**UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
ESCOLA DE ENGENHARIA DE SÃO CARLOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS DA ENGENHARIA AMBIENTAL**

RICARDO LUVIZOTTO SANTOS

**O uso de praguicidas nas atividades aquícolas : destino e
efeitos após aplicações em tanques experimentais e
avaliação nas pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio
Mogi-Guaçu**

TESE APRESENTADA À ESCOLA DE
ENGENHARIA DE SÃO CARLOS,
UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO, COMO
PARTE DOS REQUISITOS PARA
OBTENÇÃO DO TÍTULO DE DOUTOR EM
CIÊNCIAS DA ENGENHARIA AMBIENTAL.

ORIENTADORA: PROFA. DRA. ENY MARIA VIEIRA

**SÃO CARLOS
2007**

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

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

Santos, Ricardo Luvizotto
S237u O uso de praguicidas nas atividades aquícolas : destino e efeitos após
aplicações em tanques experimentais e avaliação nas pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio
Mogi-Guaçu. / Ricardo Luvizotto Santos; orientadora Eny Maria Vieira. — São Carlos, 2007.

Tese (Doutorado-Programa de Pós-Graduação e Área de Concentração em Ciências da
Engenharia Ambiental) — Escola de Engenharia de São Carlos da Universidade de São Paulo,
2007.

1. Praguicida. 2. Pesticida. 3. Piscicultura. 4. Pesqueiros. 5. Aquicultura. I. Título.

FOLHA DE JULGAMENTO

Candidato: Oceanólogo **RICARDO LUVIZOTTO SANTOS**

Tese defendida e julgada em 27/06/2007 perante a Comissão Julgadora:

Prof.^a Dr.^a **ENY MARIA VIEIRA (Orientadora)**
(Instituto de Química de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof. Associado **EVALDO LUIZ GAETA ESPINDOLA**
(Escola de Engenharia de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof. Dr. **EDUARDO BESSA AZEVEDO**
(Instituto de Química de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof.^a Dr.^a **ODETE ROCHA**
(Universidade Federal de São Carlos/UFSCar)

APROVADO

Prof. Dr. **DANIEL RODRIGUES CARDOSO**
(Instituto de Química de São Carlos/USP)

APROVADO

Prof. Titular **MARCELO PEREIRA DE SOUZA**
Coordenador do Programa de Pós-Graduação
em Ciências da Engenharia Ambiental

Prof. Associado **FÁBIO MÜLLER GUERRINI**
Vice-Presidente da Comissão da Pós-Graduação
da EESC em Exercício

Dedicatória

Dedico esta tese ao meu filho Rafael Montagnolli Santos, meu maior tesouro, a quem pretendo deixar um mundo melhor.

AGRADECIMENTOS

Aos animais que perderam a vida em nome da ciência.

“...e o objetivo do cientista era extrair da natureza, sob tortura, todos os seus segredos.”

(Fritjof Capra, O Ponto de Mutação)

Agradeço à FAPESP pela concessão da bolsa de doutorado (processo 02/10418-8).

À minha orientadora professora Dra. Eny Maria Vieira pela liberdade, paciência e carinho. Muito obrigado!

Aos membros da banca examinadora, professores Dr. Evaldo Luiz Gaeta Espíndola, Dr. Eduardo Bessa Azevedo, Dr. Daniel Rodrigues Cardoso e professora Dra. Odete Rocha, pelas valiosas sugestões e críticas. Muito obrigado!

Ao oceanógrafo Ricardo Wágner Reis Filho e aos oceanólogos Alessandro Minillo e Luiz Felipe Mendes de Gusmão pela grande ajuda braçal, intelectual e emocional durante a execução da tese. Valeu mesmo!

Ao biólogo Domingos Sávio Barbosa do NEEA – CRHEA – USP pelas análises do bentos. Valeu Domingão!

Às biólogas Emanuela Cristina de Farias e Maria José Dellamano do DEBE - UFSCAR pelas análises de Zôo e Fito.

Ao químico Dr. Paulo Jorge Marques Cordeiro do CAQI – IQSC, pelo suporte técnico nas análises cromatográficas e pela grande amizade que nasceu durante este período.

A todos os colegas do grupo de Química Analítica Aplicada a Medicamentos e Ecossistemas do IQSC – USP e do curso de pós-graduação em Ciências da Engenharia Ambiental da EESC – USP.

A todos os meus desafetos, pelas valiosas batalhas morais e éticas! Até breve!

Aos meus pais Wilson Santos e Vilma Luvizotto Santos e ao meu irmão Renato Luvizotto Santos pelo amor e apoio incondicional. Valeu Família Santos!

Ao meu grande amor Wilma Montagnolli, minha companheira, minha vida... Eu te amo!!!

VIDA VÍVIDA

Quem disse que sou um covarde
sucumbindo ante as dificuldades?
Quem disse que sou massa
mantida com alimentos?
A vida não é figura de cera,
Não é figura de gesso.
Eu sou ciclone,
Sou furacão,
Sou redemoinho.

Eu transformo o ambiente
Como se dobrasse arame
No aspecto que eu desejo.

Eu sou uno com a poderosa força
Que criou o universo
Eu sou a própria energia
Que da própria atmosfera faz
relâmpago,
Que transforma os raios solares
em arco-íris,
Que faz eclodir do negro solo as
rubras flores,
Que faz explodir os vulcões
E que criou o Sistema Solar a
partir da nebulosa.
O que é o ambiente?!
O que é o destino?!
Na hora exata, quando eu quiser,
Eu me liberto do mais triste
destino,
Como peixe que se esgueira pelas
fendas.
Não sou ferro,
Não sou argila.
Sou vida,
Sou energia viva.
Não sou matéria inerte moldada
pela situação ou pelo destino.
Eu sou como o ar;
Quanto mais comprimido for
Mais força manifesto
Tal como a bomba que explode a
rocha.

Eu sou a vida que, no momento
certo,
Rompe impetuosamente a
situação ou o destino.
Sou também como a água.
Nenhuma barreira poderá
represar-me
E impedir que me torne um
grande oceano.
Se barrarem a minha passagem
Colocando grandes pedras no
meu leito,
Converter-me-ei em torrente, em
cachoeira,
e saltarei impetuosamente.
Se me fecharem todas as saídas,
Eu me infiltrarei no subsolo.

Permanecerei oculto por algum
tempo,
mas não tardarei a reaparecer.
Em breve estarei jorrando
Através de fontes cristalinas
Para saciar deliciosamente a sede
dos transeuntes.
Se me impedirem também de
penetrar no subsolo,
Eu me transformarei em vapor,
Formarei nuvens
E cobrirei o céu.
E chegando a hora,
Atrairei furacão, provocarei
Relâmpagos e trovões,
Desabarei torrencialmente,
Inundarei e romperei quaisquer
diques
E serei finalmente um grande
oceano.

Masaharu Taniguchi

Resumo

SANTOS, R. L. **O uso de praguicidas nas atividades aquícolas : destino e efeitos após aplicações em tanques experimentais e avaliação nas pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio Mogi-Guaçu.** 2007. 142p. Tese (Doutorado) - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, SP, 2007.

O uso de praguicidas vem sendo a principal forma de combater os ectoparasitas dos viveiros de peixes, sendo que os mais utilizados na bacia do rio Mogi-Guaçu são o diflubenzuron (DFB), e os organofosforados paration metílico (PM) e triclorfon (TCF), cujo principal subproduto é o diclorvós (DDVP). O uso indiscriminado destas substâncias nos cultivos de peixes pode ocasionar danos aos ecossistemas aquáticos que recebem os efluentes dos tanques comprometendo a qualidade ambiental, além de representar risco aos consumidores destes pescados. Conhecer o padrão de acumulação destes praguicidas, bem como o efeito em espécies não-alvo são fundamentais para a correta gestão desta atividade. Foram analisadas quanto à presença de DFB (CLAE-DAD), PM e DDVP (CG-NPD), amostras de água, sedimentos e peixes (*Oreochromis niloticus*) coletadas em três pesqueiros do município de Socorro, SP (junho de 2005) e em 4 tanques experimentais (10.000 L de água, 10 cm de sedimento arenoso, localizados no CRHEA – USP, Itirapina, SP) os quais foram utilizados num experimento de simulação de tratamento contra ectoparasitas de peixes (junho a agosto de 2005). Neste caso, antes e após uma única aplicação das formulações Dimilin ($1,0 \text{ g m}^{-3}$ DFB), Folisuper ($0,25 \text{ g m}^{-3}$ PM) e Neguvon ($0,25 \text{ g m}^{-3}$ TCF), amostras de água sedimentos, peixes e comunidades fitoplancônica, zooplancônica e de macroinvertebrados bentônicos foram coletadas nos tempos zero, 5 horas, 1, 2, 5 e 7 dias após as aplicações. Não foram detectados resíduos dos praguicidas em nenhuma das amostras coletadas nos três pesqueiros do município de Socorro, SP. Foram detectados resíduos nos compartimentos e efeitos nos grupos de organismos analisados nos tanques experimentais. O DFB é persistente nos compartimentos água e sedimentos, assim como o PM o qual possui menor persistência. O DDVP não é persistente nestes compartimentos. Houve acúmulo de DFB e PM nos filés de peixes submetidos ao tratamento com Dimilin e Folisuper, respectivamente, em todos os tempos amostrados. Estes valores excederam os limites máximos recomendados para alimentos segundo o Codex Alimentarius. As aplicações dos praguicidas causaram efeitos na composição e densidade das comunidades biológicas os quais variaram em função do produto aplicado e do tempo de exposição. De maneira geral, os macroinvertebrados bentônicos foram mais sensíveis aos organofosforados, enquanto que o zooplâncton foi mais sensível ao DFB. Os cladóceros mostraram alto grau de sensibilidade para todos os praguicidas aplicados. Com relação à comunidade fitoplancônica, aparentemente os praguicidas causaram efeitos indiretos na composição e densidade deste grupo.

Palavras-chave: Pesqueiros, Piscicultura, Praguicidas, Inseticidas, Pesticidas, Mogi-Guaçu.

Abstract

SANTOS, R. L. **The use of pesticides in aquaculture: fate and effects after applications in experimental ponds, and evaluation in fish farms and fee fishing enterprises of Mogi-Guaçu river catchments.** 2007. 142 p. Thesis (Doctorate) - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, SP, Brazil, 2007.

The use of pesticides has been the foremost course of action to combat the ectoparasites of farmed fee fishes, in which diflubenzuron (DFB) and the organophosphates methyl parathion (PM) and trichlorfon (TRC) (with the main sub product is dichlorvos - DDVP) are the most widely used in the Mogi-Guaçu river catchments. The indiscriminate use of such compounds on aquaculture can cause damage to the aquatic ecosystems that receive the pond's effluents, hence endangering environmental quality and consumer's health. The knowledge of Understanding the environmental fate, accumulation rate, as well as their effect upon non-target species, is particularly important for the correct aquaculture management. Samples of water, sediments and fishes (*Oreochromis niloticus*) from three fee fishing enterprises from Socorro, SP, Brazil (June, 2005), were analyzed to verify residues of DFB (HPLC-DAD), PM and DDVP (GC-NPD). In addition, four experimental ponds (10.000 L, 10 cm of sediment, localized on CRHEA – USP, Itirapina, SP, Brazil) were used to simulate a treatment against fish ectoparasites (June to August, 2005). In this case, before and after a single application of Dimilin ($1,0 \text{ g m}^{-3}$ DFB), Folisuper ($0,25 \text{ g m}^{-3}$ PM) and Neguvon ($0,25 \text{ g m}^{-3}$ TCF), samples of water, sediments, fishes, phytoplankton, zooplankton and benthonic macro invertebrates were collected on zero, 5 hours, 1, 2, 5 and 7 days after contamination. No pesticides residues in the samples of the three fee fishing enterprises from Socorro were detected. Pesticides residues in the compartments and effects in all of the organism groups analyzed were detected on the experimental ponds. The DFB is persistent in water and sediments, as well as the PM, which was comparatively less persistent. However, DDVP is not persistent on those compartments. There was DFB and PM accumulation on fish filets subjected to treatment with Dimilin and Folisuper, respectively, which were detected in all sampled times. These values exceed maximal level limits proposed by the Codex Alimentarius. The pesticides applications caused effects on the biological community composition and density, which varied due to the formulation applied and time exposition. Overall, the benthonic macro invertebrates were more sensitive to organophosphorates, while zooplankton were more sensitive to DFB. The cladocerans indicated high degree of sensitivity to all pesticides applied. With respect to phytoplankton, apparently, pesticides caused only indirect effects upon the composition and density of this group.

Key –words: aquaculture, fish farm, fee fishing enterprises, recreational fishing, pesticides, insecticides.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu com seus compartimentos (sub-bacias) e municípios (Relatório Zero, CETESB, 1999).....	17
Figura 2. Tanques de piscicultura experimental localizados no CRHEA-USP.....	20
Figura 3. Fórmula estrutural do diflubenzuron: $C_{14}H_9ClF_2N_2O_2$	23
Figura 4. Fórmula estrutural do paration metílico: $C_8H_{10}NO_5PS$	24
Figura 5. Fórmula estrutural do triclorfon: $C_4H_8Cl_3O_4P$	25
Figura 6. Fórmula estrutural do diclorvós: $C_4H_7Cl_2O_4P$	27
Figura 7. Curva analítica obtida para o diflubenzuron.....	37
Figura 8. Curva analítica obtida para o diclorvós.....	38
Figura 9. Curva analítica obtida para o paration metílico.....	39
Figura 10. Fórmula estrutural do triflumuron: $C_{15}H_{10}ClF_3N_2O_3$,	47
Figura 11. Concentração de diflubenzuron ($\mu g\ mL^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após a aplicação do Dimilin nos diferentes tempos amostrais.	64
Figura 12. Concentração de diclorvós ($\mu g\ mL^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Neguvon nos diferentes tempos amostrais. ND indica valores abaixo do limite de detecção.	67
Figura 13. Concentração de paration metílico ($\mu g\ mL^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após aplicação de Folisuper nos diferentes tempos.....	68
Figura 14. Concentração de diflubenzuron ($\mu g\ g^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após aplicação de Dimilin, nos diferentes tempos.....	71
Figura 15. Concentração de diclorvós ($\mu g\ g^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Neguvon nos diferentes tempos. ND indica valores abaixo do limite de detecção.	74
Figura 16. Concentração de paration metílico ($\mu g\ g^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Folisuper nos diferentes tempos. NQ indica valor abaixo do limite de quantificação.	75
Figura 17. Cromatograma típico de um extrato de filé de <i>O.niloticus</i> do tanque controle injetado em HPLC-DAD.	78
Figura 18. Cromatograma típico de um extrato de filé de <i>O.niloticus</i> do submetido ao tratamento com Dimilin (tanque 2).	79

Figura 19. Concentração de diflubenzuron (mg kg^{-1}) em filés de <i>O. niloticus</i> submetidos à aplicação de Dimilin em diferentes tempos. Letras diferentes indicam valores significativamente diferentes entre si (ANOVA, teste de Tukey, $p < 0,05$).	79
Figura 20. Cromatograma típico de um extrato de filé de <i>O. niloticus</i> do tanque controle analisado por CG-NPD.	81
Figura 21. Cromatograma típico de um extrato de filé de <i>O. niloticus</i> do ao tratamento com Folisuper analisado por CG-NPD.	82
Figura 22. Concentração de paration metílico (mg kg^{-1}) em filés de <i>O. niloticus</i> submetidos à aplicação de Folisuper em diferentes tempos, no experimento de inverno. Letras diferentes indicam valores significativamente (ANOVA, teste de Tukey, $p < 0,05$) diferentes entre si.....	82
Figura 23 . Concentração dos pigmentos clorofila a e feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton ($\text{indivíduos mL}^{-1}$) no tanque controle nos diferentes tempos.	88
Figura 24 Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque controle nos diferentes tempos amostrados.	88
Figura 25 . Concentração dos pigmentos clorofila a e feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton ($\text{indivíduos mL}^{-1}$) no tanque submetido ao tratamento com Dimilin nos diferentes tempos.	90
Figura 26 Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Dimilin nos diferentes tempos amostrados.	90
Figura 27. Concentração dos pigmentos clorofila a e feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton ($\text{indivíduos mL}^{-1}$) no tanque tratado com Neguvon nos diferentes tempos.	92
Figura 28. Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Neguvon nos diferentes tempos amostrados.	92
Figura 29. Concentração dos pigmentos clorofila A e Feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton ($\text{indivíduos mL}^{-1}$) no tanque tratado com Folisuper nos diferentes tempos.	94
Figura 30. Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Folisuper nos diferentes tempos amostrados.	94
Figura 31. Densidade total dos grupos cladóceros e copépodos no tanque controle em diferentes tempos.	101
Figura 32. Densidade total dos cladóceros e copépodos (indivíduos L^{-1}) no tanque submetido ao tratamento com Dimilin em diferentes tempos.	103

Figura 33. Densidade total dos cladóceros e copépodos (indivíduos L^{-1}) no tanque submetido ao tratamento com Neguvon em diferentes tempos.	104
Figura 34. Densidade total dos cladóceros e copépodos (indivíduos L^{-1}) no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.	106
Figura 35. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos coletados no tanque 1 (controle) em diferentes tempos.	109
Figura 36. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Dimilin em diferentes tempos.	109
Figura 37. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Neguvon em diferentes tempos.	111
Figura 38. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Folisuper em diferentes tempos.	112

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Formulações e concentração dos praguicidas adicionados nos diferentes tanques de piscicultura experimental do CRHEA-USP, Itirapina, SP.	29
Tabela 2. Limite de detecção (LD) e quantificação (LQ) dos métodos empregados para as análises de diflubenzuron, diclorvós e paration metílico.	40
Tabela 3. Porcentagem de recuperação (média $\pm$ desvio padrão) dos praguicidas nas diferentes matrizes. Número de réplicas = 5.	41
Tabela 4. Produtos utilizados no tratamento dos tanques para profilaxia ou o tratamento de enfermidades/predadores (questionários respondido).....	45
Tabela 5. Nome comercial e princípio ativo dos praguicidas e concentrações utilizadas pelos proprietários de pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio Mogi-Guaçu.	46
Tabela 6. Concentração de Dimilin utilizada para o tratamento de ectoparasitas nos tanques das propriedades localizadas na bacia do rio Mogi-Guaçu.	49
Tabela 7. Produtos utilizados durante as práticas de manejo nos tanques de pesca e piscicultura de três propriedades localizadas no município de Socorro, SP.	51
Tabela 8. Características físicas e químicas da água dos tanques dos pesqueiros A, B e C, localizados no município de Socorro, SP.	57
Tabela 9. Características físicas e químicas da água dos tanques experimentais.	58
Tabela 10 Valores médios (mínimos e máximos) de pH, condutividade, oxigênio dissolvido e temperatura da água obtida em diferentes ambientes aquícolas. Letras diferentes indicam valores significativamente diferentes entre si (Teste <i>t</i> , $P < 0,05$)	59
Tabela 11. Granulometria e teor de matéria orgânica nos sedimentos dos tanques experimentais. Valores em porcentagem.	71
Tabela 12. Densidade (indivíduos mL ⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque controle em diferentes tempos.	90
Tabela 13. Densidade (indivíduos mL ⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Dimilin em diferentes tempos.	92
Tabela 14. Densidade (indivíduos mL ⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Neguvon em diferentes tempos.	94

Tabela 15. Densidade (indivíduos mL ⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.	96
Tabela 16. Índices de diversidade da comunidade fitoplanctônica dos tanques experimentais ao longo do tempo.	97
Tabela 17. Densidade zooplanctônica do tanque controle em diferentes tempos.	102
Tabela 18. Densidade zooplanctônica antes e após a aplicação de Dimilin em diferentes tempos amostrais.	104
Tabela 19. Densidade zooplanctônica antes e após a aplicação de Neguvon em diferentes tempos amostrais.	106
Tabela 20. Densidade zooplanctônica (indivíduos L ⁻¹) no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.	108

LISTA DE ABREVIATURAS

BPM – Boas práticas de manejo

CG – Cromatografia gasosa

CLAE – Cromatografia Líquida de alta eficiência

CRHEA – Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada

DAD – Detector de arranjo de diodos

DDVP – Diclorvós

DFB – Diflubenzuron

HACCP – Sistema de Análise de Risco e Controle de Pontos Críticos

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

LD – Limite de detecção

LQ – Limite de quantificação

NPD – Detector de nitrogênio e fósforo

OD – Oxigênio dissolvido

OF – Organofosforado

PM – Paration metílico

SPE – Extração em fase sólida

TCF – Triclorfon

USP – Universidade de São Paulo

SUMÁRIO

RESUMO	VII
ABSTRACT	VIII
LISTA DE FIGURAS	IX
LISTA DE TABELAS	XII
LISTA DE ABREVIATURAS.....	XIV
1. INTRODUÇÃO	01
1.1. Praguicidas	05
1.2. Praguicidas utilizados na aqüicultura	08
2. OBJETIVOS GERAIS.....	16
2.1. Objetivos específicos.....	16
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	17
3.1. Avaliação da presença de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros da bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu, sub-bacia do Peixe, SP.	17
3.2. Destino e efeito dos praguicidas nos tanques experimentais.	20
3.2.1. Localização e características dos tanques experimentais.	20
3.2.2. Os peixes utilizados no estudo.	21
3.3. Praguicidas utilizados no tratamento dos tanques experimentais e analisados nas amostras das pisciculturas e pesqueiros.	23
3.3.1. <i>Diflubenzuron (DFB)</i>	23
3.3.2. <i>Paration Metílico (PM)</i>	24
3.3.3. <i>Triclorfon (TCF)</i>	25
3.3.4. <i>Diclorvós (DDVP)</i>	27
3.4. Simulação de tratamento contra ectoparasitas utilizando praguicidas em tanques de piscicultura experimental.	29
3.4.1. Caracterização física e química dos tanques.	29
3.4.2. Coleta, armazenamento e extração das amostras.	30
3.4.3. Amostras de água.	30

3.4.4. Amostras de sedimentos.	31
3.4.5. Amostras de peixes.	32
3.4.6. Análise da comunidade biológica dos tanques experimentais.	33
3.4.6.1. Fitoplâncton.	33
3.4.6.2. Zooplâncton.	34
3.4.6.3. Índices Biológicos (Fito e Zooplâncton).	34
3.4.6.4. Bentos.	36
3.5. Análises cromatográficas.	37
3.5.1 Condições cromatográficas para a análise do diflubenzuron.	37
3.5.2. Condições cromatográficas para as análises do diclorvós.	38
3.5.3. Condições cromatográficas para as análises do paration metílico.	39
3.5.4. Limites de detecção e quantificação.	40
3.5.5. Ensaios de recuperação.	40
3.5.6. Reagentes.	41
3.5.7. Destino e tratamento dos resíduos gerados.	42
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	44
4.1. O uso de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros da bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu.	44
4.2. Avaliação do teor de praguicidas em três pisciculturas e pesqueiros do município de Socorro, SP (sub-bacia do Peixe).	51
4.3. Caracterização física e química dos tanques.	55
4.4. Destinos e efeitos dos praguicidas nos tanques experimentais.	62
4.4.1. Concentração de praguicidas nas amostras de água.	63
4.4.2. Concentração de praguicidas nas amostras de sedimentos.	70
4.4.3. Concentração de praguicidas nas amostras de peixes.	76
4.4.4. Análise da comunidade biológica dos tanques experimentais.	86
4.4.4.1. Fitoplâncton.	86
4.4.4.2. Zooplâncton.	99
4.4.4.3. Macroinvertebrados bentônicos.	108
5. CONCLUSÃO	113
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	115
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	119

1. INTRODUÇÃO

A piscicultura continental tem se desenvolvido intensamente no Brasil, principalmente nas regiões Sudeste e Sul. Atualmente, a produção da aquicultura brasileira gira em torno de 204.000 toneladas (ROUBACH et al., 2003). Na década de 1990 a piscicultura teve um momento de expansão impulsionada principalmente pelo surgimento de um grande número de pesqueiros, os quais, atualmente, são responsáveis pela grande demanda de diversas espécies, sustentando aproximadamente 90% da comercialização de peixes vivos (BOEGER, 1998; VENTURIERI, 2002; BORGHETTI et al., 2003). COELHO (1997) afirma que na época, os estados de São Paulo e Paraná contribuíram com mais de 60% da atividade, sendo que o Estado de São Paulo concentrou mais de 45% de toda a produção de peixes de água doce do país.

CYRINO et al. (2004) consideram que a piscicultura é uma alternativa altamente viável para o meio rural, considerando o potencial de geração de empregos, as qualidades nutritivas do pescado, o baixo custo da produção de peixes comparados com outros cultivos, o aumento da demanda de alimentos em função do crescimento populacional e da depleção dos estoques naturais, além do fato da piscicultura poder ser praticada em áreas inadequadas à agricultura tradicional. Além de representar uma alternativa econômica para os produtores, fornecem uma importante fonte de lazer e turismo, principalmente em locais próximos aos grandes centros urbanos (ESTEVES e ISHIKAWA, 2006).

EDWARDS (2000) vai além e discute a importância da aquicultura na melhoria do meio de vida de populações de baixa renda. A construção de pequenos tanques de piscicultura, além de funcionar como reservatório de água, pode representar um incremento alimentar de alto valor nutricional, especialmente para grupos

vulneráveis como mulheres grávidas ou lactentes e crianças, além de constituir um “empreendimento próprio” gerador de renda e motivo de orgulho para o proprietário ou para a comunidade que gerencia.

