transporte dos resíduos de praguicidas no ambiente, sendo este variável de acordo com o grau de adsorção, lixiviação e degradação e/ou transformação biológica do praguicida, pois esses fatores regulam a concentração, o fluxo e o tempo de permanência destas moléculas no solo (Inoue et al., 2011).

Neste contexto, vários autores destacam que a contaminação ambiental está ligada à agricultura e à industrialização por meio da introdução de substâncias tóxicas nos ecossistemas aquáticos (Barrett e Jaward, 2012; Smalling et al., 2013; Ara et al., 2014) e no solo (Inoue et al., 2011). Além disso, vazamentos industriais (Ali et al., 2011; Barrett e Jaward, 2012, Ara et al., 2014), lixiviação, erosão (Altinok et al., 2006; Andrade et al., 2011), limpeza e descarte inadequado de embalagens (Altinok et al., 2006), também contribuem para o aporte de praguicidas nos ecossistemas e em áreas de produção aquícola. Deve-se levar em consideração que alguns desses poluentes não são adsorvidos pelo solo (Baptista et al., 2003; Andrade et al., 2011) e os resíduos podem percolar, atingindo os lençóis freáticos (Baptista et al., 2003), que abastecem as águas superficiais e as contaminam com resíduos que não sofreram degradação.

As condições climáticas (no momento da aplicação), tais como temperatura alta e umidade, interferem na dispersão dos praguicidas porque influenciam na volatilidade do produto (Gomes et al., 1999), que após a aplicação, podem permanecer na atmosfera, água, solo ou biota (Barrett e Jaward, 2012). Durante a época de pulverização, os praguicidas podem ser transportados por correntes aéreas e podem se depositar no solo e água, em áreas distantes de onde foram originalmente utilizados (Chowdhury et al., 2012). Assim, as águas superficiais podem conter tipos e concentrações variadas de praguicidas que podem ser alteradas pelo processo de degradação (Carabias-Martínez et al., 2003). Devido ao intercâmbio contínuo entre praguicidas, solo, interface água-sedimento, ar-água e organismos aquáticos (Ali et al., 2011), os efeitos residuais podem afetar a saúde humana (Bondarenko et al., 2004; Aboul-Enein et al., 2010) e animal, por meio dos alimentos produzidos.

2.9 ASPECTOS DA LEGISLAÇÃO: USO E DESTINO DA ÁGUA, PRAGUICIDAS, PROGRAMAS E TÉCNICAS PARA ANÁLISES DE RESÍDUOS

Devido ao uso de mananciais com finalidade para produção aquícola, existe a necessidade de seguir uma legislação própria, pois estas atividades geram uma quantidade distinta de efluentes. As legislações ambientais brasileiras tentam atender e classificar as diferentes demandas de uso da água, como a Resolução N° 357 de 17/03/2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA (BRASIL, 2005). A referida norma disciplina e classifica os corpos d'água de acordo com o seu destino, entre eles as águas destinadas ao consumo humano e animal, para proteção e preservação das comunidades aquáticas, irrigação, pesca amadora, atividade aquícola e recreação. Entretanto, para que haja uma melhor classificação para as águas destinadas a recreação com contato primário como esportes aquáticos aplicam-se as normas estabelecidas na Resolução CONAMA N° 274 de 25/01/2000 (BRASIL, 2000), que revisa os critérios de balneabilidade em águas brasileiras para proteção da saúde e do bem-estar dos seres humanos, e estabelece os padrões de qualidade da água considerando aspectos físico-químicos e microbiológicos. No entanto, a resolução CONAMA N° 430 de 13/05/2011 (BRASIL, 2011), dispõe sobre condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a resolução N° 357 de 17/05/2005, acerca das melhores condições, parâmetros, padrões e diretrizes para gestão do lançamento de efluentes em corpos de água receptores, além disso, trata da disposição de efluentes no solo e o tratamento dos

mesmos, independentemente da carga poluidora, auxiliando com diretrizes para melhor gestão dos efluentes.

Adicionalmente, o Conselho Estadual de Política Ambiental do Estado de Minas Gerais (COPAM) segue as normas das resoluções federais com algumas modificações específicas ao estado, e classifica e enquadra os corpos d'água superficiais quanto aos padrões de lançamento de efluentes, por meio da Deliberação Normativa Conjunta COPAM/CERH-MG Nº 1, de 05/05/2008 (COPAM/CERH, 2008).

Além do cuidado para manter a qualidade da água dentro dos padrões de lançamento, evita problemas ambientais pelo uso constante e elevado de praguicidas é definida a Lei Federal Nº 7802/1989 (regulamentada pelo Decreto 4074/2002), que dispõe sobre pesquisa, experimentação, produção, empacotamento e rotulagem, transporte, armazenamento, comercialização, propaganda, utilização, importação, exportação, destino final dos resíduos e embalagens, registro, classificação, controle, inspeção e fiscalização. Essa lei define no Artigo 1º, o termo agrotóxicos/praguicidas e afins como: “produtos e agentes de processos físicos, químicos ou biológicos, destinados ao uso nos setores de produção, armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, na proteção de florestas, nativas ou plantadas, e de outros ecossistemas e de ambientes urbanos, hídricos e industriais, cuja finalidade seja alterar a composição da flora ou da fauna, a fim de preservá-las da ação danosa de seres vivos considerados nocivos, bem como as substâncias e produtos empregados como desfolhantes, dessecantes, estimuladores e inibidores de crescimento”.

Ainda no mesmo artigo, dispõe sobre locais de recolhimento de embalagens, define conceitos sobre comercialização dos produtos, controle, tipo de embalagens, equipamentos de proteção individual e também define o conceito de Limite Máximo de Resíduos (LMR) como: “quantidade máxima de resíduo de agrotóxico ou afim oficialmente aceita no alimento, em decorrência da aplicação adequada numa fase específica, desde sua produção até o consumo, expressa em partes (em peso) do agrotóxico ou seus resíduos por milhão de partes de alimento (em peso) (ppm ou mg/kg)”.

Em parágrafo único define os critérios de avaliação dos praguicidas que serão estabelecidos em instruções normativas complementares dos órgãos competentes, onde são relacionados alguns dos parâmetros como toxicidade e presença de problemas toxicológicos especiais, tais como: neurotoxicidade, fetotoxicidade, ação hormonal, ação comportamental, ação reprodutiva, persistência ambiental, bioacumulação, forma de apresentação e método de aplicação (BRASIL, 2017).

O estado de Minas Gerais, além de seguir aspectos da legislação federal, cria o Instituto Mineiro de Agropecuária (IMA), que é responsável pela defesa sanitária animal e vegetal, para atuar sobre a inspeção, certificação de produtos, educação sanitária e apoio à agroindústria familiar. Neste sentido, cria Leis, Decretos e Portarias relacionadas ao uso, registro, produção e comercialização de praguicidas (IMA, 2016a). Entre as leis e portarias destacam-se:

A lei estadual Nº 10.545 de 13/12/1991 dispõe sobre produção, comercialização e uso dos agrotóxicos/praguicidas e afins e dá outras providências e o Decreto Estadual n. 41.203 de 08/08/2000 que aprova o regulamento da Lei Nº 10.545.

Através da Portaria IMA Nº 650 de 16/06/2004, é disciplinado o cadastro de agrotóxicos/praguicida e afins destinados ao uso dos setores de produção agropecuária, no armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, agroindústrias e na proteção de florestas. Sendo assim, a Portaria IMA Nº 862 de 29/08/2007 baixa normas para o registro de estabelecimento de agrotóxico/praguicida e afins, armazenamento exposição, comercialização e destinação de suas embalagens. A Portaria IMA Nº 1650 de 18/08/2016 revoga as portarias IMA Nº 650, de 16/06/2004 e Nº 862 de 29/08/2007 determina normas para registro de estabelecimento de agrotóxico/praguicida e afins, armazenamento, exposição, comercialização, destinação de embalagens vazias e para cadastro de agrotóxicos/praguicidas e afins, destinados ao uso nos setores de produção agropecuária, armazenamento, beneficiamento de produtos agrícolas, pastagens, agroindústrias e proteção de florestas no Estado de Minas Gerais (IMA, 2016b). O IMA é responsável por emitir uma lista onde constam os agrotóxicos aptos à comercialização no estado de Minas Gerais (IMA, 2016c).

O processo de registro do praguicida é de responsabilidade do Ministério da Saúde em conjunto com a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), que avalia e classifica no âmbito toxicológico os praguicidas, seus componentes e afins, esses resultados estabelecem a classificação toxicológica dos produtos técnicos e formulados e são usados para calcular o parâmetro de segurança da Ingestão Diária Aceitável (IDA) de cada Ingrediente Ativo (IA). Neste sentido os Limites Máximos de Resíduos - LMR, são estabelecidos no Brasil baseados nas pesquisas de resíduos de praguicidas nos alimentos seguindo as boas práticas agrícolas e respeitando o intervalo de segurança de cada IA e avaliadas por laboratórios especializados no Brasil por meio do Programa Nacional de Análise de Resíduos de Agrotóxico em Alimentos - PARA (BRASIL, 2014; 2017).

O LMR também pode ser definido como quantidade máxima de resíduos encontrado em substâncias alimentares que não causam qualquer perigo ou efeito na saúde humana (Akan et al., 2014b). Desta forma, quando o país não estiver estabelecido o LMR próprio, serão adotados os limites estabelecidos pelo Comitê para Resíduos de Agrotóxicos do *Codex Alimentarius* (CCPR), recomendados por *Food and Agriculture Organization* (FAO) e Organização Mundial de Saúde (OMS).

Outros órgãos estão envolvidos para avaliar, monitorar e controlar o uso de praguicidas e seus resíduos, tais como o Ministério do Meio Ambiente (MMA), cuja competência é avaliar o impacto provocado no meio ambiente e propor políticas de gestão junto com o CONAMA e o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Adicionalmente, avaliar a eficácia do controle das pragas e a aprovação do rótulo de praguicidas. Já a coordenação do Programa Nacional de Controle de Resíduos e Contaminantes (PNCRC) é responsável por inspecionar e fiscalizar as cadeias produtivas de alimentos, baseando-se na análise de risco que monitora os sistemas de produção e a qualidade e segurança dos produtos de origem animal e vegetal disponibilizados ao comércio e ao consumo. O Ministério da Saúde, entre outras atribuições, incumbe-se em avaliar e classificar toxicologicamente os praguicidas, conceder registros e monitorar os resíduos de agrotóxicos e afins em produtos de origem animal (BRASIL, 2016; BRASIL, 2017).

Nos laboratórios oficiais do MAPA, denominados LANAGRO (Laboratórios Nacionais Agropecuários), são realizadas as análises das matrizes empregando-se o método de “multirresíduos” ou metodologias específicas previamente validadas. O método multirresíduo (MRM, do inglês *Multiresidue Methods*) analisa simultaneamente diferentes ingredientes ativos de praguicidas e pode detectar diversos metabólitos. O referido método é considerado rápido, pelo reduzido tempo de análise, e de custo reduzido. Essa técnica é reconhecida e utilizada para monitoramento de resíduos de agrotóxicos em alimentos em países como: Alemanha, Austrália, Brasil, Canadá, Estados Unidos, Holanda, entre outros.

Para extração dos analitos nos laboratórios executores, pode ser utilizado o método QuEChERS (*Quick, Easy, Cheap, Rugged and Safe*) considerado rápido, fácil, barato, confiável e seguro. Outro método que pode ser utilizado é o Mini-Luke modificado, sendo que os dois métodos apresentam bons resultados para extração dos analitos de matrizes ambientais, reduzindo o consumo de solventes e matriz amostral (BRASIL, 2014).

Neste sentido, faz-se necessário o uso de técnicas cromatográficas de alta resolução para analisar os resíduos de praguicidas nos extratos das matrizes, pois essas técnicas

possuem grande precisão, sensibilidade e seletividade, permitindo a fácil separação de substâncias e suas quantificações (Melo et al., 2004; Galli et al., 2006; Nunez et al., 2012). Além disso, essas técnicas fornecem resultados com limites de detecção em PPB ou PPT dependendo do equipamento utilizado e da técnica de extração dos analitos (Galli et al., 2006; Nunez et al., 2012). Destaca-se que o método de cromatografia líquida acoplada a espectrometria de massas (LC-MS/MS) é uma técnica frequentemente utilizada para análise de amostras ambientais e de alimentos devido a sua elevada sensibilidade (Nunez et al., 2012).

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

O objetivo do presente estudo foi avaliar a qualidade da água proveniente da produção de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) em sistema *raceway* e verificar por processos de análises cromatográficas a presença de resíduos de praguicidas nas matrizes água, truta, solo e ração.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Monitorar a qualidade da água de lançamento (efluente) por meio de avaliações físico-químicas, microbiológicas e cromatográficas após o cultivo trutas arco-íris em sistemas de *raceway* e conhecer a sua carga poluidora;

Verificar por avaliações físico-químicas, microbiológicas e cromatográficas a qualidade da água durante o cultivo de trutas arco-íris em sistema de *raceway*;

Avaliar a qualidade das diferentes matrizes (trutas arco-íris e sedimento) por meio de processos cromatográficos;

Avaliar por processos cromatográficos, a ração utilizada durante o cultivo de trutas arco-íris;

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABOUL-ENEIN, A.M.; NASR, I.N.; ELELLA, F.M.A.; ABDULLAH, E.S. Monitoring of some organochlorines and organophosphorus residues in imported and locally raised chicken and bovine muscles in Egypt. *Journal of Applied Sciences Research*, v.6, n.6, p.600-608, 2010.
- ADEDEJI, O.B.; OKOCHA, R.O. Overview of pesticide toxicity in fish. *Advances in Environmental Biology*, v.6, n.8, p.2344-2351, 2012.
- AGOSTINETTO, D.; FLECK, N.G.; MENEZES, V.G. Herbicidas não seletivos aplicados na fase de maturação do arroz irrigado. *Scientia Agricola*, v.58, n.2, p.277-285, 2001.
- AKAN, J.C.; SODIPO, O.A.; MOHAMMED, Z.; ABDULRAHMAN, F.I. Determination of organochlorine, organophosphorus and pyrethroid pesticide residues in water and sediment samples by high performance liquid chromatography (HPLC) with UV/visible detector. *Journal of Analytical Bioanalytical Techniques*, v.5, n.6, 2014a.
- AKAN, J.C.; ABDULRAHMAN, F.I.; CHELLUBE, Z.M. Organochlorine and organophosphorus pesticide residues in fish samples from lake Chad, Baga, North Eastern Nigeria. *International Journal of Innovation, Management and Technology*, v.5, n.2, 2014b.
- AKAN, J.C.; BATTAH, N.; WAZIRI, M.; MAHMUD, M.M. Organochlorine, organophosphorus and pyrethroid pesticides residues in water and sediment samples from river Benue in Vinikilang, Yola, Adamawa State, Nigeria using gas chromatography-mass spectrometry equipped with electron capture detector. *American Journal of Environmental Protection*, v.3, n.5, p.164-173, 2015.
- AKOTO, O.; AUGUSTINE, A.A.; ADOTEY, D. Pesticide residues in water, sediment and fish from Tono Reservoir and their health risk implications. *Springer Plus*, n.5, p.1849-1860, 2016.

- AKTAR, W.; SENGUPTA, D.; CHOWDHURY, A. Impact of pesticides use in agriculture: their benefits and hazards. *Interdisciplinary Toxicology*, v.2, n.1, p.1-12, 2009.
- ALI, H.A.J.; RANI, V.J. Effect of phosalone on haematological indices in the tilapia, *Oreochromis mossambicus*. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Science*, v.33, n.5, p.407-411, 2009.
- ALI, S.F.M.; SHIEH, B.H.H.; ALEHAIDEB, Z.; KHAN, M.Z.; LOUIE, A.; FAGEH, N.; LAW, F.C.P. A review on the effects of some selected pyrethroids and related agrochemicals on aquatic vertebrate biodiversity. *SENRA Academic Publishers*, v.5, n.2, p.1455-1464, 2011.
- ALMEIDA, S.A.B.; UENO, M. Qualidade sanitária das águas do rio Una, São Paulo, Brasil, no período das chuvas. *Revista Biociências*, v.14, n.1, p.82-86, 2008.
- ALONZO, H.G.A.; CORRÊA, G.L. Praguicidas. In: Oga, S. (Ed.). *Fundamentos de Toxicologia*. São Paulo: Atheneu, 2002, p.437-458.
- ALSHALLASH, K.S. Effect of pendimethalin, trifluralin and terbutryn on *Lolium multiflorum* growing with barley during pre-emergence stage. *Annals of Agricultural Science*, v.59, n.2, p.239-242, 2014.
- ALTINOK, I.; CAPKIN, E.; BORAN, H. Mutagenic, genotoxic and enzyme inhibitory effects of carbosulfan in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Pesticides Biochemistry and Physiology*, v.102, p.61-67, 2012.
- ALTINOK, I.; CAPKIN, E.; KARAHAN, S.; BORAN, M. Effects of water quality and fish size on toxicity of methiocarb, a carbamate pesticide, to rainbow trout. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, v.22, p.20-26, 2006.
- ALVEZ, S.R.; OLIVEIRA-SILVA, J.J. Avaliação de Ambientes Contaminados por Agrotóxicos In: MOREIRA, J.C.; PERES, F. *É veneno ou É remédio?: Agrotóxicos, saúde e ambiente*. Rio de Janeiro: Fiocruz, 2003, cap.7, p.137-156.

- AMARANTE JR, O.P.; SANTOS, T.C.R.; BRITO, N.M.; RIBEIRO, M.L. Glifosato: propriedades, toxicidade, usos e legislação. *Química Nova*, v.25, n.4, p.589-593, 2002.
- AMÉRICO, H.J.P.; MANOEL, L.O.; TORRES, N.H.; FERREIRA, L.F.R. O uso de agrotóxicos e os impactos nos ecossistemas aquáticos. *Revista Científica ANAP Brasil*, v.8, n.13, p.101-115, 2015.
- ANDLEEB, S. Teratogenic potential of pyrethroids: a review. *Punjab University Journal of Zoology*, v.31, n.1, p.107-125, 2016.
- ANDRADE, A.S.; QUEIROZ, V.T.Q.; LIMA, D.T.; DRUMOND, L.C.D. Análise de risco de contaminação de águas superficiais e subterrâneas por pesticidas em municípios do Alto Paranaíba - MG. *Química Nova*, v.34, n.7, p.1129-1135, 2011.
- ARA, A.G.; HAQUE, W.; HASANUZZAMAN, M. Detection of organochlorine and organophosphorus pesticides residues in water samples of Taragong Thana in Rangpur district in Bangladesh. *Research Journal of Environmental and Earth Sciences*, v.6, n.2, p.85-89, 2014.
- ARANA, L.V. *Qualidade da água em aquicultura: princípios e práticas*. 3.ed., Florianópolis: UFSC, 2010, 238p.
- ASOMBA, C.H.; UGOKWE, U.C. Effect of herbicide (primextra) on tissue protein levels in *Clarias albopunctatus*. *International Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, v.5, n.3, p.145-149, 2015.
- ATAMANALP, M.; ANGIS, S.; OGUZHAN, P.; AKSAKAL, E. Alterations in hematological parameters of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to DDVP. *The Israeli Journal of Aquaculture*, v.60, n.1, p.9-12, 2008.
- ATAMANALP, M.; ERDOĞAN, O. Alterations of HSP70 gene expression in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to deltamethrin. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, v.34, n.4, p.359-363, 2010.

- AZAD, K.N.; SALAM, M.A.; AZAD, K.N. Aquaponics in Bangladesh: current status and future prospects. *Journal of Bioscience and Agriculture Research*, v.7, n.2, p.669-677, 2016.
- BACCARIN, A.E.; CAMARGO, A.F.M. Characterization and evaluation of impact of feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, v.48, n.1, p.81-90, 2005.
- BALBA, H. Review of strobilurin fungicide chemicals. *Journal of Environmental Science and Health Part B*, v.42, p.441-451, 2007.
- BANAEI, M. Physiological dysfunction in fish after insecticides exposure In: Trdan, S. *Insecticides - Development of Safer and More Effective Technologies*, InTech, 2013, cap.4, p.103-143.
- BANAEI, M.; DAVOODI, M.H.; ZOHEIRI, F. Histopathological changes induced by paraquat on some tissues of gourami fish (*Trichogaster trichopterus*). *Open Veterinary Journal*, n.3, n.1, p.36-42, 2013c.
- BANAEI, M.; MIRVAGHEFI, A.R.; AHMADI, K.; ASHORI, R. The effect of diazinon on histopathological changes of testes and ovaries of common carp (*Cyprinus carpio*). *Scientific Journal of Marine Biology*, v.1, n.2, p.25-35, 2009.
- BANAEI, M.; MIRVAGHEFI, A.R.; RAFI, G.R.; AMIRI, M.B. Effect of sub-lethal diazinon concentrations on blood plasma biochemistry. *International Journal of Environmental Research*, v.2, n.2, p.189-198, 2008.
- BANAEI, M.; SUREDA, A.; MIRVAGHEFI, A.R.; AHMADI, K. Biochemical and histological changes in the liver tissue of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to sub-lethal concentrations of diazinon. *Fish Physiology and Biochemistry*, v.39, p.489-501, 2013a.

- BANAEE, M.; SUREDA, A.; MIRVAGEFEI, A.R.; AHMADI, K. Histopathological alterations induced by diazinon in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *International Journal of Environmental Research*, n.7, v.3, p.735-744, 2013b.
- BAPTISTA, D.F.; BUSS, D.F.; EGLER, M. Macroinvertebrados como bioindicadores de ecossistemas aquáticos contaminados por agrotóxicos. In: Moreira, J.C.; Peres, F. *É veneno ou É remédio?: Agrotóxicos, saúde e ambiente*. Rio de Janeiro: Fiocruz, 2003, cap.8, p.157-176.
- BARRET, K.; JAWARD, F.M. A review of endosulfan, dichlorvos, diazinon, and diuron - pesticides used in Jamaica. *International Journal of Environmental Health Research*, v.22, n.6, p.481-499, 2012.
- BARTLETT, D. W.; CLOUGH, J.C.; GODWIN, J.R.; HALL, A.A.; HAMER, M.; PARR-DOBRZANSKI, B. The strobilurin fungicides. *Past Management Science*, v.58, p.649-662, 2002.
- BASTOS, L.H.P.; GOUVÊA, A.V.; ORTIZ, N.D.; CARDOSO, M.H.W.M.; JACOB, S.C.; NÓBREGA, A.W. Monitoramento de resíduos de agrotóxicos da classe dos organofosforados por CG-DFC em amostras de leite fluído e em pó. *Química Nova*, v.38, n.2, p.178-184, 2015.
- BEGUM, G. Organ-specific ATPase and phosphorylase enzyme activities in a food fish exposed to a carbamate insecticide and recovery response. *Fish Physiology and Biochemistry*, v.37, p.37-61, 2011.
- BERESFORD, R.M. Anilinopyrimidine management strategy. Pesticides Resistance Strategies. Estratégia de gerenciamento de anilinopirimidina, 2004. Disponível em: <<https://resistance.nzpps.org/index.fungicides/anilinopyrimidine>>. Acesso em: 19 março 2017.
- BHATNAGAR, A.; DEVI P. Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *International Journal of Environmental Sciences*, v.3, n.6, 2013.

- BLANCO CACHAFEIRO, M.C. *La Trucha - Cria Industrial*. Ediciones Mundi-Prensa Libros, Madrid, 2. ed, 1995, 503p.
- BOAVENTURA, R.; PEDRO, A.M.; COIMBRA, J. Trout farm effluents: characterization and impact on the receiving streams. *Environmental Pollution*, v.95, n.3, p.379-387, 1997.
- BONDARENKO, S.; GAN, J. Degradation and sorption of selected organophosphate and carbamate insecticides in urban stream sediments. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v.23, n.8, p.1809-1814, 2004.
- BONDARENKO, S.; GAN, J.; HARVER, D.L.; KABASHIMA, J.N. Persistence of selected organophosphate and carbamates insecticides in water from a coastal watershed. *Environmental Toxicology and Chemistry*, v.23, n.11, p.2649-54, 2004.
- BONISŁAWSKA M.; TAŃSKI A.; MOKRZYCKA M.; BRYSIEWICZ A.; NĘDZAREK A.; TÓRZ A. The effect of effluents from rainbow trout ponds on water quality in the Gowienica River. *Journal of Water and Land Development*, n.19, p.23-30, 2013.
- BONMATIN, J.M.; GIORIO, C.; GIROLAMI, V.; GOULSON, D.; KREUTZWEISER, D.P.; KRUPKE, C.; LIESS, M.; LONG, E.; MARZARO, M.; MITCHELL, E.A.D.; NOOME, D.A.; SIMON-DELISO, N.; TAPPARO, A. Environmental fate and exposure neonicotinoids and fipronil. *Environmental Science and Pollution Research*, v.22, p.35-67, 2015.
- BRANDER, S.M.; HE, G.; SMALLING, K.L.; DENISON, M.S.; CHERR, G.N. The in vivo estrogenic and in vitro anti-estrogenic activity of permethrin and bifenthrin. *Environmental Toxicology Chemistry*, v.31, p.2848-2855, 2012.
- BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária, ANVISA. *Programa de Análise de Resíduos de Agrotóxicos em Alimentos (PARA)*. Relatório de atividades 2012 complementar. Brasília: ANVISA, 2014. 33p.

BRASIL. Agência nacional de vigilância sanitária, ANVISA. Regularização de produtos - *Agrotóxicos, Monografias autorizadas, 2016*. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/registrosautorizacoes/agrotoxicos/produtos/monografia-de-agrotoxicos/autorizadas>>. Acesso em: 15 out. 2016.

BRASIL. Instituto Brasileiro de Geografia e estatística, IBGE. *Produção da Pecuária Municipal 2015*, volume 43. Disponível em: <<http://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/.pdf>>. Acesso em: 15 jan. 2017.

BRASIL. Instituto de Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis, IBAMA. *Relatório de comercialização, produção e venda de agrotóxicos 2014*. Disponível em:<<http://www.ibama.gov.br/index>>. Acesso em: 03 fev. 2017.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, Conselho nacional de meio ambiente – CONAMA. Resolução CONAMA nº 274, de 29 de novembro de 2000. *Diário Oficial da União*. 18, p. 70-71, 25/01/2001. Define o critério de balneabilidade em águas brasileiras. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/port/conama/legislacao/CONAMA_RES_CONS_2000_274.pdf>. Acesso em: 13 set. 2014.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, Conselho nacional de meio ambiente – CONAMA. Resolução CONAMA nº 357 de 17 de março de 2005. *Diário Oficial da União*. 53, p. 58-63, 18/03/2005. Dispõe sobre a classificação das águas. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res.html>>. Acesso em: 11 fev. 2014.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, Conselho nacional de meio ambiente – CONAMA. Resolução CONAMA nº 430 de 13/05/2011. *Diário Oficial da União*. 92, p. 89-97, 16/05/2011. Padrão de lançamento de efluentes. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res11/.pdf>>. Acesso em 18 abril 2014.

BRASIL. Presidência da República. Decreto 4.074 de 04 de Janeiro de 2002. Disponível em: <<http://www.planalto.gov.br/decreto/2002/d4074.htm>>. Acesso em: 07 fev. 2017.

- BRECKENRIDGE, C.B.; HOLDEN, L.; STURGESS, N.; WEINER, M.; SHEETS, L.; SARGENT, D.; SODERLUND, D.M.; CHOI, J.; SYMINGTON, S.; CLARK, J.M.; BURR, S.; RAY, D. Evidence for a separate mechanism of toxicity for the type I and the type II pyrethroid insecticides. *NeuroToxicology*, v.30, p.17-31, 2009.
- BRINKMAN, S.F.; WOODLING, J.D.; VAJDA, A.M.; NORRIS, D.O. Chronic toxicity of ammonia to early life stage rainbow trout. *Transactions of the American Fisheries Society*, v.138, p.433-440, 2009.
- BURRIDGE, L.; WEIS, J.W.; CABELLO, F.; PIZARRO, J.; BOSTICKLES, K. Chemical use in salmon aquaculture: A review of current practices and possible environmental effects. *Aquaculture*, v. 306, p.7-23, 2010.
- CAMARGO, J.A. The importance of biological monitoring for ecological risk assessment of freshwater pollution: A case study. *Environmental International*, v.20, n.2, p.229-238, 1994.
- CAMARGO, J.A.; GONZALO, C.; ALONZO, A. Assessing trout farm pollution by biological metrics and indices based on aquatic macrophytes and benthic macroinvertebrates: A case study. *Ecological Indicators*, v.11, p.911-917, 2011.
- CAO, M.; LI, S.; WANG, Q.; WEI, P.; LIU, Y.; ZHU, G.; WANG, M. Track of fate and primary metabolism of trifloxystrobin in rice paddy ecosystem. *Science of the Total Environment*, v.518-519, p.417-423, 2015.
- CAPEL, P.D.; LARSON, S.J.; WINTERSTEIN, T.A. The behavior of 39 pesticides in surface waters as a function of scale. *Hydrological Processes*, v.15, p.1251-1269, 2001.
- CARABIAS-MARTÍNEZ, R.; RODRÍGUEZ-GONZALO, E.; FERNÁNDEZ-LAESPADA, M.E.; CALVO-SERONERO, L.; SÁNCHEZ-SAN ROMÁN, F.J. Evolution over time of the agricultural pollution of waters in an area of Salamanca and Zamora (Spain). *Water Research*, v.37, p.928-938, 2003.

- CARAMEL, B.P.; MORAES, M.A.B.; CARMO, C.F.; VAZ-DOS-SANTOS, A.M.; TABATA, Y.A.; OSTI, J.A.S.; ISHIKAWA, C.M.; CERQUEIRA, M.A.S.; MERCANTE, C.T.J. Water quality assessment of a trout farming effluent, Bocaina, Brazil. *Journal of Water Resource and Protection*, n.6, p.909-915, 2014.
- CARVALHO, S.M.; CARVALHO, G.A.; CARVALHO, C.F.; BUENO FILHO, J.S.S.; BAPTISTA, A.P.M. Toxicidade de acaricidas/inseticidas empregados na citricultura para a abelha africanizada *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera: Apidae). *Arquivos do Instituto Biológico*, v.76, n.4, p.597-606, 2009.
- CASIDA, J.E. Pest Toxicology: The Primary Mechanisms of Pesticide Action. In: KRIEGER, R. (Ed). *Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology*. 3.ed. London: Academic Press - Elsevier, v.1, 2010, cap.2, p.103-117.
- CHAPMAN, D.; KIMSTACH, V. Selection of water quality variables, Chapter 3, In: CHAPMAN, D. *Water Quality Assessments - A Guide to Use of Biota, Sediments and Water in Environmental Monitoring – 2 Edition UNESCO/WHO/UNEP*, 1996, p.74-133. Disponível em: <http://www.who.int/water_sanitation_health/pdf>. Acesso em: 11 de out. 2016.
- CHOWDHURY, A.Z.; BANIK, S.; UDDIN, B.; MONIRUZZAMAN, M.; KARIM, N.; GAN, H.S. Organophosphorus and carbamate pesticide residues detected in water samples collected from paddy and vegetable fields of the Savar and Dhamrai Upazilas in Bangladesh. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, v.9, p.3318-3329, 2012.
- CLEAN WATER TEAM. Electrical conductivity/salinity Fact Sheet, FS3.1.3.0(EC). In: The Clean Water Team Guidance Compendium for Watershed Monitoring and Assessment, Version 2.0. Division of Water Quality, California State Water Resources Control Board (SWRCB), Sacramento, CA, 2004. Disponível em: https://www.waterboards.ca.gov/water_issues.pdf Acesso em: 01 fev. 2018.

- COPAM/CERH-MG - Deliberação normativa conjunta nº 1, de 5 de maio de 2008. Disponível em: <<http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?dnorma=8151>>. Acesso em: 30 jul. 2014.
- COPE, W.G.; LEIDY, R.B.; HODGSON, E. Classes of toxicants: Use classes. In: HODGSON, E. (Ed.). *Textbook of Modern Toxicology*, 3.ed. Hoboken: John Wiley & Sons, 2004, cap.5, p.49-74.
- COSCOLLÀ, C.; COLIN, P.; YAHYAOU, A.; PETRIQUE, O.; YUSÀ, V.; MELLOUKI, A.; PASTOR, A. Occurrence of currently used pesticides in ambient air of center region (France). *Atmospheric Environment*, v.44, p.3915-3925, 2010.
- COSTA, L.G. Efeitos tóxicos dos praguicidas. In: KLASSEN, C.D.; WATKINS, J.B. *Fundamentos de Toxicologia de Casarett & Doull's*, 2.ed. Porto Alegre: Artmed, 2012, p.311-323.
- COSTA, L.G.; GIORDANO, G.; GUIZZETTI, M.; VITALONE, A. Neurotoxicity of pesticides: a brief review. *Frontiers in Bioscience*, v.13, p.1240-1249, 2008.
- COUDERCHET, M. Benefits and problems of fungicide control of *Botrytis cinerea* in vineyards of Champagne. *Vitis*, n.42, v.4, p.165-171, 2003.
- CRAGO, J.; SCHLENK, D. The effect of bifenthrin on the dopaminergic pathway in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquatic Toxicology*, n.162, p.66-72, 2015.
- CREPALDI, D.V.; TEIXEIRA, E.A.; FARIA, P.M.C.; RIBEIRO, L.P.; MELO, D.C.; CARVALHO, D.; SOUSA, A.B.; SATURNINO, H.M. Sistemas de produção na piscicultura. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.30, n.3/4, p.86-99, 2006.
- DEER, H.M.; BEARD, R. Effect of water pH on the chemical stability of pesticides. Utah State University, Cooperative Extension, 2001. Disponível em: <https://extension.usu.edu/files/publications/factsheet/AG_Pesticides_14.pdf>. Acesso em: 26 nov. 2016.

- DEIVASIGAMANI, S. Effect of herbicides on fish and histological evaluation of common carp (*Cyprinus carpio*). *International Journal of Applied Research*, v.1, n.7, p.437-440, 2015.
- DELLAMATRICE, P.M.; MONTEIRO, R.T.R. Principais aspectos da poluição de rios brasileiros por pesticidas. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, v.18, n.12, p.1296-1301, 2014.
- DEMICCO, A.; COOPER, K.R.; RICHARDSON, J.R.; WHITE, L.A. Developmental neurotoxicity of pyrethroid insecticides in zebrafish embryos. *Toxicological Sciences*, v.113, n.1, p.177-186, 2010.
- DEMOUTE, J.P. A brief review of the environmental fate and metabolism of pyrethroids. *Pest Science* v.27, p.375-385, 1989.
- DIĞRAK, M.; KAZANICI, F. Effect of some organophosphorus insecticides on soil microorganisms. *Turkish Journal of Biology*, n.25, p.51-58, 2001.
- DIJKSTERHUIS, J.; VAN DOORN, T.; SAMSON, R.; POSTMA, J. Effects of seven fungicides on non-target aquatic fungi. *Water Air and Soil Pollution*, v.222, p.421-425, 2011.
- DOGAN, D.; CAN, C.; KOCYIGIT, A.; DIKILITAS, M.; TASKIN, A.; BILINC, H. Dimethoate-induced oxidative stress and DNA damage in *Oncorhynchus mykiss*. *Chemosphere*, v.84, p.39-46, 2011.
- EL-GREISY, Z.A.E-B.; ELGAMAL, A.E.E.; AHMED, N.A.M. Effect of prolonged ammonia toxicity on fertilized eggs, hatchability and size of newly hatched larvae of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Egyptian Journal of Aquatic Research*, v.42, p.215-222, 2016.
- EL-WAKEIL, N.; GAAFAR, N.; SALLAM, A.; VOLKMAR, C. Side effects of insecticides on natural enemies and possibility of their integration in plant protection strategies. In: Trdan, S. *Insecticides - Development of Safer and More Effective Technologies*. InTech, 2013, cap.1, p.3-56.

ENBAIA, S.; ELSAWETH, N.; ABUJNAH, Y.; GREIBY, I.; HAKAM, A.; ALZANAD, A.; BENZITOUN, A.; OMAR, A.A.; AMRA, H.A. Occurrence of organophosphorous pesticide residues in some fish species collected from local market in Tripoli, Libya. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, v.4, n.1, p.925-937, 2015.

ESSUMANG, D.K.; TAGOH, G.K.; CHOKKY, L. Pesticide residues in the water and fish (Lagoon Tilapia) samples from Lagoons in Ghana. *Bulletin of the Chemical Society of Ethiopia*, v.23, n.1, p.19-27, 2009.

ESTEVEES, F.A.; FIGUEIREDO-BARROS, M.P.; PETRUCIO, M.M. Principais cátions e ânions. In: ESTEVEES, F.A. *Fundamentos de Limnologia*, 3.ed. Rio de Janeiro: Interciência, 2011, cap.17, p.300-321.

FADAEIFARD, F.; RAISSY, M.; FAGHANI, M.; MAJLESI, A.; FARAHANI, G.N. Evaluation of physicochemical parameters of wastewater from rainbow trout fish farms and their impacts on water quality of Koohrang stream - Iran. *International Journal of Fisheries and Aquaculture*, n.4, n.8, p.170-177, 2012.

FAGNANI, R.; BELOTI, V.; BATTAGLINI, A.P.P.; DUNGA, K.S.; TAMANINI, R. Organophosphorus and carbamates residues in milk and feedstuff supplied to dairy cattle. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v.31, n.7, p.598-602, 2011.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2012. *Yearbook of fishery statistics: summary tables*. Roma: FAO. Disponível em: <<http://www.fao.org>>. Acesso em: 10 março 2017.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Cultured Aquatic Species Information Programme. *Oncorhynchus mykiss*. Text by Cowx, I. G. 2014 In: FAO Fisheries and Aquaculture Department [online]. Rome. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/Oncorhynchus_mykiss/en>. Acesso em: 10 março 2017.

- FARIA, M.V.C. Avaliação de ambientes e produtos contaminados por agrotóxicos. In: PERES, F.; MOREIRA, J.C. *É veneno ou É remédio?: Agrotóxicos, saúde e ambiente*. Rio de Janeiro: Fiocruz, 2003, cap.9, p.177-209.
- FERRARI, A.; VENTURINO, A.D.; ANGLO, A.M. Effects of carbaryl and azinphos methyl on juvenile rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*) detoxifying enzymes. *Pesticides Biochemistry and Physiology*, v.88, p.134-142, 2007.
- FISHER, S.W. Changes in the toxicity of three pesticides as a function of environmental pH and temperature. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v.46, p.197-202, 1991.
- FLOYD, E.Y.; GEIST, J.P.G.; WERNERACUTE, I. Sublethal exposure to a pyrethroid insecticide alters behavior, growth, and predation risk in larvae of the fathead minnow (*Pimephales promelas*). *Environmental Toxicology and Chemistry*, v.27, n.8, p.1780-1787, 2008.
- FORNSHELL, G. Rainbow Trout - Challenges and Solutions. Reviews. *Fisheries Science*, v.10, n.3-4, p.545-557, 2002.
- FRANCO, C.R.; CASARIN, N.F.B.; DOMINGUES, F.A.; OMOTO, C. Resistência de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae) a acaricidas inibidores da respiração celular em citros: resistência cruzada e custo adaptativo. *Neotropical Entomology*, v.36, p.565-576, 2007.
- FRITZ, R.; LANEN, C.; CHAPELAND-LECLERC, F.; LEROUX, P. Effect of the anilinopyrimidine fungicide pyrimethanil on the cystathionine b-lyase of *Botrytis cinerea*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.77, p.54-65, 2003.
- FROESE, R.; PAULY, D. *FishBase*. Word wid web electronic publication. Disponível em: <www.fishbase.org>. Acesso em: 29 nov. 2016.

- FUJITA, T.; NISHIMURA, N.; TAKAYAMA C.; YOSHIBA, M.; UCHIDA, M. Hydrophobicity as a key physicochemical parameter of environmental toxicology of pesticides. In: Robert Krieger (Ed). *Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology*. 3.ed. London: Academic Press - Elsevier, v.1, 2010, cap.58, p.1229-1252.
- GALLI, A; SOUZA, D; GARBELLINI, G.S; COUTINHO, C.F.B; MAZO, L.H; AVACA, L.A; MACHADO, S.A.S. Utilização de técnicas eletro analíticas na determinação de agrotóxicos em alimentos. *Química Nova*, v.29, n.1, p.105-112, 2006.
- GHARRET, T.; EZZINE, I.K.; NAIJA, A.; JEBALL, J. Assessment of toxic interactions between deltamethrin and copper on the fertility and developmental events in the Mediterranean Sea urchin, *Paracentrotus lividus*. *Environmental Monitoring and Assessment*, v.187, p.193-200, 2015.
- GHERIB, A.; BOUFENDI, M.; TEMIME, A.; BEDOUH, Y. Applications of phytoremediation in wastewater treatment in Algeria. *Larhyss Journal*, n.26, p.99-11, 2016.
- GHISELLI, G.; JARDIM, W.F. Interferentes endócrinos no ambiente. *Química Nova*, v.30, n.3, 2007.
- GODA, A.M.A.S.; ESSA, M.A.; HASSAAN, M.S.; SHARAWY, Z. Bio economic features for aquaponic systems in Egypt. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, v.15, p.525-532, 2015.
- GOMES, J.; LOYD, O.L.; REVITT, D.M. The influence of personal protection, environmental hygiene and exposure to pesticides on the health of immigrant farm workers in a desert country. *International Archives of Occupational and Environmental Health*, v.72, p.40-45, 1999.
- GORGE, G.; NAGEL, R. Toxicity of lindane, atrazine, and deltamethrin to early life stages of zebrafish (*Brachydanio rerio*). *Ecotoxicology Environmental Safety*, v.20, n.3, p.246-255, 1990.

- GORLACH-LIRA, K.; PACHECO, C.; CARVALHO, L.C.T.; MELO JÚNIOR, H.N.; CRISPIM, M.C. The influence of fish culture in floating net cages on microbial indicators of water quality. *Brazilian Journal of Biology*, v.73, n.3, p.457-463, 2013.
- GRECO, L.; SERRANO, R.; BLANES, M.A.; SERRANO E.; CAPRI, E. Bioaccumulation markers and biochemical responses in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) raised under different environmental conditions. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.73, p.38-45, 2010.
- GU, L.; ZHENBIN, W.; SHUIPING, C.; WEI, L.; FENG, H.; GUIPING, F.; FEI, Z. Wastewater treatment for aquaculture ponds. *Wuhan University Journal of Natural Sciences*, v.12, n.6, p.1131-1135, 2007.
- GUILOSKI, I.C.; SILVA, E.G.; NISHIKAWA, C.M.; ASSIS, H.C.S. Atividade da colinesterase em cérebro e músculo de *Corydoras paleatus* (Pisces, Teleostei) expostos ao carbaril. *Revista Acadêmica Ciências Agrárias e Ambientais*, v.8, n.4, p.461-468, 2010.
- HAHN, M. The rising threat of fungicide resistance in plant pathogenic fungi: *Botrytis* as a case study. *Journal of Chemical Biology*, n.7, p.133-141, 2014.
- HAMERS, T.; SMIT, M.G.D.; MURK, A.J.; KOEMAN, J.H. Biological and chemical analysis of the toxic potency of pesticides in rainwater. *Chemosphere*, v.45, p.609-624, 2001.
- HARDY, R.W. Rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. In: WEBSTER, C.D.; LIM, C. *Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture*. University of Idaho, USA. National Fish Hatchery Road, Hagerman, 2002, cap.14, p.184-202.
- HAYASHI, M. Temperature-electrical conductivity relation of water for environmental monitoring and geophysical data inversion. *Environmental Monitoring and Assessment*, v.96, p.119-128, 2004.

HELD, D.W.; PARKER, S. Efficacy of soil applied neonicotinoid insecticides against the azalea lace bug, *Stephanitis pyrioides*, in the landscape. *Florida Entomology*, v.94, n.3, 599-607, 2011.

HÉNAULT-ETHIER, L. *Health and environmental impacts of pyrethroid insecticides: What we know, what we don't know and what we should do about it. Executive Summary and Scientific Literature Review.* Prepared for Équiterre. Montreal, Canada. 68p. 2015. Disponível em: <<http://www.equiterre.org/publication/revue-de-litterature-sur-les-impacts-des-insecticides-pyrethrinoides>>. Acesso em: 10 nov. 2016.

HIRATA, R. Piretróides: Estrutura química-atividade biológica. *Química Nova*, v.18, n.4, 1995.

HODGSON, E. Introduction to pesticide disposition. In: KRIEGER, R (Ed). *Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology*. 3.ed. London: Academic Press - Elsevier, v.1, 2010, cap.35, p.863-864.

HRAC, Herbicide Resistance Action Commite. Global classification lookup. Disponível em: <<http://hracglobal.com/tools/classification-lookup>>. Acesso em: 26 março 2017.

HUI, T.O.; ARIFFIN, M.M.; TAHIR, N.M. Hydrolysis of chlorpyrifos in aqueous solutions at different temperatures and pH. *The Malaysian Journal of Analytical Sciences*, v.14, n.2, p.50-55, 2010.

IMA. Instituto Mineiro de Agropecuária. *Institucional*, 2016a. Disponível em: <<http://www.ima.mg.gov.br/institucional>>. Acesso em: 24 nov. 2016.

IMA. Instituto Mineiro de Agropecuária. *Legislação*, 2016b. Disponível em: <http://www.ima.mg.gov.br/materialcurso/doc_details/legislacao/agrotoxicos>. Acesso em: 24 nov. 2016.

IMA. Instituto Mineiro de Agropecuária. *Agrotóxicos aptos a comercialização no estado de Minas Gerais*, Gerência de Defesa Sanitária Vegetal-GDV-Setor de Agrotóxico.

2016c.Disponível em: <<http://www.ima.mg.gov.br/agrotoxicos/cadastro-de-agrotoxicos>>. Acesso em: 04 jan. 2017.

INOUE, M.H.; MENDES, K.F.; SANTANA, C.T.C.; POSSAMAI, A.C.S. Atividade residual de herbicidas pré-emergentes aplicados em solos contrastantes. *Revista Brasileira de Herbicidas*, v.10, n.3, p.232-242, 2011.

ISWORO, S.; PURWANTO, I.; SABDONO, A. Impact of pesticide use on organophosphorus and organochlorine concentration in water and sediment of Rawa Pening Lake, Indonesia. *Research Journal of Environmental Sciences*, v.9, n.5, p.233-240, 2015.

JONES, J.G. Pollution from fish farms. *Journal Institute Water Environmental Management*, v. 4, p. 14-18, 1990.

JUNGES, C.M.; PELTZER, P.M.; LAJMANOVICH, R.C.; ATTADEMO, A.M.; ZENKLUSEN, M.C.C. Toxicity of the fungicide trifloxystrobin on tadpoles and its effect on fish-tadpole interaction. *Chemosphere*, v.87, n.11, p.1348-1354, 2012.

KAYA, H.; ÇELIK, E.S.; GÜRKAN, M.; YILMAZ, S.; AKBULUT, M. Effects of subchronic Exposure to phosalone on oxidative stress and histopathological alterations in Common Carp (*Cyprinus carpio*, L., 1758). *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A*, v.76, p.853-864, 2013.

KANG, B.K.; JYOT, G.; SHARMA, R.K.; BATTU, R.S.; SINGH, B. Persistence of propargite on okra under subtropical conditions at Ludhiana, Punjab, India. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, v.85, p.414-418, 2010.

KARIMI, J.M.; TAKAMI, G.A.; KHARA, H.; ABBASPOUR R. Influence of trout farm effluents on water quality parameters and benthic macroinvertebrates. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, v.15, n.1, p.133-143, 2016.

- KARNATAK, A.K.; THORAT, P.V. Effect of insecticidal micro-environment on the honeybee, *Apis mellifera* in *Brassica napus*. *Journal of Applied Biosciences*, v.32, n.1, p.93-94, 2006.
- KAWAHARA, J.; HORIKOSHI, R.; YAMAGUCHI, T.; KUMAGAI, K.; YANAGISAWA, Y. Air pollution and young children's inhalation exposure to organophosphorus pesticide in an agricultural community in Japan. *Environment International*, v.31, p.1123-1132, 2005.
- KHAN, M.Z.; LAW, F.L.P. Adverse effects of pesticides and related chemicals on enzyme and hormone systems of fish, amphibians and reptiles: a review. *Proceedings of the Pakistan Academy of Sciences*, v.42, n.4, p.315-323, 2005.
- KIRKAGAÇ, M.U.; PULATSU, S.; TOPCU, A. Trout farm effluent effects on water sediment quality and benthos. *Clean*, v.37, n.4-5, p.386-391, 2009.
- KLONTZ, G.W. *Manual for rainbow trout production on the family-owned farm*. Department of Fish and Wildlife Resources, University of Idaho Moscow, Idaho, 1991. 70p.
- KOÇER, M.A.T.; SEVGILI, H. Parameters selection for water quality index in the assessment of the environmental impacts of land-based trout farms. *Ecological Indicators*, v.36, p.672-681, 2014.
- KOTB, C.A.M.; ABD-ABRAHMAN, S.H.; FARAG, A.A.G.; ELHALWAGG, M.E.A. Biochemical effects of the herbicide dicofop-methyl bioaccumulation in freshwater fish (*Oreochromis niloticus*). *Journal of animal and Veterinary Advances*, v.10, n.2, p.1016-1020, 2013.
- KOTTALAGI, P.; JAGGINAVAR, S.B.; VEERENDRA, A.C.; NAGARAJ, H.; SRIKANTH, C.D.; NAVEEN, R.; PREMA, G.U. Efficacy of different acaricides against acid lime mite *Schizotetranychus baltazari* Rimando, predatory mite and grading of fruits. *Academic Journal of Entomology*, v.7, n.4, p.134-139, 2014.

- KUMARI, S.; CHAUHAN, U.; KUMARI, A.; GIREESH NADDA, G. Comparative toxicities of novel and conventional acaricides against different stages of *Tetranychus urticae* Koch (Acarina: Tetranychidae). *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 2015.
- LAL, B.; SARANG, M.K.; KUMAR, P. Malathion exposure induces the endocrine disruption and growth retardation in the catfish, *Clarias batrachus* (Linn). *General and Comparative Endocrinology*, v.181, p.139-145, 2013.
- LALAH, J.O.; YUGI, P.O.; JUMBA, I.O.; WANDIGA, S.O. Organochlorine pesticide residues in Tana and Sabaki rivers in Kenya. *Bulletin of Environmental Contamination Toxicology*, v.71, p.298-307, 2003.
- LARTIGES, S.B.; GARRIGUES, P.P. Degradation kinetics of organophosphorus and organonitrogen pesticides in different waters under various environmental conditions. *Environmental Science and Technology*, v.29, n.5, p.1246-1254, 1995.
- LAZARTIGUES, A.; THOMAS, M.; BANAS, D.; BRUN-BELLUT, J.; CREN-OLIVÉ, C.; FEIDT, C. Accumulation and half-lives of 13 pesticides in muscle tissue of freshwater fishes through food exposure. *Chemosphere*, v.91, p.530-535, 2013.
- LAZHAR, M.; HELA, T.; MONCEF, B.; NÉJI, A. Toxicity of three selected pesticides (Alachlor, Atrazine and Diuron) to the marine fish (turbot *Psetta maxima*). *African Journal of Biotechnology*, v.11, n.51, p.11321-11328, 2012.
- LEBARON, P.; HENRY, A.; LEPEUPLE A.S.; PENA, G.; SERVAIS, P. An operational method for the real-time monitoring of *E. coli* numbers in bathing waters. *Marine Pollution Bulletin*, v.50, p.652-659, 2005.
- LIN, C.K.; YI, Y. Minimizing environmental impacts of freshwater aquaculture and reuse of pond effluents and mud. *Aquaculture*, v.226, p.57-68, 2003.

- LIU, C.; CUI, Z.; YAN, X.; QI, Z.; JI, M.; LI, X. Synthesis, fungicidal activity and mode of action of 4-Phenyl-6-trifluoromethyl-2-aminopyrimidines against *Botrytis cinerea*. *Molecules*, v.21, p.828-822, 2016.
- LIU, K-H; SUNG, H-J; LEE, H-K.; SONG, B-H.; IHM, Y-B.; KIM, K.; LEE, H-S.; KIM, J-H. Dermal pharmacokinetics of the insecticide furathiocarb in rats. *Pest Management Science*, v.58, p.57-62, 2001.
- LIU, L.; JANG, C.; WU, Z.; GONG, Y.; WANG, G. Toxic effects of three strobilurins (trifloxystrobin, azoxystrobin and kresoxim-methyl) on mRNA expression and antioxidant enzymes in grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) juveniles. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.98, n.1, p.297-302, 2013.
- LOVE, D.C.; FRY, J.P.; GENELLO, L.; HILL, E.S.; FREDERICK, J.A.; LI, X.; SEMMENS, K. An International Survey of Aquaponics Practitioners. *Plos One*, v.9, 2016.
- LU, C.; KEDAN, G.; FISKER-ANDERSEN, J.; KISSEL, J.C.; FENSKE, R.A. Multipathway organophosphorus pesticide exposures of preschool children living in agricultural and nonagricultural communities. *Environmental Research*, v.96, p.283-289, 2004.
- LUE, L.P.; LEWIS, C.C.; MELCHOR, V.E. The effect of aldicarb on nematode population and its persistence in carrots, soil and hydroponic solution. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, v.19, n.3, p.343-354, 1984.
- LUNA-IMBACUÁN, M.A.; CAMPOS-BERMÚDEZ, F.; MEDINA-GUTIÉRREZ, O. Evaluación de las aguas residuales del lavado de estanques multipropósito con cultivo de trucha arco-iris (*Oncorhynchus mykiss*). *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, v.17, n.2, 2016.
- MACHADO, R.F.; BARROS, A.C.S.A.; ZIMMER, P.D.; AMARAL, A.S. Reflexos do mecanismo de ação de herbicidas na qualidade fisiológica de sementes e na atividade enzimática em plântulas de arroz. *Revista Brasileira de Sementes*, v.28, n.3, p.151-160, 2006.

- MACHADO, T.M.; RIGOLINO, M.G.; TABATA, Y.A. *Manejo reprodutivo da truta arco-íris*. UFLA: Lavras, 2007, 12p.
- MACMILLAN, J.R.; HUDDLESTON, T.; WOOLLEY, M.; FOTHERGILL, K. Best management practice development to minimize environmental impact from large flow-through trout farms. *Aquaculture*, v.226, p.91-99, 2003.
- MADA, D.; DUNIYA N.; ADAMS, I.G. Effect of Continuous Application of Herbicide on Soil and Environment with Crop Protection Machinery in Southern Adamawa State. *International Refereed Journal of Engineering and Science*, v.2, n.6, p.04-09, 2013.
- MAHBOOB, S.; NIAZI, F.; ALGHANIM, K.; SULTANA, S.; AL-MISNED, F.; AHMED, Z. Health risks associated with pesticide residues in water, sediments and the muscle tissues of *Catla catla* at Head Balloki on the River Ravi. *Environmental Monitoring and Assessment*, v.187, p.81, 2015.
- MAILLARD, V.M.; BOARDMAN, G.D.; NYLAND, J.E.; KUHN, D.D. Water quality and sludge characterization at raceway-system trout farms. *Aquacultural Engineering*, v.33, n.4, p.271-284, 2005.
- MANDAL, H.K. Effect of temperature on electrical conductivity in industrial effluents. *Recent Research in Science and Technology*, v.6, n.1, p.171-175, 2014.
- MASCARENHAS, A.; MARTINS, J.; NEVES, M. Avaliação de tratamento de águas superficiais efectuado na ETA de Alcantarilha com base na análise de indicadores de poluição fecal. Universidade do Algarve. Faculdade de Ciências do Mar e do Ambiente, Faro, junho, 2002.
- MCKENZIE, D.J.; SHINGLES, A.; CLAIREAUX, G.; DOMENIC, P. Sublethal Concentrations of Ammonia Impair Performance of the Teleost Fast-Start Escape Response. *Physiological and Biochemical Zoology*, v.82, n.4, p.353-362, 2009.

- MCQUILKEN, M.P.; THOMSON, J. Evaluation of anilinopyrimidine and other fungicides for control of grey mould (*Botrytis cinerea*) in container grown *Calluna Vulgaris*. *Pest Management Science*, v.64, p.748-754, 2008.
- MEHER, H.C.; GAJBHIYE, V.T.; SINGH, G.; KAMRA, A.; CHAWLA, G. Persistence and nematicidal efficacy of carbosulfan, cadusafos, phorate, and triazophos in soil and uptake by chickpea and tomato crops under tropical conditions. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.58, n.3, p.1815-1822, 2010.
- MELO, L.F.C.; COLLINS, C.H.; JARDIM, I.C.S.F. New materials for solid-phase extraction and multiclass high-performance liquid chromatographic analysis of pesticides in grapes. *Journal of Chromatography A*, v.1032, n.5, p.51-58, 2004.
- MIRRASOOLI, E.; NEZAMI, S.; GHORBANI, R.; KHARA, H.; TALEBI, M. The impact of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) farm effluents on water quality. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, v.4, n.4, p.330-334, 2012.
- MNIF, W.; HASSINE, A.I.H.; BOUAZIZ, A.; BARTEGI, A.; THOMAS, O.; ROIG, B. Effect of endocrine disruptor pesticides: A Review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, v.8, p.2265-2303, 2011.
- MODESTO, K.A.; MARTINEZ, C.B.R. Roundup causes oxidative stress in liver and inhibits acetylcholinesterase in muscle and brain of the fish *Prochilodus lineatus*. *Chemosphere*, v.78, 294-299, 2010.
- MOOGOUEI, R.; KARBASSI, A.R.; MONAVARI, S.M.; RABANI, M.; MIRGHAED, T.A. Effect of the selected physicochemical parameters on growth of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) in raceway system in Iran. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, v.9, n.2, p.245-254, 2010.
- NÁCHER-MESTRE, J.; SERRANO, R.; HERNÁNDEZ, F.; BENEDITO-PALOS, L.; PÉREZ-SÁNCHEZ, J. Gas chromatography-mass spectrometric determination of

polybrominated diphenyl ethers in complex fatty matrices from aquaculture activities. *Analytica Chemical Acta*, v.664, p.190-198, 2010.

NAVARRO, S.; VELA, N.; NAVARRO, G. An overview on the environmental behavior of pesticide residues in soils. Review. *Spanish Journal of Agricultural Research*, v.5, n.3, p.357-375, 2007.

NETO, R.S.; PINTO, L.A.S.; FELICIANO, P.O. Educação por meio da Gastronomia: mapeamento dos produtores de truta- arco-íris, relato de uma experiência pelo desenvolvimento rural regional da Serra da Mantiqueira e Vale do Paraíba paulistas. *Ágora*, v.19, n.01, p.100-112, 2017.

NUNEZ, O.; GALLART-AYALAA, H.; FERRER I.; MOYANO, E.; GALCERAN, M.T. Strategies for the multi-residue analysis of 100 pesticides by liquid chromatography-triple quadrupole mass spectrometry. *Journal of Chromatography A*, v.1249, p.164-180, 2012.

NWANI, C.D.; LAKRA, W.S.; NAGPURE, N.S.; KUMAR, R.; KUSHWAHA, B.; SRIVASTAVA, S.M. Toxicity of the herbicide atrazine: Effects on lipid peroxidation and activities of antioxidant enzymes in the freshwater fish *Channa Punctatus* (Bloch). *International Journal Environmental Research Public Health*, v.7, p.3298-3312, 2010.

OBASOHAN, E.E.; AGBONLAHOR, D.E.; OBANO, E.E. Water pollution: A review of microbial quality and health concerns of water, sediment and fish in the aquatic ecosystem. *African Journal of Biotechnology*, v.9, n.4, p.423-427, 2010.

OCHOA-ACUÑA, H.G.; BIALKOWSKI, W.; YALE, G.; HAHNET, L. Toxicity of soybean rust fungicides to freshwater algae and *Daphnia magna*. *Ecotoxicology*, v.18, n.4, p.440-446, 2009.

OLIVEIRA JR, R.S. Mecanismos de ação de herbicidas. In: OLIVEIRA JR, R.S.; CONSTANTIN, J.; INOUE, M.H. *Biologia e manejo de plantas daninhas*. Curitiba: *Omnipax*, 2011, p.141-192.

- OLIVEIRA, F.A.; REIS, L.P.G.; SOTO-BLANCO, B.; MELO, M.M. Pesticides residues in the *Prochilodus costatus* (Valenciennes, 1850) fish caught in the São Francisco River, Brazil. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, v.50, p.398-405, 2015.
- OLIVEIRA-FILHO, E.C. Agrotóxicos. In: SISSINO, C.L.S.; OLIVEIRA-FILHO, E.C. *Toxicologia Ambiental*. Rio de Janeiro: Interciência, 2013, p.77-93.
- OLSVIK, P.A; KROGLUND, F.; FINSTAD, B.; KRISTENSEN, T. Effects of the fungicide azoxystrobin on Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) smolt. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.73, p.1852-1861, 2010.
- ORTIZ-HERNÁNDEZ, M.L.; SÁNCHEZ-SALINAS, E. Biodegradation of the organophosphate pesticide tetrachlorvinphos by bacteria isolated from agricultural soils in México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, v.26, n.1, p.27-38, 2010.
- OZMEN M.; AYAS Z.; GÜNGÖRDÜ A.; EKMEKCI G.F; YERLI, S. Ecotoxicological assessment of water pollution in Sariyar Dam Lake, Turkey. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.70, p.163-173, 2008.
- PADRON, A.R.M; LACRUZ, L.V; PIÑERO, D.B. Elementos prácticos para la cria de truchas em Venezuela. *Mundo Pecuário*, v.4, n.2, p.157-168, 2010.
- PÁDUA, H.B. Informações sobre os coliformes totais/fecais e alguns outros organismos indicadores em sistemas aquáticos, 2002. Disponível em: <http://www.serrano.neves.nom.br/helcias/018_helcias.pdf> Acesso em: 03 março 2017.
- PALMQUIST, K.; SALATAS, J.; FAIRBROTHER, A. *Pyrethroid Insecticides: use, environmental fate, and ecotoxicology*. Insecticides – Advances in Integrated Pest Management, 2012. Disponível em: <<http://www.interchopen.com>>. Acesso em: 15 out. 2016.

- PANELLA, S.; CIGNINI, I.; BATTILOTTI, M.; FALCUCCI, M.; HULL, V.; MILONE, N.; MONFRINOTTI, M.; MULAS, G.A.; PIPORNETTI, G.; TANCIONI, L.; CATAUDELLA, S. Ecodepuration performances of a small-scale experimental constructed wetland system treating and recycling intensive aquaculture wastewater. *Annals of the New York Academy of Sciences*, v.879, p.427-431, 1999.
- PARRADO, Y.A. História de la acuicultura en Colombia. *AquaTIC*, n.37, p.60-77, 2012.
- PATRÍCIO, F.C.; RIGITANO, R.L.O.; GOUVÊA, A.V.; FRANCO, A.A. Toxicidade do inseticida-nematicida aldicarbe às espécies de peixes *Brachydanio rerio* (Hamilton-Buchanan, 1822) e *Orthospinus franciscensis* (Eigenmann, 1929). *Ciência Agrotécnica*, v.26, n.2, p.385-391, 2002.
- PEIXOTO, F.P.; CARROLA, J.; COIMBRA, A.M.; FERNANDES, C.; TEIXEIRA, P.; COELHO, L.; CONCEIÇÃO, I.; OLIVEIRA, M.M.; FONTAÍNHAS-FERNANDES, A. Oxidative stress responses and histological hepatic alterations in barbel, *Barbus bocagei*, from Vizela river, Portugal. *Revista Internacional de Contaminacion Ambiental*, v.29, n.1, p.29-38, 2013.
- PENCKOWSKI, L.H.; PODOLAN, M.J.; LÓPEZ-OVEJERO, R.F. Influência das condições climáticas no momento da aplicação de herbicidas pós-emergentes sobre a eficácia de controle de nabiça (*Raphanus raphanistrum*) na cultura de trigo. *Planta Daninha*, v.21, n.3, p.435-442, 2003.
- PEREIRA, J.L.; ANTUNES, S.C.; CASTRO, B.B.; MARQUES, C.R.; GONÇALVES, A.M.M.; FERNANDO GONÇALVES, F.; RUTH PEREIRA, R. Toxicity evaluation of three pesticides on non-target aquatic and soil organisms: commercial formulation versus active ingredient. *Ecotoxicology*, v.18, p.455-463, 2009.
- PÉREZ, G.L.; VERA, M.S.; MIRANDA, L.A. Effects of herbicide glyphosate and glyphosate-based formulations on aquatic ecosystems In: KORTEKAMP, A. *Herbicides and Environment*. InTech, 2011, cap.16, p.343-368.

- PETRONILHO, E.C.; FIGUEROA-VILLAR, J.D. Agentes para Defesa Contra Guerra Química: reativadores da acetilcolinesterase inibida com organofosforados neurotóxicos. *Revista Virtual de Química*, v.6, n.3, p.671-686, 2014.
- POPE, M.L.; BUSSEN, M.; FEIGE, M.A.; SHADIX, L.; GONDER, S.; RODGERS, C.; CHAMBERS, Y.; PULZ, J.; MILLER, K.; CONNELL, K.; STANDRIDGE, J. Assessment of the effects of holding time and temperature on *Escherichia coli* densities in surface water samples. *Applied and Environmental Microbiology*, v.69, n.10, p.6201-6207, 2003.
- POPPENGA, R.H.; OEHME, F.W. Pesticide Use and Associated Morbidity and Mortality in Veterinary Medicine. In: KRIEGER, R. (Ed). *Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology*. 3.ed. Londres: Academic Press - Elsevier, v.1, 2010, cap.7, p.285-301.
- PPDB - Pesticide Properties Database. *The Pesticide Properties Database (PPDB) developed by the Agriculture & Environment Research Unit (AERU)*, University of Hertfordshire, funded by UK national sources and the EU-funded FOOTPRINT project. 2009. Disponível em: <<http://sitem.herts.ac.uk/aeru/footprint/en/index.htm>>. Acesso em: 05 jun. 2016.
- PRIA, M.D; ZAGONEL, J; FERNANDES, E.C. Controle de ferrugem na cultura do alho com uma nova mistura de fungicidas. *Horticultura Brasileira*, v.26, p.268-270, 2008.
- PROCÓPIO, S.O.; SILVA, E.A.M.; SILVA, A.A.; FERREIRA, E.A. *Anatomia foliar de plantas daninhas do Brasil*. Viçosa: UFV Editora, 2003, 118 p.
- PROCÓPIO, S.O.; SILVA, A.A.; VARGAS, L. Manejo e controle de plantas daninhas em cana-de-açúcar. In: VARGAS, L.; ROMAN, E.S. (Eds.) *Manual de manejo e controle de plantas daninhas*. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2004. p.397-452.
- PROENÇA, C.E.M.; CARNEIRO, D.; RIGOLINO, M.G.; TAKAHASHI, N.S.; TSUKAMOTO, R.Y; CARNEIRO, T.F; TABATA, Y.A. *Plataforma do agronegócio da Truta*. Brasília: Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico –

CNPQ, 2001. Disponível em: <<http://aquicultura.br/abrat/plataforma/plataforma.pdf>>. Acesso em: 03 set. 2016.

PULATSU, S.; RAD, F.; KÖKSAL, G.; AYDIN, F.; BENLI, A.Ç.K.; TOPÇU, A. The impact of rainbow trout farm effluents on water quality of Karasu stream, Turkey. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, v.4, p.09-15, 2004.