Entretanto, o aumento da atividade aquícola tem despertado a atenção da comunidade científica e de órgãos de gestão quanto aos riscos potenciais geralmente associados a esta atividade (BOYD e MASSAUT, 1999), sobretudo os danos ao meio ambiente e à saúde de consumidores. Neste sentido, QUEIROZ et al. (2002) alertam para o fato de que o aproveitamento racional e otimizado do grande potencial aquícola brasileiro é ainda incipiente, causando problemas de ordem técnica e ambiental.

Segundo ARANA (1999), entre os impactos ambientais negativos causados pela aquíicultura em geral estão: 1) modificação da vazão e temperatura da água; 2) aumento de nutrientes e sólidos em suspensão; 3) aumento da demanda química e bioquímica de oxigênio e conseqüente diminuição da concentração de oxigênio dissolvido; 4) contaminação com substâncias químicas; 5) geração de sedimentos ricos em matéria orgânica; 6) floração de algas em águas eutrofizadas; 7) modificação do índice biótico (comunidade de invertebrados) e do índice da integridade biótica (população de peixes) e 8) aumento do risco de disseminação de doenças. Além desses impactos negativos, MUNDAY et al. (1992) ressaltam ainda a destruição de habitats de espécies nativas, as interações entre espécies de cativeiro e espécies nativas, e impactos na biodiversidade pela introdução (acidental ou não) de espécies no ambiente.

Os efluentes da piscicultura podem ser considerados como fontes pontuais de poluição e, freqüentemente, possuem mais sólidos em suspensão, materiais orgânicos e nutrientes do que as águas superficiais naturais onde são despejados.

Restos de alimento não consumido e os produtos da excreção dos peixes são os principais precursores destes poluentes (BOYD e QUEIROZ, 1997; TACON e FORSTER, 2003).

CASTELLANI e BARRELLA (2006) após avaliarem 40 empreendimentos localizados na Bacia do Rio Ribeira de Iguape, SP, verificaram aumento dos valores de nitrogênio total, fósforo total, nitrato e amônia. Neste caso, as pisciculturas intensivas e semi-intensivas, que apresentaram maior produtividade (até 150 toneladas por ano), foram as mais impactantes.

Da mesma forma, MERCANTE et al. (2006) identificaram processos de eutrofização ao avaliarem 30 pesqueiros localizados na Região Metropolitana de São Paulo, sendo que o manejo alimentar (arraçoamento e ceva) foi apontado como a principal causa do enriquecimento dos nutrientes na água e sedimentos.

ELER et al. (2006a), avaliando pisciculturas e pesqueiros da Bacia do Rio Mogi-Guaçu (MG e SP), encontraram valores elevados de compostos nitrogenados e fosfatados nas saídas dos tanques quando comparados aos valores das águas de abastecimento. Na maioria das propriedades as concentrações de nutrientes na saída dos viveiros, em pelo menos uma das formas, estiveram acima do recomendado pela legislação.

Além do aumento da carga de nutrientes e sólidos em suspensão, dependendo do tipo de cultivo, deve-se considerar ainda o uso de certos compostos químicos que são empregados durante o manejo da atividade. Entre eles destacam-se os parasitocidas, antibióticos, corantes, anestésicos, desinfetantes, oxidantes, reguladores de pH, algicidas, anti-incrustantes, aditivos plásticos e hormônios (BEVERIDGE et al., 1991). GRÄSLUND et al. (2003) identificaram mais de 70

substâncias utilizadas nas fazendas de cultivo de camarão, sendo que os praguicidas e desinfetantes foram os mais freqüentes.

A escassez de informações a respeito das dosagens requeridas, da estabilidade dos produtos na água e nos alimentos e das taxas de bioacumulação, representa um grande empecilho à adoção de medidas eficientes de controle desses produtos (MUNDAY et al., 1992; VILLEN et al., 1998). ZITKO (2000) alerta para a falta de laboratórios equipados e de pessoal qualificado que possam acompanhar a demanda da grande quantidade de produtos e diferentes padrões de uso. O mesmo autor alerta ainda para a falta de materiais de referência padronizados para analitos de interesse à aqüicultura, tanto em tecidos biológicos quanto em sedimentos. Além disso, MIDLEN e REDDING (2000) discutem a dificuldade de estabelecer o grau de interferência desses xenobióticos sobre o ambiente aquático devido à complexidade tanto dos compostos químicos quanto dos multifatores ambientais.

A falta de controle sobre a utilização dessas substâncias dificulta ou mesmo impede a implementação de uma legislação eficiente, principalmente nos países em desenvolvimento (BEVERIDGE e PHILLIPS, 1993). Além disso, em várias nações a aqüicultura é considerada como uma indústria nova e regulamentações e normas relacionadas ao uso de substâncias químicas ainda não foram formuladas (BOYD e MASSAUT, 1999).

SOUZA et al. (2006) consideram que no Brasil os diversos decretos, portarias, resoluções e deliberações que dizem respeito à legislação aqüícola são muitas vezes contraditórios e não garantem a sustentabilidade do setor. Neste sentido, alertam para o fato da legislação aqüícola nacional estar em pleno desenvolvimento e tenta, a partir de seus instrumentos legais, integrar a política Nacional dos Recursos Hídricos e a Nacional do Meio Ambiente. Os autores acreditam que a

integração entre elas é de suma importância para o desenvolvimento sustentável de políticas aquícolas nacionais.

SCHALCH et al. (2005) alertam para a falta de legislação para uso de anti-parasitários em peixes ou outros organismos aquáticos. De fato, MAXIMIANO et al. (2005), ao discutirem os aspectos legais da utilização de drogas veterinárias e agrotóxicos em ambientes hídricos no Brasil, concluem que há a necessidade premente do debate entre todos os órgãos envolvidos na liberação e no uso destas substâncias, visando à elaboração de uma legislação integrada e intersetorial. Ressaltam ainda a necessidade de estudos sobre a presença de resíduos destas substâncias no ambiente e seus efeitos na biota e na saúde humana, bem como a determinação de intervalos de segurança após aplicações, limites máximos de resíduos e configuração dos responsáveis pelo uso e pelas possíveis ocorrências de danos.

O complexo quadro atual da aquicultura brasileira é o de uma atividade geradora de alimento, renda e lazer, com promessa de expansão em curto prazo. Entretanto, é geradora de poluição com potencial risco à saúde de consumidores e dos ecossistemas aquáticos, carente de pesquisa e de legislação específica, principalmente no que se refere ao uso de substâncias químicas durante as práticas de manejo.

1.2. Praguicidas

As questões que envolvem os praguicidas têm sido amplamente debatidas por vários setores da sociedade, e um consenso quanto ao uso destas substâncias parece estar longe de ser estabelecido. A finalidade básica dos praguicidas é a prevenção, o controle ou a eliminação das pragas (NIMMO, 1985). Além de auxiliar

programas de controle de doenças, os praguicidas são freqüentemente empregados para compensar a perda de mecanismos auto-reguladores dos solos quando submetidos às monoculturas, permitindo um aumento na produtividade agrícola e redução dos preços dos produtos. Segundo KHAMBAY e BROMILOW (2004), estima-se que os praguicidas protegem aproximadamente 30% das colheitas totais em todo o mundo. Entretanto, FRIGHETTO (1997) alerta que, embora o uso de praguicidas tenha contribuído para o aumento da produtividade e para a saúde humana, criou também sérios problemas como o acúmulo de resíduos com danos à vida selvagem, à piscicultura, a insetos benéficos e mesmo ao ser humano.

Quando introduzidos ao meio ambiente e dependendo da persistência, ou seja, do período no qual permanecem inalterados (FRESHE, 1976), os praguicidas inevitavelmente migram para os solos onde podem passar por uma série de processos como: foto decomposição, volatilização, degradação (química e biológica), absorção por plantas e adsorção. Este último é o principal processo que influencia a poluição de solos. Compostos mais persistentes são aqueles mais adsorvidos pelo solo, tornando-os protegidos dos processos de degradação e volatilização (WAUCHOPE et al., 1992).

Os recursos hídricos aparecem como destino final principal dos praguicidas, em decorrência de certos fenômenos de transporte os quais são submetidos, tais como escoamento superficial, fluxo por capilaridade ou lixiviação. Além disso, há casos em que a aplicação de praguicidas se dá diretamente nos corpos de água, como ocorre nos controles de vetores em campanhas de saúde pública, controle de plantas aquáticas e algas, e em certas práticas de manejo na aquicultura (MAXIMINANO et al., 2005).

Cabe ressaltar que os ecossistemas aquáticos encontram-se seriamente ameaçados devido ao uso indevido e pela constante contaminação por uma grande variedade de substâncias químicas. Isso se aplica não somente às águas superficiais, mas também às subterrâneas, uma das principais fontes de água potável. Além da possibilidade de esgotamento dessas reservas subterrâneas, a contaminação por substâncias tóxicas representa uma ameaça ainda maior, pelo fato destas não estarem sujeitas aos processos naturais de depuração (ODUM, 1988).

A avaliação da consequência do uso dos praguicidas se faz em função da natureza das substâncias (toxicidade e propriedades), da exposição (quantidade, frequência e duração) e do organismo (MADHUN e FREED, 1990). Com relação aos organismos expostos, deve-se considerar a existência de muitas semelhanças entre o funcionamento fisiológico de vertebrados e invertebrados, de tal modo que não é surpreendente que alguns inseticidas exibam certo grau de toxicidade com relação a organismos não-alvo (KHAMBAY e BROMILOW, 2004). De fato, uma vez na água, os praguicidas podem promover impactos ecotoxicológicos relacionados a efeitos subletais, ou mesmo causar mortandade de espécies que não eram alvo do tratamento (PILLAY, 1992).

Em todo o mundo, ações restritivas por parte dos órgãos governamentais vêm estabelecendo diretrizes e regulamentações objetivando proteger a saúde humana e os ecossistemas naturais dos indesejáveis efeitos destas substâncias. Mesmo assim, e infelizmente, há casos em que o uso destas substâncias altamente tóxicas não obedece a critérios nem normas, constituindo um cenário perigoso sob vários aspectos.

1.3. Praguicidas utilizados na aquicultura

No regime de confinamento, os peixes ficam submetidos a um ambiente diferente do seu habitat natural e, dessa forma, expostos a fatores bióticos e abióticos adversos, tais como: manuseio, alimento artificial, altas densidades de estocagem, entre outros. Sabe-se que a aquisição de qualquer adaptação a uma nova situação experimentada por um organismo envolve modificações de mecanismos bioquímicos, fisiológicos e comportamentais em resposta ao estímulo, o qual é considerado estresse.

O estresse evoca uma resposta neuroendócrina em peixes teleósteos, similar à resposta ao estresse em mamíferos, a qual tem valor adaptativo em curto prazo, mas pode se tornar prejudicial se a exposição é mantida por maior período. Apesar da reação ao estresse ser organizada para manter o estado de homeostasia do animal, dependendo do estímulo ela pode conter elementos que aumentam ou diminuem a susceptibilidade aos processos infecciosos e, em muitas situações, a reação ao estresse por si só pode induzir mudanças patológicas (WENDELAAR BONGA, 1997). Sabe-se da relação entre estresse e sua ação imunossupressora, tanto em mamíferos quanto em vertebrados inferiores (WEYTS et al. 1998). Isso é freqüentemente associado à diminuição da resistência dos peixes aos oportunistas patogênicos (vírus, bactérias, fungos, protozoários e metazoários), resultando em doenças e mortalidade (ANDERSON, 1990; WENDELAAR BONGA, 1997).

A ativação de mecanismos homeostáticos e enantioestáticos, bem como os mecanismos de destoxificação em peixes, geralmente está associada a demandas energéticas. De fato, tanto o estresse agudo quanto o crônico estão tipicamente relacionados ao aumento da taxa metabólica, geralmente acompanhadas pelo aumento da glicemia (BARTON, 1988). ADAMS et al. (1989) demonstraram o efeito

de poluentes no metabolismo de lipídios em *Lepomis auritus*, sugerindo que as reduções nos níveis de lipídios, observadas em peixes coletados em área poluída, poderiam acarretar em comprometimento do crescimento, da reprodução (maturação gonadal) e do reparo de tecidos danificados. Cabe ressaltar que tanto a atividade alimentar, quanto a assimilação de alimentos, são drasticamente afetadas em peixes estressados (RICE, 1990).

Dessa forma, empreendimentos mal dimensionados e/ou cujas práticas de manejo são inadequadas, podem proporcionar o surgimento de infestações graves por ectoparasitos, os quais encontram nos peixes debilitados condições ideais para seu estabelecimento.

Vários fatores podem estar envolvidos na disseminação de doenças no ambiente natural, tais como: o grau de imunidade natural e/ou adquirida, habilidade do parasito em infectar o hospedeiro, presença de hospedeiros intermediários e definitivos e fatores ambientais que são determinantes no equilíbrio no sistema hospedeiro/parasito/ambiente (MORAES e MARTINS, 2004). O ambiente aquático facilita a transmissão de parasitos, sobretudo em sistemas de cultivo onde certas características favorecem sua disseminação, tais como: as altas densidades de estocagem das espécies cultivadas e a presença constante tanto de fatores promotores de estresse quanto de parasitos (MORAES e MARTINS, 2004; URBINATI e CARNEIRO, 2004).

Condições que evitem a imunodepressão e/ou que resultem em estimulação do sistema imune são essenciais para propiciar ao animal um estado saudável que permita suportar variações ou condições desfavoráveis do cultivo. Recentemente, têm-se empregado nas pisciculturas substâncias com ação imunoestimulantes, que agem principalmente no sistema imunológico não-específico, aumentando a

atividade de macrófagos, linfócitos, fatores de complemento e de lisozimas (SAKAI, 1999). Além disso, podem agir no sistema de defesa específico potencializando o efeito de vacinas (FIGUERAS et al., 1998).

Os parasitas são os agentes patogênicos mais estudados na piscicultura brasileira (PAVANELLI et al., 2000). As brânquias, em geral, são os principais órgãos alvo dos parasitos, os quais provocam hemorragias e necroses com conseqüente diminuição da capacidade respiratória e osmo/ionorregulatória. Algumas espécies de lerneídeos causam lesões profundas no tegumento, na musculatura, olhos e em alguns casos, em órgãos internos (KABATA, 1981). Infestações por ectoparasitos metazoários podem representar grandes perdas aos produtores, por reduzirem a taxa de crescimento dos peixes, além de promover alterações hematológicas, mudanças comportamentais e mortalidade, principalmente de alevinos e juvenis. Além disso, no local onde o parasita penetra no corpo dos peixes hospedeiros, ocorre hemorragia e inflamação com posterior necrose do tecido, facilitando o ataque por agentes infecciosos secundários como bactérias, fungos e vírus, aumentando indiretamente sua ação patogênica (OSTRENSKY e BOERGER, 1998; BOEGER, 1999; PAVANELLI et al., 2000).

PIASECKI et al. (2004), ao discutirem a importância de copépodos na aquicultura continental, indicam que para maximizar a produção, as relações entre peixes e os crustáceos deste subfilo precisam ser controladas. Isso se aplica tanto na produção de copépodos visando o aumento na oferta de alimentos, quanto, contrariamente, no controle de copépodos micropredadores e parasitos.

Com relação aos parasitos de peixes dulceaquícolas, a família Lernaeidae é sem dúvida o grupo mais importante, em especial a única espécie cosmopolita *Lernaea cyprinacea*. Originalmente este parasita não estava presente na América do

Sul e Austrália, entretanto foi introduzido juntamente com lotes de carpas (PIASECKI et al., 2004). No Brasil, a *Lernaea* ocorre em quase todos os estados (GABRIELLI e ORSI, 2000), existindo registros de parasitismo em várias espécies de peixes tanto nos cultivos, quanto nos ambientes naturais (PAVANELLI et al., 2000). MORAES e MARTINS (2004) consideram a *Lernaea cyprinacea* o crustáceo parasita mais preocupante no Brasil devido aos prejuízos que causa em sistemas de cultivo de peixes. GABRIELLI e ORSI (2000) verificaram que a incidência de infestações parasitárias vem aumentando ao longo dos anos na região Norte do Estado do Paraná.

Além da *Lernaea* sp., outros crustáceos parasitas têm ameaçado os cultivos brasileiros, entre os quais destacam-se o copépodo *Eragasilus* sp. e os branquiúros *Dolops* sp. e *Argulus* sp..

A principal forma de combater crustáceos parasitas é através do uso de praguicidas, em especial os organofosforados, benzoilfeniluréias, carbamatos e piretróides (LESTER e ROUBAL, 1995; SHEPHERD, 1995). Apesar do uso intensivo de diversas substâncias na atividade aquícola, no Brasil não há legislação específica e tampouco produtos com registro para este fim (LOPES, 2005; MAXIMINIANO et al., 2005).

Diferentemente do que ocorre em certos países, produtos utilizados como quimioterápicos na aquicultura brasileira não são desenvolvidos especificamente para combater pragas aquáticas. Apesar de alguns dos ingredientes ativos serem os mesmos daqueles contidos nas formulações próprias para a aquicultura, no Brasil, a maioria dos produtos utilizados é de uso agrícola ou veterinário (gado e animais domésticos). Os veículos utilizados pelas formulações destinadas às aplicações na agricultura e pecuária possuem/conferem certas propriedades ao ingrediente ativo

de acordo com a finalidade do tratamento e com o alvo a ser combatido. Se considerarmos as características do meio (aquático) de um tanque de piscicultura, pode-se supor que estas práticas são bastante imprevisíveis do ponto de vista dos destinos e efeitos destes compostos. Mesmo assim, alguns inseticidas e acaricidas vêm sendo utilizados pelos produtores brasileiros devido à eficiência e relativa simplicidade operacional.

Publicações nacionais destinadas aos aqüicultores (livros, revistas e sites) têm abordado o uso destas substâncias no combate das principais parasitoses que ameaçam a produtividade nos cultivos de diversas espécies, tanto nativas, quanto exóticas. Apesar de alguns autores alertarem quanto aos riscos inerentes ao uso destas substâncias, é comum encontrar indicações de qual o “melhor produto”, qual a dose e a duração do tratamento para efetivamente eliminar as pragas estabelecidas nos cultivos.

O composto difenil clorado diflubenzuron (DFB), mais conhecido pelo seu nome comercial DIMILIN[®], é um derivado da uréia (benzoilfeniluréia) classificado como regulador do crescimento de insetos e amplamente utilizado no combate de ectoparasitos de peixes, principalmente nos casos de lerneose e argulose.

O DFB age prevenindo a formação da quitina, um homopolissacarídeo necessário à formação do exoesqueleto dos artrópodos. Insetos que absorveram esta substância ficam impossibilitados de realizar a muda adequadamente. O DIMILIN é particularmente efetivo contra as larvas, no entanto, também age sobre os ovos dos insetos, ocasionando a morte das larvas assim que eclodem. Essa inibição na síntese de quitina afeta primariamente os insetos, mas pode também afetar outros artrópodos e alguns fungos que possuem metabolismo da quitina (USDA,APHIS, 2000).

Animais dulceaquícolas demonstram um amplo grau de sensibilidade ao DFB. Os principais fatores que influenciam o efeito do DFB sobre os organismos são principalmente a estrutura corporal (isto é, exo ou endoesqueleto), o nível trófico que o organismo ocupa e o estágio de vida. Durante exposições agudas, invertebrados aquáticos foram 25.000 vezes mais sensíveis que peixes (FISCHER e HALL, 1992). O DFB é levemente tóxico a mamíferos, aves e anelídeos (USDA,APHIS, 2000), sendo que não apresentou nenhum efeito mutagênico ou carcinogênico em mamíferos (KEET, 1984a; KEET, 1984b; PEROCCO et al., 1993). Estudos de exposição crônica ao DFB indicaram que efeitos hematológicos, tais como a indução de metahemoglobina e sulfohemoglobina, são o principal ponto a ser considerado em seres humanos (USDA,APHIS, 2000). Essas formas modificadas da hemoglobina são incapazes de transportar oxigênio adequadamente pelo sangue, podendo representar risco à saúde.

Mamíferos e aves metabolizam o DFB através da hidroxilação, conjugação e clivagem dos grupos uréia (OPDYCKE et al., 1982). O único metabólito ou produto de degradação do DFB que merece cautela é a 4-cloroanilina que demonstrou ser mutagênico em ratos (PRASAD, 1970).

Além do DFB, alguns organofosforados, tais como o triclorfon e paration metílico têm sido empregados em tanques de piscicultura. Apesar dos compostos organofosforados possuírem certas propriedades desejáveis (baixa volatilidade, estabilidade química sob ação da luz solar e na água), apresentam as desvantagens de possuírem uma toxicidade muito alta para mamíferos e de não serem seletivos, exercendo seus efeitos em organismos-alvo e não-alvo (ECOBICHON, 1991). Estas substâncias agem através da inibição da enzima acetilcolinesterase, responsável pela quebra da acetilcolina, o neurotransmissor nas sinapses dos nervos

colinérgicos. O acúmulo de acetilcolina nas junções nervo/nervo ou nervo/músculo causam excitação contínua, levando à paralisia.

Em geral, os praguicidas fosforados caracterizam-se por terem alta toxicidade, e baixa persistência, tanto no meio quanto nos seres vivos. Por exemplo, a meia-vida de compostos tais como meditation e fention foram respectivamente estimadas em 1,3 e 2,0 h na carpa *Cyprinus carpio* (TSUDA et al., 1993), e em 2,6 e 9,9 h em *Gnathopogon caerulenses* (TSUDA et al., 1992). Entretanto, foi reportado por COPPAGE e MATTEWS (1974) que peixes expostos a praguicidas fosforados exibem uma inibição colinesterásica de 70 a 96% e uma mortalidade de 40 a 60%. VAN der WEL e WELING (1989) reportam inibição de 88% da atividade colinesterásica em *Poecilia reticulata* exposto durante duas semanas a 3,25 ppb do inseticida fosforado clorpirifós. Após contaminação, os peixes foram mantidos por duas semanas em água limpa e mesmo assim a atividade enzimática estava 60% inibida. O trabalho de DA SILVA et al. (1993) mostra que a atividade da colinesterase plasmática do peixe *Callichtys callichtys* atingiu 80-90% da atividade inicial somente 38 dias após terem recebido uma dose única de 500 ppm de FOLIDOL 600® (paration metílico).

BOYD e MASSAUT (1999) alertam para os riscos associados ao uso de produtos químicos nos tanques de cultivo, indicando que diversos compostos empregados, sobretudo os praguicidas e bactericidas, podem ter ação bioacumulativa e representar risco de segurança alimentar. Além disso, deve-se considerar a ação destes compostos a organismos não-alvos, que pode, além de interferir na comunidade biológica dos tanques, representar risco às comunidades selvagens estabelecidas nos ecossistemas que receberão estes efluentes. Alguns trabalhos têm demonstrado os efeitos deletérios que certos praguicidas utilizados na

aqüicultura podem trazer às espécies não-alvo (McHEMERY et al., 1991; SIMENSTAD e FRESH, 1995; McHENERY et al., 1996; GRANT e BRIGGS, 1998; PAHL e OPITZ, 1999; DAVIS et al., 2001; DUMBAULD et al., 2001; ERNEST et al., 2001; WILLIS e LING, 2003; QIN e DONG, 2004; MEDINA et al., 2004)

A hipótese deste estudo é que a utilização de praguicidas nas práticas de manejo da aqüicultura representa risco à segurança alimentar dos consumidores e a possibilidade de danos às comunidades aquáticas expostas a estas substâncias.

2. OBJETIVOS GERAIS

Verificar o destino e efeitos de três formulações de praguicidas comumente empregadas nas atividades aquícolas da bacia do rio Mogi-Guaçu, após aplicações em tanques de piscicultura experimental.

Avaliar a presença destes praguicidas nos tanques e nos peixes de três propriedades localizadas na bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu, sub-bacia do rio do Peixe, município de Socorro, SP.

2.1. Objetivos específicos

Determinar o destino dos praguicidas diflubenzuron, diclorvós e paration metílico nos compartimentos água e sedimentos após uma aplicação em tanques de piscicultura experimental localizados no Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada da USP, Itirapina, SP.

Determinar a bioacumulação dos praguicidas diflubenzuron, diclorvós e paration metílico em partes comestíveis da tilápia *Oreochromis niloticus* (filé livre de escamas e espinhos) submetidas aos tratamentos nos tanques experimentais.

Determinar os efeitos dos praguicidas Dimilin (diflubenzuron), Neguvon (triclorfon/diclorvós) e Folisuper (paration metílico) sobre as comunidades fitoplanctônica, zooplanctônica e de macroinvertebrados bentônicos dos tanques experimentais.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Avaliação da presença de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros da bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu, sub-bacia do Peixe, SP.

Área de estudo.

A bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu localiza-se na região sudoeste do Estado de Minas Gerais e nordeste do Estado de São Paulo. Está compreendida entre os paralelos 20°55' e 22° 43' e entre os meridianos 46° 10' e 48° 26' (Figura 1).

Figura 1. Bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu com seus compartimentos (sub-bacias) e municípios (Relatório Zero, CETESB, 1999).

A área total de drenagem é de 17.460 km², desenvolvendo-se no sentido sudoeste-noroeste, sendo que do total, 15,18% pertencem ao Estado de Minas Gerais e 84,82% ao Estado de São Paulo (GANDOLFI, 1971).