REIS, E.M.; REIS A.C.; FORCELINI, C.A. *Manual de fungicidas: guia para o controle químico de doenças*. 6.ed. Passo Fundo: Ed. Universidade de Passo Fundo, 2010, 226p.

RIAZUDDIN, Z.P.; IQBAL, S.; KHUHRO, M.I.; BHUTTO, M.A.; AHMED, M. monitoring of multiple pesticide residues in some fruits in Karachi, Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, v.43, n.4, p.1915-1918, 2011.

RIBEIRO, M.L.; LOURENCETTI, C.; POLESE, L.; NAVICKIENE, S.; OLIVEIRA, L.C. Pesticidas: usos e riscos para o meio ambiente. *Holos Environment*, v.8 n.1, p.53, 2008.

ROSA, R.S.; AGUIAR, A.C.F.; BOECHAT, I.G.; GÜCKER, B. Impacts of fish farm pollution on ecosystem structure and function of tropical headwater streams. *Environmental Pollution*, v.174, p.204-213, 2013.

SABALE, S.R.; TAMHANKAR, B.V.; DONGARE, M.M.; MOHITE, B.S. Extraction, determination and bioremediation of heavy metal ions and pesticide residues from lake water. *Journal of Bioremediation and Biodegradation*, v.3, n.4, 2012.

SABRA, F.S.; MEHANA, E.E. Pesticides toxicity in fish with particular reference to insecticides. *Asian Journal of Agriculture and Food Sciences*, v.3, p.40-60, 2015.

SAMANTA, P.; MUKHERJEEB, A.K.; PALC, S.; KOLEA, D.; GHOSHA, A.R. Toxic effects of glyphosate-based herbicide, Excel Mera 71 on gill, liver, and kidney of

Heteropneustes fossilis under laboratory and field conditions. *Journal of Microscopy and Ultrastructure*, v.4, p.147-155, 2016.

SÁNCHEZ-BAYO, F.; TENNEKES, H.A.; GOKA, K. Impact of systemic insecticides on organisms and ecosystems In: TRDAN, S. *Insecticides - Development of Safer and More Effective Technologies*. InTech, 2013, cap.13, p.367-416.

SANTOS, F.F.; REZENDE, M.O.O. Influência do meio reacional no comportamento fotoquímico do inseticida paration etílico. *Química Nova*, v.25, n.1, p.53-58, 2002.

SANTOS, G.R.; SANTIAGO, C.M.; MARRA, B.M.; DIDONET, J.; PELÚZIO, J.M. Efeito da aplicação de fungicidas sobre o controle das principais doenças e produtividade do arroz irrigado e de terras altas. *Agropecuária Técnica*, v.26, n.1, p.36-40, 2005.

SANTOS, M.A.T.; AREAS, M.A.; REYES, F.G.R. Piretróides - uma visão geral. *Alimentos e Nutrição*, v.18, n.3, p.339-349, 2007.

SARANGAPANI, C.; MISRA, N.N.; MILOSAVLJEVIC, V.; BOURKE, P.; O'REGAN, F.; CULLEN, P.J. Pesticide degradation in water using atmospheric air cold plasma. *Journal of Water Process Engineering*, v.9, p.225-232, 2016.

SARMAH, A.K.; CLOSE, M.E.; MASON, N.W.H. Dissipation and sorption of six commonly used pesticides in two contrasting soils of New Zealand. *Journal of Environmental Science and Health Part B*, v.44, p.325-336, 2009.

SANTOS, G.R.; SANTIAGO, C.M.; MARRA, B.M.; DIDONET, J.; PELÚZIO, J.M. Efeito da aplicação de fungicidas sobre o controle das principais doenças e produtividade do arroz irrigado e de terras altas. *Agropecuária Técnica*, v.26, n.1, p.36-40, 2005.

SATO, G.S.; TABATA, Y.A.; TAKAHASHI, N.S. Truta de Campos do Jordão, valorização do produto local através da indicação geográfica do turismo e da gastronomia. *Informações Econômicas*, v.41, n.3, 2011.

- SATO, M. Manejo da resistência de ácaro rajado em culturas. IRAC BR, 2p, 2017. Disponível em: <<http://www.illac-online.org/documents/resistencia-de-acaro-rajado>>. Acesso em: 19 março 2017.
- SCHULZ, C.; GELBRECHT, J.; RENNERT, B. Treatment of rainbow trout farm effluents in constructed wetland with emergent plants and subsurface horizontal water flow. *Aquaculture*, v.217, p.207-221, 2003.
- SEIBER, J.N.; KLEINSCHMIDT, L. Environmental Transport and Fate. In: ROBERT KRIEGER (Ed). *Hayes' Handbook of Pesticide Toxicology*. 3.ed. London: Academic Press - Elsevier, v.1, 2010, cap.57, p.1219-1227.
- SILVA, C.E.A.E.; TORRES, J.P.M.; MALM, O. Toxicologias das bifenilas policloradas. *Oecologia Brasiliensis*, v.11, n.2, p.179-187, 2007.
- SILVA, C.M.M.S.; FAY, E.F. Agrotóxicos e Ambiente. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2004, 400p.
- SINDILARIU, P.D.; BRINKER, A.; REITER, R. Factors influencing the efficiency of constructed wetlands used for the treatment of intensive trout farm effluent. *Ecological Engineering*, v.35, p.711-722, 2009.
- SINDILARIU, P.D.; SCHULZ, C.; REITER, R. Treatment of flow-through trout aquaculture effluents in a constructed wetland. *Aquaculture*, v.270, p.92-107, 2007.
- SINDIVEG. Sindicato Nacional da Indústria de Produtos para Defesa Vegetal. *Consumo de produtos fitossanitários no Brasil, 2016*. Disponível em: <<http://sindiveg.org.br/consumo-de-produtos-fitossanitarios-no-brasil/>>. Acesso: 03 fev. 2017.
- SINGH, R.N. Effects of Dimethoate (EC 30%) on gill morphology, oxygen consumption and serum electrolyte levels of common carp, *Cyprinus carpio* (Linn). *International Journal of Environmental Science and Technology*, v.2, n.6, p.192-198, 2014.

- SINGH, S.; BHUTIA, D.; SARKAR, S.; RAI, B.K.; PAL, J.; BHATTACHARJEE, S.; BAHADUR, M. Analyses of pesticide residues in water, sediment and fish tissue from river Deomoni flowing through the tea gardens of Terai region of west Bengal, India. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, v.3, n.2, p.17-23, 2015.
- SIQUEIRA, P.R.E.; BOTTON, M.; SIQUEIRA, P.R.B.; PERES, G.S.; SOARES, L.L. Effect of acaricides on *Calepitrimerus vitis* (Nalepa, 1905) (Acari: Eriophyidae) and on the production of vineyards. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.38, n.3, p.483-494.
- SMALLING, K.L.; KUIVILA, K.M.; ORLANDO, J.L.; PHILLIPS, B.M.; ANDERSON, B.S.; SIEGLER, K.; HUNT, J.W.; HAMILTON, M. Environmental fate of fungicides and other current-use pesticides in a central California estuary. *Marine Pollution Bulletin*, v.73, p.144-153, 2013.
- SODERLUND, D.M.; CLARK, J.M.; SHEETS, L.P.; MULLIN, L.S.; PICCIRILLO, V.J.; SARGENT, D.; STEVENS, J.T.; WEINER, M.L. Mechanisms of pyrethroid neurotoxicity: Implications for cumulative risk assessment. *Toxicology*, v.171, n.1, p.3-59, 2002.
- SODERLUND, D.M.; JEFFREY R.; BLOOMQUIST, J.R. Neurotoxic actions of pyrethroid insecticides. *Annual Review of Entomology*, v.34, p.77-96, 1989.
- SOLBÉ, J.F.L.G.; SHURBEN, D.G. Toxicity of ammonia to early life stages of rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Water Research*, v.23, n.1, p.127-129, 1989.
- SOSBAI (SOCIEDADE SUL-BRASILEIRA DE ARROZ IRRIGADO). Arroz irrigado: recomendações técnicas da pesquisa para o Sul do Brasil. In: REUNIÃO TÉCNICA DA CULTURA DO ARROZ IRRIGADO, 29, 2012, Gravatal, RS. Anais... Gravatal: Sociedade Sul-Brasileira de Arroz Irrigado, 2012. 176p.
- SRIVASTAVA, A.K.; RAI, S.; SRIVASTAVA, M.K.; LOHANI, M.; MUDIAM, M.K.R.; SRIVASTAVA, L.P. Determination of 17 organophosphate pesticide residues in

mango by modified QuEChERS extraction method using GC-NPD/GC-MS and hazard index estimation in Lucknow, India. *Plos One*, v.9, n.5, 2014.

STERNERSEN, J. *Chemical pesticides mode of action and toxicology*. Boca Raton London New York Washington, D.C., 2004, 274p.

STEWART, N.T.; BOARDMAN, G.D.; HELFRICH, L.A. Treatment of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) raceway effluent using baffled sedimentation and artificial substrates. *Aquacultural Engineering*, v.35, p.166-178, 2006.

STOYANOVA, S.; YANCHEVA, V.S.; VELCHEVA, I.; UCHIKOVA, E.; GEORGIEVA, E. Histological alterations in common carp (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758) gills as potential biomarkers for fungicide contamination. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, v.58, n.5, p.757-764, 2015.

SUN, F.; CHEN, H. Monitoring of pesticide chlorpyrifos residue in farmed fish: Investigation of possible sources. *Chemosphere*, v.71, p.1866-1869, 2008.

TABATA, Y.A.; PORTZ, L. Truticultura em clima tropical. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. São Paulo: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, TecArt, 2004, cap.11, p.308-341.

TAVARES, L.H.S.; SANTEIRO, R.M. Fish farm and water quality management. *Acta Scientiarum*, v.35, n.1, p.21-27, 2013.

THATHEYUS, A.J.; SELVAM, A.D.G. Synthetic pyrethroids: toxicity and biodegradation. *Applied Ecology and Environmental Sciences*, v.1, n.3, p.33-36, 2013.

TIEFENTHALER, L.L.; STEIN, D.E.; LYON, S.G. Fecal indicator bacteria (FIB) levels during dry weather from Southern California reference streams. *Environmental Monitoring and Assessment*, v.155, p.477-492, 2008.

- TÖFOLI, J.G.; MELO, P.C.T.; DOMINGUES, R.J. Ação protetora, residual, curativa e anti esporulante de fungicidas no controle da requeima e da pinta preta da batata em condições controladas. *Arquivos Instituto Biológico*, v.79, n.2, p.209-221, 2012.
- TOMITA, R.T.; BEYRUTH, Z. Toxicologia de agrotóxicos em ambiente aquático. *Biológico*, São Paulo, v.64, n.2, p.135-142, 2002.
- TORRES, J.P.M.; MALM, O.; VIEIRA, E.D.R.; JAPENGA, J.; KOOPMANS, G. Organochlorinated compounds and polycyclic aromatic hydrocarbon determination in sediments from tropical rivers in Brazil. *Ciência e Cultura. Journal of the Brazillian Association for the Advancement of Science*. v.51, 1999.
- TURCIOS, A.E.; PAPENBROCK, J. Sustainable treatment of aquaculture effluents - what can we learn from the past for the future? *Sustainability*, v.6, p.836-856, 2014.
- UDDIN, M.H.; SHAHJAHAN, M.; AMIN, A.K.M.R.; HAQUE, M.M.; ISLAM, M.A.; AZIM, M.E. Impacts of organophosphate pesticide, sumithion on water quality and benthic invertebrates in aquaculture ponds. *Aquaculture Reports*, v.3, p.88-92, 2016.
- UMBUZEIRO, G.A.; KUMMROW, F.; REI, F.F.C. Toxicologia, padrões de qualidade de água e legislação. ©*INTERFACEHS - Revista de Gestão Integrada em Saúde do Trabalho e Meio Ambiente*, v.5, n.1, Resenha, 2010.
- URAL, M.S.; SAGLAM, N.A study on the acute toxicity of pyrethroid deltamethrin on the fry rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.83, p.124-131, 2005.
- USHARANI, K.; MUTHUKUMAR, M.; KADIRVELU, K. Effect of pH on the degradation of aqueous organophosphate (methylparathion) in wastewater by ozonation. *International Journal of Environmental Research*, v.6, n.2, p.557-564, 2012.
- VALBONESI, P.; BRUNELLI, F.; MATTIOLI, M.; ROSSI, T.; FABBRI, E. Cholinesterase activities and sensitivity to pesticides in different tissues of silver european eel,

Anguilla anguilla. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part C*, v.154, p.353-359, 2011.

VELISEK, J.; SVOBODOVA, Z.; MACHOVA, J. Effects of bifenthrin on some haematological, biochemical and histopathological parameters of common carp (*Cyprinus carpio* L.). *Fish Physiology and Biochemistry*, v.35, p.583-590, 2009.

VELISEK, J.; SVOBODOVA, Z.; PIACKOVA, V.; NOVOTNY, L.; BLAHOVA, J.; SUDOVA, E.; MALY, V. Effects of metribuzin on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Veterinari Medicina*, v.53, n.6, p.324-332, 2008.

VELISEK, J.; WLASOW, T.; GOMULKA, P.; SVOBODOVA, Z.; DOBSIKOVA, R.; NOVOTNY, L.; DUDZIK, M. Effects of cypermethrin on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Veterinari Medicina*, v.51, n.10, p.469-476, 2006.

VENANCIO, W.S.; RODRIGUES, M.A.T.; BEGLIOMINI, E.; SOUZA, N.L. Physiological effects of strobilurin fungicides on plants. *Publication UEPG*, v.9, n.3, p.59-68, 2004.

VIADERO JR, R.C.; CUNNINGHAM, J.H.; SEMMENS, K. J.; TIERNEY, A. E. Effluent and production impacts of flow-through aquaculture operations in West Virginia. *Aquacultural Engineering*, n.33, p.258-270, 2005.

VIDELER, J.J. An opinion paper: emphasis on white muscle development and growth to improve farmed fish flesh quality. *Fish Physiology and Biochemistry*, v.37, p.337-343, 2011.

VILLENEUVE, A.; LARROUDÉ, S.; HUMBERT, J.F. Herbicide contamination of freshwater ecosystems: impact on microbial communities. In: STOYTCHIEVA, M. *Pesticides: formulations, effects, fate*. InTech, 2011, cap.16, p.285-312.

VINHA, M.B.; PINTO, C.L.O.; PINTO, C.M.P.; SOUZA, C.F.; SOUZA, M.R.M.; OLIVEIRA, L.L. Impactos do uso indiscriminado de agrotóxicos em frutas e

hortaliças. *Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável (RBAS)*, v.1, n.1, p.102-107, 2011.

VON SPERLING, M. *Introdução a qualidade das águas e ao tratamento de esgotos*. Editora UFMG: Belo Horizonte, 2014, 472p.

WANDSCHEER, A.C.D.; MARCHESAN, E.; SILVA, M.F.; ARAMBURU, B.B.; DAVID, R.; TRIVISOL, V.S.; SILVA, A.L. Impact of fungicide and insecticide use on non-target aquatic organisms in rice paddy fields. *Ciência Rural*, v.47, n.1, p.1475-1481, 2017.

WANG, H.Z.; ZUO, H.G.; DING, Y.J.; MIAO, S.S.; JIANG, C.; YANG, H. Biotic and abiotic degradation of pesticide dufulin in soils. *Environmental Sciences and Pollution Research*, v.21, p.4331-4342, 2014.

WANG, J.; GRISLE, S.; SCHLENK, D. Effects of salinity on aldicarb toxicity in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and striped bass (*Morone saxatilis* x *chrysops*). *Toxicological Sciences*, v.64, p.200-207, p.2001.

WOYNAROVICH, A.; HOITSY, G.; MOTH-POULSEN, T. *Small-scale rainbow trout farming*. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper n.561. Rome, FAO. 2011. 81p.

YANG, C.; HAMEL, C.; VUJANOVIC, V.; GAN, Y. Fungicide: modes of action and possible impact on nontarget microorganisms. *International Scholarly Research Network*, 2011. Disponível em: <<https://www.hindawi.com/journals/isrn/2011/130289/>>. Acesso em: 15 out. 2016.

ZAFAR, M.I.; BELGERS, J.D.M.; VAN WIJNGAARDEN, R.P.A.; MATSER, A.; VAN DEN BRINK, P.J. Ecological impacts of time-variable exposure regimes to the fungicide azoxystrobin on freshwater communities in outdoor microcosms. *Ecotoxicology*, v.21, p.1024-1038, 2012.

ZAFARI, E.A.; BORBA, R.S. Levantamento dos principais fungicidas e inseticidas comercializados pelas agropecuárias de Bento Gonçalves para utilização na cultura da videira. *Scientia Agraria Paranaensis*, v.15, n.4, p.385-390, 2016.

ZHOU, R.; ZHU, L.; YANG, K.; CHEN, Y. Distribution of organochlorine pesticides in surface water and sediments from Qiantang River, East China. *The Journal of Hazardous Materials*, v.137, p.68-75, 2006.

ZHU, L.; LIU, G.; LIU, L.; LING, F.; WANG, G. Effect of trifloxystrobin on hatching, survival, and gene expression of endocrine biomarkers in early life stages of medaka (*Oryzias latipes*). *Environmental Toxicology*, v.30, n.6, p.648-655, 2015.

5. ARTIGO 1

**Qualidade da água e efluentes gerados durante o cultivo de truta arco-íris em sistema
*raceway***

**Qualidade da água e efluentes gerados durante o cultivo de truta arco-íris em sistema
*raceway***

Ana Paula Monschau Funck ⁽¹⁾, José Antônio Beirão Simões ⁽¹⁾, Marina Guimarães Ferreira ⁽²⁾,
Edenilce de Fátima Ferreira Martins ⁽¹⁾, Fabiano Aurélio da Silva Oliveira ⁽³⁾, Luciano dos
Santos Rodrigues ⁽¹⁾, Marília Martins Melo ⁽¹⁾ e Kleber Campos Miranda Filho ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Universidade Federal de Minas Gerais – UFMG, Av. Pres. Antônio Carlos, 6627 - Pampulha, Belo Horizonte - MG, CEP: 31270-901 e-mail: ana.funck@svc.ufmg.br, jbeiraosimoes@gmail.com, edenilcemartinsaquapeq@gmail.com, lsantosrodrigues@gmail.com, mariliamartinsmelovet@hotmail.com, kmiranda2010@ufmg.br.

⁽²⁾ Universidade Federal de Lavras – UFLA, Av. Doutor Sylvio Menicucci, 1001 - Kennedy, Lavras - MG, CEP: 37200-000, mgfvvet@gmail.com.

⁽³⁾ Laboratório Nacional Agropecuário, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - LANAGRO, Av. Rômulo Joviano - Santo Antônio, Pedro Leopoldo - MG, CEP: 33600-000, fabiano.lanagro@yahoo.com.br.

*Corresponding author:

Kleber Campos Miranda-Filho

Universidade Federal de Minas Gerais

Escola de Veterinária, Departamento de Zootecnia

Laboratório de Aquacultura - LAQUA

Av. Antônio Carlos, 6627, CEP 31270-901, Belo Horizonte, MG, Brasil

Phone: + 55 31 3409-3311

E-mail: kmiranda2010@ufmg.br, kleber08@gmail.com

RESUMO - O objetivo deste estudo foi avaliar a qualidade da água e a carga poluidora gerada por duas triticulturas comerciais (A e B) em sistema de *raceway* durante os anos de 2013, 2014 e 2015 nos períodos de chuva (outubro a março) e seca (abril a setembro). Foram demarcados 6 pontos de coleta na triticultura A, com total de 84 amostras e 9 pontos de coleta na triticultura B, com total de 126 amostras. Os pontos de coleta foram assim definidos: afluente, efluente, montante e jusante nas duas triticulturas. As coletas e análises foram definidas de acordo com o protocolo descrito no *Standard Methods Water and Wastewater*: demanda bioquímica de oxigênio (DBO), oxigênio dissolvido (OD), nitrogênio amoniacal ($\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$), nitrito (NO_2^-), nitrato (NO_3^-), fosfato (PO_4^{3-}), alcalinidade, turbidez e coliformes termotolerantes. As análises de temperatura, pH, condutividade elétrica (CE), sólidos totais dissolvidos (STD) e salinidade foram realizadas *in situ*. As variáveis físico-químicas avaliadas entre as estações de chuva e seca, nas triticulturas A e B, diferiram para CE, DBO, $\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$, PO_4^{3-} , STD, temperatura e turbidez. Na triticultura B, os níveis de cloreto e pH também apresentaram diferenças significativas. Com a relação aos pontos de coleta, as duas triticulturas apresentaram diferenças para STD. A triticultura A apresentou diferença para DBO e a triticultura B, para alcalinidade e CE. Ocorreu efeito da interação entre os pontos de coleta e as estações de chuva e seca como fonte de variação nas duas triticulturas, com diferenças observadas para as variáveis CE, STD e temperatura, mas também houve diferenças na triticultura A para DBO e $\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$, sendo que, na triticultura B, a alcalinidade apresentou diferenças significativas ($p<0,05$). No estudo com o grupo coliformes termotolerantes na triticultura A, foram observadas diferenças entre as estações de chuva e seca, mas sem diferenças entre os pontos de coleta. Na triticultura B não houve diferença entre as estações de chuva e seca. Quanto à presença da bactéria *Escherichia coli* não foi verificada diferença na triticultura A, apenas na triticultura B houve diferença. Foi demonstrado neste estudo que as alterações físico-químicas e microbiológicas avaliadas, estão dentro dos padrões de conforto para a espécie cultivada e em conformidade com o padrão de lançamento de efluentes da legislação brasileira, demonstrando mínimo impacto aos corpos d'água receptores.

Palavras-chave: manancial, manejo, nutrientes, *Oncorhynchus mykiss*, triticulturas

ABSTRACT - The objective of this study was to evaluate the quality of water and the polluting load generated by two commercial trout farms (A e B) in a raceway system during the years of 2013, 2014 and 2015 in the rainy season (October to March) and dry (April to September). Six collection points demarcated in the trout farm A, with total 84 samples and 9 collection points in trout farm B, with total 126 samples. The collection points defined as follows: tributary, effluent, upstream and downstream in the two trout farms. Biochemical oxygen demand (BOD), dissolved oxygen (OD), ammoniacal nitrogen ($\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$), nitrite (NO_2^-), nitrate (NO_3^-), phosphate (PO_4^{3-}), alkalinity, turbidity and thermotolerant coliforms were determined according to the protocol described in Standard Methods Water and Wastewater (APHA, 2008). Analyzes of temperature, pH, electrical conductivity (EC), total dissolved solids (STD) and salinity performed in situ. The physical-chemical variables evaluated between the rainy and dry seasons, in the A and B trout farms, differed for EC, BOD, $\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$, PO_4^{3-} , STD, temperature and turbidity. In trout farm B, chloride and pH levels also showed significant differences. With regard to the collection points, the two trout farms presented differences for STD. The trout farm A showed difference for BOD and trout farm B, for alkalinity and EC. There was an interaction effect between collection points and rainfall and dry seasons as a source of variation in the two trout farms, with differences observed for the variables EC, STD and temperature, but there were also differences in trout farm A for BOD and $\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$, in the trout farm B, the alkalinity presented significant differences ($p<0.05$). In the study with thermotolerant coliforms in the trout farm A differences were observed between rainy and dry seasons, but without differences between the collection points. In trout farm B there was no difference between rainy and dry seasons. Regarding the presence of *Escherichia coli* bacteria, no difference observed in trout farm A, only in trout farm B there was difference. It was demonstrated in this study that the physicochemical and microbiological alterations evaluated are within the standards of comfort for the cultivated species and in accordance with the effluent release standard of the Brazilian legislation, showing minimal impact to the receiving water bodies.

Keywords: stream, management, nutrients, *Oncorhynchus mykiss*, trout farm

1. INTRODUÇÃO

A qualidade da água e a quantificação da carga poluidora gerada nos sistemas para produção aquícola tornam-se essenciais para o manejo sustentável dos ecossistemas aquáticos e para adoção de medidas que venham mitigar possíveis impactos ambientais, sendo assim, destaca-se que a truta é um salmonídeo muito sensível à poluição, aumentos de temperatura e baixa quantidade de oxigênio dissolvido (Guilpart et al., 2012), sendo um peixe muito exigente quanto às variáveis físico-químicas e microbiológicas da água (Blanco Cachafeiro, 1995). No entanto, o seu cultivo pode gerar resíduos relacionados ao aumento dos sólidos em suspensão, fósforo, alimentos não consumidos, fezes e excretas nitrogenados (Guilpart et al., 2012), que geram efluentes enriquecidos sendo despejados a jusante das truticulturas.

O impacto do cultivo intensivo de trutas nos rios que ficam a jusante também depende do tamanho do empreendimento, práticas de produção, natureza, volume dos resíduos e da sua própria capacidade de autopurificação (Boaventura et al., 1997), pois as atividades relacionadas ao uso da bacia hidrográfica podem provocar alterações nos recursos hídricos. De acordo com Turcios e Papenbrock (2014), a carga de resíduos recebida pelo manancial será proporcional à densidade da produção de peixes, que também poderá ser influenciada principalmente pela qualidade do alimento que é utilizado, que determinará a quantidade de compostos nitrogenados excretados pelos peixes (Boaventura et al., 1997). Além disso, os efluentes gerados por atividade aquícola podem produzir resíduos de alimentos e fezes de peixes, mas também podem conter bactérias patogênicas, vírus, parasitas e drogas veterinárias (Jones, 1990; Boaventura et al., 1997; Mirrassoli et al., 2012). Logo, o aporte de contaminantes nos corpos hídricos pode provocar modificações na sua composição química e biológica (Umbuzeiro et al., 2010), e seus efeitos dependem da qualidade do efluente de lançamento, o que pode provocar eutrofização a jusante das truticulturas.

Amostragens periódicas da água para avaliação do sistema *raceway* são necessárias durante o cultivo de trutas arco-íris e devem ser realizadas com frequência. Estas análises, além de fornecer dados sobre a qualidade da água (Von Sperling, 2014), podem indicar o nível de poluição dos rios e córregos (Camargo et al., 2011; Karimi et al., 2016). Elas são essenciais para prever os impactos gerados pelas truticulturas, pois o lançamento da água aos seus leitos receptores deve ser feito com uma qualidade pelo menos igual à que foi captada, segundo as legislações vigentes (Resolução CONAMA N°. 357/2005 e COPAM/CERH-MG N°1-2008) e apesar dos sistemas de *raceway* com fluxo contínuo apresentar alta recirculação

de água estes sistemas podem demonstrar diferenças entre as características físico-químicas e microbiológicas da água durante o ciclo de produção, além de poder afetar o estado fisiológico das trutas e a qualidade da água dos mananciais que recebem os seus efluentes.

Neste sentido, para garantir a produção adequada de peixes e a proteção ambiental é necessário manter as variáveis de qualidade da água dentro dos limites estabelecidos (Dellamatrice e Monteiro, 2014), para a espécie cultivada e com isto atender a legislação ambiental quando se tratar do lançamento de efluentes nos mananciais a jusante das atividades aquícolas.

Diante do exposto, objetivou-se avaliar a qualidade da água e a carga poluidora gerada por duas truticulturas comerciais em sistema de *raceway*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área de estudo e coletas:

Duas truticulturas comerciais foram selecionadas para este estudo com as seguintes localizações A (22°33'16.32" S e 45°19'44.46" W) e B (22°29'25.44" S e 45°14'15.66" W), na cidade de Delfim Moreira com altitude média de 1.260 m, região da serra da Mantiqueira no estado de Minas Gerais. Ambas utilizam o sistema de *raceway* para produção da truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792), em região que reúne condições climáticas ideais para o cultivo da espécie. Além da elevada altitude, possui temperaturas mais baixas, relevo mais acidentado, qualidade e quantidade de água compatíveis com a truticultura, tornando o município de Delfim Moreira um dos maiores produtores de trutas do Brasil. As principais características das duas truticulturas serão demonstradas nem forma de tabela 1.

Para as coletas de água na truticultura A foram escolhidos 6 pontos, sendo: A1 (entrada da água, afluente), A2, A3 e A4 (saída dos tanques, efluentes), A5 (montante) e A6 (jusante). As trutas com peso de abate em torno de 300 a 500 g foram mantidas nos tanques A3 e A4, na saída desses tanques existe um tanque de decantação. O ponto A2 (juvenis) recebe os efluentes e não passavam pelo tanque de decantação, desaguando diretamente no rio. A truticultura A apresentou menor variação na vazão durante o ano devido a uma derivação feita em uma barragem com comportas que controlavam os níveis de entrada de água (a mais ou menos 200 m a montante do ponto A1).

Tabela 1. Características das duas truticulturas comerciais A e B.

Características	Truticultura A	Truticultura B
Tipo de sistema	<i>Raceway</i>	<i>Raceway</i>
Fonte da água	Rio	Córrego
Espécie cultivada	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	<i>Oncorhynchus mykiss</i>
Atividade principal	Engorda	Reprodução e alevinagem
Produção	120.000 kg/ano	-
Média de peixes estocados	26.000 kg/mês	1.350 kg/mês (matrizes)
Consumo ração dia	625 kg	30 kg
Total de tanques e volume	23 tanques ± 65 m ³	6 tanques ± 7 m ³
Volume de água diário	86.227 m ³	1.469 m ³
Volume de troca total	58 vezes/dia	35 vezes/dia
Vazão média (período)	1.047,42 L/s	17,66 L/s
Manejo	Manual	Manual

Na truticultura B foram demarcados nove pontos de coleta, sendo: B1(nascente, afluente), B2, B3, B4, B5, B6 e B7 (saída dos tanques, efluentes), B8 (montante) e B9 (jusante). Embora a finalidade da truticultura B esteja voltada para a produção de juvenis, existia um estoque de peixes para engorda, utilizado para consumo na propriedade com um tanque que também poderia ser utilizado como pesque e pague (B12). Nesta truticultura, os reprodutores eram mantidos nos tanques (B5, B6 e B7) e o ponto B2 não fora povoado com peixes durante o período experimental.

Para análises microbiológicas foram escolhidos 4 pontos nas duas truticulturas sendo eles: A1 (afluente), A4 (efluente), A5 (montante) e A6 (jusante) e na truticultura B os pontos B1(afluente), B7(efluente), B8 (montante) e B9 (jusante).

As coletas foram realizadas mensalmente com início no mês de setembro de 2013 até agosto 2015. Dentre as variáveis físico-químicas analisadas, a temperatura, CE, STD, foram medidas com condutivímetro portátil (RS-2328306), pH com pHmetro portátil (PH-221 Lutron) e turbidez com turbidímetro (Wv - DelLab), sendo esses parâmetros medidos *in situ*. Para as demais variáveis físico-químicas foram utilizadas as metodologias descritas no *Standard Methods Water and Wastewater* (APHA, 2008), quais sejam: DBO - análise 5210 B; OD - análise 4500 OC; NH₃+NH₄⁺ - 4500 NH₃; NO₂⁻ - análise 4500 NO₂⁻ A; NO₃⁻ - Rodier (1981); PO₄³⁻ - 4500 PE, alcalinidade - análise 2320 B, grupo coliformes termotolerantes e

Escherichia coli - análise 9223 B (método kit Colilert). Para as análises físico-químicas relacionadas foram utilizados frascos de polietileno (1,5 L) e frascos estéreis para as análises de coliformes. Após as coletas, as amostras foram preservadas em gelo, transportadas e avaliadas no Laboratório de Saneamento Ambiental da Escola de Veterinária da UFMG.

Para o cálculo da carga poluidora e equivalente populacional foi considerado o parâmetro físico-químico DBO, pois é a forma mais empregada para a quantificação da matéria orgânica. O cálculo da carga poluidora é realizado através do produto da concentração do poluente pela vazão do corpo lótico e é dada em quilograma por dia. O potencial poluidor produzido por uma população pode ser calculado dividindo-se a carga poluidora por 0,054, sendo utilizado pela literatura internacional para caracterizar a contribuição per capita de DBO (Kg/hab/dia).

2.2 Delineamento experimental e análise estatística

O delineamento experimental adotado foi inteiramente ao acaso com arranjo fatorial 2x6, considerando dois tratamentos (chuva e seca) e seis meses de coleta em cada estação, para verificar a influência dos períodos de chuva (outubro a março) e seca (abril a setembro), nas diferenças entre pontos de coleta. Foi realizado teste de homocedasticidade e normalidade Kolmogorov Smirnov e transformação de dados de dados Box Cox. Todos os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e os parâmetros que apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) foram submetidos ao teste de Tukey e Kruskal-Wallis para comparação das médias. Foi utilizado o software InfoStat versão 2012.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Avaliações dos parâmetros físico-químicos da qualidade da água das triticulturas

Os valores de qualidade da água dos rios e córregos para produção aquícola estão relacionados aos fatores ambientais que condicionam ou limitam a produção de peixes e a instalação do empreendimento. Deve-se considerar que o histórico geológico da região, tipo de solo nas bacias, clima, geomorfologia, cobertura vegetal e ação antrópica influenciam na qualidade da água para produção de peixes (Strohschoen et al., 2009), mas alterações relacionadas aos períodos de chuva também são relevantes.

Além das características da água durante o cultivo, podem ocorrer modificações consideráveis na qualidade do efluente devido às características da água de abastecimento de cada truticultura e ao manejo adotado durante o ciclo de produção. Já que a qualidade dos efluentes gerados e o impacto que irão provocar nos mananciais estão ligados às práticas de produção, tamanho do empreendimento, natureza e volume dos resíduos (Boaventura et al., 1997). Neste sentido para produção de trutas em sistema de *raceway*, o empreendimento deverá receber a água de lançamento (afluente) dentro dos padrões de qualidade e esta deve abastecer o corpo d'água receptor com o efluente dentro dos padrões exigidos pelas legislações (Resolução CONAMA Nº 357/2005 e Deliberação Normativa Conjunta COPAM/CERH-MG Nº 1/2008), visando o mínimo impacto possível aos mananciais localizados à jusante das truticulturas.