Com relação ao fluxo de água nos ambientes lóticos, BARBOSA e ESPÍNDOLA (2003) afirmam que: “A dimensão longitudinal tem por referencial físico a extensão da nascente à foz, e muitos processos ecológicos são explicados a partir de fenômenos de transporte (de matéria e energia) e da interação entre paisagens que compõe a bacia hidrográfica (continuidade).” Considerando a dimensão longitudinal do Rio Mogi-Guaçu e sua continuidade, o município de Socorro apresenta uma localização destacada na porção paulista à montante da bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu.

O município de Socorro está localizado na sub-bacia do Peixe, junto à Serra da Mantiqueira, numa extensão de 448,1 km², sendo que a área rural ocupa 430,3 km² enquanto que a urbana ocupa 18,9 km². Localiza-se na latitude 22° 35'30" S e longitude 46° 31' 50" W, com relevo montanhoso e grande potencial hidrográfico.

Possui uma população estimada de 33.700 habitantes, e limita-se ao Norte com Águas de Lindóia (SP) e Monte Sião (MG), ao Sul com Pinhalzinho (SP), ao leste com Bueno Brandão (MG), e a Oeste com Monte Alegre do Sul e Serra Negra (SP).

O município de Socorro está distante 132 km da capital, em uma altitude de 745 m. Possui um clima quente com temperaturas variando, no verão, de 25 a 34°C e no inverno de 1 a 15°C. As principais atividades econômicas são o turismo, comércio, serviços e agricultura (SOCORRO, 2007).

Três empreendimentos localizados na porção superior da bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu, no município de Socorro, SP, foram avaliados quanto ao uso e à

presença de resíduos de praguicidas nos tanques de piscicultura e pesca destas propriedades. Na tentativa de obter o máximo de informações, a identidade dos empreendimentos e dos entrevistados foi mantida em sigilo.

As três propriedades avaliadas serão denominadas neste estudo de pesqueiros **A**, **B** e **C**. O proprietário ou um funcionário responsável foi convidado a responder questões a respeito das práticas de manejo, principalmente aquelas relacionadas ao uso de produtos químicos. Após a entrevista, foram feitas coletas de amostras de água, sedimentos e peixes.

Na propriedade **A**, que contém um total de 13 tanques (3 de pesca e 10 de piscicultura), foram coletadas amostras em 8 tanques, sendo 2 de pesca e 6 de piscicultura, além da nascente que abastece a propriedade.

No empreendimento **B**, que contém um total de 15 tanques, sendo 1 de pesca e o restante de piscicultura, foram coletadas amostras em 5 tanques (o de pesca e mais 4 de piscicultura) além da nascente que abastece a propriedade.

No pesqueiro **C**, que contém 2 lagos de pesca, 1 reservatório de água e 3 tanques de engorda de peixe (totalizando 6), foram realizadas coletas em todos os tanques.

As coletas ocorreram nos dias 15 e 16 de junho de 2005, período considerado como de “baixa temporada”. Segundo ELER et al. (2006b) é neste período que ocorrem as maiores mortalidades dos peixes nas propriedades da bacia do rio Mogi-Guaçu, principalmente devido à ocorrência de doenças.

3.2. Destino e efeito dos praguicidas nos tanques experimentais.

3.2.1. Localização e características dos tanques experimentais.

Para determinar o destino e efeitos dos praguicidas após aplicações em tanques de piscicultura, um experimento simulando um tratamento contra ectoparasitas foi conduzido no Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada (CRHEA) da Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, localizado no município de Itirapina, SP.

Quatro tanques de concreto (já existentes) com dimensões 4,40 x 2,10 x 1,10 m (Figura 2) foram utilizados. Os tanques continham uma camada de 10 cm de sedimentos e foram cheios (aproximadamente 9.000 L) com água bombeada da represa do Lobo, Itirapina, SP. Os tanques foram mantidos em sistema estático (sem renovação de água).

Figura 2. Tanques de piscicultura experimental localizados no CRHEA-USP.

Cada tanque recebeu um lote de 75 Tilápias (*Oreochromis niloticus*), sendo mantidas nestes tanques por um período de aproximadamente 3 meses (junho a agosto de 2005). Esse longo período de aclimação teve como objetivo “amadurecer” os tanques, para que tanto as características físicas e químicas, quanto às biológicas, ficassem parecidas com as encontradas em tanques de piscicultura dos empreendimentos comerciais.

3.2.2. Os peixes utilizados no estudo.

A escolha da espécie *Oreochromis niloticus* levou em consideração o fato do grupo das tilápias ser o segundo mais produzido no mundo, atrás apenas das carpas, sendo produzidas em mais de 100 países, em diversos climas, sistemas de cultivo e salinidades. Estima-se que, a partir de 1996, a tilápia passou a ser o gênero de peixe mais produzido no Brasil, sendo que sua participação percentual na produção total da aquicultura brasileira cresceu de 17% em 1996 para 38% em 2002 (ZIMMERMANN e FITZSIMMONS, 2004).

Diversas características das tilápias são desejáveis do ponto de vista zootécnico, tais como: sua capacidade de adaptarem-se às mais diversas condições ambientais e de cativeiro, biologia reprodutiva, plasticidade genética, fácil domesticação, rusticidade e comercialização. As características de sabor e textura da carne, quantidade de espinhos e o seu “rendimento carcaça” são fatores que têm colocado a tilápia como uma das espécies mais apreciadas pelos consumidores. Conseqüentemente, as tilápias são uma das espécies mais utilizadas no povoamento de tanques destinados à pesca. De fato, a tilápia esteve freqüente em 100% dos 30 pesqueiros avaliados por ESTEVES e ISHIKAWA (2006) na Região Metropolitana de São Paulo. Na bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu, a tilápia nilótica (*Oreochromis niloticus*) é o peixe exótico mais comercializado, estando freqüente em 77% dos empreendimentos, sendo que, nos pesqueiros localizados na vertente do rio Jaguari-Mirim, é a espécie mais procurada pelos freqüentadores (ELER et al., 2006b; 2006c).

As tilápias utilizadas nos ensaios de destino e efeito dos praguicidas foram cultivadas no Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada da USP e

distribuídas aleatoriamente nos quatro tanques experimentais. Os peixes foram alimentados duas vezes ao dia com ração comercial para peixes.

Os lotes foram constituídos por peixes adultos de ambos os sexos (47% machos e 53% fêmeas), com comprimento total médio de $18,09 \pm 2,00$ cm (♂) e $17,70 \pm 3,11$ cm (♀), e peso médio de $104,53 \pm 29,30$ g (♂) e $105,53 \pm 48,66$ g (♀). Foram verificadas as possíveis diferenças estatísticas (através de teste *t*) entre machos e fêmeas com relação ao peso e ao comprimento. Tanto o peso de machos e fêmeas ($p = 0,00018$), quanto o comprimento ($p = 0,00108$), não foram estatisticamente diferentes em relação ao sexo.

Os espécimes capturados nos empreendimentos aquícolas do município de Socorro, SP, também foram constituídos por tilápias *O. niloticus*. Nestes casos, todos os peixes capturados foram machos adultos ($n=30$). A ausência de fêmeas pode estar relacionada à preferência dos proprietários por povoar seus tanques com lotes monossexo, o que traz certas vantagens no que se refere à produtividade e à manutenção da qualidade de água. As tilápias capturadas tinham o peso médio de $244,76 \pm 38,40$ g e comprimento total médio de $25,26 \pm 4,28$ cm.

3.3. Praguicidas utilizados no tratamento dos tanques experimentais e analisados nas amostras das pisciculturas e pesqueiros.

3.3.1. Diflubenzuron (DFB)

Figura 3. Fórmula estrutural do diflubenzuron: $C_{14}H_9ClF_2N_2O_2$,

IUPAC: 1-(4-clorofenil)-3- (2,6-difluorobenzoil)uréia

Sinonímia: Difluron, Dimilin®

O benzoilfeniluréia diflubenzuron, mais conhecido pelo seu nome comercial Dimilin®, é um inseticida larvicida e ovicida que age na deposição da quitina através da inibição da enzima quitina sintetase. O princípio ativo possui uma persistência curta no ambiente sendo que não apresenta deslocamento para as regiões vizinhas. É rapidamente degradado por processos microbiológicos, sendo que a meia vida no solo é de 3 a 4 dias (WAUCHOPE et al., 1992).

Em água esterilizada, apresenta pouca degradação sob condição ácidas ou neutras. Por outro lado, resíduos não foram encontrados em águas naturais após 72 h da aplicação de $110 \text{ g hectare}^{-1}$ (KIDD e JAMES, 1991). Muito pouco do DFB é absorvido, metabolizado ou translocado nas plantas. Entretanto, resíduos em frutas (como maçã) têm meia-vida de 5 a 10 semanas (KIDD e JAMES, 1991).

No Brasil, a modalidade de emprego, segundo a ANVISA (Agência Nacional de Vigilância Sanitária), é a de ser aplicado em partes aéreas em culturas de algodão,

couve, couve-flor e soja. O emprego domissanitário não é autorizado. O Dimilin é formulado em pó e possui classe toxicológica IV (levemente tóxico).

3.3.2. Paration Metílico

Figura 4. Fórmula estrutural do paration metílico: C₈H₁₀NO₅PS

IUPAC: O,O-dimetil O-4-nitrofenil fosforotioato

Sinónímias: Folisuper®, Folidol® Parationa Metílica

O paration metílico (PM) é um inseticida e acaricida fitossanitário organofosforado altamente tóxico usado no controle de várias pestes na agricultura, sobretudo do algodão (KAMRIN, 1997). O princípio ativo possui baixa persistência e curto deslocamento para as regiões vizinhas. A taxa de degradação aumenta com a temperatura e com a exposição à luz solar. O PM é moderadamente adsorvido pela maioria dos solos e é levemente solúvel em água (WAUCHOPE et al., 1992). 4-nitrofenol, um produto de degradação, não é adsorvido no solo e pode vir a contaminar águas subterrâneas (KAMRIN, 1997). O paration metílico é degradado rapidamente nas águas superficiais (mar, lagos e rios), com 100% da degradação ocorrendo entre 2 semanas e 1 mês, aproximadamente. Na água, está sujeito à degradação fotolítica, com uma meia vida de 8 dias no verão e 38 dias no inverno. (HOWARD, 1991).

O PM é moderadamente tóxico a peixes e animais que se alimentam de peixes (KIDD e JAMES, 1991; NATIONAL LIBRARY OF MEDICINE, 1995). Os valores de LC 50 (96 h) vão de 1,9 a 8,9 mg L⁻¹ em salmão, trutas, *goldfish*, carpa, *minnow*,

black bullhead, *catfish*, perca e *bluegill*. É altamente tóxico para invertebrados como a *Daphnia* (NATIONAL LIBRARY OF MEDICINE, 1995).

A modalidade de emprego, segundo a ANVISA, é a aplicação em partes aéreas de culturas de bulbos, cereais, frutas em geral, hortaliças folhosas e não folhosas, leguminosas, algodão, amendoim, soja, batata, cana-de-açúcar, café, alfafa e pastagens. O emprego domissanitário não é autorizado. O Folisuper é um concentrado líquido e possui classe toxicológica I (extremamente tóxico).

3.3.3. Triclorfon (TCF)

Figura 5. Fórmula estrutural do triclorfon: $C_4H_8Cl_3O_4P$

IUPAC: dimetil (RS)-2,2,2-tricloro-1-hidroxietilfosfonato

Sinónímias: Dipterex®, Tugon®, Neguvon®, Dylox® e Metrifonato®

O triclorfon (TCF) é um inseticida fitossanitário, bernicida e vermífugo zoossanitário organofosforado usado para controle de várias pragas, desde insetos que atacam lavouras até baratas, sendo aplicado no campo, em lares, sobre animais domésticos, plantas ornamentais e em peixes, dependendo das características do corpo hídrico. É também utilizado para combater parasitas internos de animais domésticos (GALLO e LAWRYK, 1991). O princípio ativo possui uma persistência curta no ambiente e apresenta um deslocamento pequeno para as regiões vizinhas. A modalidade de emprego, segundo a ANVISA, deve ser a aplicação em culturas de algodão, amendoim, batata, cacau, café, cana-de-açúcar, cereais, forragens, frutos, girassol, hortaliças, leguminosas, pastagens, soja e uso externo e interno (oral e

injetável) em animais. O Neguvon é formulado em pó e possui classe toxicológica II (altamente tóxico).

O TCF é degradado rapidamente em solos aeróbicos, com uma meia vida estimada entre 3 e 27 dias. Uma meia-vida de 10 dias, em média, tem sido reportada (WAUCHOPE et al., 1992). O TCF tem uma baixa persistência em solos, não sendo adsorvido fortemente nas partículas; é bastante móvel em solos de textura e de conteúdo orgânico variado e é facilmente solúvel em água. Dessa forma, tende a ir para águas subterrâneas (NATIONAL LIBRARY OF MEDICINE, 1995).

O TCF é muito tóxico para vários animais aquáticos, tais como: Cladóceros, *Stoneflys*, lagostim e várias espécies de peixes de água doce (HILL e CAMARDESE, 1986; HUDSON et al., 1984).

A toxicidade no ambiente pode ser afetada por vários fatores, incluindo temperatura, pH e dureza, os quais apresentam diferentes efeitos sobre as espécies (HILL e CAMARDESE, 1986; HUDSON et al., 1984). Por exemplo, a mudança de pH de 6,5 para 8,5 resulta numa alteração de 13 a 20 vezes o efeito tóxico em várias espécies observadas (HUDSON et al., 1984). Geralmente a toxicidade aumenta com o aumento da temperatura e do pH, e em geral, estudos não mostraram que o triclorfon tem potencial de acumular-se em peixes (KAMRIN, 1997).

O TCF é degradado rapidamente em água alcalina (pH = 8,5), sendo que aproximadamente 99% do triclorfon aplicado é degradado em 2 horas (PIMENTEL, 1971).

O principal produto de degradação é o diclorvós (DDVP) (HOFER, 1981; SAMUELSEN, 1987a, 1987b; NATIONAL LIBRARY OF MEDICINE, 1995). Devido ao fato de, quando em solução aquosa, o triclorfon se transformar rapidamente em

diclorvós, as análises foram direcionadas para a detecção deste composto, tanto no tanque experimental que recebeu tratamento com Neguvon, quanto nas amostras dos pesqueiros do município de Socorro.

3.3.4. Diclorvós (DDVP)

Figura 6. Fórmula estrutural do diclorvós: C₄H₇Cl₂O₄P

IUPAC: 2,2-diclorovinil dimetil fosfato

Sinónímias: Nuvan®, DDVP, Vapona®,

O diclorvós é um inseticida da classe dos organofosforados fito e zoossanitário. A modalidade de emprego se dá através da aplicação em partes aéreas em culturas de alface, algodão, almeirão, amendoim, batata, berinjela, brócolis, cebola, chicória, citros, cogumelo, couve, couve-flor, feijão, jiló, maçã, melancia, morango, pimenta, quiabo, tomate, repolho, soja e plantas ornamentais. Além destes, no tratamento de grãos e sementes de algodão, amendoim, arroz, batata, cacau, café, castanha-do-Pará, centeio, cevada, feijão, grão-de-bico, milho, pinhão, soja, sorgo, em produtos transformados e em armazéns de fumo.

O princípio ativo possui um deslocamento pequeno no ambiente. O diclorvós tem baixa persistência no solo, com uma meia vida estimada em 7 dias. O pH do meio determina a taxa de degradação, sendo maior em pH elevado. Na água, o diclorvós tende a permanecer em solução, não sendo adsorvido em sedimentos. A degradação do DDVP ocorre principalmente por hidrólise, cuja meia vida em lagos e rios é de aproximadamente 4 dias (HOWARD, 1991; AUGUSTIJN-BECKERS et al., 1994).

O diclorvós é muito tóxico para vários animais aquáticos, tais como: camarões, caranguejos e várias espécies de peixes. (U.S. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY, 1988).

A toxicidade pode ser afetada por vários fatores ambientais, principalmente raios UV, que podem tornar o composto de 5 a 150 vezes mais tóxico (U.S. PUBLIC HEALTH SERVICE, 1995). Estudos não mostraram que o diclorvós tem potencial de acumular-se em peixes (HOWARD, 1991). É classificado pela Agência de Proteção Ambiental Americana como sendo de classe toxicológica I (extremamente tóxico), pelo fato de ser cancerígeno.

3.4. Simulação de tratamento contra ectoparasitas utilizando praguicidas em tanques de piscicultura experimental.

Com o objetivo de conhecer o comportamento dos praguicidas após aplicação em tanques de piscicultura, e dessa forma determinar os destinos e efeitos nos diversos compartimentos físicos e biológicos, foi elaborado um experimento simulando infestações por ectoparasitas, e que, dessa forma, “fosse necessário” aplicações de praguicidas.

Após o período de aclimação, os tanques receberam uma única aplicação de praguicidas seguindo as dosagens descritas por KUBITZA e KUBITZA (1999), conforme o quadro a seguir.

Tabela 1. Formulações e concentração dos praguicidas adicionados nos tanques de piscicultura experimental do CRHEA-USP, Itirapina, SP.

Tanque	Praguicida	Concentração do Ingrediente Ativo
1	Controle	zero
2	Dimilin (<i>diflubenzuron</i>)	1,0 g.m ⁻³
3	Neguvon (<i>triclorfon</i>)	0,25 g.m ⁻³
4	Folisuper (<i>paration metílico</i>)	0,25 g.m ⁻³

As formulações foram dissolvidas e misturadas em balde plástico com água do próprio tanque e distribuídas uniformemente em toda a superfície do tanque. Após a adição dos praguicidas, a água de cada tanque foi homogeneizada com o auxílio do balde por aproximadamente 10 minutos na tentativa de promover a máxima mistura.

3.4.1. Caracterização física e química dos tanques.

Foram determinadas as principais características físicas e químicas da água (temperatura, condutividade, pH, oxigênio dissolvido e turbidez) com o auxílio de um eletrodo multisensor *Horiba (U-10)*, tanto dos tanques de pesca e piscicultura do município de Socorro, quanto dos tanques experimentais do CRHEA.

3.4.2. Coleta, armazenamento e extração das amostras.

Nos tanques experimentais foram feitas coletas antes da adição dos praguicidas e 5 horas, 1, 2, 5 e 7 dias após. Foram coletadas amostras de água, sedimentos, peixes, zooplâncton, fitoplâncton (apenas nos tempos zero, 1, 2 e 7 dias) e macroinvertebrados bentônicos. Adicionalmente, amostras de água e sedimentos foram coletadas 15, 30 e 60 dias após a adição dos praguicidas.

3.4.3. Amostras de água.

Amostras de água foram obtidas diretamente dos tanques a aproximadamente 10 cm da superfície com garrafas de vidro de cor âmbar de 1 L de capacidade. Em seguida, foram filtradas sob pressão negativa com filtro de microfibras de vidro (Filtrak) com 0,45 µm de porosidade. O volume filtrado foi armazenado sob refrigeração em frasco de vidro âmbar até o momento da extração dos praguicidas, sendo que o tempo de armazenamento nunca foi superior a 5 dias. O filtro foi seco sob refrigeração (ar condicionado) e protegido da luz. Em seguida foram armazenados em freezer (-20°C) até o momento das análises de clorofila a e feofitina, as quais foram determinadas segundo método de NUSCH (1980) com etanol 80% aquecido.

Para a extração dos organofosforados (PM e DDVP), 200 mL de água coletada nos tanques 3 e 4, nos diferentes tempos, foram concentradas em cartuchos de SPE (extração em fase sólida) RPC18 (Bakerbond), 500 mg, previamente condicionados com 10 mL de acetato de etila e 10 mL de água deionizada. Em seguida, foram eluídos com 5 mL de acetato de etila, reservados em *vial* de cor âmbar, e mantidos a -20°C até as análises cromatográficas (CG)

Para a extração do DFB, 200 mL de água coletada no tanque 2 foi concentrada em cartuchos de SPE RPC18, 500 mg, previamente condicionados com 10 mL de metanol e 10 mL de água deionizada. Em seguida, foram eluídos com 5 mL de metanol, reservados em *vial* de cor âmbar, e mantidos a -20°C até as análises cromatográficas (CLAE).

3.4.4. Amostras de sedimento.

Os sedimentos foram coletados com o auxílio de um tubo de Core de 10 cm de diâmetro, sendo que cada amostra foi composta de três lances aleatórios sobre o fundo dos tanques. Aproximadamente 1 kg de sedimentos foi acondicionado em pote plástico e congelado até o momento das análises. O período de armazenamento foi inferior a 10 dias.

A granulometria dos sedimentos foi determinada através de método de peneiramento e de decantação (densímetro) segundo a NBR 7181/84. O teor de matéria orgânica foi estimado pela diferença entre o peso dos sedimentos antes e após calcinação em mufla.

O método de extração dos praguicidas foi adaptado de REDONDO et al. (1996) e BABIĆ et al. (1998). Após o descongelamento (temperatura ambiente), alíquotas de 10 g de sedimento, em triplicata, foram secos em estufa a 35°C e acondicionados em becker juntamente com 25 mL de solvente (acetato de etila para DDVP e MP, e metanol para DFB) e em seguida levados à sonificação por 15 minutos em água refrigerada. Após esta etapa, as alíquotas foram filtradas em filtro de papel e em seguida levadas à secura em rota-evaporador, a 35°C, sob pressão negativa. O resíduo foi ressuspenso em 1 mL de solvente e filtrado em cartucho de SPE RPC18.

O volume recolhido foi acondicionado em frasco de vidro de cor âmbar a -20°C até o momento das análises.

3.4.5. Amostras de peixes.

Foram coletados 10 peixes de cada pesqueiro, sendo 5 provenientes dos tanques de pesca e 5 dos tanques de piscicultura, com auxílio de vara de pesca e/ou rede de arrasto.

Nos tanques experimentais, 5 indivíduos foram coletados de cada tanque em cada tempo experimental com auxílio de uma rede de arrasto.

Após a coleta, os peixes foram anestesiados com benzocaína a 2%, pesados, medidos e sacrificados seguindo recomendação do Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA, 1991). Os filés foram extraídos com faca fileteira, embalados em papel laminado e congelados em freezer (-20°C) até o momento das extrações, segundo metodologia adaptada de NGOH e CULLISON (1996).

Para a análise dos filés de peixes, uma amostra de 5 g de filé, livre de escamas e espinhos foi triturada por aproximadamente 1 minuto com o auxílio de um processador de alimentos (mixer) com 30 mL de metanol, no caso das análises de DFB. Para as análises de DDVP e PM, as amostras de peixes foram trituradas juntamente com 15 g de sulfato de sódio anidro e 30 mL de acetato e etila. Em seguida, os extratos foram transferidos para tubos plásticos e centrifugados por 15 minutos a 5000 x g sob refrigeração (4°C). O sobrenadante foi recolhido (6 mL) e filtrado em cartucho SPE RPC18. O volume recolhido foi armazenado em frasco de vidro de cor âmbar em freezer (-20°C) até o momento das análises cromatográficas.

3.4.6. Análise da comunidade biológica dos tanques experimentais.

3.4.6.1. Fitoplâncton.

Uma amostra de 100 mL de água foi coletada nos primeiros 10 cm da superfície dos tanques e fixada com formol 4%.

A análise quantitativa do fitoplâncton foi realizada em microscópio invertido Zeiss (Axiovert 200) após prévia sedimentação em câmara de Utermöhl (UTERMÖHL, 1958). Foram utilizadas câmaras de sedimentação de 20 mL, com tempo de sedimentação de três horas para cada centímetro de altura da câmara (MARGALEF, 1983). A contagem dos indivíduos foi realizada em transectos horizontais e verticais, e o limite de contagem por câmara de sedimentação foi determinado por meio da curva de estabilização, obtida a partir do número de espécies novas adicionadas em relação ao número de campos contados e também das espécies mais abundantes, baseada na contagem de até 100 indivíduos da espécie mais comum. Os indivíduos foram enumerados em campos aleatórios, sendo os resultados expressos em densidade (organismos mL⁻¹) calculados conforme a equação a seguir (ROS, 1979):

$$\text{Organismos mL}^{-1} = (n/sc) (1/h) \cdot (F)$$

onde: n = número de indivíduos efetivamente contados;

s = área do campo em mm² no aumento de 40 X;

c = número de campos contados;

h = altura da câmara de sedimentação em mm;

F = fator de correção para mililitro (10³ mm³ mL⁻¹)

A análise qualitativa dos organismos fitoplanctônicos presentes nas amostras foi feita em lâminas e lamínulas sob microscópio binocular Zeiss (Axioskop),

equipado com contraste de fase, câmara clara e filtros. A identificação dos organismos foi realizada segundo as características morfológicas e morfométricas, em menor nível taxonômico possível, com auxílio em bibliografia específica.

3.4.6.2. Zooplâncton.

Para a análise do zooplâncton, 50 L de água foi filtrada em rede de plâncton com malha de 40 µm. As amostras foram fixadas com formol a 8% e armazenadas em frascos de vidro protegidos da luz. A contagem dos microcrustáceos planctônicos foi feita utilizando-se câmara de Bogorov adaptada sob microscópio estereoscópico e a identificação feita em microscópio binocular, com consulta de bibliografia especializada, tendo sido contada a amostra total.

3.4.6.3. Índices Biológicos (Fito e Zooplâncton).

A partir dos resultados das análises qualitativas e quantitativas das amostras de fitoplâncton e zooplâncton, foram calculados os índices referentes à estrutura das comunidades.

Índices ecológicos são de ampla utilização em Ecologia, pois possibilitam caracterizar a estrutura das comunidades, facilitando sua compreensão. Esses índices tornam-se ainda mais importantes no caso da ecologia de comunidades aquáticas devido à complexidade e ao grande número de espécies encontradas nestes sistemas. Três tipos de índices são usualmente calculados para a caracterização das comunidades aquáticas: Riqueza, Diversidade e Equitabilidade.

A Riqueza de determinada amostra é expressa pelo número de espécies encontrado. Apesar de ser praticamente impossível de se conhecer o número total

de espécies em um determinado ambiente (KREBS, 1999), é amplamente utilizada em estudos ecológicos.

Riqueza = número total de táxons encontrados por amostra.

Os índices de diversidade são obtidos de forma a descrever a qualidade da comunidade, indicando o grau de complexidade de sua estrutura, como “complexa”, “rica” ou “simples”. O índice de diversidade mais conhecido e amplamente utilizado é o Índice de Shannon-Wiener, e tem como objetivo medir a quantidade de “ordem” (ou desordem) contida em um sistema (KREBS, 1999). É expresso em conteúdo de informação por indivíduo (Bits ind⁻¹).

O Índice de Diversidade, estimado pelo índice de Shannon-Wiener (SHANNON e WEAVER, 1949), é calculado através da equação a seguir:

$$H' = - \sum_{i=1}^s (p_i)(\log_2 p_i)$$

onde $p_i = n_i/n$

n_i = número total de indivíduos de cada táxon amostrado

n = número total de indivíduos na amostra

Para avaliar as diferenças de diversidade entre duas amostras com diferentes números de espécies, a relação entre a diversidade medida e a diversidade máxima possível é importante ser conhecida (POSTEL et al., 2000). Esta relação recebe o nome de Equitabilidade (OMORI e IKEDA, 1984) e é amplamente utilizada em ecologia. A Equitabilidade é a medida da similaridade das abundâncias de diferentes espécies em um grupo ou comunidade, indicando se há ou não a dominância de uma espécie ou grupo de espécies (ODUM, 1988).

O Índice de Uniformidade ou Equitabilidade, estimado de acordo com PIELOU (1966) é calculado através da equação a seguir:

$$U' = \frac{H'}{\log_2 S}$$

onde: H' = diversidade da amostra

S = riqueza de táxons na unidade amostral

3.4.6.4. Bentos.

Os macroinvertebrados bentônicos associados aos sedimentos foram coletados com o auxílio de um tubo de Core com 10 cm de diâmetro, numa amostragem composta de três lances aleatórios, coletando-se até o fundo do tanque. Os sedimentos foram peneirados com malha de 100 µm, acondicionados em potes plásticos e fixados com formol a 8%. Os indivíduos foram separados dos sedimentos através da adição de solução hipersalina utilizando sal comum culinário (NaCl), a qual promoveu a flutuação dos mesmos.

3.5. Análises cromatográficas.

3.5.1 Condições cromatográficas para a análise de diflubenzuron.

As determinações do diflubenzuron foram feitas por cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE) utilizando-se um cromatógrafo Shimadzu, modelo 10AD-VP, comunicador Shimadzu CBM-10A e detector de arranjo de diodo Shimadzu SPD-M10A-VP. Foi utilizada uma coluna Zorbax C18 de fase reversa com 150 mm de comprimento, diâmetro interno de 4,6 mm e tamanho de partícula de 5 μm . Foram injetados 20 μL de amostra, sendo que a fase móvel empregada foi uma solução de 70% metanol e 30% água com ácido trifluoracético (TFA) a 0,05%. As análises foram feitas em sistema isocrático com 1 mL min^{-1} de fluxo. O comprimento de onda do detector foi ajustado em 256 nm.

Uma curva analítica foi construída com os resultados das áreas dos picos obtidos nos cromatogramas após injeção de soluções-padrão de diflubenzuron nas concentrações de 0,5; 1,0; 2,5; 5,0; 10,0; 15,0 e 25,0 $\mu\text{g mL}^{-1}$, obtidas após diluição de uma solução estoque de 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$ (Figura 9).

Figura 9. Curva analítica obtida para o diflubenzuron.

3.5.2. Condições cromatográficas para as análises do diclorvós

As análises foram feitas em cromatógrafo a gás (CG) da marca Hewlett-Packard 5890 Série II, com um detector de nitrogênio e fósforo (NPD). Foi utilizada uma coluna HP35, 25 m de comprimento, diâmetro interno de 0,22 mm, revestida por um filme de 0,32 μm de metil silicone. Foi injetado 1 μL de amostra, sendo que o gás de arraste foi o nitrogênio, a uma vazão de 0,8 mL min^{-1} . A temperatura do injetor e do detector foi de 250°C. A rampa de aquecimento da coluna iniciou a 150°C por 2 minutos, seguida de aquecimento de 10°C por minuto até 250°C, permanecendo nesta temperatura por mais 5 minutos.

Uma curva analítica foi construída com os resultados das áreas dos picos obtidos nos cromatogramas após injeção de soluções-padrão de diclorvós nas concentrações de 0,05; 0,1; 0,2; 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 $\mu\text{g mL}^{-1}$ em acetato de etila (Figura 7).

Figura 7. Curva analítica obtida para o diclorvós.

3.5.3. Condições cromatográficas para as análises do paration metílico.

As análises foram feitas em cromatógrafo a gás (CG) da marca Hewlett-Packard 5890 Série II, com um detector de nitrogênio e fósforo (NPD). Foi utilizada uma coluna HP35, 25 m de comprimento, diâmetro interno de 0,22 mm, revestida por um filme de 0,32 μm de metil silicone. Foi injetado 1 μL de amostra, sendo que o gás de arraste foi o nitrogênio, a um fluxo de 0,8 mL min^{-1} . A temperatura do injetor e do detector foi de 250°C. A rampa de aquecimento da coluna iniciou a 150°C por 2 minutos, seguida de aquecimento de 10°C por minuto até 250°C, permanecendo nesta temperatura por mais 5 minutos.

Uma curva analítica foi construída com os resultados das áreas dos picos obtidos nos cromatogramas após injeção de soluções-padrão de paration metílico nas concentrações 0,05; 0,1; 0,25; 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 $\mu\text{g mL}^{-1}$ em acetato de etila (Figura 8).

Figura 8. Curva analítica obtida para o paration metílico.

3.5.4. Limites de detecção e quantificação,

O limite de detecção (LD) é determinado como a menor concentração do analito que pode ser diferenciada do ruído do sistema com segurança (LANÇAS, 2004). O LD foi estimado como sendo o valor estimado de concentração do analito que produz um sinal igual a $3 \times s$, em que s é o desvio padrão do ruído medido após a injeção do banco ($n=10$).

O limite de quantificação (LQ) corresponde à menor quantidade de um analito que pode ser quantificada com exatidão e com uma fidelidade determinada (LANÇAS, 2004). O LQ foi estimado como sendo o valor estimado de concentração do analito que produz um sinal igual a $10 \times s$, em que s é o desvio padrão do ruído medido após a injeção do banco ($n=10$).

Tabela 2. Limite de detecção (LD) e de quantificação (LQ) dos métodos empregados para as análises de diflubenzuron, diclorvós e paration metílico.

Praguicida	LD	LQ
Diflubenzuron	$0,0135 \mu\text{g mL}^{-1}$	$0,045 \mu\text{g mL}^{-1}$
Diclorvós	$0,004 \mu\text{g mL}^{-1}$	$0,013 \mu\text{g mL}^{-1}$
Paration Metílico	$0,0035 \mu\text{g mL}^{-1}$	$0,012 \mu\text{g mL}^{-1}$

3.5.5. Ensaios de recuperação.

Os ensaios de recuperação foram conduzidos através da fortificação (adição de padrão dos praguicidas) em amostras de água de nascente de um dos pesqueiros do município de Socorro, SP, e em amostras de água, sedimentos e peixes coletados nos tempos zero (antes da adição de praguicidas) nos tanques experimentais. A seguir foram aplicados os procedimentos de extração anteriormente descritos para cada uma das matrizes. A Tabela 3 contém os principais resultados das análises.

Tabela 3. Porcentagem de recuperação (média $\pm$ desvio padrão) dos praguicidas nas diferentes matrizes. Número de réplicas = 5.

Diflubenzuron		
matriz	Nível de fortificação	% recuperação
Água de nascente	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	93,4 $\pm$ 5,0
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	96,6 $\pm$ 2,1
Água do tanque	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	101,4 $\pm$ 4,5
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	98,1 $\pm$ 3,0
Sedimentos	5 $\mu\text{g kg}^{-1}$	89,4 $\pm$ 5,6
	10 $\mu\text{g kg}^{-1}$	94,7 $\pm$ 10,0
Peixe (filé)	0,68 $\mu\text{g g}^{-1}$	96,9 $\pm$ 5,0
	3,4 $\mu\text{g g}^{-1}$	97,2 $\pm$ 5,0
Diclorvós		
matriz	Nível de fortificação	% recuperação
Água de nascente	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	93,8 $\pm$ 6,0
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	98,6 $\pm$ 1,6
Água do tanque	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	95,5 $\pm$ 4,5
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	96,0 $\pm$ 2,3
Sedimentos	5 $\mu\text{g kg}^{-1}$	89,3 $\pm$ 7,8
	10 $\mu\text{g kg}^{-1}$	93,7 $\pm$ 2,5
Peixe (filé)	0,68 $\mu\text{g g}^{-1}$	109,3 $\pm$ 11,5
	3,4 $\mu\text{g g}^{-1}$	80,6 $\pm$ 9,1
Paration Metílico		
matriz	Nível de fortificação	% recuperação
Água de nascente	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	99,0 $\pm$ 2,1
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	96,0 $\pm$ 1,6
Água do tanque	0,05 $\mu\text{g mL}^{-1}$	93,7 $\pm$ 4,1
	0,1 $\mu\text{g mL}^{-1}$	91,3 $\pm$ 8,3
Sedimentos	5 $\mu\text{g kg}^{-1}$	89,8 $\pm$ 2,9
	10 $\mu\text{g kg}^{-1}$	91,7 $\pm$ 6,4
Peixe (filé)	0,68 $\mu\text{g g}^{-1}$	97,7 $\pm$ 5,6
	3,4 $\mu\text{g g}^{-1}$	93,9 $\pm$ 6,6

3.5.6. Reagentes.

Todos os reagentes utilizados foram de grau cromatográfico. O padrão de diclorvós foi fornecido por Sigma–Aldrich (Seelze, AL), e os padrões de diflubenzuron e paration metílico foram fornecidos por Supelco (Bellefonte, USA).

As soluções-estoque dos padrões ($100 \mu\text{g mL}^{-1}$) foram preparadas dissolvendo os compostos em solventes em grau cromatográfico (acetato de etila pra DDVP e PM e metanol pra DFB) e estocadas em freezer (-20°C).

3.5.7. Destino e tratamento dos resíduos gerados.

A disposição indevida de resíduos gerados após uma pesquisa pode acarretar danos ao meio ambiente, contrapondo-se aos objetivos deste estudo. Assim, uma das metas deste projeto foi tratar os resíduos gerados durante a sua execução, minimizando os efeitos que estes compostos poderiam trazer ao meio ambiente.

Os solventes utilizados foram recolhidos e acondicionados em recipientes apropriados, etiquetados e estocados em local ventilado até serem encaminhados ao Laboratório de Resíduos Químicos do Instituto de Química de São Carlos, USP, onde foram processados. Os protocolos de tratamentos dos resíduos deste laboratório estão descritos em ALBERGUINI et al. (2006).

As vidrarias e demais materiais utilizados no manuseio dos praguicidas foram imersos em solução fortemente alcalina (NaOH) para promover a hidrólise dos resíduos. Em seguida a solução foi neutralizada com HCl e os materiais lavados com água corrente e sabão.

Antes do descarte das amostras de água e sedimento coletados nos tanques submetidos à contaminação com os praguicidas, elas foram tratadas com solução fortemente alcalina (NaOH) e mantidas por no mínimo uma semana. Em seguida as misturas foram neutralizadas com HCl e descartadas no solo.

Quatro meses após o término dos experimentos, os tanques receberam aplicação de cal hidratada visando aumentar o pH do meio e promover a hidrólise

alcalina tanto de eventuais resíduos, quanto dos produtos de degradação dos praguicidas. Duas semanas após a calagem, amostras de água e sedimentos foram analisadas e verificou-se que não havia resíduos detectáveis dos praguicidas. Só então, os tanques foram esvaziados.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. O uso de praguicidas nas pisciculturas e pesqueiros da bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu.

No período de abril de 2001 a janeiro de 2004, um grupo de pesquisadores coordenado pela Dra. Márcia N. Eler e pelo Dr. Evaldo L. G. Espíndola do Núcleo de Estudos em Ecossistemas Aquáticos do CRHEA, USP, (Projetos FAPESP 00/1084-6, 02/10493-0 e 03/08773-7), realizou entrevistas semi-estruturadas com os proprietários das pisciculturas e pesqueiros, as quais partiram de certos questionamentos básicos apoiados em teorias e hipóteses de interesse para a avaliação dos impactos de pesque-pagues na bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu. Os resultados gerados pela análise deste questionário podem ser consultados em ELER e ESPÍNDOLA (2006). Entretanto, com relação ao uso de produtos químicos durante as práticas de manejo, parte dos resultados obtidos não foi publicada até o momento, e estes dados nos foram gentilmente cedidos pela Dra. Márcia N. Eler, os quais contribuíram com o direcionamento e com as discussões a respeito do uso de praguicidas nas atividades aquícolas da sub-bacia do Peixe, da bacia do rio Mogi-Guaçu.

O questionário foi aplicado em 89 empreendimentos, sendo que em apenas cinco deles, o proprietário ou funcionário negou-se a responder às perguntas.

Com relação ao uso de substâncias químicas durante as práticas de manejo, foi constatado que 77,4 % das propriedades executam práticas de manejo que requerem o uso de substâncias químicas (tratamento dos viveiros, profilaxia ou combate a enfermidades/predadores). Os produtos empregados pelos produtores estão listados na Tabela 4.

Tabela 4. Produtos utilizados no tratamento dos tanques para profilaxia ou o tratamento de enfermidades/predadores (questionários respondidos = 84).

Produto utilizado	Empreendimentos
Cal	44
Praguicidas	33
Sal (NaCl)	26
Verde Malaquita	13
Formol	12
Antibióticos	7
Sulfato de cobre	7
Azul de metileno	3
Pó de alho	2
Permanganato de potássio	2
Sustância desconhecida*	1

* O proprietário não soube precisar o nome da substância que foi utilizada para combater uma infestação por *Lernaea sp.*

Foi observado que um número expressivo de empreendimentos (39,3%) já utilizou praguicida para tratar os peixes, sendo o segundo produto mais utilizado pelos produtores.

A mesma constatação foi verificada nos pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo por ESTEVES e ISHIKAWA (2006). Também neste caso, um praguicida (Dimilin) foi o segundo produto mais utilizado, ficando atrás apenas do sal comum (NaCl).

Com relação aos praguicidas, procurou-se identificar quais as formulações e as dosagens que foram utilizadas. Os resultados estão expressos na Tabela 5.

Tabela 5. Nome comercial, princípio ativo dos praguicidas e concentrações utilizadas pelos proprietários de pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio Mogi-Guaçu.

Nome comercial	Princípio ativo	Concentração utilizada	Empreendimentos que utilizaram
Dimilin	Diflubenzuron	0,05 – 80 g m ⁻³	23
Folidol	Paration Metílico	0,4 g m ⁻³	3
Alsystin	Triflumuron	?	2
Dipterex	Triclorfon	?	2
Folisuper	Paration Metílico	0,6 g m ⁻³	1
Nitrosol	Paration Metílico	0,4 g m ⁻³	1
Roundup*	Glifosato	?	1
Herbicida**	?	?	1
* Não foi aplicado diretamente no tanque e sim nas margens (talude).			
** O proprietário não soube precisar o nome do herbicida que foi utilizado			
? Valores de concentração não informados			

Cabe ressaltar que, em alguns casos, mais de uma formulação de praguicida foi utilizada na mesma propriedade. Foi relatado um caso em que o mesmo empreendimento utilizou três formulações diferentes para tratar os tanques (Dimilin, Folidol e Nitrosol), e em outros quatro empreendimentos, duas formulações diferentes de praguicidas já foram utilizadas: Dimilin e Folidol em dois casos, Dimilin e Alsystin, e Dimilin e Dipterex.

Diversos artigos trazem informações sobre o emprego de praguicidas no controle de pragas que ameaçam a produtividade aquícola. Neles encontram-se o uso do diflubenzuron (AHMED e EID, 1991; ROTH et al., 1993; LESTER e ROUBAL, 1995; HARMS, 1996; HORMAZÁBAL e YNDESTAD, 1997; BOUBOULIS et al., 2004; MABILIA e SOUZA, 2006), paration metílico (FIGUEIREDO e SENHORINI, 1990; SENHORINI et al., 1991; SILVA et al., 1993; LESTER e ROUBAL, 1995; ANÔNIMO, 2000; AGUIAR et al., 1996; CRUZ et al., 2004; CRUZ, 2005) e triclorfon (BRANDAL e EGIDIUS, 1979; CUSACK e JOHNSON, 1990; GRAVE et al. 1991a; GRAVE et al., 1991b; HODNELAND et al., 1993; ROTH et al., 1993; LESTER e

ROUBAL, 1995; SHEPHERD, 1995; MURISON et al., 1997; PAVANELLI et al, 1998; HALLIDAY e COLINS, 2002)

De maneira geral, os mesmos ingredientes utilizados pelos produtores da bacia do Mogi-Guaçu são empregados no Brasil e em outras partes do mundo. Entretanto, com relação ao Alsystin (ingrediente ativo: triflumuron, Figura 10), até onde se sabe, é o primeiro relato da utilização desse praguicida para combater ectoparasitas de peixes.

Figura 10. Fórmula estrutural do triflumuron: $C_{15}H_{10}ClF_3N_2O_3$, IUPAC: -(2-clorobenzoil)-3-(4-trifluorometoxifenil)uréia.

Assim como o DFB, o triflumuron é um inseticida derivado da uréia (benzoilfeniluréia), classificado como inibidor de crescimento de insetos, apresentando o mesmo mecanismo de ação do DFB. Além disso, estudos desenvolvidos em ratos demonstraram que estas duas benzoilfeniluréias provocam os mesmos efeitos hematológicos relacionados ao aumento no número de reticulócitos e de metahemoglobina (TASHEVA e HRISTEVA, 1993). Dessa forma, pode-se especular que os riscos associados ao uso do triflumuron sejam semelhantes aos relacionados ao uso do diflubenzuron. Neste sentido, KAMRIN (1997) considera que apesar dos grupos substituintes nos compostos químicos determinarem a sua atividade nos sistemas biológicos e ambientais, o diflubenzuron é considerado representativo em relação aos demais membros da classe dos

benzoilfeniluréias e ações preditivas podem ser tomadas, em última instância, com base nesta substância.

Outros inibidores de síntese de quitina além do DFB têm sido avaliados quanto à eficiência no tratamento de ectoparasitas de peixes, tais como o teflubenzuron (CAMPBELL et al., 2006). Entretanto, deve ser ressaltado que o fato de não haver estudos comprovando a eficácia do triflumuron no combate aos ectoparasitos de peixes, pode ser um indicativo da falta de critérios na escolha da formulação a ser utilizada para o tratamento dos peixes ficando evidente a inexistência de orientação técnica capacitada no momento de se escolher a melhor forma de tratamento. Uma pesquisa junto às principais bases de dados revelou que trabalhos avaliando o efeito do triflumuron sobre peixes são escassos, sendo que não há informações sobre a sua capacidade de bioacumular-se nos tecidos de animais aquáticos.

Com relação aos demais praguicidas, o diflubenzuron (Dimilin) foi o ingrediente ativo mais utilizado pelos estabelecimentos localizados na bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu (23), seguido pelo paration metílico (5) e pelo triclorfon (2). Na região metropolitana de São Paulo, o diflubenzuron também é o praguicida mais utilizado no combate aos ectoparasitas de peixes (ESTEVES e ISHIGAWA, 2006). Da mesma forma, MABÍLIA e SOUZA (2006) revelam que nas pisciculturas do Estado do Rio Grande do Sul, o diflubenzuron é o ingrediente ativo mais empregado (33,33%), à frente das avermectinas (19,04%) e dos organofosforados (9,52%).

Apesar da maioria dos entrevistados informarem qual o nome do produto que foi aplicado nos tanques, a quantidade, em muitos casos, não pôde ser obtida, fato que ocorreu em 80% das propriedades que utilizaram os praguicidas. Apesar disso, foi possível verificar que, com relação ao uso do Dimilin, houve uma grande

diferença nas dosagens empregadas pelos produtores da bacia do rio Mogi-Guaçu. Os valores estão listados na Tabela 6.

Tabela 6. Concentração de Dimilin utilizada para o tratamento de ectoparasitas nos tanques das propriedades localizadas na bacia do rio Mogi-Guaçu.

Concentração empregada (g m^{-3})	Número de empreendimentos
0,06	1
0,2	1
0,3	2
0,5	1
1,3	1
3,0	1
3,3	1
70-80	1

Nota-se que apesar de ter sido identificado o uso do Dimilin em 23 empreendimentos, em apenas 9 deles foi possível precisar as concentrações que foram empregadas.

Cabe destacar o caso do empreendimento que admitiu ter utilizado uma concentração em torno de 70 a 80 g m^{-3} . Neste caso, deve-se considerar a possibilidade do produtor estar equivocado com relação à concentração que utilizou para combater ectoparasitas, pois este valor está muito próximo às concentrações letais para diversas espécies de peixes (PAN PESTICIDE DATABASE, 2007). Mesmo assim, a hipótese de uso desta substância nesta concentração extremamente elevada não deve ser totalmente desconsiderada.

Com relação à finalidade do uso dos praguicidas, ELER et al. (2006b) identificaram que o Dimilin é o composto mais utilizado para o combate à lerneose, enquanto que o Folidol e o Nitrosol são mais utilizados no combate ao branquiuro da espécie *Argulus sp.* PIASECKI et al. (2004) indicam a utilização de métodos de tratamento que seguem esta tendência observada, ou seja, a utilização de DFB para

o combate à lerneose e utilização de organofosforados para o combate à argulose. Por outro lado, outros autores indicam que o DFB também é eficaz no controle de branquiuros parasitos (FUJIMOTO et al., 1999; SCHALCH et al., 2005). Da mesma forma, VILLEM et al. (1998) verificaram que o paration metílico também é eficiente no combate à *Lernaea sp.*

Ainda com relação à finalidade do uso dos praguicidas, ELER et al. (2006b) verificaram que o Dipterex (triclorfon) foi utilizado principalmente no combate aos insetos predadores de peixes, tais como odonatas. Diversos organofosforados (OFs) têm sido utilizados para controlar insetos piscívoros (NOGA, 1996), sendo que no Brasil, a eficiência do Dipterex (triclorfon) e do Folidol (paration metílico) no combate à odonatas foi verificada por GARADI et al. (1988). Alguns autores acreditam que a utilização de OFs na preparação dos tanques que receberão larvas de peixes pode aumentar a produção. SENHORINI et al. (1991) consideraram que a maior produtividade de pacus verificada nos tanques que receberam tratamento com Folidol foi devida à eliminação dos insetos aquáticos piscívoros. Entretanto, há casos em que a preparação dos tanques com praguicidas diminui a produtividade dos peixes (LUDWIG, 1993).

Portanto, de maneira geral, os produtos utilizados no combate aos principais parasitas de peixes da bacia do Mogi-Guaçu são os mesmos comumente empregados na atividade aquícola em geral, com exceção do Alsystin, que até onde se sabe, é o primeiro relato da utilização deste produto no combate à parasitas de peixes.

4.2. Avaliação do teor de praguicidas em três pisciculturas e pesqueiros do município de Socorro, SP (sub-bacia do Peixe).

Os resultados gerados pelos projetos anteriores serviram de referência para a escolha dos empreendimentos que seriam amostrados neste estudo, bem como quais os ingredientes ativos que deveriam ser analisados nestas propriedades.

Nas visitas feitas nas três propriedades localizadas no município de Socorro, SP, nos dias 15 e 16 de junho de 2005, novas entrevistas foram feitas com os proprietários, questionando-se sobre o emprego de produtos químicos durante as práticas de manejo dos tanques de pesca e piscicultura (Tabela 7). Os dados obtidos nestas visitas assemelham-se aos obtidos nas entrevistas anteriores, confirmando o emprego de praguicidas nos tanques, os quais, neste caso, foram utilizados exclusivamente no combate aos ectoparasitas.

Tabela 7. Produtos utilizados durante as práticas de manejo nos tanques de pesca e piscicultura de três propriedades localizadas no município de Socorro, SP.

Pesqueiro	Produtos utilizados
A	Sal comum, cal (Minercao) e <i>Dimilin</i> (<i>diflubenzuron</i>)
B	Sal comum, cal, formalina, oxitetraciclina, Verde Malaquita, <i>Dipterex</i> (<i>triclorfon</i>)
C	Sal comum, cal e <i>Dimilin</i> (<i>diflubenzuron</i>)

Os três empreendimentos escolhidos para este estudo já haviam sido avaliados anteriormente e, dessa forma, em ambos os estudos foram realizadas as mesmas perguntas aos proprietários dos estabelecimentos com relação ao uso de praguicidas. Entretanto, houve divergência nos três depoimentos prestados a cada um dos estudos.