Os principais parâmetros de qualidade da água visando o conforto para peixes em geral e para trutas arco-íris, assim como, a classificação dos corpos d'água e o padrão de lançamento para efluentes estão descritos na tabela 2.

Tabela 2. Parâmetros para avaliação da classificação dos corpos d'água Classe II, padrão de lançamento, padrões de conforto na produção de peixes e trutas arco íris.

Parâmetros	Padrão Classe II*	Padrão Lançamento**	Conforto peixes***	Trutas ****
OD (mg/L)	6 a 9 mg/L	> 5 mg/L	3-5 mg/L	> 5,5 mg/L
Temperatura (°C)		< 40°C	15-35°C	15°C (ótimo)
pH	6 a 9	6 a 9	7 a 9,5	5,5 a 9,5
Turbidez (NTU)	<100NTU [#]	< 100 NTU	30-80 NTU	
Alcalinidade (mg/L)			50-100 mg/L	20-200 mg/L
Amônia total (mg/L)	depende do pH	< 20 mg/L	0-0,05 mg/L	< 0,02 mg/L
Nitrito (mg/L)	< 1,0 mg/L	< 1,0 mg/L	0,02-2 mg/L	< 0,055 mg/L
Nitrato (mg/L)	< 10 mg/L	< 10 mg/L	0-10 mg/L	< 100 mg/L
Fosfato (mg/L)		< 0,10 mg/L	0,03-2 mg/L	2 - 100 mg/L
DBO ₅ (mg/L)	< 5 mg/L	< 60 mg/L		

*Resolução CONAMA Nº 357/2005; **COPAM/CERH- MG 1/2008; ***Bhatnagar e Devi (2013); ****Blanco Cachafeiro (1995); DBO₅: demanda bioquímica de oxigênio; #NTU (unidade nefelométrica de turbidez).

Os dados relativos às médias das variáveis físico-químicas das amostras de água relativos a truticultura A e B obtidos durante os períodos de chuva e seca são mostrados nas tabelas 3 e 4 e em relação aos pontos de coleta expostos nas tabelas 5 e 6. Os resultados das análises microbiológicas para o grupo coliformes termotolerantes estão descritos nos gráficos 1 e 2, para truticultura A e gráficos 3 e 4 para truticultura B. A presença de *E. coli* para as truticulturas A e B pode ser observada nos gráficos 5 e 6. A carga poluidora e seu equivalente populacional das duas truticulturas estão expressos na tabela 9.

Tabela 3. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água na truticultura A durante as estações de chuva e seca.

Parâmetros	Estação Chuva	Estação Seca
Alc. (mg/L)	19,67 ± 3,88	20,87 ± 5,11
Cl. (mg/L)	1,15 ± 0,28	1,16 ± 0,22
CE (µS/cm)	15,73 ± 2,23 ^b	18,06 ± 5,94 ^a
DBO (mg/L)	1,25 ± 1,03 ^b	2,03 ± 1,43 ^a
NH ₃ +NH ₄ ⁺ (mg/L)	0,68 ± 0,20 ^a	0,12 ± 0,11 ^b
NO ₂ ⁻ (mg/L)	0,20 ± 0,06	0,34 ± 0,02
NO ₃ ⁻ (mg/L)	0,52 ± 0,42	0,46 ± 0,38
OD (mg/L)	7,18 ± 1,23	7,48 ± 1,70
pH	7,19 ± 0,71	7,36 ± 0,49
PO ₄ ³⁻ (mg/L)	0,28 ± 0,38 ^a	0,11 ± 0,13 ^b
STD (mg/L)	7,95 ± 1,60 ^b	8,98 ± 2,97 ^a
Temp. (°C)	17,38 ± 1,63 ^a	14,53 ± 2,37 ^b
Turb. (NTU)	21,23 ± 20,24 ^a	11,81 ± 8,30 ^b

Alc: alcalinidade; Cl.: cloretos; CE: condutividade elétrica; DBO: demanda bioquímica de oxigênio; NH₃+NH₄⁺: amônia total; NO₂⁻: nitrito; NO₃⁻: nitrato; OD: oxigênio dissolvido; pH: potencial hidrogeniônico; PO₄³⁻: fósforo; STD: sólidos totais dissolvidos; Temp.: temperatura; Turb.: turbidez. Médias seguidas por letras diferentes na linha diferem entre si a 5% de significância.

Em relação a estação chuva e seca houve diferença significativa para a variável NH₃+NH₄⁺ na truticultura A, no entanto as duas truticulturas (A e B) entre apresentaram diferenças significativas (p<0,05) entre as estações para as variáveis CE, DBO, PO₄³⁻, STD,

temperatura e turbidez. Especificamente para a triticultura B, o pH e os níveis de cloretos também apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) (Tab. 3 e 4).

Tabela 4. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água na triticultura B durante as estações de chuva e seca.

Variáveis	Estação Chuva	Estação Seca
Alc. (mg/L)	29,97 ± 4,93	30,23 ± 5,62
Cl. (mg/L)	1,02 ± 0,23 ^b	1,12 ± 0,23 ^a
CE (µS/cm)	39,22 ± 8,99 ^b	43,30 ± 14,70 ^a
DBO (mg/L)	1,19 ± 0,77 ^b	1,60 ± 1,06 ^a
NH ₃ +NH ₄ ⁺ (mg/L)	0,19 ± 0,58	0,11 ± 0,11
NO ₂ ⁻ (mg/L)	0,02 ± 0,06	0,003 ± 0,002
NO ₃ ⁻ (mg/L)	0,50 ± 0,33	0,51 ± 0,62
OD (mg/L)	6,58 ± 1,14	6,85 ± 2,08
pH	7,32 ± 0,54 ^b	7,48 ± 0,37 ^a
PO ₄ ³⁻ (mg/L)	0,30 ± 0,43 ^b	0,08 ± 0,11 ^a
STD (mg/L)	19,64 ± 4,47 ^b	21,75 ± 7,75 ^a
Temp. (°C)	17,67 ± 1,13 ^a	14,92 ± 1,82 ^b
Turb. (NTU)	7,49 ± 8,91 ^b	11,25 ± 7,29 ^a

Alc.: alcalinidade; Cl.: cloretos; CE: condutividade elétrica; DBO: demanda bioquímica de oxigênio; NH₃+NH₄⁺: amônia total; NO₂⁻: nitrito; NO₃⁻: nitrato; OD: oxigênio dissolvido; pH: potencial hidrogeniônico; PO₄³⁻: fósforo; STD: sólidos totais dissolvidos; Temp.: temperatura; Turb.: turbidez. Médias seguidas por letras diferentes na linha diferem entre si a 5% de significância.

Quanto à relação entre os pontos de coleta, as duas triticulturas apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) para STD e ainda a triticultura A apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) para DBO e na triticultura B foram observadas

Tabela 5. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água em relação aos pontos de coleta na truticultura A.

Parâmetros	Pontos de Coleta					
	A1 (Afl.)	A2 (Efl.)	A3 (Efl.)	A4 (Efl.)	A5 (Mont.)	A6 (Jus.)
Alc. (mg/L)	20,05 ± 4,27	19,88 ± 5,31	19,94 ± 4,73	20,21 ± 4,33	21,15 ± 3,89	19,72 ± 3,75
Cl. (mg/L)	1,17 ± 0,23	1,18 ± 0,33	1,19 ± 0,26	1,17 ± 0,25	1,13 ± 0,27	1,09 ± 0,21
CE (µS/cm)	19,23 ± 8,95	16,73 ± 2,26	16,03 ± 1,47	16,04 ± 1,99	16,04 ± 2,65	16,30 ± 2,34
DBO (mg/L)	1,14 ± 0,89 ^b	2,27 ± 1,70 ^a	1,55 ± 1,01 ^b	1,52 ± 0,99 ^{ab}	1,21 ± 0,91 ^{ab}	1,84 ± 1,26 ^a
NH ₃ +NH ₄ ⁺ (mg/L)	0,04 ± 0,04	0,11 ± 0,08	0,09 ± 0,37	0,14 ± 0,17	0,05 ± 0,05	0,09 ± 0,07
NO ₂ ⁻ (mg/L)	0,02 ± 0,08	0,05 ± 0,01	0,01 ± 0,06	0,03 ± 0,002	0,01 ± 0,03	0,01 ± 0,06
NO ₃ ⁻ (mg/L)	0,54 ± 0,44	0,66 ± 0,55	0,33 ± 0,26	0,51 ± 0,40	0,45 ± 0,36	0,47 ± 0,42
OD (mg/L)	7,65 ± 1,30	6,66 ± 1,36	7,25 ± 1,40	7,28 ± 1,36	7,32 ± 1,29	7,53 ± 1,48
pH	7,59 ± 0,74	7,28 ± 0,63	7,13 ± 0,59	6,99 ± 0,49	7,47 ± 0,62	7,13 ± 0,57
PO ₄ ³⁻ (mg/L)	0,18 ± 0,27	0,28 ± 0,34	0,21 ± 0,31	0,20 ± 0,38	0,19 ± 0,29	0,22 ± 0,36
STD (mg/L)	10,67 ± 4,96 ^a	8,33 ± 1,09 ^{ab}	8,03 ± 0,69 ^{ab}	8,02 ± 0,99 ^{ab}	7,75 ± 0,94 ^b	8,12 ± 1,1 ^{ab}
Temp. (°C)	16,26 ± 2,41	16,22 ± 2,25	16,29 ± 2,30	16,10 ± 2,25	16,05 ± 2,10	16,18 ± 2,26
Turb. (NTU)	17,68 ± 16,33	17,20 ± 18,11	15,64 ± 14,04	16,39 ± 18,07	16,87 ± 17,42	19,80 ± 19,25

Afl.: afluente; Efl.: efluente; Jus.: jusante; Mont.: montante; Alc.: alcalinidade; Cl.: cloretos; CE: condutividade elétrica; DBO: demanda bioquímica de oxigênio; NH₃+NH₄⁺: amônia total; NO₂⁻: nitrito; NO₃⁻: nitrato; OD: oxigênio dissolvido; pH: potencial hidrogeniônico; PO₄³⁻: fósforo; STD: sólidos totais dissolvidos; Temp.: temperatura; Turb.: turbidez. Médias seguidas por letras diferentes na linha diferem entre si a 5% de significância.

Tabela 6. Parâmetros físico-químicos de qualidade da água em relação aos pontos de coleta na truticultura B.

Variáveis	Pontos de Coleta								
	B1 (Afl.)	B2 (Efl.)	B3 (Efl.)	B4 (Efl.)	B5 (Efl.)	B6 (Efl.)	B7 (Efl.)	B8 (Mont.)	B9 (Jus.)
Alc. (mg/L)	28,10±5,0 ^b	27,53 ±3,67 ^b	27,81±4,19 ^b	29,16±1,04 ^b	28,00±2,62 ^b	28,74±4,64 ^b	29,95±3,04 ^b	35,05±1,04 ^a	36,05±2,63 ^a
Cl. (mg/L)	1,04±0,16	1,00±0,15	0,99±0,20	0,99±0,05	1,01±0,17	1,08±0,05	1,11±0,04	1,19±0,04	1,14±0,05
CE (µS/cm)	43,07±24,8 ^b	32,10±1,53 ^c	35,87±4,9 ^{bc}	36,22±4,21 ^{bc}	37,18±4,13 ^{bc}	37,35±4,2 ^{bc}	37,94±3,9 ^{bc}	53,94±3,93 ^a	54,08±6,82 ^a
DBO (mg/L)	1,26±0,98	1,21±0,87	1,34±0,81	1,24±0,23	1,73±0,69	1,68±0,21	1,45±0,21	1,27±0,21	1,13±0,15
NH ₃ +NH ₄ ⁺ (mg/L)	0,04±0,04	0,05±0,06	0,07±0,08	0,31±0,89	0,24±0,10	0,36±0,79	0,16±0,10	0,08±0,10	0,09±0,10
NO ₂ ⁻ (mg/L)	0,01±0,04	0,09±0,03	0,03±0,002	0,02±0,08	0,03±0,10	0,01±0,06	0,01±0,01	0,01±0,01	0,01±0,01
NO ₃ ⁻ (mg/L)	0,37±0,22	0,38±0,22	0,78±1,05	0,50±0,45	0,50±0,11	0,50 ± 0,11	0,57±0,11	0,53±0,11	0,48±0,11
OD (mg/L)	7,42±1,64	6,55±1,66	6,41±1,33	6,62±0,37	6,24±1,42	6,64±1,70	6,21±0,37	6,89±0,37	7,19±0,37
pH	7,61±0,60	7,65±0,62	7,42±0,46	7,39±0,11	7,24±0,49	7,26±0,11	7,20±0,11	7,36±0,11	7,36±0,11
PO ₄ ³⁻ (mg/L)	0,21±0,35	0,20±0,34	0,21±0,08	0,20±0,35	0,22±0,08	0,19±0,08	0,20±0,08	0,23±0,08	0,22 ±0,08
STD (mg/L)	21,97±13,3 ^b	16,06±0,74 ^c	17,93±2,48 ^b	18,12±2,11 ^{bc}	18,65±2,1 ^{bc}	18,68±2,1 ^{bc}	18,96±1,97 ^{bc}	26, 96±1,98 ^a	27,03±3,4 ^a
Temp. (°C)	16,37±1,76	15,85±1,65	15,95±1,76	16,22±1,87	16,42±1,86	16,64±1,97	16,72±2,05	17,08±2,13	17,25±2,24
Turb. (NTU)	6,80±4,92	6,54±4,95	7,81±5,31	7,87 ± 3,85	7,05±5,20	7,55±4,85	7,76±4,44	14,92±3,85	15,16±2,85

Afl.: aflente; Efl.: efluente; Jus.: jusante; Mont.: montante; Alc.: alcalinidade; Cl.: cloretos; CE: condutividade elétrica; DBO: demanda bioquímica de oxigênio; NH₃+NH₄⁺: amônia total; NO₂⁻: nitrito; NO₃⁻: nitrato; OD: oxigênio dissolvido; pH: potencial hidrogeniônico; PO₄³⁻: fósforo; STD: sólidos totais dissolvidos; Temp.: temperatura, Turb.: turbidez. Médias seguidas por letras diferentes na linha diferem entre si a 5% de significância.

Para todos os parâmetros avaliados foi possível demonstrar a influência das estações do ano na qualidade da água, onde os dados podem ter sido influenciados pela vazão, lavagem dos tanques e escoamento superficial. O abastecimento dos *raceways* da truticultura A era realizado por um rio e sua vazão permanecia mais estável durante os períodos de chuva (1.053,18 L/s) e seca (931,88 L/s), devido a uma derivação realizada no canal. Já a truticultura B era abastecida por um córrego onde houve a redução em aproximadamente 50% da vazão, influenciados pela diferença entre os dados de precipitação, sendo as médias para o período de chuva e seca de 122,82 mm e 43,86 mm, respectivamente.

As características dos afluentes para abastecimento nas duas truticulturas tiveram influências sobre a alcalinidade, pois ela define a capacidade tampão ou de neutralização de carbonatos, bicarbonatos, fosfatos, boratos e magnésio no corpo d'água, entretanto a alcalinidade não apresentou diferenças significativas ($p > 0,05$) na truticultura A, mas na truticultura B foram observadas diferenças significativas ($p < 0,05$) em relação aos pontos de coleta (Tab.6). Deste modo, a alcalinidade pode manter o equilíbrio do pH (Bhatnagar e Devi, 2013), proporcionando maior conforto aos peixes e nas duas truticulturas manteve-se dentro dos padrões para criação intensiva de trutas (> 20 mg/L) (Blanco Cachafeiro, 1995), pois se a alcalinidade permanecer abaixo de 20 mg/L pode provocar estresse nos peixes (Bhatnagar e Devi, 2013).

Ao avaliar a alcalinidade dos efluentes de truticulturas, Boaventura et al. (1997) observaram que o valor no afluente para truticultura foi de 4,4 mg/L e houve aumento para 7,6 mg/L no seu efluente. No presente estudo houve um equilíbrio na alcalinidade entre afluente e efluente nas duas truticulturas. Entretanto, algumas mudanças na alcalinidade foram verificadas nos pontos à montante e a jusante da truticultura B, possivelmente por influência da maior quantidade de bicarbonatos e carbonatos dissolvidos na água. Estes compostos podem se originar na água devido ao tipo de solo, formação geológica do rio e processos erosivos, mas as diferenças na alcalinidade também podem estar relacionadas com a entrada de ácidos pela lixiviação ou escoamento superficial (Camargo et al., 2011), processos como a nitrificação também podem ser responsáveis pela diminuição da alcalinidade.

O cloreto é encontrado na forma de sal na água, sendo comum neste ambiente. Ele é útil para os peixes atuando na manutenção do seu equilíbrio osmótico (Bhatnagar e Devi, 2013). A concentração de cloretos em torno de 20 mg/L é considerada normal na salmonicultura e acima de 50 mg/L é considerada preocupante para os peixes (Blanco Chachafeiro, 1995), pois

se os níveis de cloreto se elevarem acima de 100 mg/L podem provocar lesões nas bordas das brânquias. O teor de cloreto é dependente do nível de salinidade (Bhatnagar e Devi, 2013), mas também pode ter origem antrópica e geológica (USEPA, 2015) e do manejo de arraçoamento efetuado na truticultura. Apenas a truticultura B apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) para o cloreto entre as estações de chuva e seca, porém indicou a baixa concentração de sais dissolvidos na água. O que pode ter influenciado nos resultados na truticultura B foi a maior capacidade de diluição dos sais dissolvidos no sistema *raceway* na estação chuvosa e na truticultura A os teores de cloretos se mantiveram constantes na devido as elevadas trocas diárias de água durante o ano diluindo assim os sais da água de cultivo.

A condutividade elétrica (CE) está diretamente relacionada à dissociação iônica de sais dissolvidos na água que levam a condução da corrente elétrica. Ela pode ser influenciada pelas variações nos STD (Esteves et al., 2011), temperatura (Chapman e Kimstach, 1996) e íons dissolvidos (Tundisi e Matsumura-Tundisi, 2008). Neste sentido, as variações nos valores da condutividade podem ter a influência de diversas fontes e nas duas truticulturas, houve diferença significativa ($p < 0,05$) na CE, entre as estações chuva e seca e nos pontos de coleta avaliados na truticultura B. Estes resultados podem demonstrar a influência das características geoquímicas da região e periodicidade das precipitações sobre a condutividade elétrica (Piratoba et al., 2017), que pode proporcionar a diluição de íons na água. Além disso, as altas taxas de arraçoamento com possíveis sobras de alimento que podem proporcionar a maior decomposição da matéria orgânica e influenciar nos aumentos de condutividade. Neste sentido, observou-se que a condutividade foi mais alta nos pontos de coleta em relação aos afluentes e manteve-se mais estável nos efluentes nas duas truticulturas. Estes dados não estão de acordo com os dados obtidos por outros autores, tais como Boaventura et al. (1997), Camargo et al. (2011), Koçer e Sevgili (2014) e Caramel et al. (2014), que encontraram aumento de condutividade dos efluentes das truticulturas estudadas (39 para 83 $\mu\text{S}/\text{cm}$; 637,9 para 722,7 $\mu\text{S}/\text{cm}$; 267 para 375 $\mu\text{S}/\text{cm}$ e de 10,5 para 12,93 $\mu\text{S}/\text{cm}$, respectivamente). Mirrasooli et al. (2012) também relataram aumento significativo na CE nos efluentes dos sistemas de produção de trutas, sendo influenciado pelo aumento da matéria orgânica devido a maior densidade de peixes.

Na truticultura B, no afluente, a CE manteve-se com valores de 43,07 $\mu\text{S}/\text{cm}$ apresentando valores maiores a montante e jusante, com valor menor no ponto B2, onde sempre esteve sem peixes, mas sem diferenças significativas ($p > 0,05$) entre os pontos B8 (montante) e B9 (jusante). Também houve um ponto extremo em B1 (afluente) com 108,5

$\mu\text{S/cm}$, que coincidiu com um período em que houve chuva na noite anterior à manhã da coleta (junho 2014), proporcionando a maior entrada de resíduos no córrego, oriundos do escoamento superficial.

A DBO está relacionada ao consumo total do oxigênio realizado por microorganismos para degradar a matéria orgânica (Bhatnagar e Devi, 2013). Nas duas truticulturas houve diferenças significativas ($p < 0,05$) para DBO entre as estações e entre os pontos de coleta. Apesar das duas truticulturas atenderem a legislação quanto aos níveis de DBO durante o período de estudo foi possível notar o aumento nas concentrações de DBO nas truticulturas durante o período de seca, este dado pode indicar a maior concentração da matéria orgânica no sistema *raceway* devido à diminuição de vazão. Na truticultura A, o aumento na DBO ocorreu durante a lavagem dos tanques e principalmente no ponto A2, onde o efluente é descarregado diretamente no córrego receptor sem passar no tanque de decantação, ocorrendo também o aumento no ponto a jusante (A6).

Na truticultura B, o afluente B1 é originado de uma nascente na serra da Mantiqueira tendo a sua DBO baixa já que não existem populações acima dela e nos pontos B5 e B6, B7 houve aumento da DBO pois são efluentes dos tanques onde são mantidas trutas maiores e os também reprodutores. Cabe ressaltar que os pontos a montante e a jusante, nesta truticultura, correspondem a pontos de outro corpo d'água que também possui DBO baixa.

Os dados obtidos relativos ao aumento na DBO estão de acordo com os trabalhos realizados com efluentes de truticultura, como descrito por Camargo (1994), de 3,0 para 4,2 mg/L; Boaventura et al. (1997), de 0,9 para 14 mg/L; Maillard et al. (2005), de 0,5 para 1,3 mg/L; Viadero Jr. et al. (2005), de 1,4 para 4,7 mg/L; e Koçer e Sevgili (2014), de 4,6 para 6,2 mg/L, devido ao aumento da matéria orgânica no sistema. Durante o verão pode ocorrer mudanças na DBO devido à maior produção de matéria orgânica, relacionadas à temperatura e altas taxas de alimentação, este fato que ocorreu com a água de lançamento no córrego Karasu na Turquia onde a DBO foi estimada em $3,16 \pm 1,23$ mg/L (Pulatsu et al., 2004).

Visando a diminuição da carga de matéria orgânica oriunda das duas truticulturas estudadas, principalmente após a lavagem dos tanques, algumas medidas de mitigação poderiam ser aplicadas, como a fitorremediação, que poderia remover vários tipos de poluentes com eficiência (Materac et al., 2015; Gherib et al., 2016). Como exemplo, destaca-se o emprego das *wetlands* que possuem a capacidade de redução da DBO em até 48,8% (Sindilariu et al., 2007); até 88,7% (Sindilariu et al., 2008) e até 82,8% (Sindilariu et al., 2009).

O aumento da amônia total pode ocorrer nos sistemas de produção associado à densidade de estocagem, tamanho dos peixes e excesso de alimentação. A excreção eleva o aporte desse composto nitrogenado na água, assim como a degradação da ração não consumida por bactérias heterotróficas. Entretanto, os valores avaliados para amônia total demonstraram diferenças significativas ($p < 0,05$) somente na truticultura A entre as estações de chuva e seca. Na estação de chuvosa, é comum ocorrer modificações nos corpos d'água, influenciadas pelo escoamento superficial, que pode provocar o aumento no transporte de sedimentos para o corpo hídrico.

Nos corpos d'água, a amônia total/nitrogênio amoniacal pode se tornar tóxica para os peixes de acordo com o equilíbrio entre as formas, não ionizada (NH_3) e ionizada (NH_4^+). Quanto maior for o pH, maior a proporção de NH_3 , ou seja, mais tóxico estará o ambiente. De acordo com Guilpart et al. (2012), o enriquecimento da água de saída das truticulturas com amônia está relacionada a elevada biomassa dos peixes e as médias anuais de descarga (vazão) de água dos rios. Assim, a elevação da carga da amônia é maior com o aumento da produção e menor descarga (vazão) do rio, o que torna a amônia um composto químico importante para predizer o impacto das truticulturas na qualidade da água. Nas duas truticulturas, os níveis de amônia ultrapassaram o limite de $< 0,02$ mg/L para produção de trutas, recomendado por Blanco Cachafeiro (1995) e apesar de sofrer alterações nas duas truticulturas, esteve inferior ao padrão de lançamento recomendado pela legislação, que é de 20 mg/L, e para a classificação de classe II.

O aumento do nível de amônia total nos efluentes foi demonstrado em truticulturas por Boaventura et al. (1997), encontrando 1,46 mg/L; 0,5 mg/L registrado por Maillard et al. (2005); 0,36 mg/L por Viadero Jr. et al. (2005); 0,74 mg/L por Camargo et al. (2011); 0,60 mg/L por Guilpart et al. (2012), devido a excreção dos peixes e degradação dos compostos nitrogenados da ração não consumida.

Para as duas truticulturas estudadas os níveis de amônia foram baixos em relação ao limite do padrão de lançamento < 20 mg/L. Mas devido à considerável produção de amônia que outras truticulturas podem apresentar, pode ser utilizado o tratamento dos efluentes empregando-se a fitorremediação com a implantação de *wetlands* que podem reduzir o nível de amônia nos efluentes com eficiência devido a remoção de nitrogênio e fósforo pelas plantas, como foi demonstrado por Sindilariu et al. (2007) com a redução de 61,2 a 87,8% (Sindilariu et al., 2008) e Sindilariu et al. (2009) com 42,6 a 86,2% dos níveis de amônia.

O nitrito (NO_2^-) é o resultado da oxidação da amônia encontrada no ambiente aquático por bactérias nitrificantes. Os níveis de NO_2^- encontrados nos pontos de coleta nas duas truticulturas não apresentaram diferenças significativas neste estudo ($p > 0,05$), entretanto este pode ser tóxico aos organismos aquáticos pois em concentrações elevadas impossibilita o transporte de oxigênio aos tecidos corpóreos em função da oxidação da hemoglobina em metahemoglobina. O limite máximo de nitrito recomendado por Blanco Cachafeiro (1995) é de $0,055 \text{ mg/L NO}_2^-$ para o cultivo de trutas e de $< 1,0 \text{ mg/L}$ para corpos hídricos de acordo com a legislação vigente e neste sentido os valores encontrados de NO_2^- para as duas truticulturas se mativeram abaixo dos limites recomendados pela legislação.

Algumas alterações ocorreram nas concentrações de NO_2^- registradas na truticultura B, nos pontos B4, B5, B6 e B7, locais onde se encontravam os peixes maiores. Nos outros pontos foram observadas concentrações mais baixas de NO_2^- proporcionando condições ideais ao cultivo de trutas no período. Entretanto aumento nas concentrações de NO_2^- foram observadas nos efluentes de truticultura de acordo com Camargo et al. (2011) como sendo igual a $0,08 \text{ mg/L NO}_2^-$, similar ao que ocorreu na truticultura B no ponto B2.

Na truticultura A, os valores foram baixos para a maioria dos pontos como relatado por Koçer e Sevgili (2014), que foi $0,022 \text{ mg/L NO}_2^-$. Já Boaventura et al. (1997) e Amirkolaie (2008) não encontraram diferenças nos níveis de NO_2^- entre o afluente e os efluentes, como também foi demonstrado no presente estudo, provavelmente devido as elevadas trocas de água do sistema que diminuem os processos de oxidação.

Nos sistemas de produção aquícola, quando necessário existem meios de remover o NO_2^- que podem incluir o processo natural de nitrificação bacteriana e a renovação da água dos meios de cultivo. De acordo com Sindilariu et al. (2007), o uso de *wetlands* para tratamento de efluentes pode diminuir o nível de NO_2^- em cerca de 35% pelo sequestro desse nutriente pelos vegetais superiores.

O nitrato (NO_3^-) é um composto nitrogenado considerado menos tóxico que a amônia e o nitrito, mas pode ser um problema em sistemas de cultivo fechados. No caso das criações de truta, o NO_3^- não chega a ser um problema, pois se trata de um sistema aberto com renovação constante de água. Assim, nas duas truticulturas nos pontos avaliados não foram observadas diferenças significativas ($p > 0,05$) e os níveis de NO_3^- não ultrapassaram os limites recomendados para produção de trutas que é de $> 100 \text{ mg/L}$. Entretanto, se ocorrer a exposição prolongada a níveis elevados de NO_3^- poderá haver depressão do sistema imune dos peixes e reflexos na sua sanidade em cativeiro, como foi verificado por Plumb (1997) em

tilápias, sugere-se manter os níveis abaixo do recomendado, ou seja, até 10 mg/L para evitar os seus efeitos tóxicos.

A lavagem dos tanques pode contribuir o enriquecimento da água e elevação do NO_3^- em alguns pontos e tal fato foi demonstrado na truticultura A nos pontos A2 (2,5 mg/L) e A4 (1,4 mg/L) no mês de abril de 2014. Entretanto, os valores encontrados estiveram abaixo dos padrões de lançamento de efluentes com valores limites de 10 mg/L estando dentro do padrão de conforto para cultivo de peixes.

Valores de NO_3^- entre 1,0 e 2,2; 0,9 e 2,1 mg/L, foram encontrados, tanto no afluente quanto nos efluentes de outras truticulturas, por Boaventura et al. (1997), Camargo (1994) e Amirkolaie (2008). Camargo et al. (2011) relataram valores ainda mais elevados, entre 2,38 e 3,76 mg/L nos efluentes de truticulturas. Os elevados níveis de NO_3^- em *raceways* estão relacionados ao processo oxidativo de nitrificação que podem ocorrer mesmo em ambientes de elevada hidrodinâmica (Koçer et al., 2013). Tal fato é corroborado por Viadeiro Jr et al. (2006) em trabalho com a distribuição de partículas em *raceway* de *O. mykiss*. No entanto, de maneira geral foi possível observar que os resíduos nitrogenados das duas truticulturas continham uma baixa concentração de compostos dissolvidos, atribuído à elevada diluição dos meios de cultivo.

O oxigênio dissolvido (OD) é a principal variável para avaliação da qualidade da água, pois interfere diretamente no metabolismo e na sobrevivência dos peixes. As concentrações de OD podem se relacionar aos processos difusivos na interface ar-água e pela atividade fitoplânctônica (Bhatganar e Devi, 2013) ou artificialmente por meio de aeradores e pela renovação da água dos ambientes de cultivo. O teor da solubilidade do oxigênio das águas naturais pode variar com a temperatura (Chapman e Kimstach, 1996; Bhatganar e Devi, 2013), salinidade, fluxo (turbulência), atividade fotossintética de algas e plantas, pressão atmosférica e pode diminuir à medida que a temperatura e a salinidade aumentam (Chapman e Kimstach, 1996).

Com relação às concentrações de OD não houve diferença significativa nas duas truticulturas ($p > 0,05$) em todas as avaliações, porém durante o cultivo, os valores médios observados nas duas truticulturas foram menores nos efluentes em relação aos afluentes, sendo influenciados pela biomassa de peixes e oxidação da matéria orgânica, mas mantendo-se nas concentrações recomendadas para o cultivo de trutas que é acima de 5,5 mg/L (Blanco Cachafeiro, 1995) e acima de 6 mg/L, mantendo os padrões de corpo d'água exigido pela legislação.

O baixo nível de OD (3,7 mg/L) na truticultura A (abril de 2014), no ponto A2, ocorreu durante a coleta de peixes e limpeza dos tanques porque os aeradores estavam desligados. Mas a redução na concentração de OD durante a criação de trutas arco-íris também pode estar relacionada às diferenças de biomassa e níveis de alimentação (Pulatsu et al., 2004) e resultados semelhantes foram obtidos em truticulturas por vários autores entre eles Boaventura et al. (1997) com concentração de OD atingindo 2,4 mg/L; Viadero Jr. et al. (2005), 1,26 mg/L; Camargo et al. (2011), 4,4 mg/L e Caramel et al. (2014) que relataram diminuição no percentual de saturação de 125,89 para 106,16%. Esses resultados contrastam com os obtidos por Koçer e Sevgili (2014), que descreveram que os níveis de OD não se alteraram entre o afluente e os efluentes nas truticulturas e com Camargo (1994) que observou aumento de 11,4 para 12,7 mg/L nos efluentes. Reduções no nível de OD podem ocorrer durante o cultivo de peixes devido a respiração dos animais e ao tipo de alimento empregado, onde esses níveis podem ser alterados devido a ação das bactérias na degradação da MO disponibilizada durante a alimentação (Baccarin e Camargo, 2005).

A utilização de *wetlands* para o tratamento de efluentes de truticulturas comerciais demonstrou que houve diminuição no nível de OD no efluente ao final do tratamento com reduções de 8 a 24 % e de 10,17 até 1,4 mg/L nos trabalhos realizados por Sindilariu et al. (2008, 2009), relacionados ao consumo do oxigênio durante o ciclo do nitrogênio e aumento da demanda bioquímica de oxigênio.

A saturação de oxigênio na água aumenta em menores temperaturas e diminui à medida que a altitude e a temperatura se elevam. No presente estudo, os maiores índices de oxigênio dissolvido na água do afluente ocorreram durante os meses mais frios, mesmo com a altitude média na região estudada de ser de 1.260 m, reforçando a relação temperatura e dissolução dos gases na água.

O pH está diretamente relacionado à acidez, neutralidade ou alcalinidade dos corpos d'água e tem influência sobre o metabolismo dos organismos aquáticos. No meio aquático está relacionado diretamente com a concentração de dióxido de carbono presente (Boyd, 1979) e com a alcalinidade. Somente houve diferença significativa ($p < 0,05$) para o pH na truticultura B, durante as estações de chuva e seca, havendo aumento do pH na estação seca provavelmente relacionado a mudanças na alcalinidade no período possivelmente influenciadas pelas concentrações de bicarbonatos e carbonatos. Nas duas truticulturas na maioria dos pontos, o pH tornou-se um pouco acima da neutralidade (pH 7), porém mantendo-se no nível de variação de conforto para trutas entre pH 5,5 e 9,5 (Blanco

Cachafeiro, 1995). Entretanto, para truta, o mesmo autor recomenda um pH ligeiramente ácido, mas todas as amostras coletadas ficaram dentro dos padrões de lançamento exigido pela legislação.