Em dois casos (propriedades **A** e **C**), os proprietários admitiram ter utilizado no passado o Dimilin para combater ectoparasitas nos peixes. Entretanto, no

questionário respondido anteriormente, foi negado o uso deste praguicida. Neste caso, podemos considerar duas hipóteses. A primeira é de que tenha ocorrido o uso recente, provavelmente no intervalo de tempo entre as entrevistas. A segunda hipótese é de ter havido omissão destas informações na época em que estes proprietários responderam ao primeiro questionário.

Esta última hipótese se aplicaria no caso do proprietário do empreendimento **B**, que afirmou ter utilizado apenas o praguicida Dipterex para combater uma infestação por *Lernaea sp.* há mais de 5 anos. Entretanto, na entrevista realizada pela Dra. Márcia N. Eler, ele afirmou que além do Dipterex, também já utilizou o inseticida Dimilin.

Com base nestes dados conflitantes, deve-se ter cautela ao observar os resultados obtidos nas entrevistas, podendo-se ainda especular que diversas informações a respeito do uso destas substâncias podem ter sido omitidas pelos proprietários das pisciculturas e pesqueiros da bacia do rio Mogi-Guaçu.

Apesar disso, devemos destacar que os entrevistados foram unânimes ao afirmarem que não utilizam praguicidas atualmente, apesar de admitirem já os terem utilizado no passado.

As amostras de água e sedimentos de todos os tanques, tanto os de pesca, quanto os de piscicultura, incluindo as fontes de abastecimento, foram analisadas quanto à presença dos três praguicidas. Além disso, cinco peixes oriundos dos tanques de pesca e cinco peixes oriundos dos tanques de cultivo foram analisados em cada propriedade. As análises cromatográficas não detectaram resíduos dos praguicidas DFB, MP e DDVP em nenhuma das amostras coletadas.

Entretanto, esse padrão negativo não se confirma na literatura onde alguns trabalhos revelam a presença de praguicidas nos ambientes ligados à atividade aquícola.

AMARANENI (2002), ao analisar 12 pisciculturas intensivas localizadas no Lago Kolleru, Índia, encontrou resíduos de praguicidas na água, sedimentos e peixes. Este autor discute que a grande quantidade de praguicidas nas amostras ocorreu devido ao uso intensivo destas substâncias nas práticas de manejo nos tanques e também devido à proximidade das áreas agrícolas.

ELER et al. (2006a), apesar de não apresentarem informações a respeito da metodologia de análise, principalmente no que se refere aos limites de detecção e quantificação, encontraram resíduos de praguicidas organoclorados e organofosforados na água e nos sedimentos dos pesqueiros da bacia do Mogi-Guaçu. Resíduos de paration foram encontrados nos sedimentos de três pesqueiros. Além disso, outro organofosforado, o clorpirifós, foi detectado no sedimento de todos (nove) os empreendimentos amostrados. Estes autores acreditam que a presença de praguicidas nos tanques de pesca e piscicultura deve-se à contaminação em decorrência do uso destas substâncias no controle das pragas nas áreas adjacente aos tanques. Estudos anteriores desenvolvidos na bacia verificaram a presença de paration etílico e metílico nos sedimentos das nascentes do rio Mogi-Guaçu, inclusive na vertente do rio do Peixe. Os autores relacionaram a presença destas substâncias nas nascentes à topografia e ao intenso uso de praguicidas nas atividades agrícolas da região, principalmente nas culturas de batata, tomate e morangos (BRIGANTE et al., 2003).

As baixas temperaturas na bacia do rio Mogi-Guaçu, freqüentemente encontradas durante os meses de inverno, representam um dos maiores fatores

estressantes para os peixes mantidos sob regime de confinamento e, portanto, é de se esperar que as infestações parasitárias ocorram no período em que a atividade imunológica dos peixes está debilitada. De fato, 25% da mortalidade relatada pelos produtores da bacia do Mogi-Guaçu ocorreram durante o manejo no inverno (ELER et al., 2006b). Variações bruscas de temperatura foram apontadas por 31,4% dos produtores da região metropolitana de São Paulo como uma das principais causas de mortalidade dos peixes (ESTEVES e ISHIKAWA, 2006). Neste sentido, especulou-se que o uso de quimioterápicos seria mais freqüente nos meses de inverno, fato que não foi evidenciado em nosso estudo.

Contudo, os produtores entrevistados afirmaram que este período é realmente crítico para os estoques de peixes, uma vez que a susceptibilidade às doenças é bem maior e, por esse motivo, o manejo dos tanques no inverno é reduzido drasticamente, sendo comum o esvaziamento de alguns tanques.

Por outro lado, GABRIELLI e ORSI (2000), após avaliarem 53 pisciculturas em 15 municípios da região Norte do Paraná, no período de 1995 a 1998, relataram que a maior incidência parasitária de peixes ocorreu nos meses em que as temperaturas atingiram valores mais elevados (setembro a março).

Dessa forma, contrariamente ao que se imaginou, o uso dos diversos produtos no período escolhido para o estudo é significativamente reduzido, e portanto, o fato de não terem sido detectados praguicidas nas amostras coletadas nas três propriedades da sub-bacia do Peixe parece refletir esta situação. Além disso, este fato corrobora com os relatos dos produtores que apesar de terem admitido o uso de praguicidas nas práticas de manejo no passado, afirmaram não ter usado nenhum deles recentemente.

4.3. Caracterização física e química dos tanques.

A caracterização física e química da água dos tanques de cultivo e pesca são fundamentais para o entendimento da dinâmica dos praguicidas após sua aplicação, uma vez que seu destino no meio é fortemente influenciado por estas variáveis.

Além disso, a toxicologia destas substâncias é significativamente alterada em função de certas variáveis como o pH. De fato, KUBITZA e KUBITZA (1999) alertam para este fato no momento em que “recomendam” o uso de praguicidas para tratar os peixes, indicando, por exemplo, que o uso de triclorfon deve ser evitado quando o pH da água é superior a 8,5, o que poderia causar a morte dos peixes. Os mesmos autores recomendam que se apliquem os praguicidas no período da manhã, quando a temperatura dos tanques tende a ser menor, diminuindo a toxicidade aos peixes. Além disso, no momento de se determinar qual a periodicidade das aplicações de praguicidas, levam-se em consideração as temperaturas médias da água dos tanques.

Os mesmos cuidados com relação à temperatura e pH da água são considerados no momento de se realizar o combate a ectoparasitas de salmonídeos nos cultivos em tanques redes nos mares no hemisfério Norte (BRANDAL e EGIDIUS, 1979; ROTH et al., 1993).

Portanto, foram feitas medições das principais características físicas e químicas da água dos diferentes ambientes avaliados neste estudo e os resultados estão expressos nas Tabelas 8 e 9.

Tabela 8. Características físicas e químicas da água dos tanques dos peixeiros **A**, **B** e **C**, localizados no município de Socorro, SP, nos dias 15 e 16 de Junho de 2005.

Ambiente	Temperatura (°C)	Condutividade ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	pH	Oxigênio (mg L^{-1})
A				
nascente	17,8	84	7,62	9,11
cultivo 1	22,3	61	6,54	9,44
cultivo 2	22,6	61	7,03	10,33
cultivo 3	22,1	59	6,57	12,32
cultivo 4	19,6	54	7,12	8,76
cultivo 5	24,8	56	8,17	11,73
cultivo 6	21,1	55	7,48	5,86
pesca 1	19,7	46	7,18	5,53
pesca 2	20,6	61	8,88	6,00
B				
nascente	17,1	26	8,17	10,27
cultivo 1	18,6	37	7,73	4,58
cultivo 2	18,8	61	7,34	3,85
cultivo 3	18,0	43	7,10	9,02
cultivo 4	20,0	73	7,43	12,58
pesca	19,1	46	7,22	6,73
C				
nascente	22,9	83	6,60	9,10
cultivo 1	22,5	93	6,75	8,93
cultivo 2	22,3	125	7,00	12,86
cultivo 3	23,9	185	7,84	12,76
pesca 1	22,4	101	6,73	12,29
pesca 2	19,2	104	6,89	12,48

Tabela 9. Características físicas e químicas da água dos tanques experimentais do CRHEA em diferentes tempos no período de agosto a setembro de 2005.

Tempo	Temperatura (°C)	Condutividade ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	pH	OD (mg L^{-1})
Tanque 1 (Controle)				
zero	19,20	101	7,47	6,31
5 horas	21,3	100	8,84	9,86
1 dia	23,2	101	8,98	10,6
2 dias	25,0	103	8,86	9,08
5 dias	23,3	103	8,15	8,44
7 dias	21,4	104	8,68	8,54
15 dias	22,6	104	8,70	8,89
30 dias	24,3	103	8,57	7,56
60 dias	25,5	104	8,01	8,07
Tanque 2 (Dimilin)				
zero	18,8	89	8,38	8,13
5 horas	20,5	88	9,24	10,52
1 dia	25,0	89	9,75	10,71
2 dias	25,2	88	9,24	11,44
5 dias	23,5	87	8,45	11,21
7 dias	21,4	87	9,44	10,45
15 dias	22,1	87	8,97	9,77
30 dias	24,3	85	9,28	7,56
60 dias	26,4	85	10,12	7,69
Tanque 3 (Neguvon)				
zero	19,2	79	7,76	5,62
5 horas	20,8	79	8,34	8,34
1 dia	23,0	81	9,11	9,46
2 dias	25,0	80	8,68	8,70
5 dias	23,6	78	8,01	8,45
7 dias	21,6	77	9,00	8,69
15 dias	22,0	80	9,45	8,41
30 dias	24,0	80	9,54	8,03
60 dias	26,4	85	9,22	7,99
Tanque 4 (Folisuper)				
zero	20,0	91	7,59	5,90
5 horas	21,3	90	8,34	8,32
1 dia	22,8	92	8,74	9,30
2 dias	25,0	92	8,27	7,45
5 dias	23,3	94	7,20	6,67
7 dias	21,8	95	8,45	6,21
15 dias	22,8	95	8,00	7,77
30 dias	24,3	95	8,03	6,85
60 dias	26,0	95	8,52	7,09

Essas características da água dos tanques de pesca e cultivo, de maneira geral, também são encontradas freqüentemente em outros ambientes aquícolas, sendo consideradas, segundo BOYD (1990), satisfatórias para o desenvolvimento da atividade.

Com o objetivo de verificar se as características dos tanques experimentais eram semelhantes às encontradas nos estabelecimentos comerciais do município de Socorro, os valores foram comparados através de Teste *t*, sendo que os resultados desta análise estão expressos na Tabela 10. Adicionalmente, objetivando promover uma comparação destes valores com os encontrados por outros autores, a Tabela 10 contém os resultados das análises determinadas em outros empreendimentos aquícolas do Estado de São Paulo avaliados por ELER et al. (2006a), ESTEVES e ISHIKAWA (2006) e CASTELLANI e BARRELLA (2006).

Tabela 10 Valores médios (mínimos e máximos) de pH, condutividade, oxigênio dissolvido e temperatura da água obtida em diferentes ambientes aquícolas. Letras diferentes indicam valores significativamente diferentes entre si (Teste *t*, $p < 0,05$)

Localização	pH	Condutivid. ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	OD ($\text{mgO}_2 \text{ L}^{-1}$)	Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	Referência
Tanques CRHEA	8,67 A (7,20-10,12)	91 A (77-104)	8,44 A (5,62-11,4)	22,9 A (18,8-26,4)	Este estudo
Município de Socorro	7,30 B (6,54-8,88)	72 B (26-185)	9,74 A (3,85-16,0)	20,7 B (17,1-24,8)	Este estudo
Bacia do rio Mogi-Guaçu	7,29 (6,14-9,37)	46,2 (6,0-223)	6,86 (0,31-11,6)	21,4 (8,2-30,7)	ELER et al., 2006a
Região Metropolitana de São Paulo	6,4 (5,3-8,1)	108,6 (10,2-470)	7,75 (3,5-14,6)	24,8 (18,4-30,0)	ESTEVES e ISHIKAWA, 2006
Bacia do rio Ribeira de Iguape	6,6 (4,1-9,5)	4,2 (1,5-9,1)	6,30 (2,5-10,5)	21,6 (17,0-30,5)	CASTELLANI e BARRELLA, 2006

Cabe ressaltar que um dos objetivos deste estudo foi tentar criar nos tanques experimentais um ambiente semelhante ao que se encontraria num empreendimento aquícola, para que as discussões a respeito dos destinos e efeitos dos praguicidas após sua aplicação nestes tanques, pudessem servir de indicativo ao que poderia acontecer numa situação real de aplicação nos tanques comerciais de pesca e piscicultura.

Entretanto, devido à impossibilidade de promover a renovação de água dos tanques experimentais, o que acarretaria na contaminação ambiental pelos praguicidas empregados nos ensaios de simulação, era de se esperar que algumas características limnológicas pudessem diferir das encontradas nos ambientes comerciais.

O constante fornecimento de água nos tanques comerciais, geralmente com água de nascente, promove a diluição das diversas substâncias presentes na água, alterando, entre outras variáveis, a condutividade do meio aquoso. Dessa forma, estão de acordo os menores valores de condutividade ($p < 0,05$) encontrados nos empreendimentos comerciais quando comparados aos verificados nos tanques experimentais.

Apesar da falta de renovação de água, não há diferença significativa na concentração de oxigênio dissolvido entre os tanques experimentais e comerciais do município de Socorro. Segundo PROENÇA e BITTENCOURT (1994), o oxigênio é o elemento mais importante e, conseqüentemente, limitante na piscicultura. Neste sentido, a quantidade reduzida de peixes nos tanques experimentais assim como a quantidade de ração fornecida, aparentemente foi adequada e não promoveu a escassez de oxigênio, o que poderia comprometer a manutenção da vida dos diversos sistemas biológicos dos tanques experimentais.

Com relação ao pH, os valores encontrados nos tanques experimentais são significativamente mais elevados ($p < 0,05$) quando comparados aos valores dos tanques das propriedades do município de Socorro. Esta característica dos tanques experimentais pode ter um efeito significativo sobre a meia-vida dos praguicidas estudados.

Considerando os valores de pH e o fato que uma das principais via de degradação dos praguicidas nos corpos hídricos é através da hidrólise alcalina (KAMRIN, 1997), pode-se especular que os praguicidas aplicados nos tanques experimentais tendam a ter uma meia-vida menor do que teriam nas condições de pH dos tanques dos empreendimentos comerciais.

Neste caso, o maior tempo de permanência destas substâncias na água poderia proporcionar maior interação destes com as comunidades biológicas dos tanques, incluindo os peixes estocados, além de aumentar a possibilidade de contaminação das comunidades aquáticas dos ecossistemas que receberem os efluentes destas propriedades, uma vez que a água dos tanques dos empreendimentos comerciais é constantemente renovada.

Da mesma forma, se considerarmos a diferença significativa ($p < 0,05$) entre as temperaturas médias dos dois ambientes em questão, poderíamos esperar o mesmo efeito na taxa de degradação dos praguicidas. As temperaturas mais elevadas da água dos tanques experimentais implicariam numa maior taxa de degradação das substâncias e, portanto, considerando mais uma vez somente esta variável, os praguicidas teriam uma meia vida menor nos tanques experimentais se comparados aos tanques dos estabelecimentos comerciais.

O efeito da elevação do pH e da temperatura na degradação do diflubenzuron (SCHAEFER e DUPRAS, 1973; IVIE et al., 1980; FISCHER e HALL, 1992),

Diclorvós (SAMUELSEN, 1987a; 1987b) e paration metílico (HOWARD, 1991; WAUCHOPE et al., 1992) tem sido demonstrado.

Dessa forma, deve-se ter cautela no momento em que se pretende predizer o que aconteceria num evento de aplicação dos praguicidas estudados nos tanques comerciais, tendo como referências os destinos e efeitos observados nos tanques experimentais. Além disso, valores de pH, temperatura e OD podem sofrer alterações significativas ao longo do dia, e estas análises pontuais devem ser consideradas com cautela por não refletirem o real cenário dinâmico do ambiente.

Mesmo assim, de maneira geral, os valores médios das variáveis limnológicas observadas nos tanques experimentais são semelhantes aos encontrados em outros ambientes aquícolas inseridos no Estado de São Paulo.

4.4. Destinos e efeitos dos praguicidas nos tanques experimentais.

O destino dos praguicidas no meio está diretamente relacionado com as propriedades físicas e químicas das formulações, quantidade e frequência de uso, métodos de aplicação, características bióticas e abióticas do ambiente e condições meteorológicas (KLINGMAN et al., 1982).

Com o conhecimento da relação entre as propriedades e comportamento, pode-se tentar prever como será o destino de determinada substância frente aos componentes sólidos, a bioacumulação, solubilidade em água e processos de transformação (MADHUN e FREED, 1990).

Neste sentido, experimentos em mesocosmos são de extrema valia e podem auxiliar na predição do comportamento e destino de diversos xenobióticos de interesse ambiental. Segundo JAK et al (1996), ensaios em mesocosmos permitem verificar efeitos de contaminantes em organismos e comunidades sob condições semi-naturais simuladas, porém idênticas e controladas, sendo que não apenas os efeitos toxicológicos diretos podem ser observados, mas também implicações ecológicas indiretas se tornam aparentes.

Foram avaliadas as concentrações dos diferentes praguicidas aplicados neste estudo nos principais compartimentos dos tanques experimentais de cultivo de peixes: água e sedimentos. Também foram determinadas as concentrações destes praguicidas nas partes comestíveis das tilápias (filés livres de escamas e espinhos). Além disso, o efeito das aplicações sobre as comunidades biológicas dos tanques experimentais foi avaliado.

4.4.1. Concentração de praguicidas nas amostras de água.

Foram detectados os praguicidas DFB, DDVP e PM nas amostras de água dos tanques 2, 3 e 4, respectivamente. As amostras de água do tanque 1 (controle) e nos demais tanques no tempo zero, foram negativas para estes praguicidas.

Diversos estudos têm sumarizado informações sobre o comportamento dos praguicidas nas águas superficiais, indicando qual é sua solubilidade e através de qual via são degradados ou eliminados destes ambientes. Além disso, discutem de que maneira certas características como o pH, luz solar, presença de oxigênio e de microorganismos podem afetar a persistência dos praguicidas na água.

Mesmo assim, há necessidade premente de se determinar o destino dos diversos praguicidas quando no meio aquoso, devido à grande variedade de cenários que se formam a cada evento de aplicação/contaminação, considerando as diferentes formulações apresentadas, os multifatores ambientais, biológicos e sazonais.

Dimilin

No tanque 2 que recebeu uma aplicação de Dimilin, resíduos de DFB foram detectados em todos os tempos amostrados (Figura 11), sendo que o valor máximo ($0,362 \mu\text{g mL}^{-1}$) foi detectado no segundo dia após a aplicação. O tempo estimado para a redução de 50% da concentração a partir deste ponto foi de aproximadamente 9,5 dias.

Figura 11. Concentração de diflubenzuron ($\mu\text{g mL}^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após a aplicação do Dimilin nos diferentes tempos amostrais.

A redução da concentração máxima medida de DFB em 50% está acima da observada por IVIE et al. (1980), que estimaram uma meia-vida de 7 dias e por BOYLE et al. (1996) que determinaram uma meia-vida de 2,33 dias em mesocosmos.

Uma série de estudos visando obter informações para a aprovação do uso do diflubenzuron como inseticida em programas de controle de pragas foi conduzida no final dos anos 70, visando determinar sua persistência no ambiente (SCHAEFER e DUPRAS, 1976, 1977; APPERSON et al. 1978; SHAEFER et al. 1979; SHAEFER et al., 1980).

SCHAEFER e DUPRAS (1976) ao determinarem a estabilidade do Dimilin em água, verificaram que aparentemente o composto é menos persistente à medida que

o pH e a temperatura aumentam, especialmente quando ambos os valores estão elevados. Por outro lado, a luz solar parece não afetar diretamente sua persistência em água. Da mesma forma, a presença de microorganismos parece ter pouco efeito sobre a concentração de DFB em solos e em água poluída (METCALF et al. 1975; SCHAEFER e DUPRAS, 1976).

Considerando a quantidade de ingrediente ativo que foi adicionada no início do experimento, observou-se que apenas 35%, aproximadamente, estavam presentes na fase aquosa nos primeiros dois dias após a aplicação do Dimilin. De fato, no experimento conduzido por SHAEFER et al. (1980), foi verificado que menos de 50% do DFB aplicado permaneceu em fase aquosa, indicando que as características de cristalização próprias das benzamidas substituídas, limitam a solubilidade deste ingrediente ativo, favorecendo a formação de pequenos cristais e precipitados. Além disso, SHAEFER e DUPRAS (1973) verificaram o efeito de matéria vegetal (palha) na concentração de Dimilin na água, indicando que processos de adsorção podem representar uma grande parcela de perda do DFB da água, comparável aos processos de hidrólise.

Dessa forma, uma significativa parcela de DFB parece não permanecer em solução aquosa, sendo que o destino mais provável deve ser a adsorção nas partículas e superfícies dos tanques (material em suspensão, paredes do tanque, sedimentos etc.) e posterior sedimentação. O aumento observado ao longo do tempo da concentração do DFB nos sedimentos do tanque 2, corrobora com esta hipótese (valores apresentados e discutidos a seguir).

Cabe ressaltar que o material em suspensão, o qual poderia conter uma quantidade significativa de DFB adsorvido, ficou retido no momento em que as amostras de água foram filtradas antes de serem extraídas com a técnica de SPE.

Dessa forma, consideramos que para estudos futuros esse compartimento deva ser incluído nas análises, uma vez que o DFB demonstrou uma tendência de ser adsorvido nas partículas suspensas. Portanto, recomenda-se a análise dos filtros para o melhor entendimento do destino desta substância nos tanques de cultivo.

Diclorvós

Considerando a quantidade inicial de triclorfon adicionada no início do experimento, a quantidade de DDVP observada nas primeiras horas correspondeu a 46,6% da concentração da molécula-mãe.

Foi verificada uma rápida degradação do DDVP no meio aquoso (Figura 12). A diminuição de 50% da concentração inicial estimada a partir da primeira análise (5 horas) foi de 1,12 horas sendo, portanto, o praguicida que apresentou a maior degradação nos tanques experimentais.

Segundo KAMRIN (1997), em lagos e rios a meia-vida do DDVP é em torno de 4 dias, indicando que a biodegradação pode desempenhar papel decisivo na eliminação desta substância.

SAMUELSEN (1987b) verificou que a temperatura, o pH e a taxa de aeração exercem grande efeito na degradação, tanto do triclorfon quanto do diclorvós em água do mar. Este autor determinou que a meia-vida do DDVP em água do mar é de 153 horas (baixa aeração) e 93 horas (alta taxa de aeração) em pH 8. A grande diferença na meia-vida observada entre estes estudos, pode estar relacionada à diferença de temperatura, 13,5°C em SAMUELSEN (1987b) e 21°C no presente estudo.

Figura 12. Concentração de diclorvós ($\mu\text{g mL}^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Neguvon nos diferentes tempos amostrais. ND indica valores abaixo do limite de detecção.

Além disso, segundo HOFER (1981), a degradação de ambos, triclorfon e diclorvós, consomem íons hidroxila. Dessa forma, o pH elevado verificado no tanque 3 pode ter favorecido a degradação (hidrólise) destas substâncias, resultando na curta meia vida observada tanto na água, quanto nos sedimentos.

Segundo MULLA et al., (1981), a ação de microorganismos é uma das principais causas da baixa persistência de organofosforados no solo e na água, e dessa forma, pode-se acreditar que a microbiota presente nos tanques experimentais possa ter desempenhado papel fundamental na degradação deste praguicida.

Paration metílico

Com relação ao PM, resíduos foram detectados em todos os tempos amostrados até o trigésimo dia, sendo que praticamente todo o ingrediente ativo inicialmente adicionado ao tanque ($0,25 \mu\text{g mL}^{-1}$) foi detectado nas primeiras 5 horas (Figura 13). A meia-vida estimada foi de 96,5 horas (aproximadamente 4 dias).

Figura 13. Concentração de paration metílico ($\mu\text{g mL}^{-1}$) na água de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Folisuper nos diferentes tempos.

O paration metílico é considerado um organofosforado de baixa persistência, cuja meia-vida varia de 1 a 30 dias, sendo que geralmente é em torno de 5 dias (WAUCHOPE et al. 1992). Segundo HOWARD (1991) a degradação completa do PM em ambientes naturais ocorre entre duas semanas e um mês. De fato, MULLA e ISSAK (1961) relataram a diminuição de 99 % da concentração de PM na água em tanques ao ar livre, ocorrendo em duas semanas.

CROSSLAND e BENNETI (1984) determinaram que a meia-vida do PM em aquários contendo sedimentos e plantas aquáticas variou entre 78 e 99 horas, enquanto que nos tanques variou de 210 a 410 horas. Esses relatos estão de acordo com os resultados encontrados neste estudo.

4.4.2. Concentração de praguicidas nas amostras de sedimentos.

Considerando que a ligação dos xenobióticos aos sedimentos depende do conteúdo de carbono orgânico, tipo e quantidade de argila, capacidade de troca catiônica, pH e área superficial da partícula dos sedimentos (CONNELL, 1990), e que uma vez concentrados nos sedimentos dos tanques de piscicultura podem funcionar como depósitos destas substâncias (AMARANENI, 2002), a caracterização dos sedimentos passa a ser ponto crítico na predição da dinâmica dos praguicidas nos tanques de piscicultura e pesca.