Alguns autores também não encontraram diferenças significativas no pH entre os pontos afluentes e efluentes de truticulturas como ocorreu na truticultura A, entre eles Camargo (1994), Boaventura et al. (1997), Pulatsu et al. (2004), Maillard et al. (2005), Sindilariu et al. (2009), Koçer e Sevgili (2014), Caramel et al. (2014). Adicionalmente, Rosa et al. (2013) trabalharam com efluentes oriundos do cultivo de três espécies de peixes e não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos. Esta estabilidade do pH provavelmente deve ter ocorrido devido ao maior efeito tampão da alcalinidade.

O fósforo é um componente essencial para os ciclos biológicos dos corpos d'água. Ocorre em águas naturais e em efluentes (domésticos e industriais), na forma de fosfato e o aumento de sua concentração pode levar ao aumento na produção primária com a consequente eutrofização, o que pode indicar a poluição do corpo hídrico (Chapman e Kimstach, 1996).

As duas truticulturas apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) para o fósforo nas estações de chuva e seca. Os dados analisados resultaram numa baixa concentração dos fosfatos nos pontos avaliados, tanto no afluente quanto nos efluentes onde houve pouca influência do cultivo dos peixes sobre a concentração de fosfato e sua amplitude de variação, mas durante a lavagem dos tanques, a maior diluição dos resíduos sólidos na água resultou no aumento dos níveis de fosfato no meio de cultivo.

Na truticultura B, na estação de chuva, o fosfato apresentou algumas elevações de 0,89 mg/L, que podem ser explicadas pela presença de culturas mantidas com adubos a base de fosfato e carregados para o corpo d'água. Consequentemente, níveis acima dos limites de lançamento permitido pela legislação foram observados (Tab. 2).

Em relação à Deliberação COPAM/CERH-MG N° 1/2008, os valores médios das duas truticulturas nas estações de chuva e pontos de coleta estão acima dos limites indicados para a Classe III de classificação dos corpos d'água (0,15 mg/L de fósforo). Os níveis de fósforo indicados para Classe II, classe onde se enquadra a Aquicultura para ambientes lóticos, como sendo de 0,10 mg/L.

Da mesma forma que fora descrita a contribuição originária da remobilização de resíduos durante a lavagem dos tanques, foi verificada a contribuição desses resíduos em ambas truticulturas em relação aos níveis de fosfato nos efluentes (Tab. 5 e 6). O aumento dos níveis de fosfato nos efluentes de truticulturas comerciais foram observados por vários autores

entre eles (Boaventura et al., 1997; Camargo et al., 2011; Guilpart et al., 2012; Koçer e Sevgili, 2014; Caramel et al., 2014), que observaram índices de 0,06 para 0,579 mg/L; 0,05 para 0,41 mg/L; 0,02 para 0,57 mg/L; 0,011 para 0,060 mg/L e 0,072 para 0,088 mg/L, respectivamente. Nos efluentes do cultivo das espécies tilápia, carpa comum e pacu, Rosa et al. (2013) observaram o aumento de 0,006 para 0,129 mg/L. O aumento do nível de fosfato também ocorreu mesmo com tratamento empregando *wetlands*, de 0,046 para 0,057 mg/L e 0,041 para 0,127 mg/L, observado por Sindilariu et al. (2007; 2008). Pulatsu et al. (2004) também encontraram elevadas concentrações de fosfato estando associadas ao maior teor desse elemento nas rações utilizadas nas truticulturas. Desta forma, foi sugerido um melhor controle nas taxas de arraçoamento visando evitar o aporte de fósforo no ambiente aquático.

Concentrações mais baixas de fosfato foram encontradas no ponto efluente do que nos pontos situados na própria truticultura (Amirkolaie, 2008). True et al. (2004) descreveram que o transporte de água que ocorre nos sistemas de *raceway* é responsável pelo tempo de permanência dos resíduos. Os autores mencionaram que em todos os *raceways* avaliados houve deposição de sólidos que representam uma massa significativa de fósforo no sistema. A avaliação do comportamento de partículas sólidas em *raceways* de truta arco-íris por método de velocidade tridimensional baseado no princípio Doppler, destaca zonas de quiescência no sistema, implicando na deposição desses resíduos neste sistema (Viadero Jr. et al., 2005). Tais relatos podem explicar os níveis mais elevados nas truticulturas durante a lavagem dos tanques, com aumento dos níveis de fosfato no meio aquático. Em meados da década de 1980, Boersen e Westers (1986) já relatavam a preocupação com as lavagens dos *raceways* e ponderaram que esta atividade respondia pela principal contribuição de resíduos sólidos e fosfato para os corpos hídricos receptores.

Com relação aos sólidos totais dissolvidos (STD), a presença dos mesmos está relacionada à ocorrência de matéria orgânica e sais minerais e estes valores refletirão sobre a condutividade elétrica do meio aquático (Esteves et al., 2011). Para STD, houve diferença significativa ($p < 0,05$) nas duas truticulturas em relação às estações de chuva e seca e entre os pontos de coleta.

Durante o período de estudo, o ponto A1 (afluente) teve o maior nível de STD, mas houve a diminuição nos demais pontos, inclusive nos pontos A5 (montante) e A6 (jusante). Durante o período de chuva, no mês de junho de 2014, houve elevação dos STD em A1 sendo registrado 27,7 mg/L, demonstrando a relação da presença de matéria orgânica, sais minerais

e outros materiais encontrados dissolvidos na água, influenciando também a CE da água devido a declividade do terreno e carreamento de materiais pelo escoamento superficial.

Na truticultura B também houve aumento da concentração dos STD, no afluente (B1) e diminuição nos efluentes, no entanto, como pode ser visto na tabela 6, os pontos BR8 (montante) e BR9 (jusante) tiveram os maiores valores, mas estes pertenciam a outro corpo d'água onde eram lançados os efluentes. Podemos observar que a chuva intensa pode influenciar sobre o aumento dos STD no sistema de *raceways*. Porém, os valores encontrados nas duas truticulturas estão abaixo do estabelecido para cultivo intensivo conforme recomendado por Wedemeyer (1997), (limite de 200 mg/L) e não interferiram na sanidade dos peixes cultivados neste estudo.

Em análise feita por Koçer e Sevgili (2014), os autores observaram o aumento de 193 para 249 mg/L no nível dos STD do afluente para os pontos sujeitos a lançamentos de efluentes de truticulturas.

O regime climático pode ter influência nas variações de temperatura dos corpos de água. Nas águas superficiais, a temperatura é afetada pela latitude, altitude, estação do ano, circulação do ar, cobertura de nuvens, vazão e profundidade do corpo hídrico (Chapman e Kimstach, 1996; Percebon et al., 2005). Regiões com altitude elevada como a Serra da Mantiqueira apresentam condições ideais para o cultivo de trutas arco-íris, pois conforme Blanco Cachafeiro (1995), o conforto térmico da espécie e o seu ótimo de crescimento estão em torno dos 15°C.

Nas duas truticulturas estudadas ocorreram variações significativas ($p < 0,05$) na temperatura da água durante as estações de chuva e seca e levaram a diferenças durante o período, pois a interação entre as estações e pontos de coleta também apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$). Assim foi demonstrada a forte influência das estações do ano, devido as mudanças da radiação solar sobre a temperatura da água dos mananciais, refletindo sobre os valores mais altos no verão. Em relação à temperatura nas duas truticulturas, os valores encontrados estão de acordo com o indicado para o conforto de peixes.

Aumentos de temperatura também foram observados em fazendas de criação de trutas por Koçer e Sevgili (2014) e Caramel et al. (2014), mudanças entre 13,0 e 18,5°C; 16,64 e 17,60°C, respectivamente, entre o ponto afluente e os pontos sujeitos a lançamento de diversos tipos de efluentes. No entanto, as duas truticulturas atenderam a legislação quanto às condições de lançamento de efluentes no corpo receptor (inferior a 40°C).

A concentração da matéria em suspensão controla a turbidez da água, que pode estar relacionada à presença de silte, argila, partículas finas de matéria inorgânica, compostos orgânicos solúveis, plâncton e outros microorganismos (Chapman e Kimstach, 1996; Bhatganar e Devi, 2013). No presente estudo, os dados relativos à turbidez foram diferentes significativamente ($p < 0,05$) nas duas truticulturas, para as estações de chuva e seca. Neste sentido, os períodos de chuva na truticultura A apresentaram o maior valor em relação à seca e maior turbidez no ponto a jusante devido ao recebimento dos efluentes. No entanto, o mesmo não ocorreu na truticultura B, onde foram observados maiores valores de turbidez durante a estação seca, possivelmente influenciada pelos períodos de manejo dos animais. Nas duas truticulturas, tanto no afluente quanto nos efluentes, foram obtidos níveis de turbidez abaixo do limite indicado pela legislação, para os corpos d'água classificados como Classe I (até 40 NTU, unidade nefelométrica de turbidez).

As análises realizadas com cone de *Imhoff* não mostraram a presença de sólidos sedimentáveis durante todas as coletas, com exceção das coletas realizadas em dias chuvosos. A turbidez está relacionada à diminuição da passagem da luz, o que restringe a fotossíntese. Este efeito é resultante de vários fatores entre eles, sólidos dissolvidos e suspensos na água, como partículas de argila, dispersão de organismos planctônicos, partículas orgânicas e também os pigmentos causados pela decomposição da matéria orgânica (Bhatnagar e Devi, 2013). Com a redução da entrada de luz, há a diminuição da produção de oxigênio e prejuízos na produção de peixes (Ezeanya et al., 2015). Os extremos de turbidez encontrados em todos os pontos analisados coincidiram com a coleta ter sido realizada na manhã posterior a ocorrência de chuva durante toda à noite. Todos os autores que avaliaram este parâmetro mostraram aumento da turbidez, na maioria dos casos associada a biometrias e principalmente despesca. Fato também observado em efluentes de truticultura estudados por Boaventura et al. (1997) (1,3 para 9,6 NTU), Camargo et al. (2011) (0,71 para 4,67 NTU) e Koçer e Sevgili (2014) (1 para 149 NTU).

3.2 Aspectos da avaliação microbiológica da água (Coliformes termotolerantes e *Escherichia coli*) das truticulturas

A presença de bactérias patogênicas na água pode representar uma ameaça, principalmente se for de origem fecal. Essas bactérias podem provocar além da contaminação da água o aparecimento de doenças em peixes e até mesmo a mortalidade desses organismos.

Adicionalmente, poderá ocorrer a contaminação do alimento para consumo humano (Obasohan et al., 2010). Para as amostras avaliadas na truticultura A, o grupo dos coliformes termotolerantes mostraram diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as estações de chuva e seca (Fig.1). No entanto, não houve diferença ($p > 0,05$) em relação aos pontos de coleta (Fig. 2). Esses dados comprovam a influência do período de chuvas na dispersão de bactérias por escoamento superficial. Fato semelhante foi relatado por Andrietti et al. (2015), que encontraram valores maiores para o grupo coliformes termotolerantes durante o período de chuvas, que também foi relacionado a ação do escoamento superficial das áreas agrícolas e de pastagens, devido a maior precipitação no período de chuva que contrasta com a estação seca.

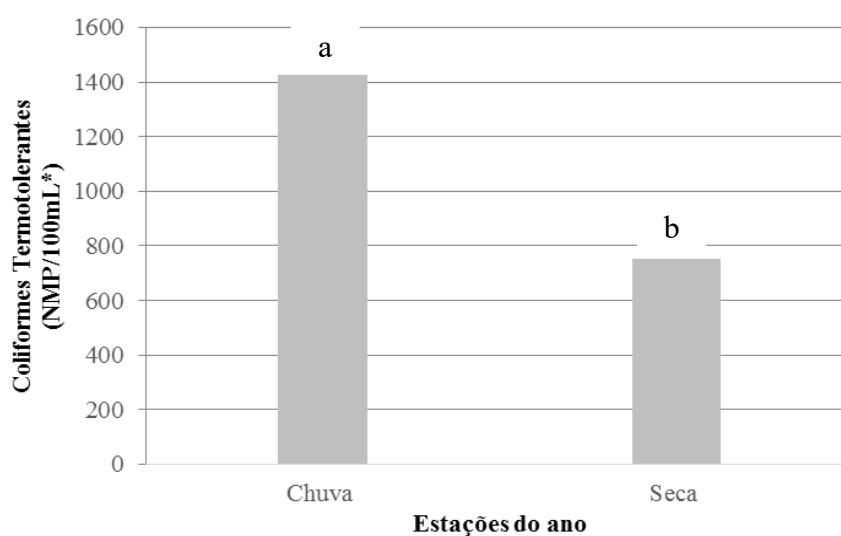


Figura 1. Coliformes termotolerantes contabilizados na Truticultura A com médias e desvio padrão entre as estações de chuva ($1.425,20 \pm 1.049,81$) e seca ($751,74 \pm 598,00$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

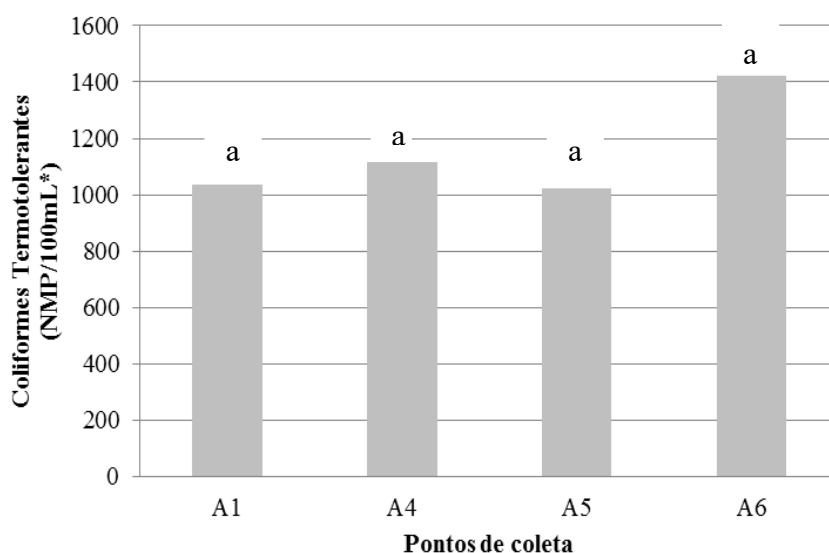


Figura 2. Presença de coliformes termotolerantes na Truticultura A, nos pontos de coleta A1-afluente ($1.034,34 \pm 997,43$), A4-efluente ($1.115,44 \pm 989,67$), A5-montante ($1.020,28 \pm 922,16$) e A6-jusante ($1.421,17 \pm 875,06$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

Durante o mesmo período foi avaliada na truticultura B a presença no grupo coliformes termotolerantes e não houve diferença significativa entre as estações de chuva e seca ($p > 0,05$) (Fig. 3) e estes valores podem ter sido influenciados pelas coletas realizadas em dias posteriores às chuvas fora de época, mas o fato do afluente B1 vir de uma nascente com pouca ação antrópica, pode ter influenciado na diferença significativa ($p < 0,05$) entre os pontos de coleta nesta truticultura (Fig. 4), havendo um aumento da presença de coliformes termotolerantes nos pontos B7, B8 e B9, quando ocorriam chuvas eventuais nos dias que antecediam as coletas.

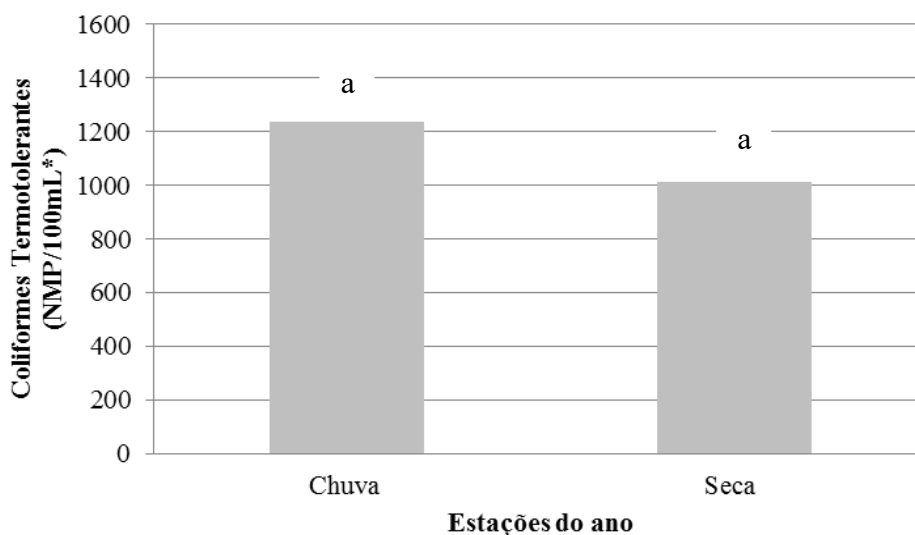


Figura 3. Coliformes termotolerante contabilizados na Truticultura B com médias e desvio padrão entre as estações de chuva ($1.237,20 \pm 998,46$) e seca ($1.014,03 \pm 758,53$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

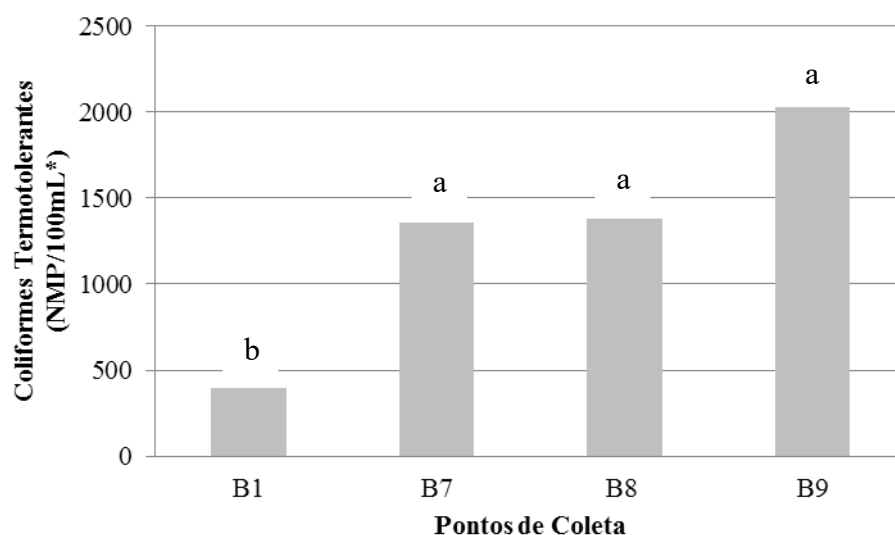


Figura 4. Presença de coliformes termotolerantes na Truticultura B, nos pontos de coleta B1-afluentes ($398,99 \pm 325,00$), B7-efluente ($1.359,93 \pm 942,63$), B8-montante ($1.383,57 \pm 779,48$) e B9-jusante ($2.031,17 \pm 719,22$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

A presença do grupo coliformes termotolerantes pode aumentar após períodos chuvosos leva a necessidade de evitar manejos, como por exemplo, biometrias, que poderiam provocar lesões nos indivíduos levando a uma maior morbidade. Os valores das médias para o grupo coliformes nas duas truticulturas estão de acordo com o enquadramento na Classe II da Deliberação COPAM/CERH-MG N°1/2008, ou seja, seis análises anuais de corpos d'água

devem apresentar 80% (ou menos) contagens inferiores a 1000 UFC (unidades formadoras de colônias) por 100 mL.

O aumento dos coliformes termotolerantes pode ocorrer de uma truticultura para outra por meio do despejo de efluentes no manancial de abastecimento. Tal fato foi observado por Koçer e Sevgili (2014), ao estudarem várias truticulturas que utilizaram o mesmo rio. Nesse caso foi observada a elevação nos valores de UFC (340 até 22.508/100 mL). De acordo com a Resolução N° 357/2005, do CONAMA, a bactéria *E. coli* pode ser determinada em substituição ao grupo dos coliformes termotolerantes de acordo com os limites estabelecidos pelo órgão ambiental competente, pelo fato desta bactéria representar a contaminação mais recente do ambiente.

Por este motivo, neste estudo foram coletadas amostras de água nas duas truticulturas para avaliar a presença de *E. coli*, no entanto, a maioria das coletas foi realizada no período de chuva (ano de 2014), não sendo possível verificar se ocorreram diferenças entre as estações de chuva e seca, por causa do número reduzido de amostras coletadas no período de seca. Sendo assim, a presença de *E. coli* foi avaliada somente nos pontos de coleta, não havendo diferenças significativas ($p > 0,05$) na truticultura A (Fig. 5), somente com alterações no número de *E. coli* para as coletas que antecederam dias chuvosos, devido a maior entrada de resíduos no corpo hídrico por escoamento superficial que pode carrear vários tipos de poluentes inclusive bactérias.

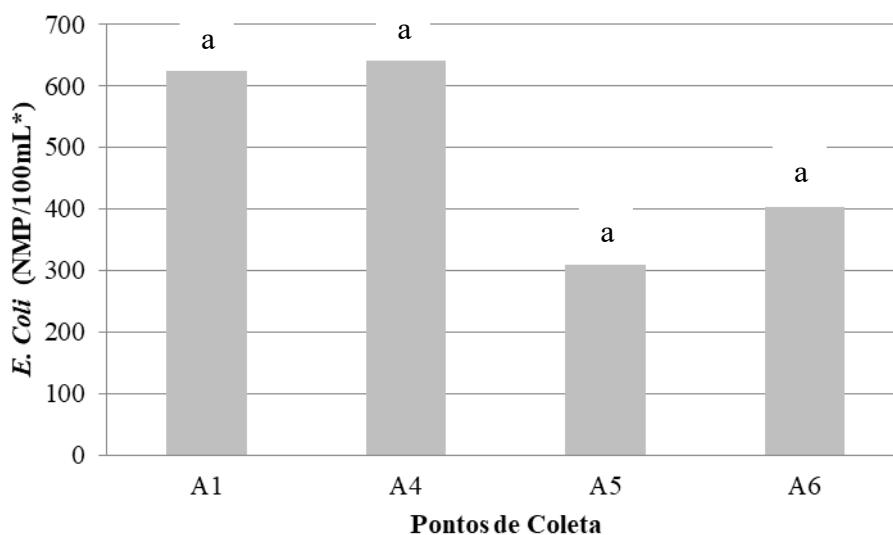


Figura 5. Presença de *E. coli* na Truticultura A, nos pontos de coleta A1-afluente ($623,60 \pm 441,09$), A4-efluente ($641,17 \pm 445,69$), A5-montante ($309,46 \pm 255,06$) e A6-jusante ($426,76 \pm 349,43$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

Para a truticultura B, quanto a presença de *E. coli*, foram registradas diferenças significativas ($p < 0,05$) para os pontos coletados (Fig. 6), havendo um aumento da média do período de seca para os pontos a montante (B8) e jusante (B9), sendo definidos pelo final do período da seca com a incidência de algumas chuvas na região.

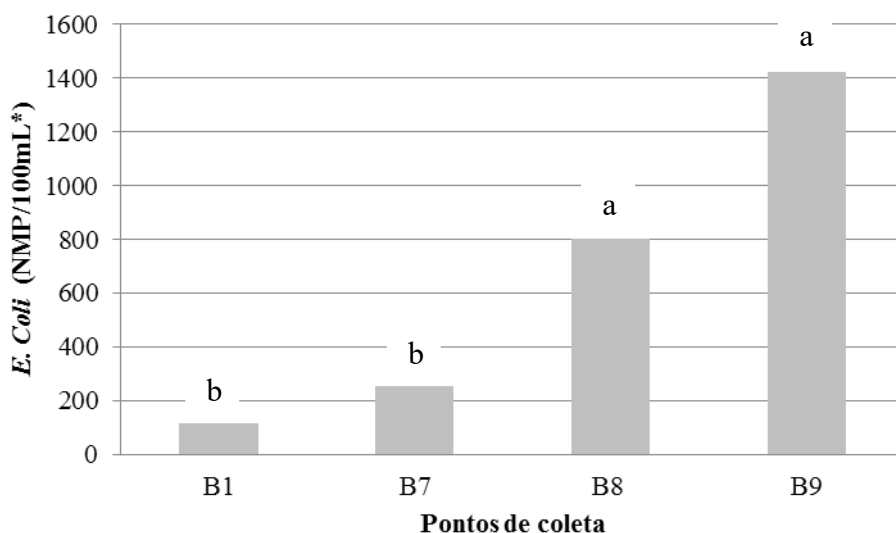


Figura 6. Presença de *E. coli* na Truticultura B, nos pontos de coleta B1-afluente ($118,13 \pm 89,20$), B7-efluente ($253,12 \pm 161,71$), B8-montante ($801,78 \pm 548,75$) e B9-jusante ($1.421,10 \pm 1.111,29$). Médias seguidas por letras diferentes na coluna diferem entre si a 5% de significância. *NMP: número mais provável.

Pode-se ressaltar que as análises realizadas para turbidez e os valores encontrados no grupo coliformes termotolerantes podem estar relacionados ao lançamento inadequado de efluentes ou a sua maior concentração presente no rio (Von Sperling, 2014).

3.3 Avaliação da carga poluidora e equivalente populacional

A avaliação da carga poluidora visa melhorar o manejo durante o cultivo de trutas a fim de contribuir com a conservação do ecossistema aquático. De acordo com Von Sperling (2014), a avaliação do impacto da poluição desses efluentes é necessária para evitar que o acúmulo de resíduos e o aporte de nutrientes interfiram nos mananciais a jusante das truticulturas, provocando a eutrofização do meio.

A carga poluidora e o equivalente populacional nos três pontos efluentes monitorados na Truticultura A e B estão relacionados na tabela 9. Foi possível observar na truticultura A, o aumento da carga do ponto A2 para os pontos A3 e A4 devido a maior média de DBO para

este ponto em relação aos demais (Tab. 4). Na truticultura B foi verificada a carga poluidora e equivalente populacional nos sete pontos efluentes monitorados e a mesma aumentou nos pontos onde havia mais exemplares de trutas (reprodutores) alocados, devido a maior densidade de estocagem e excreção dos animais (B5, B6 e B7).

Tabela 7. Carga poluidora dos efluentes e equivalente populacional das truticulturas A e B.

Efluente (P. Col.)	Carga Poluidora (Kg/d)	Equivalente Populacional (Hab.)
A2	187,3	3.468,00
A3	164,7	3.050,30
A4	163,4	3.046,30
B2	1,7	31,5
B3	1,7	31,5
B4	1,8	33,3
B5	2,2	45,6
B6	2,6	45,6
B7	2,8	38,9

P. col.: pontos de coleta; Hab.: habitante.

No entanto com relação as avaliações da carga poluidora as duas truticulturas estudadas representaram baixo risco de eutrofização para os corpos d'água a jusante, mas ainda assim é necessário que se faça constante avaliação da qualidade da água para garantir que estas características sejam mantidas e que atendam a legislação ambiental.

4. CONCLUSÕES

As duas truticulturas estão de acordo com a legislação vigente, que define o padrão de lançamento de efluentes através da Deliberação COPAM/CERH-MG N°1/ 2008, quanto aos parâmetros físico-químicos e microbiológicos avaliados e atende aos padrões de conforto para o cultivo de peixes. As alterações ocorridas entre os afluentes e efluentes estão relacionadas à densidade de estocagem, à quantidade de ração e à excreção dos peixes. O processo de lavagem dos tanques teve influência sobre os parâmetros avaliados, principalmente durante episódios de chuvas por períodos prolongados gerando grandes volumes de água.

Além dos parâmetros avaliados, são necessárias mais pesquisas para avaliar as alterações provocadas pelos efluentes nas comunidades biológicas (principalmente os

macroinvertebrados bentônicos) e prolongar o estudo as áreas a jusante destes efluentes para avaliar melhor os seus impactos sobre o ambiente. Atenção especial deveria ser dada ao momento da lavagem dos tanques devido a remoção do sedimento o que pode gerar um efluente mais enriquecido e levar a modificação da qualidade da água do corpo receptor e gerar a eutrofização deste manancial.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Amirkolaie, A. K. Environmental impact of nutrient discharged by aquaculture wastewater on the Haraz river. *Journal of Fisheries and Aquatic Science*, v.3, n.5, p.275-279, 2008.
- Andrietti, G.; Freire, R.; Amaral, A. G.; Almeida, F. T.; Bongiovani, M. C.; Schneider, R. M. Índices de qualidade da água e de estado trófico do rio Caiabi, MT. *Ambiente e Água*, v.11, n.1, 2016.
- APHA - American Public Health Association. *Standard methods for examination of water and wastewater*. USA: 2008.
- Baccarin, A. E.; Camargo, A. F. M. Characterization and evaluation of impact of feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, v.48, n.1, p.81-90, 2005.
- Bhatnagar, A.; Devi P. Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *International Journal of Environmental Sciences*, v.3, n.6, 2013.
- Blanco Cachafeiro, M. C. *La Trucha - Cria Industrial*. Ediciones Mundi-Prensa, Libros, Madri, 2. ed, 1995, 503p.
- Boaventura, R.; Pedro, A. M.; Coimbra, J. Trout farm effluents: characterization and impact on the receiving streams. *Environmental Pollution*, v.95, n.3, p.379-387, 1997.
- Boersen, G.; Westers, H. Waste solids control in hatchery raceways. *The Progressive Fish Culturist*, v.48, p.151-154, 1986.
- Boyd, C. E. *Water Quality in Warm Water Fish Ponds*, Agriculture Experiment Station, Auburn, Alabama, pp.359, 1979.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, Conselho nacional de meio ambiente – CONAMA. Resolução CONAMA nº 357 de 17 de março de 2005. *Diário Oficial da União*. 53,

p.58-63, 18/03/2005. Dispõe sobre a classificação das águas. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res.html>>. Acesso em: 11 fev. 2014.

Camargo, J. A. The importance of biological monitoring for ecological risk assessment of freshwater pollution: a case study. *Environmental International*, v.20, n.2, p.229-238, 1994.

Camargo, J. A.; Gonzalo, C.; Alonzo, A. Assessing trout farm pollution by biological metrics and indices based on aquatic macrophytes and benthic macroinvertebrates: A case study. *Ecological Indicators*, v.11, p.911-917, 2011.

Caramel, B. P.; Moraes, M. A. B.; Carmo, C. F.; Vaz-Dos-Santos, A. M.; Tabata, Y. A.; Osti, J. A. S.; Ishikawa, C. M.; Cerqueira, M. A. S.; Mercante, C. T. J. Water quality assessment of a trout farming effluent, Bocaina, Brazil. *Journal of Water Resource and Protection*, n.6, p.909-915, 2014.

Chapman, D.; Kimstach, V. Selection of water quality variables. In: Chapman, D. *Water quality assessment: a guide to the use of biota, sediments and water in environmental monitoring*. Londres: UNESCO/ WHO/UNEP, 1996, Cap.3, 60p.

COPAM/CERH-MG - Deliberação normativa conjunta nº 1, de 5 de maio de 2008. Disponível em<<http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?dnorma=8151>>. Acesso em: 30 jul. 2014.

Dellamatrice, P. M.; Monteiro, R. T. R. Principais aspectos da poluição de rios brasileiros por pesticidas. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, v.18, n.12, p.1296-1301, 2014.

Esteves, F. A.; Figueiredo-Barros, M. P.; Petrucio, M. M. Principais cations e ânions. In: Esteves, F.A. *Fundamentos de Limnologia*, 3.ed. Rio de Janeiro: Interciência, 2011, cap.17, p.300-321.

- Gherib, A.; Boufendi, M.; Temime, A.; Bedouh, Y. Applications of phytoremediation in wastewater treatment in Algeria. *Larhyss Journal*, n.26, p.99-11, 2016.
- Guilpart, A.; Roussel, J. M.; Aubin, J.; Caquet, T.; Marle, M.; Le Bris, H. The use of benthic invertebrate community and water quality analyses to assess ecological consequences of fish farm effluents in rivers. *Ecological Indicators*, v.23, p.356-365, 2012.
- Jones, J. G. Pollution from fish farms. *Journal Institute Water Environmental Management*, v.4, p.14-18, 1990.
- Karimi, J. M.; Takami, G. A.; Khara, H.; Abbaspour, R. Influence of trout farm effluents on water quality parameters and benthic macroinvertebrates. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, v.15, n.1, p.133-143, 2016.
- Koçer, M. A. T.; Sevgili, H. Parameters selection for water quality index in the assessment of the environmental impacts of land-based trout farms. *Ecological Indicators*, v.36, p.672-681, 2014.
- Koçer, M. A. Y.; Kanyılmaz, M.; Yılayaz, A.; Sevgili, H. Waste loading into a regulated stream from land-based trout farms. *Aquaculture Environment Interactions*, v.3, p.187-195, 2013.
- Maillard, V. M.; Boardman, G. D.; Nyland, J. E.; Kuhn, D. D. Water quality and sludge characterization at raceway-system trout farms. *Aquacultural Engineering*, v.33, n.4, p. 271-284, 2005.
- Materac, M.; Wyrwicka, A.; Sobiecka, E. Phytoremediation techniques in wastewater treatment. *Environmental Biotechnology*, v.11, n.1, p.10-13, 2015.
- Mirrasooli, E.; Nezami, S.; Ghorbani, R.; Khara, H.; Talebi, M. The Impact of Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) Farm Effluents on Water Quality. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, v. 4, n.4, p.330-334, 2012.

- Obasohan, E. E.; Agbonlahor, D. E.; Obano, E. E. Water pollution: A review of microbial quality and health concerns of water, sediment and fish in the aquatic ecosystem. *African Journal of Biotechnology*, v.9, n.4, p.423-427, 25, 2010.
- Piratoba, A. R. A.; Ribeiro, H. M. C.; Morales, G. P.; Gonçalves, W. G. Caracterização de parâmetros de qualidade da água na área portuária de Barbacena, PA, Brasil. *Ambiente e Água*, v.12, n.3, 2017.
- Plumb J. A. Infectious diseases of tilapia. In: CostaPierce, B. A; Rakocy, J. E., eds. *Tilapia aquaculture in the Americas*. Baton Rouge: World Aquaculture Society, 1997, v.1, p.212- 228.
- Pulatsu, S.; Rad, F.; Köksal, G.; Aydın, F.; Benli, A. Ç. K.; Topçu, A. The Impact of Rainbow Trout Farm Effluents on Water Quality of Karasu Stream, Turkey. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, v.4, p.09-15, 2004.
- Percebom, S. C.; Bittencourt, A. V. L.; Rosa Filho, E. F. diagnóstico da temperatura das águas dos principais rios de Blumenau, SC. *Boletim Paranaense de Geociências*, n.56, p.7-19, 2005.
- Rosa, R. S.; Aguiar, A. C. F.; Boechat, I. G.; Gücker, B. Impacts of fish farm pollution on ecosystem structure and function of tropical headwater streams. *Environmental Pollution*, v.174, p.204-213, 2013.
- Sindilariu, P. D.; Brinker, A.; Reiter, R. Factors influencing the efficiency of constructed wetlands used for the treatment of intensive trout farm effluent. *Ecological Engineering*, v.35, p.711-722, 2009.
- Sindilariu, P. D.; Schulz, C.; Reiter, R. Treatment of flow-through trout aquaculture effluents in a constructed wetland. *Aquaculture*, v.270, p.92-107, 2007.
- Sindilariu, P. D.; Wolter, C.; Reiter, R. Constructed wetlands as a treatment method for effluents from intensive trout farms. *Aquaculture*, v.277, p.179-184, 2008.

Stroshchoen, A. A. G.; Périco, E.; Lima, D. F. B.; Rempel, C. Estudo preliminar da qualidade da água dos rios Forqueta e Forquetinha, Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Biociências*, v.7, n.4, p.372-375, 2009.

True, B.; Johnson, W.; Chen, S. Reducing phosphorus discharge from flow-through aquaculture I: facility and effluent characterization. *Aquacultural Engineering*, v.32, p.129-144, 2004.

Tundisi, J. G.; Matsumura Tundisi, T. *Limnologia*. São Paulo: Oficina de Textos, 2008. 632 p.

Turcios, A. E.; Papenbrock, J. Sustainable Treatment of Aquaculture Effluents—What Can We Learn from the Past for the Future? *Sustainability*, v.6, p.836-856, 2014;

Umbuzeiro, G. A.; Kummrow, F.; Rei, F. F. C. Toxicologia, padrões de qualidade de água e legislação. ©*INTERFACEHS – Revista de Gestão Integrada em Saúde do Trabalho e Meio Ambiente*, v.5, n.1, Resenha, 2010.

United States. Environmental Protection Agency – USEPA. Secondary maximum contaminant levels: a strategy for drinking water quality and consumer acceptability. 2015. Disponível em: <http://www.waterrf.org/PublicReportLibrary/pdf>. Acesso em: 20 maio 2017.

Viadero Jr, R. C.; Cunningham, J. H.; Semmens, K. J.; Tierney, A. E. Effluent and production impacts of flow-through aquaculture operations in West Virginia. *Aquacultural Engineering*, n.33, p.258-270, 2005.

Von Sperling, M. *Introdução a qualidade das águas e ao tratamento de esgotos*. 4. ed. Editora UFMG: Belo Horizonte, 2014, 472p.

Wedemeyer, G. A. Effects of rearing conditions on the health and physiological quality of fish in intensive culture. In: Iwama, G. K.; Pickering, A. D.; Sumpter, J. P.; Schreck, C.B. (Ed.). *Fish and stress and health in aquaculture*. United Kingdom: Cambridge University Press, 1997, p.35-71.

6. ARTIGO 2

Presença de praguicidas orgânicos em truticulturas comerciais

Presença de praguicidas orgânicos em truticulturas comerciais

Ana Paula Monschau Funck ⁽¹⁾, José Antônio Beirão Simões ⁽¹⁾, Marina Guimarães Ferreira ⁽²⁾, Lilian de Paula Gonçalves Reis ⁽¹⁾, Fabiano Aurélio da Silva Oliveira ⁽³⁾, Luciano dos Santos Rodrigues ⁽¹⁾, Marília Martins Melo ⁽¹⁾ e Kleber Campos Miranda Filho ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Universidade Federal de Minas Gerais – UFMG, Av. Pres. Antônio Carlos, 6627 - Pampulha, Belo Horizonte - MG, CEP: 31270-901 e-mail: ana.funck@svc.ufmg.br.

⁽²⁾ Universidade Federal de Lavras – UFLA, Av. Doutor Sylvio Menicucci, 1001 - Kennedy, Lavras - MG, CEP: 37200-000.

⁽³⁾ Laboratório Nacional Agropecuário, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - LANAGRO, Av. Rômulo Joviano - Santo Antônio, Pedro Leopoldo - MG, CEP: 33600-000.

*Corresponding author:

Kleber Campos Miranda-Filho

Universidade Federal de Minas Gerais

Escola de Veterinária, Departamento de Zootecnia

Laboratório de Aquicultura - LAQUA

Av. Antônio Carlos, 6627, CEP 31270-901, Belo Horizonte, MG, Brasil

Phone: + 55 31 3409-3311

E-mail: kmiranda2010@ufmg.br, kleber08@gmail.com

RESUMO - O objetivo do presente estudo foi avaliar a presença de praguicidas em diferentes matrizes água, peixe, solo e ração durante a produção de trutas arco-íris em sistema *raceway*. Durante os períodos de chuva e seca (2014 e 2015) os parâmetros temperatura, pH, oxigênio dissolvido (OD) e alcalinidade também foram avaliados. Os resíduos da matriz água foram extraídos pelo método Luke e das matrizes peixe, solo e ração foram extraídos pelo método QuEChERS modificado, os extratos foram avaliados através da análise multirresíduos em HPLC-MS/MS, com limite de detecção - LOD (1 ppb) e limite de quantificação - LOQ (10 ppb). Para a matriz água, em ambas truticulturas, foram detectados resíduos de organofosforados, carbamatos, piretróides, anilino-pirimidinas, estrobirulinas e sulfito de alquila. No entanto, só foram quantificados os inseticidas organofosforados (clorpirifós e diclorvós). Na truticultura A foi detectado e quantificado clorpirifós em 0,019 mg/L ponto A1 e diclorvós nas concentrações de 0,136 mg/L ponto A1 (afluente) e 0,0465 mg/L ponto A6 (efluente). Na truticultura B, o diclorvós foi quantificado em 0,0209 mg/L ponto B1 (afluente) e 0,0578 mg/L ponto B9 (afluente). Todas as concentrações de praguicidas descritas mostraram-se acima do Limite Máximo de Resíduos (LMR) recomendado pela União Européia. Para as matrizes solo e ração não houve detecção de resíduos de praguicidas para as duas truticulturas. Para a matriz peixe não houve detecção de resíduos na truticultura A, mas houve a detecção (dentro do limite do equipamento) na truticultura B nos tecidos: brânquias, fígado e rim. As variáveis físico-químicas avaliadas podem ter proporcionado a hidrólise dos praguicidas e o período de chuva pode ter influenciado na maior quantidade de resíduos na água, mas dentro do limite de detecção do equipamento. Entretanto, o período de seca pode ter influenciado na concentração de clorpirifós e diclorvós. A identificação de resíduos nos tecidos de trutas arco-íris na truticultura B no mês de outubro sugerem que mais estudos devem ser realizados para verificar a possibilidade de bioconcentração nos tecidos devido as diferentes classes de praguicidas que podem ser encontrados no ambiente aquático.

Palavras-chave: qualidade da água, resíduos, *raceway*, trutas arco-íris.

ABSTRACT - The objective of the present study was to evaluate the presence of pesticides in different matrices, such as: water, fish, soil and feed, during rainbow trout production in a raceway system. During the rainy and dry periods (2014 and 2015), the parameters temperature, pH, dissolved oxygen (OD) and alkalinity were also evaluated. The water matrix residues were extracted by the Luke method and fish, soil and feed matrices were extracted by the modified QuEChERS method. The extracts were evaluated by multi-residue HPLC-MS/MS analysis with limit of detection - LOD (1 ppb) and limit of quantification - LOQ (10 ppb). For the water matrix, residues of organophosphates, carbamates, pyrethroids, anilinopyrimidines, strobilurins and alkyl sulfite were detected in the trout cultures. However, only organ phosphorus insecticides (chlorpyrifos and dichlorvos) were quantified. In trout farm A was detected and quantified chlorpyrifos at 0.019 mg/L point A1 and dichlorvos at the concentrations of 0.136 mg/L point A1 (tributary) and 0.0465 mg/L point A6 (effluent). In trout farm B, dichlorvos were quantified at 0.0209 mg/L point B1 (tributary) and 0.0578 mg/L point B9 (tributary). All concentrations of pesticides described were above the Maximum Residue Limit (MRL) recommended by the European Union. For soil and feed matrices there was no detection of pesticide residues for the trout farms. For the fish matrix there was no detection of residues in trout farm A, but there was detection (within the limit of the equipment) of trout farm B in the tissues: gills, liver and kidney. The physicochemical variables evaluated may have provided the pesticides hydrolysis and the rainy season may have influenced the greater amount of residues in the water, but within the limits of detection of the equipment. However, dry period may have influenced the concentration of chlorpyrifos and dichlorvos. The identification of residues in the rainbow trout tissues in trout farm B in October suggests that further studies should be carried out to verify the possibility of bioconcentration in the tissues due to the different classes of pesticides that can be found in the aquatic environment.

Keywords: water quality, waste, raceway, rainbow trout.

1. INTRODUÇÃO

Os praguicidas são empregados para o controle das diversas pragas, visando a saúde pública e maiores índices produtivos na agropecuária, mas geram resíduos tóxicos e poluem o meio ambiente como o ar, água e solo, além disso afetam organismos não alvo, como as plantas, os animais e os seres humanos. A presença de resíduos de praguicidas na água está se tornando um problema ambiental frequente e essa ocorrência pode se dar após a sua aplicação por deriva de pulverização, escoamento superficial e lixiviação (Chowdhury et al., 2012; Smalling et al., 2013; Ara et al., 2014; Mahboob et al., 2015).

A taxa de degradação de cada praguicida dependerá das condições ambientais existentes no ecossistema (características físico-químicas e microbiológicas da água) (Hui et al., 2010; Cieslik et al., 2013) e das propriedades físico-químicas do praguicida (Barret e Jaward, 2012).

A presença dos praguicidas na água pode provocar danos aos organismos aquáticos (Altinok et al., 2006; Essumang et al., 2009), incluindo aqueles voltados à produção aquícola. De acordo com Greco et al. (2010), estes danos podem refletir na sobrevivência e/ou desempenho zootécnico dos organismos mantidos em cativeiro, fruto da intoxicação aguda ou crônica, respectivamente.

De acordo com alguns autores (Essumang et al., 2009; Hui et al., 2010), os resíduos de praguicidas não degradados podem se acumular no organismo (tecido adiposo) e sofrer biomagnificação ao longo da cadeia trófica.

Tal fato é passível de ocorrer, pois os praguicidas presentes na água podem sofrer bioconcentração em vários órgãos, entre eles, brânquias, fígado e músculo (Akan et al., 2014b; Oliveira et al., 2015). Além disso, conforme descrito anteriormente, os praguicidas podem provocar problemas à saúde humana (Bondarenko et al., 2004), devido à contaminação dos alimentos (Chowdhury et al., 2012; Mahboob et al., 2015).

Neste sentido, devido ao aumento da produção e consumo de trutas arco-íris *Oncorhynchus mykiss* no Brasil, deve-se destacar que apesar das elevadas renovações de água ao dia, normalmente empregadas no sistema de cultivo em *raceway*, alterações na qualidade da água das truticulturas podem ocorrer em função da elevada densidade de estocagem, altas taxas de arraçoamento, períodos de chuvas e aumento das áreas agrícolas próximas aos sistemas de produção. Considerando que para produção aquícola a melhoria da produtividade pode depender diretamente da qualidade da água, manejo alimentar e condições ambientais, torna-se importante avaliar a presença de praguicidas na água, nos insumos, no solo e nos

animais cultivados. O objetivo do presente estudo foi avaliar a presença de praguicidas em diferentes matrizes água, peixe, solo e ração durante a produção de trutas arco-íris em sistema *raceway*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Localização das Truticulturas

O experimento foi realizado em duas truticulturas comerciais denominadas A e B, localizadas na Serra da Mantiqueira no município de Delfim Moreira com altitude média de 1260 m. O sistema de cultivo utilizado pelas truticulturas é de fluxo contínuo *raceway*, para produção da espécie *O. mykiss*. Essa região reúne condições climáticas ideais, como temperaturas baixas, relevo acidentado e ótima qualidade da água, tornando o referido município, um dos maiores produtores de trutas do Brasil. A truticultura B, apesar de ser especializada na produção de juvenis, mantém um estoque de peixes para engorda para consumo na propriedade e como pesque pague. Outras características são demonstradas na tabela 1.

Tabela 1. Características das truticulturas comerciais A e B em sistema *raceway*.

Características	Truticultura A	Truticultura B
Fonte da água	Rio	Córrego
Espécie cultivada	<i>O. mykiss</i>	<i>O. mykiss</i>
Atividade principal	Engorda	Reprodução
Produção	120.000 kg/ano	120 -150.000 juvenis/ano
Média de peixes estocados	26.000 kg/mês	1.350 kg/mês (matrizes)
Peso de abate	300-500 g	-
Consumo ração dia	625 kg	30 kg
Total de tanques e volume	23 tanques ($\pm 65 \text{ m}^3$)	6 tanques ($\pm 7 \text{ m}^3$)
Volume de água diário	86.227 m^3	1.469 m^3
Volume de troca total	58 vezes ao dia	35 vezes ao dia
Vazão média (período)	1.047,42 L/s	17,66 L/s
Manejo	Manual	Manual

2.2 Caracterização agropecuária da região de Delfim Moreira – MG

No contexto agropecuário o município de Delfim Moreira além de se destacar produção de trutas desenvolve suas atividades voltadas para agricultura familiar como a produção de bovinos para produção leiteira, de equinos (pequeno porte) além disso produtos como hortaliças, culturas como da batata e milho, além disso eucalipto (reflorestamento). Todavia já foi uma região onde foram instaladas algumas fábricas a partir do ano de 1924 para exploração da fruticultura como o marmelo e a pera entre elas a Doces Mantiqueira, Doces Estrela do Sul, CICA, entre outras (Faria et al., 2014).

2.3 Coleta de amostras

Nas duas truticulturas foram realizadas coletas mensais durante os anos de 2014 e 2015, para acompanhamento das características físico-químicas da água e análises de resíduos foram demarcados dois pontos, sendo na truticultura A (A1-afluente e A6-jusante), figura 1 e na truticultura B (B1-afluente e B9-jusante) figura 2.



Figura 1. Imagem aérea da localização dos pontos de coleta (A1 e A6) na truticultura A.



Figura 2. Imagem aérea da localização dos pontos de coleta (B1 e B9) na truticultura B.

Para avaliações de resíduos de praguicidas foram coletadas trinta e duas amostras de água em cada truticultura, sendo vinte e quatro amostras coletadas durante o ano de 2014 e oito amostras durante o ano de 2015. As amostras foram retiradas dos seguintes pontos na truticultura A, em A1 (afluente) e A6 (jusante) e na truticultura B, em B1(afluente) e B9 (jusante), todas amostras foram coletadas em frascos de polipropileno estéreis com capacidade para 200 mL e congeladas. Para o transporte das amostras as mesmas foram acondicionadas em caixa de isopor com gelo e posteriormente mantidas congeladas a -20°C no freezer do laboratório de Saneamento Ambiental da Escola de Veterinária da UFMG até o seu processamento.

Para o estudo do material biológico foram coletadas trinta e seis amostras de truta arco-íris com peso médio entre 450g e ± 35 cm de comprimento em cada truticultura, sendo feitas coletas mensais. Durante o ano de 2014 foram coletadas amostras nos meses de dezembro e janeiro e em 2015 nos meses de janeiro, fevereiro, julho e agosto com total de seis amostras mensais em cada truticultura. Os peixes foram insensibilizados em gelo fundente por hipotermia e foram retiradas amostras de músculo, brânquias e fígado que após a coleta foram envolvidas em papel alumínio, devidamente identificadas, congeladas e armazenadas em freezer a -20°C para análise laboratorial.

Para o estudo do solo durante o ano de 2014, doze amostras foram coletadas em dois pontos demarcados na truticultura A, A7 (montante do rio) e A8 (jusante) e na truticultura B, B11 (montante do córrego) e B12 (jusante) também doze amostras. As coletas foram realizadas com coletor (0 - 20 cm), devidamente identificadas, armazenadas em papel alumínio, saco plástico e posteriormente congeladas e armazenadas em freezer a -20°C .

Para o estudo da qualidade da dieta (rações comerciais), seis amostras de três marcas comerciais foram coletadas na truticultura A e seis amostras de duas marcas comerciais na truticultura B, durante o ano de 2014. Cerca de 100 g de cada amostra foram armazenadas em saco de polipropileno, envoltas em papel alumínio, identificadas e congeladas.

2.4 Metodologia para avaliações físico-químicas da água

Para avaliação físico-química da qualidade da água no local, foi utilizado o condutivímetro portátil RS-2328306 para medir a temperatura e pHmetro portátil PH-221 Lutron para pH. Para as análises em laboratório, amostras de água foram coletadas em frascos estéreis de 200 mL e levadas para análise no Laboratório de Saneamento Ambiental da Escola de Veterinária da UFMG segundo a metodologia descrita no *Standard Methods Water and Wastewater* (APHA, 2008) para os parâmetros oxigênio dissolvido (OD) análise 4500 e alcalinidade análise 2320 B.

2.5 Método de extração dos praguicidas nas matrizes água, trutas arco-íris, solo, dieta (ração comercial)

Para avaliação da presença de resíduos de praguicidas, nas duas truticulturas comerciais A e B, nas matrizes água empregou-se uma adaptação do método de Luke (Luke et al., 1975) pois pode identificar praguicidas polares e apolares e para biota (truta), solo e ração, empregou-se o método *Quick Easy Cheap Effective Rugged Safe* - QuEChERS modificado (Anastassiades et al., 2003), o qual proporciona a melhor relação amostra/extrato 1 g por 1 mL de solvente. O método QuEChERS modificado foi adaptado pelo Laboratório Nacional Agropecuário - LANAGRO/MG, onde ocorreu a introdução de uma etapa adicional que deixou os extratos de músculo, brânquias, fígado, solo e ração, obtidos após a segunda adição de sulfato de magnésio, em repouso à temperatura de -20°C por uma noite (12 horas), esta metodologia adaptada pode proporcionar melhor qualidade da extração dos analitos das matrizes avaliadas.

As extrações das matrizes para avaliação dos resíduos de praguicidas foram realizadas nas dependências do laboratório de Toxicologia do Departamento de Clínica e Cirurgia da Escola de veterinária da UFMG e as análises toxicológicas avaliadas em parceria com o LANAGRO.

2.6 Marcha analítica - extração da matriz água método Luke

Para extração das amostras da matriz água, foram utilizadas 100 mL de amostra com a adição de 200 mL de clorofórmio. Logo após as amostras foram submetidas a agitação em balão de vidro 500 mL, onde o gás formado foi liberado aos poucos e logo após ocorreu a separação em duas fases (água e solvente). Em seguida, a amostra foi filtrada com 20 g de sulfato de sódio PA e coletada em béquer de vidro (50 mL), onde, após a evaporação, o recipiente foi lavado com 1 mL de clorofórmio PA e armazenado em vial e congelado à -20°C.

2.7 Marcha analítica - extração para matrizes músculo, brânquias, fígado, solo e ração método QuEChERS modificado

Cada amostra (músculo, brânquia, fígado) foi pesada (5 g) e armazenada em tubo Falcon (50 mL), adicionado 5 mL de água deionizada e homogeneizada em Ultra-turrax por 15 segundos. Em seguida adicionou-se 7 mL de CH₃CN (acetonitrila) e 3 mL de EtOAc C₄H₈O₂ (acetato de etila), compostos utilizados como solventes e agitado em vórtex por 1 min. Após esta etapa foi adicionado 4 g de MgSO₄ (sulfato de magnésio) com 1 g de CH₃COONa (acetato de sódio), para promover o processo de partição e novamente agitado em vórtex por 1 min e centrifugada durante 11 min a 4000 rpm. Após estes procedimentos, a amostra foi congelada por um período de 12 horas a -20°C. No dia seguinte, a amostra foi descongelada e centrifugada durante 5 min a 4000 rpm em uma temperatura de -5°C. Para a etapa de *clean up*, o sobrenadante foi recolhido (1 mL) e transferido para vial contendo 150 mg de MgSO₄ com 3 mg do sorvente amina primária-secundária (PSA) e 3 mg de octadecil (C18) e agitados em vórtex por 1 min. e logo após centrifugados durante 12 min. a 9000 rpm, sendo o extrato (1 mL) transferido para vial e congelado a -20°C.

Para amostras de solo foi utilizado mesmo método de extração, mas devido à ausência de gordura não foi necessário adicionar junto a etapa final o PSA e C18.

Para amostras de ração, foi calculado o teor de umidade da amostra para correção e foi necessário elevar o teor de umidade da matriz igual ou superior a 80%, antes do método de extração.

2.8 Método cromatográfico, equipamentos e condições cromatográficas

Os praguicidas selecionados para este estudo estão relacionados no anexo 1. Todos foram avaliados por meio da técnica de multiresíduos e todos os extratos (1 mL) foram injetados e analisados através da Cromatografia Líquida acoplada a Espectrometria de Massa (LC-MS/MS). O cromatógrafo empregado foi Shimadzu (Kyoto, Japão), composto por: duas bombas binárias modelo LC20ADXR; injetor automático modelo SIL20ACXR; forno de coluna modelo; e o detector MS, TRIPLE QUAD 5500 (Applied Biosystems, MDS SCIEX, Ontario, Canadá) com fonte de ionização eletrospray (ESI), com limite de detecção de 1 ppb e quantificação de 10 ppb. O instrumento foi operado em condições de ionização por electropulverização (ESI) em ambos os modos de íons positivo e negativo. As configurações do instrumento, aquisição de dados e processamento foram controladas pelo software Analyst (Versão 1.5.1, Applied Biosystems).

Os parâmetros de fonte otimizados os praguicidas foram os seguintes: tensão de pulverização iônica, 5,5 kV para ESI (+) e 4,5 kV para ESI (-); Cortina de gás, 20 psi; Gás de colisão, 8 psi; Nebulizador e gás auxiliar, 30 psi; Temperatura da fonte de íons = 500°C.

3. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados para avaliar a qualidade físico-química da água foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e submetidos ao teste *a posteriori* de Tukey. Foi utilizado o software InfoStat versão 2012. Também foi utilizada análise estatística descritiva para os resultados referentes às matrizes água, solo, dieta (ração) e truta arco-íris.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Avaliações físico-químicas da água durante o cultivo de trutas arco-íris

Considera-se que a degradação dos praguicidas está relacionada a vários aspectos da qualidade da água, assim como a fatores físico-químicos e microbiológicos. Neste sentido buscou-se acompanhar a qualidade da água, já que a maioria das formulações de praguicidas foram desenvolvidas para diluição em pH 7 para permitir o maior tempo de ação no organismo-alvo. Somente foram observadas diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as estações de chuva e seca para o parâmetro temperatura devido à amplitude térmica

característica que distingue estes dois períodos na região de estudo. Entretanto, os parâmetros físico-químicos avaliados como pH, temperatura, oxigênio dissolvido e alcalinidade podem influenciar na velocidade de degradação dos praguicidas (Tab. 2). Estes parâmetros podem degradar os praguicidas organofosforados, carbamatos (Zamy et al., 2004; Hui et al., 2010) e piretróides (Jilani, 2008) no ambiente aquático.

Devido a influência da alcalinidade sobre os valores médios de pH e considerando os resultados deste estudo nas duas truticulturas, verifica-se a tendência ao pH um pouco alcalino, fator que pode influenciar na degradação de alguns praguicidas em função da hidrólise mais pronunciada. De acordo com Zamy et al. (2004), a hidrólise pode ser mais efetiva no pH entre 8-9 e sua taxa pode aumentar em 10 vezes. Para exemplificar, podemos citar os compostos organofosforados, quantificados no estudo citado, onde o clorpirifós chegou a degradar a 20°C ao pH 5 em 68 dias, pH 7 em 25,5 dias e pH 8 em 23 dias. Já o diclorvós foi degradado em pH 7 e temperatura 20°C em 4,7 dias. Alguns praguicidas podem ser mais recalcitrantes à hidrólise em pH 7, como o carbamato aldicarbe (189 dias), o piretróide cipermetrina (179 dias) e o organofosforado fosalona (321 dias) (PPDB, 2009). Além do pH, é notório que a temperatura e a salinidade também influenciam sobre o tempo de degradação dos praguicidas. No presente estudo, a temperatura ficou abaixo da faixa ótima de degradação, ou seja, 25°C (PPDB, 2009). Neste sentido foi demonstrado que a degradação do organofosforado clorpirifós (em água doce à 10°C) ocorre em 18,7 dias, enquanto na água do mar (10°C), o mesmo sofre degradação em até 49,4 dias (Bondarenko et al., 2004).

Para alguns organofosforados a temperatura pode influenciar no tempo de degradação como ocorreu para diazinona ao pH 7,3 que em 6°C a degradação pode ocorrer entre 132-181 dias, mas aos 22°C o tempo de meia vida pode oscilar entre 50-80 dias. No mesmo pH citado, para o carbamato carbaril o tempo de meia vida pode passar de 45 dias a 6°C e para 2 dias, se a temperatura for de 22°C (Lartigues e Garriges, 1995). Incrementos de oxigênio dissolvido na água podem influenciar na degradação microbiológica dos praguicidas, como os piretróides ao pH (7,3-8,8), temperatura (28-30°C) e oxigênio dissolvido entre 8-9 mg/L, a velocidade de degradação é rápida após 48 h (Jilani, 2008).

Tabela 2. Médias (\pm desvio padrão) dos parâmetros físico-químicos (pH, temperatura, oxigênio dissolvido e alcalinidade) avaliados sobre os pontos de coletas (A1; A6; B1; B9) durante o cultivo de trutas arco-íris em *raceway* nos períodos de chuva e seca (2014 e 2015) em duas truticulturas comerciais A e B.

Parâm.	Truticultura A				Truticultura B			
	Ponto A1 (Afluente)		Ponto A6 (Jusante)		Ponto B1 (Afluente)		Ponto B9 (Jusante)	
	Chuva	Seca	Chuva	Seca	Chuva	Seca	Chuva	Seca
Alc.	20,91 \pm 5,23	18,57 \pm 1,90	22,00 \pm 5,47	20,42 \pm 5,15	29,25 \pm 2,98	26,14 \pm 7,47	36,75 \pm 4,75	34,85 \pm 6,56
O.D.	7,61 \pm 1,15	7,64 \pm 1,72	7,37 \pm 1,19	7,88 \pm 2,05	7,37 \pm 1,19	7,50 \pm 1,19	7,17 \pm 0,96	7,22 \pm 2,20
pH	7,50 \pm 0,85	7,71 \pm 0,62	7,38 \pm 0,50	7,43 \pm 0,75	7,57 \pm 0,74	7,67 \pm 0,37	7,39 \pm 0,35	7,30 \pm 0,22
Temp.	17,35 \pm 1,38 ^a	13,68 \pm 2,23 ^b	17,44 \pm 1,23 ^a	13,8 \pm 1,96 ^b	17,38 \pm 1,00 ^a	14,64 \pm 1,57 ^b	18,53 \pm 1,07 ^a	15,05 \pm 2,23 ^b

Alc.: alcalinidade; O.D: oxigênio dissolvido; Parâm.: parâmetro; Temp.: temperatura. Médias seguidas por letras minúsculas na linha diferem entre si a 5% de significância.

4.2 Avaliações toxicológicas da água

Neste estudo, para a matriz água foram identificados quinze tipos diferentes de praguicidas e dois tipos de metabólitos, entretando separadamente na truticultura A foram detectados doze tipos de praguicidas com um tipo de metabólito e na truticultura B, oito tipos de praguicidas e dois tipos de metabólitos, durante os períodos de chuva e seca dos anos de 2014 e 2015, com maior variedade dos resíduos nos períodos de chuva (tabela 3).

A maioria das concentrações encontradas na matriz água estiveram dentro do limite de detecção do equipamento LOD (1 ppb), mas não superiores ao LOQ (10 ppb). Entretanto, foram quantificados acima do limite do equipamento LOQ (10 ppb), os compostos organofosforados (clorpirifós e diclorvós) nas amostras da Truticultura A, no período de seca e no mesmo período para a truticultura B foi quantificado o diclorvós. Durante o ano de 2015, não houve detecção de resíduos de praguicidas nas amostras de água da truticultura A. Na truticultura B somente foram detectados os resíduos de aldicarbe sulfóxido e pirimifós metil no mês de janeiro 2015, mas os mesmos não foram quantificados.

Para as trinta e duas amostras coletadas da matriz água em cada truticultura, na truticultura A foram encontradas sete (21,87%) amostras com resíduos de praguicidas e truticultura B oito amostras (25%). A classe mais frequente de resíduos foi de organofosforados, como clorpirifós, diclorvós, diazinona, etiona, fosadona, paration etil, paraoxon etil (metabólito do paration etil) e pirimifós metil; carbamatos como aldicarbe, aldicarbe sulfóxido (metabólito do aldicarbe), carbaril e carbofurano; piretróides como cipermetrina e deltametrina, utilizados na sua maioria como inseticidas, mas também foram encontrados resíduos das classes anilinoimidazolidinona (ciprodinil), estrobilurina (trifloxistrobina) e sulfito de alquila (propargito) tabela 3.

Das trinta e seis amostras coletadas em cada truticultura durante o ano de 2014 e 2015 da matriz biota (truta), não houve detecção de resíduos na truticultura A, somente na truticultura B para o ano de 2014 nas amostras do mês de outubro os resíduos dos praguicidas piretróide (bifentrina) e carbamatos (desmedifam e furatiocarbe) foram detectados, mas não quantificados, entretanto nos demais meses não houve detecção.

Para as vinte e quatro amostras do solo e doze amostras de ração avaliadas nas duas truticulturas, não houve detecção de resíduos dos praguicidas.

Tabela 3. Resíduos de praguicidas encontrados nas amostras de água nas truticulturas A e B durante as estações de chuva e seca

Praguicida	Truticultura A			Truticultura B		
	Pontos de coleta		Estação	Pontos de coleta		Estação
	A1 (Afl.)	A6 (Jus.)		B1(Afl.)	B9(Jus.)	
Concentração mg/L			Concentração mg/L			
Organofosforado						
Clorpirifós	0,019	-	Seca	-	-	-
Diclorvós	0,136	0,0465	Seca	0,0209	0,0578	Seca
Diazinona	-	LOD<C<LOQ	Chuva	LOD<C<LOQ	LOD<C<LOQ	Chuva
Etiona	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	-	-
Fosalona	-	LOD<C<LOQ	Seca	-	-	-
Paration etíl	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	LOD<C<LOQ	Chuva
Paraoxon etíl (Met. Par. etíl)	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	LOD<C<LOQ	Chuva
Pirimifós metil	-	-	-	-	LOD<C<LOQ	Seca
Carbamato						
Aldicarbe	-	-	-	-	LOD<C<LOQ	Chuva
Ald. sulfóxido (Met. Ald.)	-	-	-	-	LOD<C<LOQ	Seca
Carbaril	-	LOD<C<LOQ	Seca	-	LOD<C<LOQ	Seca
Carbofurano	-	-	-	-	LOD<C<LOQ	Seca
Piretróide						
Cipermetrina	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	-	-
Deltametrina	LOD<C<LOQ	-	Seca	-	-	-
Anilinopirimidina						
Ciprodinil	-	LOD<C<LOQ	Chuva	LOD<C<LOQ	LOD<C<LOQ	Chuva
Estrobirulina						
Trifloxistrobina	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	-	-
Sulfito de alquila						
Propargito	-	LOD<C<LOQ	Chuva	-	LOD<C<LOQ	Chuva

Afl.: afluente; Jus.: jusante; Met.: metabólito; Par.: paration etíl; Ald.: aldicarbe; LOD < C < LOQ indica que o resíduo foi detectado, mas não quantificado.

Houve diferença entre os tipos de praguicidas detectados no período de chuva e seca com concentrações acima do limite de detecção do equipamento (10 ppb) que ocorreram no período de seca para os organofosforados clorpirifós e diclorvós.

No entanto, os dois períodos apresentaram a detecção de praguicidas na água demonstrando que a sua contaminação pode ocorrer por mais de uma estação e tal fato foi demonstrado por Veiga et al. (2006) ao detectar organofosforados e carbamatos em 70% das amostras pesquisadas em águas superficiais e subterrâneas.

Nas amostras avaliadas predominaram o grupo dos inseticidas que são considerados tóxicos em rios, lagos e lagoas (Arjmandi et al., 2010) e podem afetar diversos organismos aquáticos entre eles os peixes (Essumang et al., 2009). Os praguicidas podem entrar em contato com a água por meio do escoamento superficial e lixiviação (Ara et al., 2014) e correntes aéreas (Chowdhury et al., 2012). Entretanto, as condições climáticas no momento da aplicação, tais como a temperatura do ar e umidade, podem afetar a volatilidade química do praguicida (Cieslik et al., 2013), levando à sua degradação.

Os praguicidas organofosforados vêm sendo os mais amplamente utilizados como inseticidas e podem ser empregados como herbicidas e fungicidas. A maioria dos inseticidas organofosforados são inibidores da enzima acetilcolinesterase (AChE), que é uma das mais importantes enzimas na transmissão do impulso nervoso (Ali et al., 2011).