Foram determinadas a granulometria e o teor de matéria orgânica dos sedimentos dos tanques experimentais. A Tabela 11 contém os resultados destas análises.

Tabela 11. Granulometria e teor de matéria orgânica nos sedimentos dos tanques experimentais. Valores em porcentagem.

	Areia grossa	Areia média	Areia fina	Silte	Argila	Matéria orgânica
Tanque 1	7	49	24	10	2	6,6
Tanque 2	7	49	21	13	3	6,7
Tanque 3	7	49	20	13	3	7,3
Tanque 4	7	49	24	10	3	6,7

Os sedimentos dos tanques experimentais foram predominantemente constituídos por areia média e fina.

Segundo classificação proposta por NAUMANN (1930 *apud* ESTEVES, 1998) os sedimentos lacustres podem ser de dois tipos: orgânico ou mineral. Sedimentos orgânicos são aqueles que apresentam concentração de matéria orgânica superior a

NAUMANN, E. 1930. *Einführung im die Bodenkunde der Seen*. Stuttgart E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung. 126p.

10% (UNGEMACH, 1960 *apud* ESTEVES, 1998). Dessa forma, os sedimentos dos tanques experimentais podem ser classificados como sedimento mineral arenoso.

Foram detectados resíduos dos praguicidas DFB, DDVP e PM nos sedimentos dos tanques 2, 3 e 4, respectivamente. As amostras do tanque 1 (controle) e dos demais tanques no tempo zero foram negativas para estes praguicidas.

Dimilin

A concentração de DFB nos sedimentos apresentou um aumento transitório até o trigésimo dia após a aplicação, sendo que no sexagésimo dia, foi detectado o menor valor (Figura 14). O DFB foi o praguicida com maior tempo de persistência nos sedimentos quando comparado aos outros praguicidas.

Figura 14. Concentração de diflubenzuron ($\mu\text{g g}^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Dimilin, nos diferentes tempos.

No experimento conduzido por SHAEFER et al. (1980) em ambientes lênticos, foi verificado que menos de 50% do DFB aplicado permaneceu em fase aquosa, sendo que o restante ficou aparentemente adsorvido e precipitado. O aumento gradativo observado até o quinto dia após a aplicação, corrobora com a hipótese de que uma quantidade considerável de DFB tenha sido adsorvida nas partículas suspensas no início da aplicação, as quais foram sedimentando ao longo do tempo. A possibilidade do ingrediente ativo ter permanecido associado ao veículo da formulação, e dessa forma, não ter sido solubilizado completamente, deve ser considerada.

Contudo, CUNNINGHAM e MYERS (1986) indicaram que os sedimentos da porção supralitoral de pântanos salgados foram o principal compartimento de deposição do DFB após uma aplicação aérea (45 g ha^{-1}), sendo que neste caso, a meia-vida estimada foi de 10 dias. Similarmente, KNUTH e HEINIS (1995) calcularam a meia vida para DFB de 5,6 e 10,7 dias em sedimentos de mesocosmos. Além destes, SELVIK et al. (2002) verificaram que o DFB é extremamente persistente em sedimentos marinhos anóxicos ricos em matéria orgânica sob baixa temperatura, sendo que não houve redução significativa na sua quantidade durante os 204 dias de experimento, independentemente da temperatura testada (4 ou 14°C) ou do tipo de sedimento (lama ou areia/conchas).

A característica do DFB acumular-se nos sedimentos é extremamente relevante do ponto de vista da exposição à biota ao longo do tempo. Considerando isso, processos de bioacumulação podem ocorrer mesmo após a renovação da água dos tanques.

De fato, AMARANENI (2002) considera que os sedimentos dos tanques de piscicultura podem funcionar como depósitos de praguicidas. As substâncias depositadas nos sedimentos podem, após processos mecânicos, físicos e químicos ou mesmo biológicos, serem disponibilizados novamente aos peixes.

Dessa forma, a contribuição que as substâncias contidas nos sedimentos podem ter no período a que os peixes estarão expostos ao DFB após uma aplicação de Dimilin, deve ser considerada.

Nesse ponto deve ser ressaltada a necessidade de se avaliar a influência dos sedimentos contaminados pelos praguicidas na determinação dos tempos de carência antes da comercialização, ou seja, lotes mantidos nos mesmos tanques em que receberam as aplicações de DFB necessitarão de um maior tempo para que os resíduos sejam eliminados/metabolizados, mesmo havendo a completa renovação da água do tanque.

Diclorvós

Com relação ao DDVP, resíduos foram quantificados somente na amostra coletada 5 horas após a aplicação do Neguvon (Figura 15). Nos demais tempos, esse praguicida não foi detectado.

Contrariamente ao que foi observado com o diflubenzuron e com o paration metílico (resultados apresentados a seguir), o DDVP não se acumulou nos sedimentos.

Figura 15. Concentração de diclorvós ($\mu\text{g g}^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Neguvon nos diferentes tempos. ND indica valores abaixo do limite de detecção.

Estudos têm mostrado que o DDVP não adsorve nas partículas de sedimento, permanecendo preferencialmente em solução (TULLY e MORRISSEY, 1989; KAMRIN, 1997).

O fato de se ter detectado DDVP nos sedimentos às 5 horas após a aplicação de neguvon pode estar relacionada à presença deste praguicida na água coletada juntamente com as amostras de sedimentos, e dessa forma, contribuiu com a maior parcela de DDVP detectado nas análises cromatográficas.

Paration Metílico

Por outro lado, o PM foi detectado em todos os tempos até uma semana após a adição de Folisuper (Figura 16). Cabe ressaltar que no sétimo dia a concentração de PM ficou abaixo do limite de quantificação.

Figura 16. Concentração de paration metílico ($\mu\text{g g}^{-1}$) nos sedimentos de tanque de piscicultura experimental após a aplicação de Folisuper nos diferentes tempos. NQ indica valor abaixo do limite de quantificação.

A quantidade de PM diminui acentuadamente nas primeiras 24 horas após a adição de Folisuper, sendo que após este período, a redução da concentração ocorre paulatinamente. A redução de 50% da concentração de PM inicial foi estimada em 10,9 horas.

MILAM et al. (2004) também verificaram a capacidade do PM de acumular-se em sedimentos de áreas alagadas, cujas concentrações também diminuiriam acentuadamente ao longo do tempo.

4.4.3. Concentração de praguicidas nas amostras de peixes.

As principais vias de exposição aos praguicidas no ambiente são a ingestão de alimentos ou água, a respiração e o contato superficial. A molécula que passar pelas várias barreiras do organismo pode ser metabolizada ou armazenada. Se a velocidade de eliminação do xenobiótico for baixa ou se a molécula não for metabolizada, haverá acúmulo no organismo, e a concentração poderá chegar a um nível de equilíbrio dependendo da concentração externa à qual o organismo está exposto. Dependendo da dinâmica de eliminação e acúmulo da substância química, sua concentração final no organismo poderá ser maior do que sua concentração no meio, e isso é chamado de bioacumulação.

Depois da absorção, a substância tóxica se desloca entre a fração aquosa e a lipídica, conforme suas características físicas e químicas. Alguns fatores influenciam a distribuição e o armazenamento, sendo que os ligados ao agente tóxico são a lipossolubilidade, grau de ionização, afinidade química e grau de oxidação; enquanto que os ligados ao organismo são a irrigação do órgão, conteúdo de água e lipídios, biotransformação e integridade do órgão (AZEVEDO e LIMA, 2004). Diferentes velocidades de bioacumulação podem ocorrer nos diferentes grupos de organismos ou espécies, e desta forma, grupos biologicamente distintos podem exibir diferentes fatores de bioacumulação para um mesmo composto (LECH e BOND, 1980).

O fato de que a lesão de um órgão ou tecido pode favorecer o acúmulo de um xenobiótico é de suma importância no entendimento do potencial de acúmulo dos praguicidas empregados no combate aos ectoparasitas de peixes. Além da eminente alteração no balanço energético do animal parasitado, que por si só já poderia representar um obstáculo fisiológico importante a ser superado, os danos causados pelos parasitos podem provocar alterações no balanço hidromineral dos peixes,

sobrecarregando o sistema osmorregulatório, o que poderia comprometer as rotas de detoxificação dos praguicidas.

Um exemplo clássico deste fato é o acúmulo de mercúrio nos rins. O mercúrio inorgânico tem afinidade pelo tecido renal, mas danifica o néfron, dificultando sua eliminação e conseqüentemente, aumentando sua deposição renal (AZEVEDO e LIMA, 2004).

Neste ponto, deve-se fazer um alerta com relação ao fato de neste estudo de simulação ter-se trabalhado com peixes saudáveis e não parasitados, e que a toxicocinética das substâncias pode ser consideravelmente alterada numa situação real de parasitose seguida de tratamento com praguicidas.

Considerando o conhecimento atual e as limitações metodológicas, faz-se necessário determinar o potencial de acumulação dos produtos empregados como quimioterápicos em animais destinados ao consumo humano, uma vez que as diferentes características tanto dos xenobióticos quanto dos animais expostos podem determinar destinos e dinâmicas distintas, as quais são fundamentais na previsão da segurança alimentar dos consumidores.

Nos ensaios de simulação de tratamento contra ectoparasitas, houve acúmulo dos praguicidas diflubenzuron e paration metílico nos filés dos peixes que receberam tratamento com Dimilin e Folisuper, respectivamente.

Não foram detectados resíduos de praguicidas nos peixes submetidos ao tratamento com Neguvon, tão pouco nos peixes mantidos no tanque 1 (controle) e os capturados no tempo zero.

Segundo ELLIS (1991), HOWARD (1991) e ROTH et al. (1993) o DDVP possui baixa persistência em tecidos de peixes. De fato, apesar de CAPOBIANGO e CARDEAL (2005) terem encontrado resíduos de DDVP em *Pimelodus maculatus*

coletados no rio Paranaíba (MG), dos vários tecidos analisados, apenas as brânquias apresentaram valores quantificáveis.

Por outro lado, HØY e HOSBERG (1990) encontraram resíduos de DDVP acima de $0,017 \mu\text{g g}^{-1}$ em músculo de salmão 3 dias após exposição durante uma hora a $1,0 \text{ mg L}^{-1}$ (4°C). Entretanto, a 12°C , resíduos só puderam ser detectados logo após o tratamento.

Dimilin

Os métodos de extração e análise cromatográfica para o diflubenzuron foram considerados satisfatórios. Não foi verificado um efeito de matriz significativo e o método demonstrou ser simples e rápido. Além disso, a quantidade de material e solvente empregados foi relativamente pequena. As Figuras 17 e 18 mostram os cromatogramas obtidos após a injeção dos extratos no sistema cromatográfico (HPLC-DAD).

Figura 17. Cromatograma típico (intensidade do sinal por minuto) de um extrato de filé de *O. niloticus* do tanque controle analisado em HPLC-DAD.

Figura 18. Cromatograma típico (intensidade do sinal por minuto) de um extrato de filé de *O. niloticus* do submetido ao tratamento com Dimilin (tanque 2).

Com relação ao acúmulo de DFB, a concentração nos filés de tilápias aumenta ao longo do tempo, atingindo os maiores valores ($8,04 \text{ mg kg}^{-1}$) após uma semana da aplicação do Dimilin (Figura 19).

Figura 19. Concentração de diflubenzuron (mg kg^{-1}) em filés de *O. niloticus* submetidos à aplicação de Dimilin em diferentes tempos. Letras diferentes indicam valores significativamente diferentes entre si (ANOVA - teste de Tukey, $p < 0,05$).

Uma das formas de se estimar a bioacumulação de determinada substância num peixe é através do quociente entre a concentração do praguicida no tecido e a concentração na água. Uma semana após a aplicação do Dimilin, o fator de bioacumulação de DFB no músculo de *O. niloticus* foi de aproximadamente 30 vezes.

A tendência do DFB acumular-se em tecidos de peixes tem sido reportada por alguns autores.

METCALF et al. (1975) verificaram um acúmulo médio de DFB em *Gambusia affinis* na ordem de 16,5 vezes ao final de 33 dias de um experimento de simulação de ecossistema.

APPERSON et al. (1978) verificaram o acúmulo de DFB em *Promoxis annularis* variando de 49 a 123 vezes em relação à quantidade na água.

Mais tarde, SHAEFER et al. (1980), ao estudarem a dinâmica e o destino do DFB após aplicações em ambientes natural e experimental, verificaram acúmulo de DFB variando entre 52 e 113 vezes 5 dias após a aplicação, sendo que o valor máximo encontrado foi no início do experimento, na ordem de 160 vezes.

HAAS-JOBULIUS (1991), determinou a bioacumulação de DFB na ordem de 95,9 e 119,4 vezes em carpas expostas por 5 dias a 5 e 50 $\mu\text{g L}^{-1}$, respectivamente, concluindo que o processo de bioacumulação do DFB em peixes é dependente da sua concentração na água.

LOPES (2005) verificou o acúmulo de DFB em músculo de pacu 5 horas após a aplicação de Dimilin, com valores de bioacumulação entre 17 e 23 vezes.

Dessa forma, a bioacumulação de DFB deve ser considerada no momento da escolha do produto a ser utilizado para eliminarem parasitas de peixes. No caso de utilizar Dimilin, deve ser determinado o tempo necessário para que os resíduos

sejam eliminados dos tecidos dos peixes, antes de serem destinados ao consumo humano.

Paration Metílico

Assim como verificado para as análises de DFB, os métodos empregados na extração e análise do paration metílico mostraram-se satisfatórios, permitindo a quantificação dos resíduos de PM em filés de tilápia. As figuras 20 e 21 mostram os cromatogramas de amostras de extratos de filé de tilápia antes a após exposição ao Folisuper. Cabe ressaltar que no caso de haver a necessidade de se realizar análises de resíduos em quantidades menores, um passo de pré-concentração pode ser incluído no preparo das amostras.

Figura 20. Cromatograma típico (intensidade do sinal por minuto) de um extrato de filé de *O.niloticus* do tanque controle analisado em CG-NPD.

Figura 21. Cromatograma típico (intensidade do sinal por minuto) de um extrato de filé de *O. niloticus* submetido ao tratamento com Folisuper analisado em CG-NPD.

Com relação ao acúmulo de PM nos filés de tilápias, diferentemente do que foi observado nos peixes tratados com Dimilin, houve um grande acúmulo de praguicida logo nas primeiras horas, sendo que a concentração manteve-se elevada até o segundo dia de exposição ao Folisuper, diminuindo somente após o quinto dia (Figura 22).

Figura 22. Concentração de paration metílico (mg kg⁻¹) em filés de *O. niloticus* submetidos à aplicação de Folisuper em diferentes tempos. Letras diferentes indicam valores significativamente (ANOVA - Tukey, $p < 0,05$) diferentes entre si.

A extensão com que os organofosforados podem acumular-se nos tecidos dos peixes depende da taxa de aplicação, duração do tratamento, conteúdo de lipídios, tamanho corpóreo, taxa metabólica, temperatura e pH da água (HOSBERG et al., 1989). A capacidade dos organofosforados bioacumularem-se em tecidos de animais aquáticos tem sido reportada (SERRANO et al., 1995; TSUDA et al., 1996; KITAMURA et al., 2000; AMARANENI e PILLALA, 2001). Entretanto, há certa controvérsia com relação à capacidade do PM acumular-se em tecidos animais.

KIDD et al. (1991) e GALLO e LAWRYK (1991), indicam que este composto não acumula em animais aquáticos. Por outro lado, SABHARWAL e BELSARE (1986) verificaram o acúmulo em carpas após aplicação em tanques de cultivo. SALAZAR et al. (1997) verificaram o acúmulo de PM em peixes de reservatório contaminado (Ignácio Ramirez, México). Mais tarde, no mesmo reservatório, FAVARI et al. (2002) verificaram o acúmulo de PM e malation em fitoplâncton, zooplâncton e peixes. Além disso, o acúmulo de paration em trutas foi demonstrado por ABBAS et al. (1996), os quais concluíram que a meia vida relativamente prolongada desta substância nos peixes (aproximadamente 5 vezes maior que a meia vida em ratos) traz preocupação quanto à possibilidade de risco à saúde de consumidores. SOUMIS et al. (2003) encontraram acúmulo de PM em peixes amazônicos, provavelmente devido ao intenso uso desta substância na região.

Neste estudo, a bioacumulação do paration metílico nos filés de tilápia variou entre 16,7 e 23,1 vezes, sendo que durante todo o experimento, a bioacumulação média foi de 20 vezes. SABHARWAL e BELSARE (1986) encontraram bioacumulação máxima de 12 vezes em carpas, enquanto que FAVARI et al. (2002) encontraram bioacumulação de PM variando de 8 a 19 vezes em peixes coletados no ambiente.

Além do acúmulo de paration metílico em tecidos de peixes, deve-se considerar ainda a possibilidade de acúmulo dos produtos de degradação. De fato, TENBROOK et al. (2006) verificaram a capacidade do esturjão branco (*Acipenser transmontanus*) absorver *p*-nitrofenol (produto de degradação do paration etílico e metílico) a partir da água.

Dessa forma, considerando a tendência de acúmulo de PM em partes comestíveis (filés) após a exposição ao Folisuper, recomenda-se que o uso deste produto deve ser evitado ou as medidas necessárias tomadas quanto à determinação do tempo de carência necessário antes da comercialização.

Com relação à segurança alimentar, risco é definido como agente ou fator biológico, químico ou físico com potencial de causar efeito adverso à saúde. O consumo de peixes e pescados, em geral está relacionado a uma variedade de riscos de segurança alimentar, sendo que alguns destes riscos podem ser potencialmente aumentados sob certas circunstâncias em produtos oriundos da aquicultura, se comparados aos capturados no ambiente (REILLY e KÄFERSTEIN, 1997).

Agroquímicos, resíduos de drogas veterinárias e metais podem acumular-se em produtos aquaculturais em níveis que podem causar problemas de saúde pública. Neste caso, destacam-se os praguicidas, que podem estar presentes nos tanques de cultivo, quer seja por contaminação oriunda de áreas agrícolas adjacentes, ou pela adição intencional exigida em certas práticas de manejo (REILLY e KÄFERSTEIN, 1997).

Através da comissão do Codex Alimentarius, níveis de resíduos máximos para diversos alimentos são recomendados aos órgãos governamentais. Entretanto, a exposição humana aos riscos associados ao consumo de produtos aquáticos, nunca

foi explicitamente considerada pelo Codex, provavelmente pelo fato da magnitude da exposição aos agroquímicos via produtos aquaculturais não ter sido completamente avaliada, sendo que a quantidade limitada de dados disponíveis sugere a necessidade de mais estudos (REILLY e KÄFERSTEIN, 1997).

Os limites máximos de resíduos (LMR) de DFB (mg kg^{-1}) em carnes recomendados no Codex Alimentarius são: vísceras comestíveis (0,1), carne de mamíferos (0,1) e peru (0,05). Considerando estes valores de LMR para o DFB, verifica-se que a quantidade de diflubenzuron presente nos filés de peixes submetidos ao tratamento com Dimilin, em todos os tempos amostrados, ultrapassa estes limites, indicando que o uso deste praguicida deve ser evitado ou, em última instância, que se estabeleça o período de carência antes da comercialização.

No caso do paration metílico, não há recomendação de LMR para as carnes no Codex. Entretanto, é recomendado o valor de $0,05 \text{ mg kg}^{-1}$ para feijão e batata. Se este valor for tomado como referência, ficará evidente que os resíduos de PM em filés de tilápia ultrapassam o LMR, e as mesmas recomendações sugeridas para o caso de tratamento de peixes com Dimilin, se aplicariam para o uso do Folisuper.

4.4.4. Análise da comunidade biológica dos tanques experimentais.

Com o objetivo de determinar estatisticamente se os tanques experimentais poderiam ser comparados entre si, e dessa forma permitir a comparação dos efeitos das aplicações dos praguicidas sobre os grupos estudados, realizou-se uma análise de variância multivariada (MANOVA $p < 0,05$).

No tempo zero (antes da aplicação dos praguicidas), considerando todas as variáveis biológicas (fitoplâncton, zooplâncton e macro invertebrados bentônicos), os tanques experimentais não apresentaram diferenças significativas ($p = 0,242$), permitindo dizer que no início dos experimentos as características dos tanques eram semelhantes entre si.

Por outro lado, ao longo do tempo, os tanques foram significativamente diferentes entre si ($p = 0,003$), indicando as diferentes condições estabelecidas nos tanques após a aplicação dos praguicidas.

4.4.4.1. Fitoplâncton

O fitoplâncton, constituído pelas algas e cianobactérias, tem papel fundamental em qualquer ambiente aquático na produção primária, base de toda cadeia alimentar, além de representarem a principal fonte de oxigênio para o meio.

As variações temporal e espacial do fitoplâncton nos ecossistemas aquáticos tropicais são controladas por vários fatores, tais como: sazonalidade, radiação solar, fotoperíodo, precipitação e turbulência. Esses, por sua vez, influenciam a dinâmica dos nutrientes nestes ambientes (MARGALEF, 1983). Em associação aos fatores abióticos, estão os fatores bióticos como as características fisiológicas de cada espécie além das interações com as outras do sistema através do parasitismo, da competição e da herbivoria, as quais são importantes na estruturação das

comunidades fitoplanctônicas. A ação conjunta desses fatores influencia a variação periódica da abundância, dominância, composição e sucessão entre as diferentes classes fitoplanctônicas no ecossistema (REYNOLDS, 1999).

Os organismos fitoplanctônicos podem ser utilizados como indicadores de qualidade de água, por serem sensíveis às alterações ambientais (ROCHA 1992; NOGUEIRA e MATSUMURA-TUNDISI, 1996). Mudanças no padrão da presença de espécies ou da sua composição podem servir como importantes ferramentas aos estudos ecológicos e sanitários nos corpos d'água (MARGALEF, 1981).

Entretanto, as respostas da comunidade fitoplanctônica frente a um evento de contaminação por inseticidas não parecem seguir um padrão, e os dados disponíveis na literatura exibem certa controvérsia. De maneira geral, os efeitos sobre a comunidade fitoplanctônica parecem estar mais relacionados às alterações nos níveis tróficos superiores que propriamente aos efeitos diretos (HULBERT et al., 1972; CROSSLAND et al., 1982; HANSEN e GARTON, 1982a, 1982b; DAY et al., 1987; TIDOU et al., 1992; BOYLE et al., 1996).

As Figuras 23 a 30 e as Tabelas 12 a 15 apresentam os resultados obtidos nas análises quantitativas e qualitativas da comunidade fitoplanctônica dos tanques experimentais. Em seguida, a Tabela 16 apresenta os resultados dos índices de diversidade calculados para os tanques experimentais.

Figura 23 . Concentração dos pigmentos clorofila *a* e feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton (indivíduos mL^{-1}) no tanque controle nos diferentes tempos.

Figura 24 Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque controle nos diferentes tempos amostrados.

Tabela 12. Densidade (indivíduos mL⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque controle em diferentes tempos.

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
Cyanophyceae		3178	2255	1253	4285
<i>Aphanocapsa</i> sp.		1128	781		3533
<i>Aphanothece</i> sp.		820	1301	940	
Céls. livres de <i>Microcystis</i> sp.		410			
<i>Chroococcus minimus</i> (colônias)				251	752
<i>Geitlerinema unigranulatum</i>			173		
<i>Microcystis</i> sp.		820		63	
Bacillariophyceae		820	0	0	75
<i>Aulacoseira</i> sp.		103			
<i>Cyclotella</i> sp.		103			
<i>Fragillaria</i> sp.		410			
<i>Navicula</i> sp.		205			75
Chlorophyceae		39675	28540	16540	26539
<i>Ankistrodesmus gracillis</i>				63	75
<i>Chlamydomonas</i> sp		1333	347	7518	
<i>Coelastrum reticulatum</i>		18864	9455	940	12330
<i>Crucigenia tetrapedia</i>		205	434	1190	150
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>		2768	1388	501	301
<i>Dimorphococcus lunatus</i>		1640	954		677
<i>Elakatothrix</i> sp.		205		814	
<i>Golenkinia</i> sp.			260	313	75
<i>Kirchneriella obesa</i>		1435		188	827
<i>Micractinium</i> sp.		205	867	501	
<i>Monoraphidium irregulare</i>		1743		63	827
<i>Oocystis</i> sp		308	2429	63	226
<i>Pediastrum duplex</i>		205	260	188	
<i>Pediastrum tetras</i>		1948	347	752	677
<i>Scenedesmus acuminatus</i>		2358	867	439	3985
<i>Scenedesmus bicaudatus</i>		1025	1735	125	451
<i>Scenedesmus denticulatus</i>		615	694	940	677
<i>Scenedesmus opoliensis</i>		2358	1388	1378	1804
<i>Scenedesmus</i> sp.1		615	2863	63	2180
<i>Scenedesmus</i> sp.2		820	2776		75
<i>Schroederia indica</i>			87	313	
<i>Tetrastrum</i> sp.		1025	694	188	451
<i>Treubaria</i> sp.			694		752
Euglenophyceae		2973	4077	3007	3834
<i>Trachelomonas</i> sp		2973	4077	3007	3834
Chrysophyceae		103	0	0	0
<i>Mallomonas</i> sp		103			
Cryptophyceae		1640	173	627	0
<i>Cryptomonas</i> sp		1640	173	627	
Zygnemaphyceae		513	520	251	601
<i>Closterium</i> sp.		103	173	63	
<i>Euastrum</i> sp.			87		
<i>Staurostrum</i> sp.1		410	173	63	226
<i>Staurodesmus</i> sp.			87	125	376
Xanthophyceae		103	0	125	0
<i>Isthmochloron</i> sp.		103		125	

...continuação da Tabela 12

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
Dinophyceae		718	520	0	226
<i>Peridinium</i> sp.		718	520		226
Densidade total		49824	36087	21802	35561

Figura 25 . Concentração de clorofila *a* e feofitina (µg L⁻¹) e densidade total do fitoplâncton (indivíduos mL⁻¹) no tanque submetido ao tratamento com Dimilin nos diferentes tempos.