Além do potencial tóxico para os animais e para os seres humanos, pela inibição da AChE (Oliveira et al., 2015), os organofosforados, além de serem neurotóxicos, também são considerados desreguladores endócrinos, com propriedades anti-androgênicas, estrogênicas, e ainda podem ser mutagênicos, carcinogênicos, e responsáveis por provocar alergias respiratórias e cutâneas (PPDB, 2009).

O clorpirifós foi detectado na triticultura A em três amostras (9,37%), sendo uma amostra (3,12%) no afluente (A1), no período de chuva e em uma amostra (3,12%) à jusante (A6), no período de seca de 2014. No mesmo ano na triticultura B, ele foi detectado em 5 amostras (15,6%), destas, duas amostras (6,25%) no afluente (B1) e uma amostra (3,12%) a jusante (B9), ambas no período de chuva e em duas amostras (6,25%) no período de seca. Trata-se de um inseticida grau de toxicidade Classe II (moderadamente perigoso), não sistêmico, mas pode ser muito tóxico se for ingerido, sendo considerado altamente tóxico para peixes e aves (PPDB, 2009).

O limite máximo de resíduos (LMR) para clorpirifós em amostras de água pela União Europeia (EU) é de 0,01 mg/L (Akan et al., 2014a) e na triticultura A foi detectada e quantificada a concentração de 0,019 mg/L no afluente (A1), período de seca no mês de abril, sendo um pouco acima do LMR permitido. Em comparação ao presente trabalho, Akan et al. (2014a) encontraram no rio Challawa (Nigéria), as concentrações de 0,35 a 0,78 mg/L de clorpirifós, acima do que é permitido pela União Europeia. A poluição do rio nigeriano ocorre por receber resíduos de indústrias e escoamento agrícola. No Brasil, a contaminação do ambiente aquático com clorpirifós pode estar relacionada ao seu uso como acaricida em rebanhos bovinos, onde poder ser associado a outros princípios ativos como diclorvós e cipermetrina para combater o carrapato da espécie *Rhipicephalus micropulus* (Neto e Toledo-

Pinto, 2006; Heidmann et al., 2016). Essa contaminação por clorpirifós pode comprometer as funções normais no fígado de juvenis de tilápia por provocar lesões nos hepatócitos (Chaparro et al., 2013) e provocar hipocalcemia no bagre *Heteropneustes fossilis* e causar hiperatividade da prolactina, contudo a hipocalcemia pode desencadear alterações fisiológicas com efeitos sobre a reprodução e motilidade espermática (Srivastav et al., 2012).

O inseticida diclorvós foi detectado em duas amostras (6,25%) nas truticulturas A e B, durante o período de seca do ano de 2014. Na truticultura A, no afluente (A1), o diclorvós foi quantificado no mês de abril em uma amostra (3,12%), com concentração de 0,136 mg/L; e em uma amostra (3,12%), a jusante (A6), com 0,046,5 mg/L, no mês de maio. Na truticultura B, o diclorvós foi detectado no afluente (B1) em uma amostra (3,12%), quantificado em 0,020,9 mg/L e no ponto a jusante (B9) em uma amostra (3,12%), quantificado em 0,057,8 mg/L, no mês de junho. Atentar que na noite anterior ao dia da coleta ocorreu chuva intensa que pode ter proporcionado o carreamento de resíduos provenientes dos arredores da truticulturas para a água. As concentrações de diclorvós nas duas truticulturas estiveram acima do LMR permitido (0,004 mg/L) pela União Europeia. Outros autores também encontraram concentrações de diclorvós acima do que é permitido. Akan et al. (2014a) relataram que os níveis de 0,16 a 0,54 mg/L de diclorvós, nas águas do rio Challawa (Nigéria), estariam associados à poluição causada por indústrias e por atividade agrícola.

O diclorvós possui grau de toxicidade Classe Ib (altamente perigoso), alta solubilidade aquosa, volatilidade e baixo fator de bioconcentração (PPDB, 2009). Após a sua aplicação, é extremamente perigoso se inalado, absorvido ou ingerido (Atamanalp et al., 2008). O praguicida vem sendo utilizado como domissanitário, o que pode levar ao maior contato por seres humanos e animais. Das (2013) descreveu que também pode ser empregado nos cultivos comerciais de salmão para erradicar ectoparasitas, como os piolhos do mar *Lepophtheirus caligus elongatus*. Apesar de ser usado na salmonicultura, apresenta elevada toxicidade para organismos aquáticos como os peixes, pois pode afetar o metabolismo e levar a morte (Oliveira et al., 2015). Em trutas arco-íris *O. mykiss* pode promover alterações nos parâmetros hematológicos como o número de leucócitos e nos níveis de hemoglobina, comprometendo a barreira de defesa do organismo e o transporte de oxigênio, respectivamente (Atamanalp et al., 2008). Entre os efeitos associados à inibição da AChE pela intoxicação por diclorvós em peixes, Günde e Yerli (2012) destacaram a mudança no comportamento com a perda do equilíbrio com mudanças nos padrões da natação e alterações no batimento opercular no Poecilídeo *Poecilia reticulata* e carpas *Cyprinus carpio*. Já para a carpa indiana *Labeo rohita*,

além das mesmas alterações citadas para *P. reticulata* e *C. carpio*, ocorreram excesso de produção de muco e posteriormente a letalidade animal (Bhat et al., 2012).

A diazinona foi detectada na truticultura A em duas (6,25%) amostras (2014), no período de chuva à jusante (A6), entretanto na truticultura B, em 2014 foi detectada em três amostras (9,37%), no período de chuva, em duas amostras (6,25%) no afluyente (B1) e em uma amostra (3,12%) à jusante (B9). A diazinona é um inseticida Classe II (moderadamente perigoso), de uso geral. Lipofílico (Barret e Jaward, 2012) porém, moderadamente solúvel em água, volátil, com baixo risco de lixiviação para águas subterrâneas (PPDB, 2009), mas pode contaminar águas superficiais devido à atividade agrícola (Smalling et al., 2013; Akan et al., 2014a). A sua degradação pode ser mais rápida na água doce do que na água do mar (Bondarenko et al., 2004).

Este inseticida é relativamente tóxico para mamíferos, mas altamente tóxico para organismos aquáticos como as trutas, nas quais pode produzir danos nas células do fígado e promover o estresse oxidativo (Banaee et al., 2013). Em outras espécies como o peixe *striped snakehead Channa striata* pode inibir a AChE e reduzir o crescimento (Cong et al., 2009) e no bagre *Clarias gariepinus* pode afetar o equilíbrio, provocar a despigmentação, dificuldade para respirar e morte (Nwani e Onyshi, 2012).

O inseticida etiona só foi detectado na truticultura A, em uma amostra (3,12%) à jusante (A6) durante o período de chuva (2014). Este inseticida pertence a Classe II (moderadamente perigoso), não é sistêmico, com ação predominante de contato, sendo volátil e com baixa solubilidade aquosa (PPDB, 2009). Possui uso agrícola com aplicação foliar em abacaxi, algodão e citrus, mas também pode aplicado em gramados. Neto e Toledo-Pinto (2006) relataram que a etiona quando associada a outros princípios ativos como a cipermetrina (piretróide) pode controlar carrapatos em gado bovino. Em mamíferos, a intoxicação com etiona pode provocar estresse oxidativo por promover o aumento da peroxidação lipídica e alteração das enzimas antioxidantes do fígado (Bhatti et al., 2010).

Outro inseticida detectado foi fosalona, mas somente na truticultura A em uma amostra (3,12%) no período de seca a jusante (A6) em 2014, e não foi detectado na truticultura B. A fosalona é um inseticida Classe II (moderadamente perigoso), com baixa solubilidade aquosa (PPDB, 2009), não sistêmico, utilizado para substituir o DDT na agricultura e para o controle de pragas domésticas (Chetan et al., 2009), também é utilizado como domissanitário e na jardinagem. A fosalona é tóxica para peixes e outros organismos aquáticos. Kaya et al. (2013) relataram de a intoxicação por fosalona em carpa comum *C. carpio* pode provocar alterações histopatológicas e dentre elas foram observadas nos tecidos

das brânquias (aneurisma lamelar, fusão lamelar e hiperplasia), fígado (hipertrofia e degeneração nuclear) e rim (hipertrofia, degeneração de túbulos e dilatação dos capilares gomerulares).

O organofosforado paration etil e seu metabólito, paraoxon etil, foram detectados nas duas truticulturas em uma amostra (3,12%), no período de chuva, à jusante nos pontos (A6 e B9) no ano de 2014. Estes compostos químicos são Classe Ia (extremamente perigosos), possuem ação inseticida de amplo espectro, baixa solubilidade aquosa, sendo persistentes com hidrólise em 260 dias (PPDB, 2009). O composto paration etil, pode ser degradado pela ação de ácidos húmicos, mas é muito resistente a hidrólise. Em baixa concentração (e.g. 10 mg/L) e pH 5,5 pode formar o seu metabólito paraoxon, sendo que a degradação fotoquímica do paraoxon é mais rápida que a hidrólise ou degradação biológica (Santos e Rezende, 2002).

Oliveira et al. (2015), pesquisando praguicidas em vísceras e músculo de curimatá *Prochilodus costatus*, capturados no rio São Francisco (Brasil), detectaram a presença de clorpirifós, diclorvós, diazinona, etiona e fosadona. Foi postulado que a poluição do rio estava relacionada às áreas agrícolas, industriais e urbanas. Os autores alertaram que esta espécie oferecia risco a saúde humana, pois naquela região o peixe era consumido (contaminado) por ribeirinhos e/ou distribuído no comércio local.

Das amostras de água avaliadas durante o ano de 2015 para classe dos organofosforados, não foi detectada a presença de resíduos de praguicidas na truticultura A, mas foi detectado na truticultura B o praguicida pirimifós-metil em uma amostra (3,12%) no período de seca, à jusante (B9). Segundo PPDB (2009), o inseticida organofosforado pirimifós-metil pertence à Classe II (moderadamente perigoso) com ação não sistêmica, é utilizado no controle de larvas de mosquitos (Anogwih, 2014). Além do controle de insetos, pode ser utilizado para controle de ácaros. Seus resíduos podem ser encontrados dissolvidos na água em partículas em suspensão e no sedimento (Montouri et al., 2016). Os alimentos também podem ser contaminados, entre eles, o milho e a pipoca, pois o referido praguicida é empregado para proteger os grãos de milho dos ataques dos insetos. Na água pode ser tóxico para peixes, como a espécie *P. reticulata* por provocar alterações nas células intestinais caracterizadas pela degeneração das membranas celulares (Anogwih, 2014) e além disto foram relatadas mudanças comportamentais para esta espécie como a falta de equilíbrio, natação errática e agitação (Lawal e Samuel, 2010).

Além da classe dos organofosforados, foram detectados a presença de princípios ativos pertencentes à classe dos carbamatos, que possuem alta atividade inseticida, moderada capacidade de degradação e bioacumulação (Oliveira et al., 2015). Os carbamatos inibem da

AChE e alguns compostos possuem menor potencial tóxico para mamíferos, entretanto, podem ser considerados desreguladores endócrinos, pois afetam a reprodução animal (PPDB, 2009). Em peixes como a truta arco-íris, a ação dos carbamatos pode demonstrar toxicidade principalmente nas brânquias como edema lamelar, separação da epiderme e fusão lamelar, os autores relatam que os efeitos tóxicos tiveram influência de fatores: abióticos = qualidade da água e bióticos = tamanho e peso do animal (Altinok et al., 2006).

O inseticida aldicarbe não foi detectado na truticultura A, mas na truticultura B foi detectado em duas amostras (6,25%), à jusante (B9), no período de chuva, no ano de 2014 e o seu metabólito aldicarbe sulfóxido foi detectado em uma amostra (3,12%), no período de seca, à jusante (B9), em 2015. Este inseticida carbamato pertence à Classe Ia (extremamente perigoso), possui elevada solubilidade aquosa, ação sistêmica, é extremamente tóxico e nocivo para saúde humana sendo inibidor da AChE. O aldicarbe pode formar o metabólito aldicarbe sulfóxido por sulfoxidação, que é mais tóxico com maior nível de inibição da AChE (Wang et al., 2001). O aldicarbe é um dos ingredientes ativos com a maior toxicidade aguda para mamíferos. Considerado desregulador endócrino e neurotóxico (PPDB, 2009), provoca danos nas membranas celulares e pode inibir a síntese de proteínas (Karayilanoglu et al., 2008). Pode ser moderadamente tóxico para peixes como a truta arco-íris *O. mykiss*, com efeitos sobre a inibição da AChE muscular (Wang et al., 2001) e altamente tóxico para aves e abelhas (PPDB, 2009).

Na truticultura A foi detectada a presença de carbaril em duas amostras (6,35%) durante o período de seca no ponto (A6) e na truticultura B em uma amostra (3,12%), durante o período de seca, nos pontos a jusante (B9), no ano de 2014. Este carbamato possui ação inseticida, pertence à Classe II (moderadamente perigoso), possui baixa solubilidade aquosa, sendo volátil e não persistente no solo ou na água (hidrólise de 12 dias), altamente tóxico para mamíferos, desregulador endócrino e por isso pode provocar danos sobre a reprodução animal (PPDB, 2009). Seus resíduos podem contaminar o ambiente aquático (Bondarenko et al., 2004), pelo uso no cultivo de arroz, legumes (Chowdhuri et al., 2012), maçã, abacaxi e banana. A poluição do ambiente aquático pode intoxicar trutas arco-íris *O. mykiss* e, nestes peixes, pode diminuir a atividade enzimática (e.g catalase e glutathione s-transferase) e provocar o estresse oxidativo (Ferrari et al., 2007).

O carbofurano não foi detectado na truticultura A, mas foi detectado em duas amostras (6,25%) na truticultura B, no período de chuva, à jusante (B9), para o ano de 2014. Conforme PPDB (2009), é um inseticida carbamato de amplo espectro, pertencente à Classe Ib (altamente tóxico), moderadamente solúvel em água, alto potencial de lixiviação. Possui

elevada toxicidade para mamíferos, sendo moderadamente tóxico para organismos aquáticos e com baixo potencial de bioacumulação, mas pode atuar como inibidor da AChE e provocar alterações nos tecidos das brânquias, fígado, rim e músculo de peixes (Begum, 2010). Na água foram relatados altos níveis (0,105 mg/L) de carbofurano, relacionados aos resíduos gerados pelas lavouras de arroz e legumes em Bangladesh (Chowdhuri et al., 2012), acima do que é permitido pela União Européia (UE) = 0,001 mg/L. Em trabalho realizado por Begum (2010), a exposição aguda do bagre *Clarias batrachus* ao carbofurano provocou danos enzimáticos e pode ter efeitos no metabolismo dos tecidos das brânquias, fígado e músculo. Quando o carbofurano é utilizado para formulação de compostos comerciais também pode ser tóxico para peixes que podem apresentar alterações nos parâmetros hematológicos, como a elevação do nível da glicose plasmática devido à interrupção do metabolismo dos carboidratos e diminuição de proteína plasmática devido aos distúrbios que provocados nas células do fígado (Ramesh et al., 2015).

Resíduos de inseticidas piretróides foram encontrados em uma amostra (3,12%) nas duas truticulturas, no ano de 2014, mas não foram detectados nas amostras coletadas em 2015. Piretróides são inseticidas de amplo espectro, usados na agricultura, domicílios e na medicina veterinária. Nos animais, os piretróides perturbam a função do sistema nervoso periférico e reagem com os canais de sódio afetando a sua sensibilidade na membrana dos neurônios (Soderlund et al., 2002). Os piretróides podem afetar a coordenação motora, causar convulsões e paralisia (Akan et al., 2014a). No meio aquático, eles são altamente tóxicos para peixes e invertebrados (PPDB, 2009).

O inseticida cipermetrina foi encontrado somente na truticultura A (2014), em uma amostra (3,12%), no período de chuva, à jusante. Pertence à Classe II (moderadamente perigoso) e possui ação sistêmica, baixa solubilidade aquosa, sendo volátil, altamente tóxico para espécies aquáticas e moderadamente tóxico para mamíferos (PPDB, 2009). A cipermetrina é empregada no combate do piolho do mar *Lepeophtheirus salmonis* ectoparasita do salmão do Atlântico *Salmo salar* com eficácia superior a 90% (Jimenez et al., 2013). Este praguicida pode ter ação acaricida no controle de carrapatos *Rhipicephalus microplus* em rebanhos bovinos (Carneiro et al., 2015). Seu uso também pode estar associado ao clorpirifós (Heidmann et al., 2016) etiona ou diclorvós (Neto e Toledo-Pinto, 2006) para o controle de carrapatos. Em trutas arco íris, a cipermetrina foi descrita como responsável por provocar perda de fluatibilidade, danos nas brânquias e células do fígado (Velisek et al., 2006).

Outro piretróide detectado foi a deltametrina mas somente ocorreu na truticultura A (2014), em uma amostra (3,12%), no período de seca, no aflúente (A1). De acordo com PPDB

(2009), é um inseticida semivolátil, que pertence à Classe II (moderadamente perigoso), possui baixa solubilidade aquosa, apresentando baixo potencial de lixiviação e altamente tóxica para mamíferos, peixes e invertebrados aquáticos, mas pouco tóxica para pássaros, oligoquetas e apresenta risco para abelhas. Este praguicida pode ser utilizado por meio de banhos terapêuticos no cultivo de salmão para combater todas as fases do piolho do mar (Burridge et al., 2010) e pode ter ação carrapaticida para tratar bovinos (Neto e Toledo-Pinto, 2006).

Além da conhecida inibição da enzima AChE pelos praguicidas, a intoxicação de peixes por deltametrina pode provocar distúrbios das enzimas do fígado e rim com aumentos da enzima alcalino fosfatase (ALP) e diminuição da enzima ácido fosfatase (ACP), além disso foram constatados efeitos adversos sobre os hormônios, principalmente o cortisol e prolactina (Suvetha et al., 2015). A intoxicação por deltametrina pode produzir efeitos genotóxicos em trutas arco-íris porque podem alterar a sequência de genes agindo assim sobre a expressão gênica (Atamanalp e Erdoğan, 2010).

As pesquisas realizadas com os praguicidas cipermetrina e deltametrina demonstraram efeitos adversos sobre desenvolvimento, comportamento e mortalidade de diferentes espécies de animais, entre eles: aves, anfíbios, mamíferos aquáticos e peixes (Ali et al., 2011).

Nas amostras de água das duas truticulturas coletadas em 2014 foram detectados resíduos de fungidas de dois grupos químicos (anilino pirimidinas e estrobirulinas), mas em 2015 não foram detectados nenhum tipo de resíduo. O grupo químico anilino pirimidina foi detectado nas duas truticulturas, com princípio ativo ciprodinil. Os fungicidas do grupo anilino pirimidina são aplicados na agricultura para o controle de fitopatógenos. Seus resíduos podem ser detectados no ambiente com capacidade para bioacumular na água, sedimento e organismos aquáticos (Smalling et al., 2013), sendo tóxicos para invertebrados, peixes, caranguejos e macrófitas aquáticas (PPDB, 2009; Smalling et al., 2013).

O ciprodinil foi encontrado em duas amostras (6,25%) na truticultura A (2014), no período de chuva, à jusante (A6). Na truticultura B (ano 2014) também foi detectado em duas amostras (6,25%), no período de chuva, porém uma amostra (3,12%) foi detectada no afluente (B1) e outra à jusante (B9). O ciprodinil possui ação sistêmica, pertence à Classe III (ligeiramente perigoso), possui baixa solubilidade aquosa, é volátil e apresenta moderada persistência na água (PPDB, 2009). Possui aplicação foliar em batata, cebola, maçã e tomate. O ciprodinil possui ação de amplo espectro com alta eficiência contra o fungo cinzento *Botrytes cinérea*, que ataca uvas e outros frutos (Fritz et al., 2003).

O outro grupo químico, as estrobirulinas foram detectadas, com princípio ativo trifloxistrobina. As estrobirulinas são fungicidas que podem ser utilizados sozinhos ou aplicados com outros princípios ativos (trifloxistrobina e tebuconazole). São empregados no cultivo de arroz e seus resíduos, após a drenagem dos campos, podem representar risco de contaminação ambiental, sendo tóxicos para organismos aquáticos (Cao et al., 2015).

A trifloxistrobina somente foi encontrada na truticultura A em uma amostra (3,12%) à jusante (A6), no período de chuva em 2014. A trifloxistrobina pertence à Classe U (não é provável que apresente perigo agudo), é volátil, possui baixa solubilidade e passível de sofrer hidrólise em 40 dias (PPDB, 2009). Esse fungicida, além de ser aplicado nos cultivos do arroz (Cao et al., 2015), também é utilizado no plantio de milho, soja e tomate. As trifloxistrobinas possuem ação superficial e translaminar, sendo aplicadas no tecido foliar com efeito curativo, erradicante ou anti-esporulante contra fungos patogênicos (Balba, 2007). A trifloxistrobina é tóxica para diversos organismos aquáticos, como os peixes principalmente nas fases iniciais de desenvolvimento, bem como para embriões da espécie *Chinese rare minnow Gobiocypris rarus* onde provocou o aumento do número de malformações pelos danos ao DNA (Zhu et al., 2015) e para a espécie *medaka Oryzias latipes* pode diminuir a capacidade de incubação, aumentar a mortalidade na fase larval e provocar lesões nos embriões. Além disso, pode atuar como desregulador endócrino por promover mudanças na expressão do hormônio sexual desta espécie (Zhu et al., 2013).

Ocorreu a detecção de um tipo de composto acaricida, do grupo químico sulfito de alquila, o propargito, nas duas truticulturas em uma amostra (3,12%), no período de chuva, à jusante (A6 e B9), em 2014. Compostos do grupo sulfito de alquila possuem ação de contato com amplo espectro, são inibidores da fosforilação oxidativa e afetam a formação de ATP (Sato, 2017). São utilizados para combater ácaros das culturas do algodão, café, citros, maçã e morango.

Conforme PPDB (2009), o acaricida propargito é não sistêmico, pertence à Classe III (ligeiramente perigoso), é volátil, com baixa solubilidade aquosa. Aplicado no cultivo de frutas cítricas e de plantas ornamentais para controle de ácaros fitófagos. Seus resíduos podem contaminar a água devido ao escoamento agrícola (Sabale et al., 2012), mas no ambiente aquático, a hidrólise é em torno de 13 dias. Possui alto potencial para bioconcentração e elevada toxicidade para mamíferos e peixes (PPDB, 2009). O propargito é considerado um inibidor da respiração celular de ácaros, além disso, possui ação ovicida, larvicida e adulticida para combate dos ácaros *Tetranychus urticae*, *Brevipalpus phoenicis*, *Tetranychus ulmi*

(Franco et al., 2007). Pode apresentar potencial para bioacumulação em peixes, pois foi encontrado nas vísceras e músculo de curimatã-pioia (*P. costatus*) (Oliveira et al., 2015).

4.3 Análises toxicológicas em trutas arco-íris (brânquias, fígado e músculo)

Em peixes a região/órgão de acumulação pode variar de acordo com a rota de absorção e as concentrações de praguicidas nos órgãos são determinadas pelo nível de contaminação da água, alimento e elementos acumulados no sedimento (Akan et al., 2014b). No entanto, a concentração de praguicidas também pode ocorrer nos órgãos como brânquias, fígado e músculo que foram investigados no presente estudo e das trita e seis amostras de trutas arco-íris coletadas durante os anos de 2014 e 2015, na truticultura A, não foram encontrados resíduos nenhum tipo dos praguicidas pesquisados. No entanto, na truticultura B, também foram coletadas trinta e seis amostras e foram identificados resíduos dos praguicidas bifentrina, furatiocarbe e desmedifam em dez (27,7%) amostras no mês de outubro de 2014, mas nas amostras pesquisadas (brânquias, fígado e músculo) todas as concentrações residuais encontradas estavam dentro do limite de detecção do equipamento.

Resíduos do inseticida piretróide bifentrina foram detectados, mas não quantificados em três amostras (30%) de músculo e uma amostra de fígado (10%). A bifentrina possui ação inseticida, é considerado praguicida Classe II (moderadamente perigoso), possui uso agrícola para controle de pragas que atacam as folhas (formigas) e domissanitário (carrapatos e pulgas), é volátil, mas possui baixa solubilidade aquosa (PPDB, 2009). A bifentrina pode contaminar a água, o sedimento e ter ação tóxica para organismos bentônicos e peixes, além disso nos peixes, pode ser absorvido através das brânquias ou bioconcentrar nos tecidos (Smalling et al., 2013; Akan et al., 2014a), pois é um inseticida lipofílico (Akan et al., 2014a). Também pode gerar o metabólito 4-hidroxi bifentrina que possui atividade estrogênica em peixes (DeGroot e Brander, 2014) e foi demonstrado que este piretróide provocar danos sobre o comportamento e a reprodução em *O. mykiss* (Crago e Schlenk, 2015).

Resíduos do herbicida carbamato desmedifam foram detectados em duas amostras (6,25%) nas brânquias. Desmedifam pertence à Classe U, é semivolátil com baixa solubilidade e não é persistente a hidrólise (1 dia) (PPDB, 2009). Possui uso agrícola, sendo aplicado em sementes (arroz, feijão, algodão e milho) e controle de larvas no solo.

De acordo com Lazhar et al. (2012), os resíduos dos herbicidas carbamatos podem contaminar os ecossistemas aquáticos, causando toxicidade para peixes que podem apresentar deformidades e mortalidade nas fases iniciais de desenvolvimento (embriões e larvas).

Resíduos do carbamato furatiocarbe foram detectados em uma amostra (3,12%) de músculo, quatro amostras (12,5%) nas brânquias e uma amostra (3,12%) no fígado. O inseticida furatiocarbe pertence à Classe Ib, possui baixa solubilidade, é volátil, mas muito persistente ao processo de hidrólise (11.500 dias). Esse inseticida pode ser aplicado para matar insetos que habitam o solo (PPDB, 2009). O furatiocarbe pode ser genotóxico, ao induzir mutações, podendo causar a conversão de genes com aumento da perda cromossômica mitótica em estirpes de fungos *Saccharomyces cerevisiae* (Stehrer-Schmid e Wolf, 1995) e é considerado neurotóxico e desregulador endócrino (PPDB, 2009). Através do processo de biotransformação produzem os metabólitos carbofuran, 3-hidroxicarbofurano e 3-cetocarbofurano em tecidos biológicos como fígado e rim (Liu et al., 2001).

5. CONCLUSÕES

Apesar da variedade de praguicidas encontrados na água nos períodos de chuva e seca, apenas dois tipos foram quantificados (clorpirifós e diclorvós), o que pode demonstrar uma fonte de contaminação através da lixiviação ou escoamento superficial devido à época de chuvas. Os parâmetros físico-químicos avaliados podem ter contribuído para a degradação dos praguicidas na água. Nas duas truticulturas, A e B, não ocorreu bioconcentração nos tecidos de trutas arco-íris dos mesmos resíduos detectados na água, provavelmente devido à diluição dos compostos no meio ou pela capacidade de desintoxicação dos animais. No entanto, considera-se que muitos praguicidas podem estar mais concentrados nos tecidos do que na água, fato que pode ter ocorrido para algumas amostras do mês de outubro da truticultura B, onde os resíduos de bifentrina, desmedifam e furatiocarbe foram identificados dentro do limite de detecção do equipamento (1-10 ppb), sugerindo que mais estudos devem ser realizados devido a possibilidade de bioconcentração na biota aquática.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AKAN, J.C.; SODIPO, O.A.; MOHAMMED, Z.; ABDULRAHMAN, F.I. Determination of organochlorine, organophosphorus and pyrethroid pesticide residues in water and sediment samples by high performance liquid chromatography (HPLC) with UV/visible detector. *J. Anal. Bioanal. Tech.*, v.5, n.6, 2014a.
- AKAN, J.C.; ABDULRAHMAN, F.I.; CHELLUBE, Z.M. Organochlorine and organophosphorus pesticide residues in fish samples from Lake Chad, Baga, North Eastern Nigeria. *Int. J. Innov. Manag. Technol.*, v.5, n.2, 2014b.
- ALI, S.F.M.; SHIEH, B.H.H.; ALEHAIDEB, Z.; KHAN, M.Z.; LOUIE, A.; FAGEH, N.; LAW, F.C.P. A review on the effects of some selected pyrethroids and related agrochemicals on aquatic vertebrate biodiversity. *Can. J. Pur. Appl. Sci.*, v.5, n.2, p.1455-1464, 2011.
- ALTINOK, I.; CAPKIN, E.; KARAHAN, S.; BORAN, M. Effects of water quality and fish size on toxicity of methiocarb, a carbamate pesticide, to rainbow trout. *Environ. Toxicol. Pharmacol.*, v.22, p.20-26, 2006.
- ANASTASSIADES, M.; LEHOTAY, S.; STAJNBAHER, D.; SCHENCK, F.J. Fast and easy multiresidue method employing acetonitrile extraction/partitioning and "dispersive solid-phase extraction" for the determination of pesticide residues in produce. *J. AOAC Int.*, v.86, n.2, p.412-431, 2003.
- ANOGWIH, J.A. Toxicity of pirimiphos methyl (Actellic 25EC) on *Anopheles gambiae* s.s., *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae), and potential biocontrol agent, *Poecilia reticulata* (Pisces: Poeciliidae). *J. Econ. Entomol.*, v.107, p.1440-1446, 2014.
- APHA - American Public Health Association. *Standard methods for examination of water and wastewater*. USA: 2008.

- ARA, A.G.; HAQUE, W.; HASANUZZAMAN, M. Detection of organochlorine and organophosphorus pesticides residues in water samples of Taragong Thana in Rangpur district in Bangladesh. *Res. J. Environ. Earth Sci.*, v.6, n.2, p.85-89, 2014.
- ARJMANDI, R.; TAVAKOL, M.; SHAYEGHI M. Determination of organophosphorus insecticides residues in the rice paddies. *Int. J. Environ. Sci. Tech.*, v.7, n.1, p.75-182, 2010.
- ATAMANALP, M.; ANGIS, S.; OGUZHAN, P.; AKSAKAL, E. Alterations in hematological parameters of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to DDVP. *Isr. J. Aquacult.*, v.60, n.1, p.9-12, 2008.
- ATAMANALP, M.; ERDOĞAN, O. Alterations of HSP70 gene expression in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to deltamethrin. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, v.34, n.4, p.359-363, 2010.
- BALBA, H. Review of strobilurin fungicide chemicals. *J. Environ. Sci. Health B*, v.42, p.441-451, 2007.
- BANAEI, M.; SUREDA, A.; MIRVAGHEFI, A.R.; AHMADI, K. Biochemical and histological changes in the liver tissue of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to sub-lethal concentrations of diazinon. *Fish Physiol. Biochem.*, v.39, p.489-501, 2013.
- BARRET, K.; JAWARD, F.M. A review of endosulfan, dichlorvos, diazinon, and diuron – pesticides used in Jamaica. *Int. J. Environ. Health Res.*, v.22, n.6, p.481-499, 2012.
- BEGUM, G. Organ-specific ATPase and phosphorylase enzyme activities in a food fish exposed to a carbamate insecticide and recovery response. *Fish Physiol. Biochem.*, v.37, p.37-61, 2011.
- BHAT, B.A.; BHAT, I.A.; VISHWAKARMA, S.; VERMA, A.; SAXENA, G. A comparative study on the toxicity of a synthetic pesticide, dichlorvos and a neem based pesticide, neem-on to *Labeo rohita* (Hamilton). *Curr. World. Environ.*, v.7, n.1, p.157-161, 2012.

- BHATTI, G.K.; KIRAN, R.; SANDHIR, R. Modulation of ethion-induced hepatotoxicity and oxidative stress by vitamin E supplementation in male Wistar rats. *Pestic. Biochem. Physiol.*, v.98, p.26-32, 2010.
- BONDARENKO, S.; GAN, J.; HARVER, D.L.; KABASHIMA, J.N. Persistence of selected organophosphate and carbamates insecticides in water from a coastal watershed. *Environ. Toxicol. Chem.*, v.23, n.11, p.2649-54, 2004.
- BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária - ANVISA. *Monografias de Agrotóxicos*. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/registros-e-autorizacoes/agrotoxicos/produtos/monografia-de-agrotoxicos>>. Acesso em: 19 fev 2011.
- BURRIDGE, L.; WEIS, J.W.; CABELLO, F.; PIZARRO, J.; BOSTICKLES, K. Chemical use in salmon aquaculture: A review of current practices and possible environmental effects. *Aquaculture*, v.306, p.7-23, 2010.
- CAO, M.; LI, S.; WANG, Q.; WEI, P.; LIU, Y.; ZHU, G.; WANG, M. Track of fate and primary metabolism of trifloxystrobin in rice paddy ecosystem. *Sci. Total Environ.*, v.518-519, p.417-423, 2015.
- CARNEIRO, J.C.; COSTA, E.G.L.; VASCONCELOS, V.O.; OLIVEIRA, N.J.F.; DUARTE, E.R. Diagnóstico do controle e eficácia de acaricidas para o carrapato bovino no Semiárido do Norte de Minas Gerais. *Acta Sci. Vet.*, v.43, p.1-10, 2015.
- CHAPARRO, J.; TABORDA, D.A.A.; URREA, L.; RODRÍGUEZ, B.J. Liver immunolocalization of CYP P450 in an subacute toxicity experiment with Clorpirifos o,o-(3, 5, 6- trichloride -2-pyridyl phosphorotioato) in young male tilapia (*Oreochromis spp.*). *CES Med. Zootec.*, v.8, n.2, p.61-72, 2013.
- CHETAN, P.S.; KUMAR, R.R.; MOHAN, P.M. Phosalone induced changes in regional cholinesterase activities in rat brain during behavioral tolerance. *Afr. Res. Rev.*, v.3, n.2, p.20-30, 2009.

- CHOWDHURY, A.Z.; BANIK, S.; UDDIN, B.; MONIRUZZAMAN, M.; KARIM, N.; GAN, H.S. Organophosphorus and carbamate pesticide residues detected in water samples collected from paddy and vegetable fields of the Savar and Dhamrai Upazilas in Bangladesh. *Int. J. Environ. Res. Publ. Health*, v.9, p.3318-3329, 2012.
- CIESLIK, L.F.; VIDAL, R.A.; TREZZI, M.M. Fatores ambientais que afetam a eficácia de herbicidas inibidores da ACCase: Revisão. *Planta Daninha*, v.31, n.2, p.483-489, 2013.
- CODEX ALIMENTARIUS. *Pesticide Residues in Food: Maximum Residue Limits; Extraneous Maximum Residue Limits*. Roma. Disponível em: <<http://www.codexalimentarius.net/mrls/servlet/PesticideServlet?Pesticides>>. Acesso em: 04 fev 2011.
- CONG, N.V.; PHUONG, N.T.; BAYLEY, M. Effect of repeated exposure of diazinon of cholinesterase activity and growth in snakehead fish (*Channa striata*). *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, v.72, p.699-703, 2009.
- CRAGO, J.; SCHLENK, D. The effect of bifenthrin on the dopaminergic pathway in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquat. Toxicol.*, n.162, p.66-72, 2015.
- DAS, S. A review of dichlorvos toxicity in fish. *Curr. World Environ.*, v.8, n.1, p.143-149, 2013.
- DEGROOT, B.C.; BRANDER, S.M. The role of P450 metabolism in the estrogenic activity of bifenthrin in fish. *Aquat. Toxicol.*, v.156, p.17-20, 2014.
- DEMOUTE, J.P. A brief review of the environmental fate and metabolism of pyrethroids. *Pest Sci.*, v.27, p.375-385, 1989.
- EC (European Commission). Directorate General for Health & Consumers. *Pesticides EU-MRLs: Updated on 11/10/2010..* Disponível em: <http://ec.europa.eu/sanco_pesticides/public/index.cfm>. Acesso em: 05 fev 2011.

- ESSUMANG, D.K.; TAGOH, G.K.; CHOKKY, L. Pesticide residues in the water and fish (Lagoon Tilapia) samples from Lagoons in Ghana. *Bull. Chem. Soc. Ethiopia*, v.23, n.1, p.19-27, 2009.
- FERRARI, A.; VENTURINO, A.D.; ANGLO, A.M. Effects of carbaryl and azinphos methyl on juvenile rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*) detoxifying enzymes. *Pestic. Biochem. Physiol.*, v.88, p.134-142, 2007.
- FOOTPRINT PDB. *Creating Tools for Pesticide Risk Assessment and Management in Europe*. Disponível em: < <http://sitem.herts.ac.uk/aeru/footprint/es/index.htm>>. Acesso em: 19 fev 2011.
- FRANCO, C.R.; CASARIN, N.F.B.; DOMINGUES, F.A.; OMOTO, C. Resistência de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae) a acaricidas inibidores da respiração celular em citros: resistência cruzada e custo adaptativo. *Neotrop. Entomol.*, v.36, p.565-576, 2007.
- FRITZ, R.; LANEN, C.; CHAPELAND-LECLERC, F.; LEROUX, P. Effect of the anilinopyrimidine fungicide pyrimethanil on the cystathionine b-lyase of *Botrytis cinerea*. *Pestic. Biochem. Physiol.*, v.77, p.54-65, 2003.
- GRECO, L.; SERRANO, R.; BLANES, M.A.; SERRANO E.; CAPRI, E. Bioaccumulation markers and biochemical responses in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) raised under different environmental conditions. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, v.73, p.38-45, 2010.
- GÜNDE, E.G.; YERLI, S.V. The comparative study on the acute toxicity of dichlorvos on guppy (*Poecilia reticulata* P., 1859) and carp (*Cyprinus carpio* L., 1758), *Hacettepe J. Biol. Chem.*, v.40, n.2, p.165-170, 2012.
- HEIDMANN, M.J.; SOUZA, A.A.D.; NASCIMENTO, C.G.; BRAGAGLIA, G.N.; LIMA, L.M.S.; TOMA, S.B.; SIMONE CRISTINA ROSA, S.C.; CASTRO, B.G. Eficácia acaricida da associação de cipermetrina, fenthion e clorpirifós em bovinos naturalmente infestados por *Rhipicephalus microplus* na amazônia matogrossense. *Vet. Zootec.*, v.23, n.4, 2016.

- HUI, T.O.; ARIFFIN, M.M.; TAHIR, N.M. Hydrolysis of chlorpyrifos in aqueous solutions at different temperatures and pH. *Malaysian J. Anal. Sci.*, v.14, n.2, p.50-55, 2010.
- JILANI, S. The influence of dissolved oxygen on growth and degradation of Cypermethrin by *Pseudomonas* using a biosimulator. *WIT Trans. Ecol. Environ.*, v.111, p.501-510, 2008.
- JIMENEZ, D.F.; REVIE, C.W.; HARDY, S.P.; JANSEN, P.A.; GETTINBY, G. Multivariate evaluation of the effectiveness of treatment efficacy of cypermethrin against sea lice (*Lepeophtheirus salmonis*) in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Vet. Res.*, v.9, p.9-19, 2013.
- KARAYALANOGLU, T.; TENAR, L.; SERDAR, M.; KOSE, S.; AYDIN, A. Bacterial biodegradation of aldicarb and determination of bacterium which has the most biodegradative effect. *Turk. J. Biochem.*, v.33, n.4, p.209-214, 2008.
- KAYA, H.; ÇELİK, E.S.; GÜRKAN, M.; YILMAZ, S.; AKBULUT, M. Effects of subchronic Exposure to phosalone on oxidative stress and histopathological alterations in Common Carp (*Cyprinus carpio*, L., 1758). *J. Toxicol. Environ. Health A*, v.76, p.853-864, 2013.
- LARTIGES, S.B.; GARRIGUES, P.P. Degradation kinetics of organophosphorus and organonitrogen pesticides in different waters under various environmental conditions. *Environ. Sci. Technol.*, v.29, n.5, p.1246-1254, 1995.
- LAWAL, M.O.; SAMUEL, O.B. Investigação de Toxicidade Aguda de Pirimiphos-Metilo (Actellic[®], 25% EC) em Guppy (*Poecilia reticulata*, Peters, 1859). *Pak. J. Biol. Sci.*, v.13, p.405-408, 2010.
- LAZHAR, M.; HELA, T.; MONCEF, B.; NÉJI, A. Toxicity of three selected pesticides (Alachlor, Atrazine and Diuron) to the marine fish (turbot *Psetta maxima*). *Afr. J. Biotechnol.*, v.11, n.51, p.11321-11328, 2012.
- LIU, K.H.; SUNG, H.J.; LEE, H.K.; SONG, B.H.; IHM, Y.B.; KIM, K.; LEE, H.S.; KIM, J.H. Dermal pharmacokinetics of the insecticide furathiocarb in rats. *Pest Manag. Sci.*, v.58, p.57-62, 2001.

- MAHBOOB, S.; NIAZI, F.; ALGHANIM, K.; SULTANA, S.; AL-MISNED, F.; AHMED, Z. Health risks associated with pesticide residues in water, sediments and the muscle tissues of *Catla catla* at Head Balloki on the River Ravi. *Environ. Monit. Assess.*, v.187, p.81, 2015.
- MONTUORI, P.; AURINO, S.; GARZONIO, F.; SARNACCHIARO, P.; POLICHETTI, S.; NARDONE, A.; TRIASSI, M. Estimates of Tiber River organophosphate pesticide loads to the Tyrrhenian Sea and ecological risk. *Sci. Total Environ.*, v.559, p.218-231, 2016.
- NETO, S.F.P.; TOLEDO-PINTO, E.A. Análise da eficiência de carrapaticidas contra *Boophilus microplus* em gado leiteiro. *Rev. Cient. Eletrônica Med. Vet.*, v.3, p.1-7, 2006.
- NWANI, C.D.; OKEKE, O.C.; ONYISHI, G.; CHINEDU ATAMA, C.; UZOMA CHINEKWU.; ENEJE, L.O. Toxicity and effects of diazinon on behaviour and some haematological parameters of African catfish *Clarias gariepinus*. *Zool. Ecol.*, v.23, p.45-52, 2012.
- OLIVEIRA, F.A.; REIS, L.P.G.; SOTO-BLANCO, B.; MELO, M.M. Pesticides residues in the *Prochilodus costatus* (Valenciennes, 1850) fish caught in the São Francisco River, Brazil. *J. Environ. Sci. Health B*, v.50, p.398-405, 2015.
- PPDB - Pesticide Properties Database. *The Pesticide Properties Database (PPDB) developed by the Agriculture & Environment Research Unit (AERU)*, University of Hertfordshire, funded by UK national sources and the EU-funded FOOTPRINT project. 2009. Disponível em: <<http://sitem.herts.ac.uk/aeru/footprint/en/index.htm>>. Acesso em: 05 jun. 2016.
- RAMESH, M.; NARMADHA, S.; POOPAL, R.K. Toxicity of furadan (carbofuran 3% g) in *Cyprinus carpio*: Haematological, biochemical and enzymological alterations and recovery response. *Beni-Seuf Univ. J. Appl. Sci.*, v.4, p.314-326, 2015.
- SABALE, S.R.; TAMHANKAR, B.V.; DONGARE, M.M.; MOHITE, B.S. Extraction, determination and bioremediation of heavy metal ions and pesticide residues from lake water. *J. Bioremed. Biodeg.*, v.3, n.4, p.143-165, 2012.

- SANTOS, F.F.; REZENDE, M.O.O. Influência do meio reacional no comportamento fotoquímico do inseticida paration etílico. *Quim. Nova*, v.25, n.1, p.53-58, 2002.
- SATO, M. Manejo da resistência de ácaro rajado em culturas. IRAC BR, 2p, 2017. Disponível em: <<http://www.irc-online.org/documents/resistencia-de-acaro-rajado>>. Acesso em: 19 março 2017.
- SMALLING, K.L.; KUIVILA, K.M.; ORLANDO, J.L.; PHILLIPS, B.M.; ANDERSON, B.S.; SIEGLER, K.; HUNT, J.W.; HAMILTON, M. Environmental fate of fungicides and other current-use pesticides in a central California estuary. *Mar. Pollut. Bull.*, v.73, p.144-153, 2013.
- SODERLUND, D.M.; CLARK, J.M.; SHEETS, L.P.; MULLIN, L.S.; PICCIRILLO, V.J.; SARGENT, D.; STEVENS, J.T.; WEINER, M.L. Mechanisms of pyrethroid neurotoxicity: Implications for cumulative risk assessment. *Toxicology*, v.171, n.1, p.3-59, 2002.
- SRIVASTAV, A.K.; SRIVASTAVA, S.K.; SAROJNI TRIPATHI, S.; MISHRA, D.; SRIVASTAV, S.K. Morpho-toxicology of chlorpyrifos to prolactin cells of a freshwater catfish, *Heteropneustes fossilis*. *Acta Sci. Biol. Sci.*, v.34, n.4, p.443-449, 2012.
- STEHRER-SCHMID, P.; WOLF, H.U. Genotoxic evaluation of three heterocyclic N-methylcarbamate pesticides using the mouse bone marrow micronucleus assay and *Saccharomyces cerevisiae* strain D7 and D61 M. *Mutat. Res.*, v.345, p.111-125, 1995.
- SUVETHA, L.; SARAVANAN, M.; HUR, J-H.; RAMESH, M.; KRISHNAPRIYA, K. Acute and sublethal intoxication of deltamethrin in an Indian major carp, *Labeo rohita*: Hormonal and enzymological responses. *J. Basic. Appl. Zool.*, v.72, p.58-75, 2015.
- VEIGA, M.M.; SILVA, D.M.; VEIGA, L.B.E.; FARIA, M.V.C. Análise da contaminação dos sistemas hídricos por agrotóxicos numa pequena comunidade rural do sudeste do Brasil. *Cad. Saúde Pública*, v.22, p.2391-2399, 2006.

- VELISEK, J.; WLASOW, T.; GOMULKA, P.; SVOBODOVA, Z.; DOBSIKOVA, R.; NOVOTNY, L.; DUDZIK, M. Effects of cypermethrin on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Vet. Med.*, v.51, n.10, p.469-476, 2006.
- WANG, J.; GRISLE, S.; SCHLENK, D. Effects of Salinity on Aldicarb Toxicity in Juvenile Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) and Striped Bass (*Morone saxatilis* x *chrysops*). *Toxicol. Sci.*, v.64, p.200-207, p.2001.
- ZAMY, C.; MAZELLIER, P.; LEGUBE, B. Analytical and kinetic study of the aqueous hydrolysis of four organophosphorus and two carbamate pesticides. *Intern. J. Environ. Anal. Chem.*, v.84, n.14-15, p.1059-1068, 2004.
- ZHU, B.; LIU, G-L.; LIU, L.; LING, F.; WANG, G-X. Assessment of trifloxystrobin uptake kinetics, developmental toxicity and mRNA expression in rare minnow embryos. *Chemosphere*, v.120, p.447-455, 2015.
- ZHU, L.; WANG, H.; LIU, H.; LI, W. Effect of trifloxystrobin on hatching, survival, and gene expression of endocrine biomarkers in early life stages of medaka (*Oryzias latipes*). *Environ. Toxicol.*, v.30, n.6, p.648-655, 2013.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar do sistema de *raceway* poder renovar a água várias vezes ao dia, a elevada densidade de estocagem e manejo pode contribuir para o enriquecimento da água, sendo recomendada a adoção de tanques de decantação ou sistemas de biorremediação para garantir que a qualidade da água atenda as exigências da legislação e possa mitigar o impacto que uma truticultura pode provocar a jusante de suas descargas.

O crescente uso de praguicidas tem provocado alertas à respeito dos seus efeitos tóxicos ao ambiente, com isso as atividades aquícolas podem sofrer influência do lançamento de praguicidas vindos de áreas agrícolas, principalmente por meio de contaminações dos corpos hídricos. O desconhecimento dos efeitos danosos gerados pelos diferentes praguicidas sobre a biota é alarmante.

Outro ponto a ser destacado é a falta de informação a respeito da bioacumulação e biomagnificação dos praguicidas em organismos produzidos em cativeiro. A quantidade ingerida por meio do consumo de pescado é uma verdadeira incógnita e deveria ser alvo de estudos, tendo em vista os efeitos danosos (mesmo em concentrações baixas) que poderão ocorrer aos consumidores finais.

8. ANEXO Lista dos praguicidas pesquisados

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
2,4,5-T	H	Ácido ariloxialcanóico	C ₈ H ₅ Cl ₃ O ₃	III			
2,4-D	H	Ácido ariloxialcanóico	C ₈ H ₆ Cl ₂ O ₃	II		0,01	0,01
2,4-DB	H	Ácido ariloxialcanóico	C ₁₀ H ₁₀ Cl ₂ O ₃	II			0,01
3-hidroxicarbofurano	I	Carbamato	C ₁₂ H ₁₅ NO ₄	II			0,1
Acefato	I	Organofosforado	C ₄ H ₁₀ NO ₃ PS	III	0,02	0,02	0,02
Acetamiprido	I	Neonicotóide	C ₁₀ H ₁₁ ClN ₄	II			0,05
Aldicarbe	I	Carbamato	C ₇ H ₁₄ N ₂ O ₂ S	Ia		0,01	0,01
Aldicarbe sulfona	I (metabólito)	Carbamato	C ₇ H ₁₄ N ₂ O ₄ S	Ia		0,01	0,01
Aldicarbe sulfóxido	I (metabólito)	Carbamato	C ₇ H ₁₄ N ₂ O ₃ S	Ia		0,01	0,01
Amitraz	A / I	Amidina	C ₁₉ H ₂₃ N ₃	II		0,01	
Aramita	A	Éster sulfito	C ₁₅ H ₂₃ ClO ₄ S	n. e.			0,01

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
Azinfós etil	A / I	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₆ N ₃ O ₃ PS ₂	Ib	0,05		0,01
Azinfós metil	I	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₂ N ₃ O ₃ PS ₂	Ib	0,05		0,01
Azoxistrobina	Fg	Estrobirulina	C ₂₂ H ₁₇ N ₃ O ₅	III			0,01
Barban	H	Carbamato	C ₁₁ H ₉ Cl ₂ NO ₂	n. e.			0,05
Benalaxil	H	Acilalanina	C ₂₀ H ₂₃ NO ₃	III			0,05
Benfuracarbe	I / N	Carbamato	C ₂₀ H ₃₀ N ₂ O ₅ S	II			0,05
Benomil	Fg	Benzimidazol	C ₁₄ H ₁₈ N ₄ O ₃	U			
Bentazona	H	Benzotiadinazona	C ₁₀ H ₁₂ N ₂ O ₃ S	II		0,05	0,05
BF 500-3 (metabólito da piraclostrobina)	Fg (metabólito)	N-demetoxilado	C ₁₈ H ₁₆ Cl N ₃ O ₃	II			0,01
Bifentrina	A / I	Piretróide	C ₂₃ H ₂₂ ClF ₃ O ₂	II		0,05	0,01
Boscalida	Fg	Carbaxamida	C ₁₈ H ₁₂ Cl ₂ N ₂ O	III			0,05
Carbaril	I	Carbamato	C ₁₂ H ₁₁ NO ₂	II	0,02	0,05	0,05
Carbendazim	Fg	Benzimidazol	C ₉ H ₉ N ₃ O ₂	III		0,05	0,05
Carbofurano	I	Carbamato	C ₁₂ H ₁₅ NO ₃	Ib	0,1	0,05	0,1
Carbossulfano	I	Carbamato	C ₂₀ H ₃₂ N ₂ O ₃ S	II		0,03	0,05

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Europeia (mg.kg ⁻¹)
Ciazofamida	Fg	Imidazol	C ₁₃ H ₁₃ ClN ₄ O ₂ S	III			
Cimoxanil	Fg	Cianoacetamida óximo	C ₇ H ₁₀ N ₄ O ₃	III			0,05
Cinidon etílico	H	Fitalimida	C ₁₉ H ₁₇ Cl ₂ NO ₄	n. e.			
Ciproconazol	Fg	Triazol	C ₁₅ H ₁₈ ClN ₃ O	III			0,05
Ciprodinil	Fg	Anilino piridina	C ₁₄ H ₁₅ N ₃	III			0,05
Ciromazina	I	Triazina	C ₆ H ₁₀ N ₆	III		0,01	0,02
Clorbufan	H	Carbamato	C ₁₁ H ₁₀ ClNO ₂	n. e.			0,05
Clorfenvinfós	A / I	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₄ Cl ₃ O ₄ P	Ib			0,01
Cloroxuron	H	Uréia	C ₁₅ H ₁₅ ClN ₂ O ₂	n. e.			0,05
Clorpirifós	A / I	Organofosforado	C ₉ H ₁₁ Cl ₃ NO ₃ PS	II	0,01	0,02	0,01
Clorpirifós metil	A / I	Organofosforado	C ₇ H ₇ Cl ₃ NO ₃ PS	III	0,01	0,01	0,01
Cresoxim metil	Fg	Estrobirulina	C ₁₈ H ₁₉ NO ₄	III		0,01	0,05
Deltametrina	I / F	Piretróide	C ₂₂ H ₁₉ Br ₂ NO ₃	III		0,05	0,05
Di-alato	A / H	Tiocarbamato	C ₁₀ H ₁₇ Cl ₂ NOS	n. e.			0,2
Diazinona	A / I / N	Organofosforado	C ₁₂ H ₂₁ N ₂ O ₃ PS	II	0,01	0,02	0,01
Diclofluanida	Fg	Sulfamida	C ₉ H ₁₁ Cl ₂ FN ₂ O ₂	U			

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Europeia (mg.kg ⁻¹)
			S ₂				
Diclorprope	R / N	Ácido ariloxialcanóico	C ₉ H ₈ Cl ₂ O ₃	II			0,05
Diclorvós	I	Organofosforado	C ₄ H ₇ C ₁₂ O ₄ P	Ib		0,02	
Difenoconazol	Fg	Triazol	C ₁₉ H ₁₇ Cl ₂ N ₃ O ₃	III		0,005	0,01
Diflubenzuron	I	Benzoiluréia	C ₁₄ H ₉ ClF ₂ N ₂ O ₂	III		0,02	0,05
Dimetoato	I	Organofosforado	C ₅ H ₁₂ NO ₃ PS ₂	II		0,05	
Dinocape	A / Fg	Dinitrofenol	C ₁₈ H ₂₄ N ₂ O ₆	II			0,05
Dinosebe	H	Dinitrofenol	C ₁₈ H ₂₄ N ₂ O ₆	n. e.			0,01
Dinoterbe	H	Dinitrofenol	C ₁₀ H ₁₂ N ₂ O ₅	Ib			0,05
Dissulfotona	A / I	Organofosforado	C ₈ H ₁₉ O ₂ PS ₃	Ia		0,01	0,02
Dissulfotona sulfona	A / I (metabólito)	Organofosforado	C ₈ H ₁₉ O ₄ PS ₃	Ia			0,02
Dissulfotona sulfóxido	A / I (metabólito)	Organofosforado	C ₈ H ₁₉ O ₃ PS ₃	Ia			0,02
Espiroxamina	Fg	Morfolino	C ₁₈ H ₃₅ NO ₂	II			
Etiona	A / I	Organofosforado	C ₉ H ₂₂ O ₄ P ₂ S ₄				

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Europeia (mg.kg ⁻¹)
Etofumesato	H	Benzofurano	C ₁₃ H ₁₈ O ₅ S	U			
Etoprofós	I / N	Organoposforado	C ₈ H ₁₉ O ₂ PS ₂	Ia		0,01	0,01
Etoxissulfurom	H	Sulfoniluréia	C ₁₅ H ₁₈ N ₄ O ₇ S	n. e.			
Etrinfós	A / I	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₇ N ₂ OPS	n. e.			
Famoxadona	Fg	Oxazol	C ₂₂ H ₁₈ N ₂ O ₄	U			0,05
Fenamidona	Fg	Imidazolinona	C ₁₇ H ₁₇ N ₃ OS	III			0,01
Fenamifós	N	Organofosforado	C ₁₃ H ₂₂ NO ₃ PS	Ib		0,005	0,005
Fenamifós sulfona	N (metabólito)	Organofosforado	C ₁₃ H ₂₂ NO ₅ PS	Ib			0,005
Fenamifós sulfóxido	N (metabólito)	Organofosforado	C ₁₃ H ₂₂ NO ₄ PS	Ib			0,005
Fenarimol	Fg	Pirimidina	C ₁₇ H ₁₂ Cl ₂ N ₂ O	III			0,02
Fenexamida	Fg	Hidroxianilida	C ₁₄ H ₁₇ Cl ₂ NO ₂	U		0,01	0,05
Fenpropimorfe	Fg	Morfolínico	C ₂₀ H ₃₃ NO	III		0,01	0,01
Fentiona	I	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₅ O ₃ PS ₂	II			0,01
Fentiona sulfóxido	I (metabólito)	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₅ O ₄ PS ₂	II			0,01

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
	o)						
Fentoato	A / I	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₇ O ₄ PS ₂	II			
Fipronil	I	Pirazol	C ₁₂ H ₄ Cl ₂ F ₆ N ₄ O S	II		0,02	0,005
Fipronil sulfona	I	Pirazol	C ₁₂ H ₄ Cl ₂ F ₆ N ₄ O ₂ S	II		0,02	0,005
Fluasifope p-butilico	H	Ácido ariloxifenoxipropiônico	C ₁₉ H ₂₀ F ₃ NO ₄	III			0,1
Fludioxonil	Fg	Fenilpirrol	C ₁₂ H ₆ F ₂ N ₂ O ₂	U		0,01	0,05
Flumetrina	I	Piretróide	C ₂₈ H ₂₂ Cl ₂ FNO ₃	n. e.			
Fluquinconazol	Fg	Triazol	C ₁₆ H ₈ Cl ₂ FN ₅ O	III			0,03
Fluroxipir	H	Ácido piridinocarboxílico	C ₇ H ₅ Cl ₂ FN ₂ O ₃	U			0,05
Flutriafol	Fg	Traizol	C ₁₆ H ₁₃ F ₂ N ₃ O	III			0,01
Foransulfurom	H	Sulfoniluréia	C ₁₇ H ₂₀ N ₆ O ₇ S.	n. e.			
Forato	A / I / N	Organofosforado	C ₇ H ₁₇ O ₂ PS ₃	Ia		0,01	0,02
Forato sulfóxido	A / I / N (metabólito)	Organofosforado	C ₇ H ₁₇ O ₃ PS ₃	Ia			0,02

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
Fosalona	A / I	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₅ ClNO ₄ PS ₂	II			0,01
Fosmete	A / I / TV	Organofosforado	C ₁₁ H ₁₂ NO ₄ PS ₂	II			0,05
Furatiocarbe	I	Carbamato	C ₁₈ H ₂₆ N ₂ O ₅ S	II			0,05
Hexaconazol	Fg	Triazol	C ₁₄ H ₁₇ Cl ₂ N ₃ O	U			
Hexitiazoxi	A	Tiazolidinacarboxamida	C ₁₇ H ₂₁ ClN ₂ O ₂ S	U			0,02
Imazalil	Fg	Imidazol	C ₁₄ H ₁₄ Cl ₂ N ₂ O	II			0,05
Imidacloprido	I	neonicotóide	C ₉ H ₁₀ ClN ₅ O ₂	II		0,02	0,1
Indoxacarbe	I	Oxadiazina	C ₂₂ H ₁₇ ClF ₃ N ₃ O ₇	II		0,1	0,02
Iprodiona	Fg	Dicarboximida	C ₁₃ H ₁₃ Cl ₂ N ₃ O ₃	III			0,05
Iprovalicarbe	Fg	Carbamato	C ₁₈ H ₂₈ N ₂ O ₃	U			
Isoproturon	H	Uréia	C ₁₂ H ₁₈ N ₂ O	II			
Isoxaflutol	H	Isoxazol	C ₁₅ H ₁₂ F ₃ NO ₄ S.	III			
Linuron	H	Uréia	C ₉ H ₁₀ Cl ₂ N ₂ O ₂	III			
Malationa	I	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₉ O ₆ PS ₂	III			0,02
Metalaxil	Fg	Fenilamida	C ₁₅ H ₂₁ NO ₄	II			0,05

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Europeia (mg.kg ⁻¹)
Metamidofós	I	Organofosforado	C ₂ H ₈ NO ₂ PS	Ib	0,01	0,02	
Metazaclor	H	Cloroacetamida	C ₁₄ H ₁₆ ClN ₃ O	III			0,05
Meticonazol	Fg	Triazol	C ₁₇ H ₂₂ ClN ₃ O	III			0,01
Metidationa	I	Organofosforado	C ₆ H ₁₁ N ₂ O ₄ PS ₃	Ib	0,02	0,001	0,02
Metissulfutom metil	H (metabólito)	Sulfoniluréia	C ₁₄ H ₁₅ N ₅ O ₆ S	U			
Metomil	I	Carbamato	C ₅ H ₁₀ N ₂ O ₂ S	Ib	0,02	0,02	0,02
Mevinfós	A / I	Organofosforado	C ₇ H ₁₃ O ₆ P	Ia	0,05		
Miclobutanil	Fg	Triazol	C ₁₅ H ₁₇ ClN ₄	II		0,01	0,01
Monocrotofós	I	Organofosforado	C ₇ H ₁₄ NO ₃ P	Ib			
Monolinuron	H	Uréia	C ₉ H ₁₁ ClN ₂ O ₂	III			0,05
Ometoato	I	Organofosforado	C ₅ H ₁₂ NO ₄ PS	Ib			
Oxamil	I	Carbamato	C ₇ H ₁₃ N ₃ O ₃ S	Ib	0,05	0,02	
Oxassulfurom	H	Sulfoniluréia	C ₁₇ H ₁₈ N ₄ O ₆ S	n. e.			
Oxifluorfem	H	Difenil éter	C ₁₅ H ₁₁ ClF ₃ NO ₄	U			0,05
Parationa etílica	A / I	Organofosforado	C ₁₀ H ₁₄ NO ₅ PS	Ia	0,02		0,05

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
Pencicuron	Fg	Feniluréia	C ₁₉ H ₂₁ ClN ₂ O	U			0,05
Penconazol	Fg	Traizol	C ₁₃ H ₁₅ Cl ₂ N ₃	III		0,01	0,01
Pendimetalina	H	Dinitroanilina	C ₁₃ H ₁₉ N ₃ O ₄	II			0,05
Picolinafen	H	Piridínico	C ₁₉ H ₁₂ F ₄ N ₂ O ₂	n. e.			
Pimetrozina	I	Triazina	C ₁₀ H ₁₁ N ₅ O	III			0,01
Piraclostrobina	Fg	Metoxicarbamto	C ₁₉ H ₁₈ ClN ₃ O ₄	n. e.		0,03	0,01
Pirazofós	Fg	Fosforotiolato	C ₁₄ H ₂₀ N ₃ O ₅ PS	II			0,01
Piridaben	I	Organoclorado	C ₁₉ H ₂₅ ClN ₂ OS	II			0,02
Piridato	H	Fenilpiridazina	C ₁₉ H ₂₃ ClN ₂ O ₂ S	III			0,05
Pirimetamil	Fg	Anilino pirimidina	C ₁₂ H ₁₃ N ₃	III		0,01	
Pirimicarbe	I	Carbamato	C ₁₁ H ₁₈ N ₄ O ₂	II		0,01	0,05
Pirimifós etil	A / I	Organofosforado	C ₁₃ H ₂₄ N ₃ O ₃ PS	n. e.	0,02		
Pirimifós metil	A / I	Organofosforado	C ₁₁ H ₂₀ N ₃ O ₃ PS	II	0,05	0,01	0,05
Procloraz	Fg	Imidazol	C ₁₅ H ₁₆ Cl ₃ N ₃ O ₂	II		0,05	0,02
Profam	H / R	Carbamato	C ₁₀ H ₁₃ NO ₂	U			0,05
Profenofós	I	Organofosforado	C ₁₁ H ₁₅ BrClO ₃ P	II		0,01	0,05

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Europeia (mg.kg ⁻¹)
			S				
Propargito	H	Éster sulfito	C ₁₉ H ₂₆ O ₄ S	III		0,1	0,1
Propiconazol	Fg	Traizol	C ₁₅ H ₁₇ Cl ₂ N ₃ O ₂	II		0,01	0,01
Propizamida	H	Benzimidazol	C ₁₂ H ₁₁ Cl ₂ NO	U			0,01
Propoxur	I	Carbamato	C ₁₁ H ₁₅ NO ₃	II	0,05		0,05
Prossulfuron	H	Sulfoniluréia	C ₁₅ H ₁₆ F ₃ N ₅ O ₄ S	n. e.			
Quinalfós	A / I	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₅ N ₂ O ₃ PS	II			
Tebuconazol	Fg	Triazol	C ₁₆ H ₂₂ ClN ₃ O	II		0,01	0,05
Tebufenozida	I	Diacilhidrazina	C ₂₂ H ₂₈ N ₂ O ₂	III			0,05
TEPP (tetraetil pirofosfato)	A / I	Organofosforado	C ₈ H ₂₀ O ₇ P ₂	n. e.			
Tiabendazol	Fg	benzimidazol	C ₁₀ H ₇ N ₃ S	III		0,2	
Tiacloprido	I	Neonicotóide	C ₁₀ H ₉ ClN ₄ S	II		0,05	0,03
Tiametoxam	I	Neonicotóide	C ₈ H ₁₀ ClN ₅ O ₃ S	III			0,02
Tifensulfurom metil	H	Sulfoniluréia	C ₁₂ H ₁₃ N ₅ O ₆ S ₂	U			
Tiodicarbe	I	Carbamato oxima	C ₁₀ H ₁₈ N ₄ O ₄ S ₃	II			

Agrotóxico	Tipo *	Grupo Químico	Fórmula Molecular	Classificação toxicológica (Classes)**	LMR		
					MAPA (mg.L ⁻¹)	Codex Alimentarius (mg.kg ⁻¹)	União Européia (mg.kg ⁻¹)
Tiofanato metílico	Fg	Benzimidazol	C ₁₂ H ₁₄ N ₄ O ₄ S ₂	U			0,05
Tolilfluánida	Fg	Fenilsulfamida	C ₁₀ H ₁₃ Cl ₂ FN ₂ O ₂ S ₂	Ib			0,02
Triadimefon	Fg	Triazol	C ₁₄ H ₁₆ ClN ₃ O ₂	II		0,01	0,01
Triadimenol	Fg	Traizol	C ₁₄ H ₁₈ ClN ₃ O ₂	II		0,01	
Triassulfurom	H	Sulfoniluréia	C ₁₄ H ₁₆ ClN ₅ O ₅ S	U			
Triazofós	I / A / N	Organofosforado	C ₁₂ H ₁₆ N ₃ O ₃ PS	Ib			0,01
Triclorfon	I	Organofosforado	C ₄ H ₈ Cl ₃ O ₄ P	II			0,1
Tridemorfe	Fg	Morfolina	C ₁₉ H ₃₉ NO	II			0,05
Trifloxistrobina	Fg	Oximinoacetato	C ₂₀ H ₁₉ F ₃ N ₂ O ₄	III		0,02	0,01
Triforin	Fg	Piperazina	C ₁₀ H ₁₄ Cl ₆ N ₄ O ₂	U			0,05

*Tipo: A: Acaricida; F: Formicida; Fg.: Fungicida; H: Herbicida; I: Inseticida; N: Nematicida; R: Regulador do crescimento; TV: tratamento veterinário.

**Classes: Ia: extremamente perigoso; Ib: altamente perigoso; II: moderadamente perigoso; III: U: não é provável que apresente perigo agudo; n.e.: não encontrado; Fonte: PPDB, 2009; Brasil, 2011; Codex Alimentarius, 2011; EC, 2011; FOOT Print, 2011.