Figura 26 Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Dimilin nos diferentes tempos amostrados.

Tabela 13. Densidade (indivíduos mL⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Dimilin em diferentes tempos.

tempo	zero	1 dia	2 dias	7dias
Táxons				
Cyanophyceae	245	1316	242	733
<i>Aphanocapsa</i> sp.				56
<i>Aphanothece</i> sp.				56
Céls. livres de <i>Microcystis</i> sp.	98	376		564
<i>Cylindropsermopsis</i> sp.		94		
<i>Limnothrix</i> sp	98	188		
<i>Phormidium</i> sp.	49			
<i>Pseudanabaena mucicola</i>		658	242	
<i>Pseudanabaena</i> sp.				56
Bacillariophyceae	1128	1504	2578	0
<i>Fragillaria</i> sp.	1128	1128	2175	
<i>Nitzschia</i> sp.			403	
<i>Navicula</i> sp.		376		
Chlorophyceae	15445	15976	42450	14547
<i>Chlamydomonas</i> sp	49			169
<i>Coelastrum reticulatum</i>	11130	6954	24649	11277
<i>Crucigenia tetrapedia</i>	1177	1504	4591	338
<i>Crucigeniella</i> sp.	147	846	806	56
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>	49	188		
<i>Dimorphococcus lunatus</i>	49	282		1184
<i>Golenkinia</i> sp.	98		564	113
<i>Kirchneriella obesa</i>	1471	3571	6847	113
<i>Monoraphidium circinale</i>		94	161	
<i>Monoraphidium irregulare</i>	49	282	322	56
<i>Mougeotia</i> sp			81	
<i>Oocystis</i> sp	343	188	403	56
<i>Pediastrum duplex</i>	49			113
<i>Pediastrum tetras</i>	49	282	483	
<i>Scenedesmus acuminatus</i>	49		161	113
<i>Scenedesmus bicaudatus</i>	49	376	725	113
<i>Scenedesmus denticulatus</i>	49			
<i>Scenedesmus opoliensis</i>	294	1034	2094	395
<i>Scenedesmus</i> sp.1	245	282	161	113
<i>Scenedesmus</i> sp.2		94		
<i>Tetrastrum</i> sp.	49		81	169
<i>Treubaria</i> sp.	49		322	169
Euglenophyceae	196	752	2336	564
<i>Trachelomonas</i> sp	196	752	2336	564
Cryptophyceae	0	0	0	113
<i>Cryptomonas</i> sp				113
Zygnemaphyceae	147	282	1289	959
<i>Closterium</i> sp.	49	188		733
<i>Hyalotheca dissiliens</i>				56
<i>Staurastrum</i> sp.1	98	94	1208	
<i>Staurastrum</i> sp.2			81	
<i>Staurastrum</i> sp.3				113
<i>Staurodesmus connatus</i>				56
Dinophyceae	245	1034	403	56
<i>Peridinium</i> sp.	245	1034	403	56
Densidade total	17406	20863	49297	16972

Figura 27. Concentração de clorofila *a* e feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton (indivíduos mL^{-1}) no tanque tratado com Neguvon nos diferentes tempos.

Figura 28. Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Neguvon nos diferentes tempos amostrados.

Tabela 14. Densidade (indivíduos mL⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Neguvon em diferentes tempos.

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
Cyanophyceae		5155	2857	7374	1410
<i>Aphanocapsa</i> sp.		161	75	520	634
<i>Aphanothece</i> sp.		1047	1053	2949	
Céls. livres de <i>Microcystis</i> sp.		1611		2082	
<i>Chroococcus minimus</i> (colônias)		1772		867	775
<i>Limnothrix</i> sp		242		173	
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				434	
<i>Pseudanabaena</i> sp.				87	
<i>Raphidiopsis</i> sp.		322	1729	260	
Bacillariophyceae		81	0	1041	211
<i>Navicula</i> sp.		81		1041	211
Chlorophyceae		19816	9322	21166	3595
<i>Ankistrodesmus falcatus</i>		403	75	2255	740
<i>Chlamydomonas</i> sp		242			70
<i>Coelastrum reticulatum</i>		10955	1504	8675	282
<i>Crucigenia tetrapedia</i>			150		106
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>		1047		1388	1198
<i>Dimorphococcus lunatus</i>					35
<i>Golenkinia</i> sp.		242	301	173	106
<i>Kirchneriella obesa</i>		3222	1955	607	70
<i>Micractinium</i> sp.				87	
<i>Monoraphidium circinale</i>		161		867	282
<i>Monoraphidium irregulare</i>		403	1729	1301	35
<i>Mougeotia</i> sp		81	75	87	
<i>Oocystis</i> sp		81		260	35
<i>Pediastrum tetras</i>		403	75	607	70
<i>Scenedesmus acuminatus</i>		403	150	1041	70
<i>Scenedesmus bicaudatus</i>		242	150	347	
<i>Scenedesmus opoliensis</i>		1128	1504	1301	106
<i>Scenedesmus</i> sp.1		403	902	1301	35
<i>Scenedesmus</i> sp.2		81			
<i>Tetrastrum</i> sp.		161	752	87	35
<i>Treubaria</i> sp.		161		781	317
Euglenophyceae		403	226	781	0
<i>Trachelomonas</i> sp		403	226	781	
Chrysophyceae		0	0	260	388
<i>Mallomonas</i> sp				260	352
<i>Synura</i> sp.					35
Cryptophyceae		81	0	607	106
<i>Cryptomonas</i> sp		81		607	106
Zygnemaphyceae		242	1128	2429	881
<i>Closterium</i> sp.		81	977	1908	811
<i>Staurastrum margaritaceum</i>				347	
<i>Staurastrum</i> sp.1		161		173	
<i>Staurastrum</i> sp.2			150		
<i>Staurastrum</i> sp.3					70
Xantophyceae		0	0	87	0
<i>Isthmochloron</i> sp.				87	

...continuação da Tabela 14

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
Dinophyceae		0	0	173	0
<i>Peridinium</i> sp.				173	
Densidade total		25776	13533	33918	6590

Figura 29. Concentração dos pigmentos clorofila A e Feofitina ($\mu\text{g L}^{-1}$) e densidade total do fitoplâncton (indivíduos mL^{-1}) no tanque tratado com Folisuper nos diferentes tempos.

Figura 30. Densidade percentual dos taxa mais representativos no tanque submetido ao tratamento com Folisuper nos diferentes tempos amostrados.

Tabela 15. Densidade (indivíduos mL⁻¹) da comunidade fitoplanctônica no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
Cyanophyceae		3172	5451	4624	3759
<i>Aphanocapsa</i> sp.			94	282	251
<i>Aphanothece</i> sp.		423	3383		814
Céls. livres de <i>Microcystis</i> sp.		634		3270	
<i>Chroococcus minimus</i> (colônias)		1410	1598	1015	2067
<i>Cylindropspermopsis</i> sp.					376
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				56	251
<i>Raphidiopsis</i> sp.		705	376		
Bacillariophyceae		70	846	0	439
<i>Aulacoseira granulata</i>					63
<i>Navicula</i> sp.			846		313
<i>Nitzschia</i> sp.		70			63
Chlorophyceae		21215	22084	9980	15725
<i>Actinastrum</i> sp.			94		
<i>Ankistrodesmus falcatus</i>		211	1973	338	63
<i>Chlamydomonas</i> sp				169	251
<i>Coelastrum reticulatum</i>		7964	8270	5300	6892
<i>Crucigenia tetrapedia</i>		70		56	376
<i>Crucigeniella</i> sp.			94		
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>		141	1504	113	63
<i>Dimorphococcus lunatus</i>				113	
<i>Eutetramorus</i> sp.					251
<i>Golenkinia</i> sp.		493		451	251
<i>Kirchneriella obesa</i>		6555	658	169	
<i>Micractinium</i> sp.			94		
<i>Monoraphidium circinale</i>		282	752		
<i>Monoraphidium irregulare</i>		1551	752	451	1817
<i>Oocystis</i> sp		141	658		376
<i>Pediastrum duplex</i>		70		56	
<i>Pediastrum tetras</i>		493	470	226	1002
<i>Scenedesmus acuminatus</i>			1128	169	
<i>Scenedesmus bicaudatus</i>		70	564	56	251
<i>Scenedesmus denticulatus</i>			94		
<i>Scenedesmus opoliensis</i>		1410	1786	677	940
<i>Scenedesmus</i> sp.1		1480	1222	620	2882
<i>Scenedesmus</i> sp.2					63
<i>Tetrastrum</i> sp.		282	940	113	188
<i>Treubaria</i> sp.			1034	113	63
Euglenophyceae		423	940	395	188
<i>Strombomonas</i> sp.		141	188	395	
<i>Trachelomonas</i> sp		282	752		188
Chrysophyceae		211	188	282	627
<i>Dynobryon</i> sp.				56	
<i>Mallomonas</i> sp		211	188	226	627
Cryptophyceae		70	470	169	125
<i>Cryptomonas</i> sp		70	470	169	125
Zygnemaphyceae		1057	2819	789	2757
<i>Closterium</i> sp.		916	2349	451	1817
<i>Staurastrum margaritaceum</i>					125
<i>Staurastrum</i> sp.1		70	470		188

...continuação da Tabela 15

Táxons	tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias
<i>Staurastrum</i> sp.3					439
<i>Staurodesmus connatus</i>				113	188
<i>Staurastrum margaritaceum</i>				169	
<i>Staurodesmus</i> sp.		70		56	
Dinophyceae		0	376	0	125
<i>Peridinium</i> sp.			376		125
Densidade total		26219	33174	15450	23745

Tabela 16. Índices de diversidade da comunidade fitoplanctônica dos tanques experimentais ao longo do tempo.

Tanque 1 (controle)					
Tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias	
Número total de indivíduos^a	49824	36087	21802	35561	
Riqueza de espécies	35	29	29	25	
Diversidade de Shannon^b	2,61	2,70	2,48	2,34	
Equitabilidade de Pielou	0,73	0,80	0,74	0,73	
Tanque 2 (Dimilin)					
Tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias	
Número total de indivíduos^a	17406	20863	49297	16972	
Riqueza de espécies	27	24	23	27	
Diversidade de Shannon^b	1,54	2,39	1,87	1,56	
Equitabilidade de Pielou	0,47	0,75	0,60	0,47	
Tanque 3 (Neguvon)					
Tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias	
Número total de indivíduos^a	25776	13533	33918	6590	
Riqueza de espécies	29	19	34	25	
Diversidade de Shannon^b	2,26	2,49	2,88	2,65	
Equitabilidade de Pielou	0,67	0,85	0,82	0,82	
Tanque 4 (Folisuper)					
Tempo	zero	1 dia	2 dias	7 dias	
Número total de indivíduos^a	26219	33174	15450	23745	
Riqueza de espécies	27	30	29	33	
Diversidade de Shannon^b	2,29	2,82	2,37	2,64	
Equitabilidade de Pielou	0,70	0,83	0,70	0,76	
a – indivíduos mL⁻¹					
b - Bits ind⁻¹					

Nos tanques experimentais, os grupos mais representativos foram as clorofíceas, cianofíceas, euglenofíceas, bacilariofíceas e zygnemafíceas. A riqueza total de espécies considerando todas as amostras analisadas foi de 64 espécies. A classe com maior riqueza de espécies foi a das Chlorophyceae (29) seguido das Cyanophyceae (12) e Zygnemaphyceae (10).

Resultados similares foram encontrados por SANT'ANNA et al. (2006) nos pesqueiros da região metropolitana de São Paulo, tanto no período seco quanto no chuvoso. Por outro lado, contrariamente ao que estes autores verificaram, Chlorophyceae foi a classe com maior densidade de indivíduos nos tanques experimentais, e não as Cyanophyceae, provavelmente devido à disponibilidade de nutrientes (razão nitrogênio:fósforo, PAERL e TUCKER, 1995) característicos daqueles ambientes.

SAMPAIO (1996) também demonstrou que as Chlorophyceae foram a classe dominante em tanques de piscicultura experimental, sendo que eventualmente houve dominância da Cyanophyceae.

Segundo ESTEVES (1998) algas da classe Chlorophyceae habitam preferencialmente lagos mesotróficos ou eutróficos, sendo que essas condições são freqüentemente observadas em tanques de piscicultura (BOYD, 1990).

Foi observada certa diferenciação na densidade total dos indivíduos fitoplanctônicos ao longo do tempo entre os tanques que receberam aplicações de praguicidas e o controle. No tanque controle observou-se uma diminuição progressiva na densidade até o tempo 2 horas, cerca de 55% em relação ao tempo zero (Figura 23). Contrariamente, nos tanques que receberam aplicações de praguicidas observou-se um aumento na densidade total fitoplanctônica, atingindo valores máximos um dia após a aplicação do Folisuper (Figura 29) e dois dias após

as aplicações de Dimilin (Figura 25) e Neguvon (Figura 27). Nestes casos, o aumento na densidade foi da ordem de 27%, 180% e 24%, respectivamente, em relação ao tempo zero.

No caso dos tanques que receberam aplicações de organofosforados, em geral as densidades das algas parecem ser um reflexo negativo do observado na densidade dos organismos zooplancônicos (resultados apresentados e discutidos a seguir), ou seja, nos tempos em que se observaram as maiores densidades algais, foram aqueles em que as densidades de zooplâncton foram as menores, e vice versa.

Por outro lado, no tanque 2, apesar da densidade zooplanctônica ser menor no segundo dia após a aplicação do Dimilin, coincidindo também com a alta densidade fitoplanctônica, a menor densidade do zooplâncton ocorreu no sétimo dia, não sendo observado um aumento pronunciado na densidade do fitoplâncton, como ocorreu nos demais tanques contaminados. Entretanto, os valores de clorofila foram relativamente maiores neste tempo.

Com relação aos índices biológicos da comunidade fitoplanctônica (Tabela 16), concomitantemente com o aumento na densidade observado nos tanques 3 (Neguvon) e 4 (Folisuper), observou-se um aumento nos índices de riqueza, diversidade de Shannon e equitabilidade (uniformidade) de Pielou. Estes valores reforçam a hipótese de que há uma menor pressão sobre a comunidade fitoplanctônica nestes tempos, refletido no equilíbrio expresso por estes índices. Estas tendências não foram observadas nos demais tanques.

De maneira geral, foram observados efeitos indiretos sobre a comunidade fitoplanctônica em decorrência da aplicação dos inseticidas.

4.4.4.2. Zooplâncton

A comunidade zooplanctônica é constituída por diversos organismos os quais possuem limitada capacidade de locomoção na coluna d'água e grande importância nos ambientes aquáticos, sobretudo por serem o principal elo de ligação entre a produção primária do fitoplâncton e os consumidores dos níveis mais altos na cadeia trófica aquática, como macroinvertebrados bentônicos, peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos. Como elo entre os produtores primários e os consumidores na cadeia trófica de ambientes límnicos, estes organismos tornam-se importantes na avaliação de danos causados por poluentes e processos de bioacumulação e biomagnificação de xenobióticos. Além disso, muitas espécies zooplanctônicas são excelentes indicadoras das alterações ambientais. Espécies do gênero *Daphnia* e *Ceriodaphnia*, por exemplo, são freqüentemente utilizados em testes ecotoxicológicos, por serem sensíveis à presença de substâncias tóxicas e por ocuparem posição central na cadeia trófica de ambientes lênticos.

Diversos grupos de invertebrados integram a comunidade zooplanctônica, principalmente os microcrustáceos (copépodos e cladóceros) e rotíferos.

Certas técnicas de manejo na atividade aquícola visam à manipulação da produção da comunidade zooplanctônica, promovendo a maximização de itens alimentares específicos (PIASECKI et al., 2004). Nesses casos, é comum o uso de inseticidas organofosforados que marcadamente causam mudanças na abundância e na diversidade do zooplâncton dos berçários (OPUSZYNSKI et al., 1984; LUDWIG, 1993; LI et al., 1996).

As amostras de zooplâncton dos tanques experimentais foram analisadas quanto à presença e quantidade de cladóceros e copépodos. Os resultados estão expressos nas Figuras 31 a 34 e Tabelas 17 a 20.

Com relação aos índices biológicos, não foi possível estimar os índices de diversidade e equitabilidade devido a grande densidade das formas larvais (náuplius e copepoditos), as quais não puderam ser classificadas em nível de espécies.

Um exemplo disso pode ser verificado no caso do tanque 3, no sétimo dia após a aplicação de Neguvon, cuja densidade total de indivíduos é constituída exclusivamente por náuplius e copepoditos.

Em geral, as amostras foram constituídas predominantemente por copépodos, exceto no tempo zero do tanque 2 (Dimilin), onde a proporção de cladóceros e copépodos é praticamente a mesma.

No tanque 1 (controle), os dois grupos zooplanctônicos foram detectados ao longo do experimento, sendo que Copepoda foi o grupo com maior densidade em todos os tempos amostrados (Figura 31).

A maior contribuição dos cladóceros em termos de densidade foi verificada 7 dias após o início dos experimentos, quando atingiram 25% da densidade total. De maneira geral, não foram observadas alterações de grande amplitude a partir das 5 horas do início do experimento.

O número de espécies no tanque controle variou de 3 no tempo zero a 4 no sétimo dia. O máximo de riqueza foi verificado no segundo dia após o início do experimento, com 5 espécies (Tabela 17).

Figura 31. Densidade total de cladóceros e copépodos no tanque controle em diferentes tempos.

Tabela 17. Densidade zooplancônica do tanque controle em diferentes tempos.

Tanque controle	zero	5 horas	1 dia	2 dias	5 dias	7 dias
Densidade (indivíduos L ⁻¹)						
Cladocera						
Família Moinidae						
<i>Moina micrura</i>	3,52	5,29	2,34	3,65	2,14	11,63
Família Sididae						
<i>Diaphanosoma birgei</i>	3,52	15,88	6,42	7,90	16,62	40,36
Família Chydoridae						
<i>Alona iheringula</i>					0,02	
sub total	7,04	21,17	8,76	11,55	18,78	51,99
Copepoda						
Naúplios						
Ordem Cyclopoida						
Copepoditos Cyclopoida	72,16	99,96	57,82	127,07	20,37	67,72
<i>Thermocyclops decipiens</i>	5,28	11,17	0,58	3,65	1,07	17,10
<i>Eucyclops serrulatus</i>		0,02		0,02		
Ordem Calanoida						
<i>Notodiaptomus iheringi</i>				0,02		0,02
sub total	92,9	241,7	161,2	186,1	187,1	155,3
total	100,0	262,9	169,9	197,6	205,8	207,3

No tanque 2, que recebeu a aplicação de Dimilin, houve um efeito marcante na densidade e na composição dos organismos zooplanctônicos (Figura 32 e Tabela 18). Em relação aos primeiros tempos amostrados (zero e 5 horas) houve uma redução média de 84,5% na densidade total.

De fato, tem sido demonstrado que mesmo concentrações baixas de DFB causam efeito marcante sobre a densidade e composição zooplanctônica em tanques de cultivo de peixes (LUDWIG, 1993) e em mesocosmos (BOYLE et al., 1996).

Aparentemente os cladóceros foram mais sensíveis ao diflubenzuron, sendo que a redução na densidade deste grupo foi de 99%. A quantidade relativamente constante de cladóceros ao longo do tempo observada no tanque controle, corrobora esta afirmação. De fato, tem sido demonstrado que cladóceros são mais sensíveis ao DFB que copépodos (ALI e MULLA, 1978; APPERSON et al., 1978)

No início do experimento a riqueza foi de 5 espécies, com uma contribuição cerca de 61% de náuplius e copepoditos. A riqueza de espécies caiu ao longo do tempo atingindo o menor valor (2 espécies) uma semana após a aplicação de Dimilin. A partir do segundo dia de exposição houve uma redução na densidade de náuplius e copepoditos em média de 76,5% em relação ao início do experimento (tempos zero e 5 horas), sendo que o menor valor foi verificado no quinto dia (Tabela 18).

De maneira geral, estes resultados estão de acordo com o observado por LUDWIG (1993) e por BOYLE et al. (1996), que demonstraram que aplicações de DFB produzem efeito marcante sobre a comunidade zooplanctônica.

Figura 32. Densidade total de cladóceros e copépodos (indivíduos L⁻¹) no tanque submetido ao tratamento com Dimilin em diferentes tempos.

Tabela 18. Densidade zooplanctônica antes e após a aplicação de Dimilin em diferentes tempos amostrais.

Dimilin						
	zero	5 horas	1 dia	2 dias	5 dias	7 dias
Densidade (indivíduos L ⁻¹)						
Cladocera						
Família Sididae						
<i>Diaphanosoma birgei</i>	54,56	32,21	2,3	0,34	0,02	0,06
Família Moinidae						
<i>Moina micrura</i>	4,93	4,22	1,15			
Família Chydoridae						
<i>Alona iheringula</i> (Chydoridae 1)			0,04			
sub total	59,49	36,43	3,49	0,34	0,02	0,06
Copepoda						
Naúplios						
Ordem Cyclopoida						
Copepoditos Cyclopoida	43,3	12,67	11,52	26,7	2,16	5,9
<i>Thermocyclops decipiens</i>	5,98	1,58	1,73	6,25		
<i>Eucyclops serrulatus</i>	0,02	0,02				
Ordem Calanoida						
Copepoditos Calanoida	0,06					
<i>Notodiaptomus iheringi</i>		0,06		0,08	0,08	0,18
sub total	58,16	112,54	61,06	64,27	14,77	21,17
total	117,65	148,97	64,55	64,61	14,79	21,23

No caso do tanque que recebeu a aplicação de Neguvon, houve uma diminuição acentuada na densidade total dos organismos, principalmente nos tempos 1, 2 e 5 dias de exposição, com redução de 49, 93 e 78%, respectivamente, em relação ao tempo zero (Figura 33).

Assim como verificado no tratamento com Dimilin, o grupo dos cladóceros demonstrou ser mais sensível, exibindo uma redução de 99% nas primeiras 5 horas após a aplicação. Além disso, as amostras coletadas a partir do primeiro dia não apresentaram nenhum representante deste grupo (Tabela 19).

De fato, QIN e DONG (2004) concluíram que copépodos são menos sensíveis ao triclorfon que os cladóceros. LUDWIG (1993) também verificou o desaparecimento de cladóceros em tanques de cultivo de *striped bass* híbridos (*Morone saxatilis*) tratados com 0,25 mg L⁻¹ de triclorfon.

Figura 33. Densidade total de cladóceros e copépodos (indivíduos L⁻¹) no tanque submetido ao tratamento com Neguvon em diferentes tempos.

Tabela 19. Densidade zooplanctônica antes e após a aplicação de Neguvon em diferentes tempos amostrais.

Neguvon						
	zero	5 horas	1 dia	2 dias	5 dias	7 dias
Densidade (indivíduos L ⁻¹)						
Cladocera						
Família Sididae						
<i>Diaphanosoma birgei</i>	23,09					
Família Daphnidae						
<i>Daphnia gessneri</i>	0,04					
Família Moinidae						
<i>Moina micrura</i>	2,96	0,17				
SUBTOTAL	26,09	0,17				
Copepoda						
Náuplios	95,9	278,21	161,28	22,18	83,98	214,47
Ordem Cyclopoida						
Copepoditos Cyclopoida	240,35	105,34	38,3	2,46	1,86	26,56
<i>Thermocyclops decipiens</i>	27,23	1,51	0,34			
<i>Mesocyclops meridianus</i>	0,14					
Ordem Calanoida						
Copepoditos Calanoida					0,93	30,54
<i>Notodiaptomus iheringi</i>	0,1		0,02	0,04	0,1	
SUBTOTAL	363,72	385,06				
TOTAL	389,81	385,23	199,94	24,68	86,87	271,57

Além das alterações na densidade, a riqueza de espécies foi reduzida. De 6 espécies no tempo zero, reduziu para apenas 2 espécies 5 horas após a aplicação, permanecendo baixa até o sétimo dia. Uma semana após o início do experimento, apesar da densidade total de indivíduos ter-se elevado, a amostra foi constituída exclusivamente por náuplius e copepoditos.

Resultado semelhante foi verificado por LUDWIG (1993) que encontrou elevada concentração de náuplius de copépodos nos tanques tratados com triclorfon. Entretanto, este autor também verificou um aumento na densidade de adultos.

Com relação ao tanque que recebeu aplicação de Folisuper, houve uma diminuição na densidade total de indivíduos logo às 5 horas, atingindo o valor mínimo no dia seguinte a aplicação, com uma redução de 72% em relação ao tempo

zero. Novamente, Cladocera foi o grupo mais sensível, apresentando uma redução de 99% nas primeiras horas de exposição, não sendo mais encontrados nas amostras coletadas a partir do segundo dia (Figura 34).

SENHORINI et al. (1991) também verificaram o desaparecimento dos cladóceros ao avaliarem a eficiência do pré-tratamento dos tanques de larvicultura de pacu com Folidol (paration metílico).

MILAN et al. (2004) verificaram que a água coletada após aplicações de PM em mesocosmos de áreas alagadas causou mortalidade em cladóceros, sendo que a toxicidade diminuiu ao longo do tempo, juntamente com a diminuição da concentração do praguicida.

Figura 34. Densidade total dos cladóceros e copépodos (indivíduos L^{-1}) no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.

Tabela 20. Densidade zooplanctônica (indivíduos L⁻¹) no tanque submetido ao tratamento com Folisuper em diferentes tempos.

Folisuper	zero	5 horas	1 dia	2 dias	5 dias	7 dias
Densidade (indivíduos L⁻¹)						
Cladocera						
Família Sididae						
<i>Diaphanosoma birgei</i>	9,15		0,02			
Família Moinidae						
<i>Moina micrura</i>		0,26	0,04			
Família Chydoridae						
<i>Alona iheringula</i> (Chydoridae1)		0,02				
<i>Acroperus</i> sp (Chydoridae2)		0,02				
Família Moinidae						
<i>Moina micrura</i>	59,9					
Família Daphnidae						
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	0,02					
SUBTOTAL	69,07	0,3	0,04			
Copepoda						
Naúplios	55,33	37,38	50,4	130,18	262,53	79,12
Ordem Cyclopoida						
Copepoditos Cyclopoida	55,74	31,49	5,04	18,43	20,16	30,96
<i>Thermocyclops decipiens</i>	18,3	1,02				
<i>Eucyclops serrulatus</i>	0,04	0,02				
<i>Mesocyclops meridianus</i>	0,16					
Ordem Calanoida						
Copepoditos Calanoida					5,82	6,88
<i>Notodiaptomus iheringi</i>	0,2	0,08	0,02	0,02	0,08	
SUBTOTAL	129,77	69,99	55,46			
TOTAL	198,84	70,29	55,5	148,63	288,59	116,96

Com relação à composição de espécies, a riqueza inicial foi de 7, reduzindo para 3 espécies um dia após a aplicação.

Apesar do aumento da densidade de organismos verificada nas amostras coletadas a partir do segundo dia da aplicação do Folisuper, elas foram compostas praticamente por náuplius e copepoditos (Tabela 20). De fato, diferentes efeitos toxicológicos em função do estágio do desenvolvimento ontogenético de crustáceos têm sido reportado (RAND et al., 1995; WILLIS e LING, 2003). Aparentemente, as formas larvais foram menos sensíveis ao PM.

4.4.4.3. Macroinvertebrados bentônicos

A comunidade bentônica é outro grupo de organismos freqüentemente afetado por praguicidas, tanto em ambientes lóticos, como rios e córregos, quanto nos lênticos, como lagos e reservatórios (SIMENSTAD e FRESH, 1995; DENEER, 2000).

A comunidade bentônica presente nos tanques de cultivo, principalmente a de macrozoobentos, fornece uma porção considerável de alimento considerado de excelente qualidade para as espécies cultivadas, representando uma fonte diversificada de nutrientes que complementam a nutrição dos peixes, principalmente em sistemas extensivos e semi-intesivos de cultivo (TEIXEIRA FILHO, 1991; PROENÇA e BITTENCOURT, 1994). De fato, BOYLE et al. (1996) verificaram uma diminuição no desenvolvimento de peixes jovens em experimentos de mesocosmos contaminados com diflubenzuron, sugerindo que a principal causa tenha sido a diminuição dos principais itens alimentares causada pelo praguicida.

Dessa forma, a aplicação de praguicidas pode comprometer a nutrição dos peixes por serem privados desses importantes itens alimentares.

As amostras revelaram apenas dois grupos de organismos macrozoobentônicos associados aos sedimentos dos tanques experimentais: Chironomidae e Oligochaeta. Estes dois grupos estiveram presentes em todos os tanques, entretanto, estiveram ausentes em alguns tempos amostrados.

No tanque 1 (controle), há um aumento transitório na densidade de quironomídeos cuja densidade variou de 281 a 1.684 indivíduos por metro cúbico (Figura 35). Com relação aos oligoquetas, não foram encontrados nas amostras iniciais (tempo zero e 5 horas). Apesar disso, nos tempos 2, 5 e 7 dias apresentaram densidades semelhantes aos quironomídeos.

Figura 35. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos coletados no tanque 1 (controle) em diferentes tempos.

No tanque que recebeu a aplicação de Dimilin, a densidade de ambos os grupos oscilou ao longo do tempo, evidenciando de maneira geral, um efeito tóxico de leve a moderado (Figura 36).

Figura 36. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Dimilin em diferentes tempos.

Os Oligochaeta não possuem metabolismo de quitina. Dessa forma, é de se esperar que o diflubenzuron, que age através da inibição da síntese deste polissacarídeo, não cause mortalidade a este grupo de organismos.

Os Oligochaeta terrestres são um dos principais organismos “não-alvo” na agricultura, e portanto, são geralmente avaliados em relação à toxicidade dos agroquímicos. De maneira geral, as benzoilfeniluréias promovem impactos relativamente baixos ou temporários em espécies de invertebrados não-alvo (KAMRIN, 1997). De fato, COLWELL e SCHAEFER (1980) indicaram que, aparentemente, Oligochaeta presentes em tanques de cultivo são insensíveis ao DFB. Da mesma forma, HURD et al. (1996) indicaram que aplicações de DFB não causaram efeitos deletérios sobre Oligochaeta e turbelárias de riachos.

No caso dos quironomídeos, considerando o tempo experimental em dois momentos distintos, nota-se que a partir do primeiro dia de exposição houve uma redução de 45% em média na densidade (877 ind. m^{-2}) em relação ao início ($1.615 \text{ ind. m}^{-2}$) do experimento (tempos zero e 5 horas), enquanto que no tanque controle foi observado um efeito contrário, indicando que, aparentemente, a concentração de DFB causou um efeito tóxico sobre as larvas de Chironomidae.

De fato, efeitos do DFB sobre este grupo de insetos podem ser observados em concentrações acima de $1,0 \mu\text{g L}^{-1}$ (HANSEN e GARTON, 1982b). Além disso, outros autores encontraram resultados semelhantes. Em tanques de cultivo de peixes, houve redução na sobrevivência de quironomídeos após exposição crônica ao DFB (TANNER e MOFFETT, 1995). Da mesma forma, BOYLE et al. (1996) verificaram redução no número total e na riqueza de insetos emergentes, entre eles *Chironomus sp.*, nos tanques (mesocosmos) tratados com DFB.

No tanque 3, a aplicação de Neguvon, aparentemente, não exerceu um efeito tóxico pronunciado sobre os oligoquetas (Figura 37), sendo que neste tanque foram registrados os maiores valores de densidade deste grupo (tempo 1 e 2 dias). Este fato pode estar relacionado à baixa persistência/afinidade do DDVP pelos

sedimentos, e dessa forma, o curto período de exposição não foi suficiente para causar mortalidade ao grupo.

Figura 37. Densidade (indivíduos m^{-2}) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Neguvon em diferentes tempos.

Pode-se especular que a água intersticial dos sedimentos que abrigaram estes indivíduos não foi contaminada pelo DDVP, assegurando uma condição favorável aos mecanismos homeostáticos de detoxificação (metabolização e/ou eliminação do praguicida).

Com relação aos quironomídeos, se novamente se considerar os primeiros momentos do experimento (tempos zero e 5 horas) cuja densidade média foi de 1.123 ind. m^{-2} , nota-se uma redução de 68,7 % em média na densidade dos indivíduos a partir do primeiro dia de exposição, indicando um efeito tóxico mais pronunciado em relação ao observado no tanque que recebeu o tratamento com Dimilin.

No caso do tanque 4, que recebeu a aplicação de Folisuper (Figura 38), foram observados os maiores efeitos sobre os grupos bentônicos.

Neste caso, foram registradas as menores densidades de oligoquetas entre todos os tanques, sendo que a média foi de 164 ind. m⁻², valor 75,8% menor que a densidade média no tanque controle.

Figura 38. Densidade (indivíduos m⁻²) de organismos bentônicos antes e após a aplicação de Folisuper em diferentes tempos.

Com relação aos quironomídeos, este grupo não foi encontrado em nenhuma amostra coletada a partir do primeiro dia de exposição ao paration metílico, indicando alta toxicidade desta substância sobre este grupo.

De fato, estudos têm demonstrado o efeito de praguicidas utilizados nas atividades aquícolas sobre organismos bentônicos não-alvo. EGIDIUS e MØSTER (1987) verificaram que lagostas adultas (*Homarus gammarus*) são bastante sensíveis ao diclorvós mesmo quando em pequenas concentrações. Também MILAM et al. (2004) verificaram menor sobrevivência de *Chironomus tentans* em mesocosmos de áreas alagadas sem vegetação após contaminação com PM.

De maneira geral os experimentos demonstraram que os praguicidas utilizados nos ensaios de simulação causam efeitos diretos e indiretos na densidade e composição da comunidade biológica dos tanques. Estes efeitos variam em função do grupo de organismos avaliados, tempo de exposição e formulação aplicada.

5. CONCLUSÕES

Os pesqueiros e pisciculturas inseridos na bacia hidrográfica do Mogi-Guaçu e avaliados no presente estudo, utilizam pesticidas durante as práticas de manejo dos tanques, objetivando a eliminação de parasitas e predadores de peixes. As substâncias mais utilizadas por estes produtores são o diflubenzuron, o paration metílico, o triclofon e o triflumuron. Aparentemente é o primeiro relato de utilização de triflumuron (Alsystin) para combater ectoparasitas de peixes destinados ao consumo humano.

Amostras coletadas durante o inverno em três empreendimentos inseridos na sub-bacia do Peixe, município de Socorro, SP, não revelaram resíduos dos principais pesticidas utilizados pelos produtores da bacia do Mogi-Guaçu.

O experimento de simulação de tratamento contra ectoparasitas utilizando praguicidas, demonstrou que o diflubenzuron (Dimilin) é mais persistente nos compartimentos água e sedimentos do que o paration metílico (Folisuper), enquanto que o diclorvós (Neguvon) não foi persistente nesses compartimentos.

Houve acúmulo de diflubenzuron e de paration metílico nos peixes submetidos aos tratamentos com Dimilin e Folisuper, respectivamente, sendo que em todos os tempos amostrados os valores excederam o limite máximo recomendado para alimentos, segundo o Codex Alimentarius.

As aplicações dos pesticidas Dimilin, Neguvon e Folisuper causaram efeitos na composição e densidade das comunidades fitoplanctônicas, zooplanctônicas e de macroinvertebrados bentônicos, sendo que estes efeitos variaram em função do produto aplicado e do tempo de exposição. De maneira geral, os macroinvertebrados bentônicos foram mais sensíveis aos organofosforados, enquanto que o zooplâncton foi mais sensível ao diflubenzuron. Os cladóceros

mostraram alto grau de sensibilidade para todos os praguicidas aplicados. Com relação à comunidade fitoplanctônica, aparentemente os praguicidas causaram efeitos indiretos na composição e densidade deste grupo.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados desta pesquisa indicaram que o uso de pesticidas nas atividades aquícolas da bacia do rio Mogi-Guaçu tem sido uma prática comum nos últimos anos, e que os principais ingredientes e concentrações empregadas podem trazer graves conseqüências para o meio ambiente e para os consumidores.

A implementação nas atividades aquícolas do Sistema de Análise de Risco e Controle de Pontos Críticos, do acrônimo em inglês *Hazard Analysis and Critical Control Point* (HACCP), vem sendo discutida principalmente na União Européia e na América do Norte, como uma importante ferramenta de manejo para a garantia da segurança alimentar. Segundo REILLY e KÄFERSTEIN (1997), acredita-se que os países que declinarem da adoção e implementação de sistemas de garantia de segurança alimentar baseadas nos conceitos da HACCP irão, em última instância, comprometer suas exportações de pescados, com sérias conseqüências econômicas. Os mesmos autores ainda consideram que a implementação do sistema HACCP em qualquer sistema de cultivo deve ser realizada em concomitância com os princípios das Boas Práticas de Manejo (BPM) na aquícultura, as quais são definidas como aquelas práticas do setor que são necessárias à produção sustentável de alimentos de qualidade em conformidade com as leis e regulamentações dos países.

Segundo BOYD e QUEIROZ (2001), estas BPMs têm o objetivo de minimizar, prevenir ou mesmo mitigar os efeitos adversos das atividades humanas aplicadas na aquícultura. A adoção destes princípios deve constituir-se de forma integral no continuum da segurança alimentar, desde as pisciculturas até a mesa do consumidor, aumentando, dessa forma, a confiabilidade/aceitação dos produtos aquaculturais, expandindo as oportunidades do setor.

SIPAÚBA-TAVARES (2006), ao discutir a adoção das BPMs pra a manutenção da qualidade ambiental, comenta sobre a necessidade de se admitir que a qualidade da água é ponto crítico na aqüicultura, e que se não houver compreensão de que os fatores ecológicos são a chave do entendimento da dinâmica dos viveiros, continuar-se-á utilizando técnicas ultrapassadas, e apesar do crescimento da indústria da aqüicultura, continuará havendo problemas na qualidade dos produtos gerados.

A falta de uma legislação brasileira voltada especificamente para o setor, ou mesmo a não integração entre os diversos instrumentos legais existentes, dificulta o estabelecimento de ações efetivas e promotoras de qualidade, tanto ambiental, quanto dos alimentos. De fato, um dos pontos críticos a serem considerados no controle dos riscos de segurança alimentar é no momento do uso de produtos químicos. É de fundamental importância que a utilização de agroquímicos e drogas veterinárias aprovados pelo órgão competente, sejam utilizadas nas dosagens estabelecidas pelos fabricantes e os respectivos períodos de carência sejam respeitados antes da comercialização (REILLY e KÄFERSTEIN, 1997; BOYD e MASSAUT, 1999).

Entretanto, MAXIMIANO et al. (2005) ressaltam que além do fato de no Brasil não haver legislação específica, tampouco produtos registrados para esta finalidade, os diferentes pesticidas e afins são avaliados apenas pelo órgão registrante (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento), sem nenhum envolvimento dos setores de saúde e meio ambiente. Nesse caso, os autores revelam sua preocupação com a falta de avaliação do perigo que estas drogas representam para as comunidades aquáticas e para o consumidor da água e dos produtos cultivados nela, sendo que a extensão dos riscos desse tipo de uso à saúde humana e ao meio ambiente ainda não foi totalmente avaliada.

Com relação aos pesqueiros do Estado de São Paulo, TIAGO (2006) revela a dissociação existente entre os vários órgãos e ações públicas voltados para a regulação, o licenciamento ambiental, a vigilância sanitária, os serviços de saúde, a defesa animal, a fiscalização e a orientação técnica da atividade desenvolvida pelos pesqueiros, acreditando que é necessária uma forte atuação das unidades de produção e dos demais setores envolvidos com os órgãos de representação para que possa haver melhoria nas ações de gestão da atividade.

Além destes, acredito que a academia pode ser decisiva na orientação de como melhor proceder nas práticas aquícolas, sobretudo no que se refere à utilização de produtos químicos e na qualidade do alimento produzido.

ZITKO (2000) nos alerta para o fato de que muito permanece a ser feito desde que exista suporte técnico e analítico destinado à análise das diversas substâncias de interesse à aquicultura nas diferentes matrizes, a fim de se obterem dados que permitam identificar os riscos de contaminação ambiental e à segurança alimentar. Materiais de referência padronizados para qualquer pesticida de interesse à aquicultura atualmente não são disponíveis, tanto para matrizes animais, quanto para os sedimentos.

Certa vez, um professor de Bioquímica, daqueles que não encontramos freqüentemente em salas de aula, ao explicar os aspectos das leis da Termodinâmica na manutenção da vida, afirmou que os seres vivos passam suas existências numa busca contínua em direção ao equilíbrio, sem jamais alcançá-lo. Contrariamente (ironicamente?), o equilíbrio é alcançado na morte, quando a organização interna do sistema biológico entra em equilíbrio com o meio (universo). Analogamente vejo a busca da sustentabilidade nas atividades antrópicas como um

longo processo em direção ao equilíbrio que jamais será alcançado, mas necessário à manutenção da existência.

Acredito que as informações contidas nesta Tese representam um passo a mais nessa direção. Espero que os resultados gerados por esta pesquisa acelerem o processo de conscientização do setor aquícola brasileiro quanto à necessidade de se estabelecer metas de melhorias nas práticas de manejo, buscando um melhor controle de qualidade dos produtos aquaculturais e do meio ambiente.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBAS, R.; SCHULTZ, I. R.; DODDAPANENI, S.; HAYTON, W. L. Toxicokinetics of parathion and paraoxon in rainbow trout after intravascular administration and water exposure. **Toxicology and Applied Pharmacology**, 136:194-199. 1996.

AGUIAR, L. H.; MORAES, G.; AVILEZ, I. M.; ALTRAN, A. E.; CORRÊA, C. F.. Metabolical effects of Folidol 600 on the neotropical freshwater fish matrinxã, *Brycon cephalus*. **Environmental Research** 95:224–230. 2004

AHMED, M.T.; EID, A.H.. Accumulation of diflubenzuron in boliti fish *Oreochromis niloticus*. **Die Nahrung**, 1:27-31. 1991

ALBERGUINI, L.B.A.; da SILVA, L.C.; RESENDE, M.O.O. **Tratamento de Resíduos Químicos** – Guia Prático para a Solução dos Resíduos Químicos em Instituições de Ensino Superior. São Carlos, RiMa, 104 p. 2006.

ALI, A.; MULLA, M. S. Impact of the IGR diflubenzuron on invertebrates in a residential-recreational lake. **Archives of Environmental and Contamination Toxicology**. 7:1-9. 1978.

AMARANENI S. R. Persistence of pesticides in water, sediment and fish from fish farms in Kolleru Lake, India. **Journal of Science Food Agricultural**. 82:918-923. 2002.

AMARANENI, S. R.; PILLALA, R. R. Concentration of pesticide residues in tissue of fish from Kolleru Lake in India. **Environ. Toxicol.**, 16:550-556. 2001.

ANDERSON, D.P. Immunological indicators: Effects of environmental stress on immune protection and disease outbreaks. **Am. Fish. Coc. Symp.** 8:38-50. 1990.

ANÔNIMO. Principais parasitoses e doenças em tilápias. **Panorama da Aquicultura**, vol.10, nº.60, p.37-53. 2000

APPERSON, C. S.; SCHAEFER, C. H.; COLWELL, A. E.; WERNER, G. H.; ANDERSON, N. L.; DUPRAS, E. F. Jr.; LONGANECKER, D. R. Effects of diflubenzuron on *Chaoborus astictopus* and non target organisms and persistence of diflubenzuron in lentic habitats. **Entomological Society of America**. 71(3):521-527. 1978.

ARANA, L. V. **Aqüicultura e desenvolvimento sustentável**: subsídios para a formulação de políticas de desenvolvimento da aqüicultura brasileira. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 310 p. 1999

AUGUSTIJN-BECKERS, P. W. M.; HORNSBY, A. G.; WAUCHOPE, R. D. SCS/ARS/CES Pesticide Properties Database for Environmental Decisionmaking II. Additional Compounds. **Rev. Environ. Contam. Toxicol.** 137: 1-82, 1994.

AZEVEDO, F. A.; LIMA, I. V. Toxicocinética. Em: AZEVEDO, F. A.; CHANSIN, A. A. M (eds.). **As Bases Toxicológicas da Ecotoxicologia**. São Carlos, RiMa, 340 p. 2004.

BABIĆ, S.; PETROVIĆ, M.; MACAN-KAŠTELAN, M. Ultrasonic solvent extraction of pesticides from soil. **Journal of Chromatography A**, 823:3-9. 1998

BARBOSA, D. S.; ESPÍNDOLA, E. L. G. Algumas teorias ecológicas aplicadas a sistemas lóticos. Em: BRIGANTE, J.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (eds.) **Limnologia Fluvial**. Um Estudo no Rio Mogi-Guaçu. São Carlos, RiMa, 278 p. 2003.

BARTON, B. A. Endocrine and metabolic responses of fish to stress. **Int. Assoc. Aquat. Anim. Med. Proc.** 19:41-55. 1988.

BEVERIDGE, M. C. M.; PHILLIPS, M. J. Environmental impact of tropical inland aquaculture. In: PULLIN, R. S. V.; ROSENTHAL, H.; MACLEAN, J. L. (eds.) **Environment and Aquaculture in Developing Countries**. ICLARM Conference Proceedings, 31. International Center for Living Aquatic Resource Management, Manila, Philippines. 213-36. 1993.

BEVERIDGE, M. C. M.; PHILLIPS, M. J.; CLARKE, R. M. A quantitative and qualitative assessment of wastes from aquatic animal production. In: BRUNE D. E.; TOMASSO J. R. (eds.) **Aquaculture and water quality**. Advances in world aquaculture, The World Aquaculture Society, Baton Rouge. Vol.3: 506-533. 1991.

BOEGER, W. A. Lerneia: Biologia e prevenção. **Panorama da Aqüicultura**, Vol.9, nº.57:32-36. 1999.

BOEGER, W.A. **Cadeia produtiva da aqüicultura do Vale do Ribeira, SP**. Curitiba: UFPR, 1998. 23 p. (Relatório Técnico).

BORGHETTI, N. R. B.; OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J. R. **Aqüicultura**: uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no Mundo. Curitiba, Grupo Integrado de Aqüicultura e Estudos Ambientais, 128 p. 2003.

BOUBOULIS, D.; ATHANASSOPOULOU, F.; TYPENOU, A. Experimental treatments with diflubenzuron and deltamethrin of sea bass, *Dicentrarchus labrax* L. infected with the isopod, *Ceratothoa oestroides*. **J. Appl. Ichthyol.**, 20:314-317. 2004.

BOYD, C. E. **Water quality in ponds for aquaculture**. Alabama, Birmingham Publishing Co., 482 p. 1990.

BOYD, C. E.; MASSAUT, L. Risk associated with the use of chemicals in pond aquaculture. **Aquacultural Engineering**, 20:113-132. 1999.

BOYD, C. E.; QUEIROZ, J. Feasibility of retention structure, settling basins and best management practices in effluent regulation for Alabama channel catfish farming. **Reviews in Fisheries Science**, 9(2):43-67. 2001.

BOYLE, T. P.; FAIRCHILD, J. F.; ROBSON-WILSON, E. F. Ecological restructuring in experimental aquatic mesocosms due to the application of diflubenzuron. **Environmental Toxicology and Chemistry**. 15(10): 1806-1814. 1996.

BRANDAL, P. O.; EGIDIUS E. Treatment of salmon lice (*Lepeophtherius salmonis* Krøyer, 1838) with Neguvon®- description of method and equipment. **Aquaculture**, 18:183-188. 1979.

BRIGANTE, J.; MERENGO, M. C.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; Vieira, E. M. Praguicidas nos sedimentos do rio Mogi-Guaçu. Em: BRIGANTE, J.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (eds.) **Limnologia Fluvial**. Um Estudo no Rio Mogi-Guaçu. São Carlos, RiMa, 278 p. 2003.

CAMPBELL, P.J.; HAMMELL, K.L.; DOHOO, I.R.; RITCHIE, G. Historical control clinical trial to assess the effectiveness of teflubenzuron for treating sea lice on Atlantic salmon. **Diseases of Aquatic Organisms**, 70:109-114. 2006.

CAPOBIANGO, H. L. V.; CARDEAL, Z. L. A solid-phase microextraction method for the chromatographic determination of organophosphorus pesticides in fish, water, potatoes, guava and coffee. **J. Braz. Chem. Soc.** 16(5):907-914. 2005.

CASTELLANI, D.; BARRELLA, W. Impactos da Atividade de Piscicultura na Bacia do Rio Ribeira de Iguape, SP – Brasil. **B. Inst. Pesca**, 32(2):161-171. 2006.

COELHO, S. R. Situação Atual e Perspectivas da Indústria de Rações para Organismos Aquáticos. In: CYRINO, J. E. P.; KUBITZA, E. F. (eds.). **Anais...** Simpósio sobre Manejo e Nutrição de Peixes. Campinas, Colégio Brasileiro de Nutrição Animal, p.102-116. 1997.

COBEA - COLÉGIO BRASILEIRO DE EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL. Princípios Éticos na Experimentação Animal. (1991) Disponível em: <<http://www.cobea.org.br/etica.htm#3>>.

COLWELL, A. E.; SCHAEFER, C. H. Diets of *Ictalurus nebulosus* and *Pomoxis nigromaculatus* altered by diflubenzuron. **Can. J. Fish. Aquatic Science**. 37:632-639. 1980.

COMPANHIA DE TECNOLOGIA DE SANEAMENTO AMBIENTAL – CETESB. **Diagnóstico da Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu**. Relatório Zero. 219 p. 1999.

CONNELL, D. W. Evaluation of the bioconcentration factor, biomagnification factor, and related physico-chemical properties of organic compounds. In: CONNELL, D. W. (ed.) **Bioaccumulation of xenobiotic compounds**. Boca Raton: CRP Press. 220 p. 1990.

COPAGE, D. L.; MATTEWS, E. Short term effects of organophosphate pesticides on cholinesterases of estuarine fishes and pink shrimp. **Bull. Environ. Contam. Toxicol.** 11:483-488. 1974.

CROSSLAND, N. O.; BENNETT, D. Fate and biological effects of methyl parathion in outdoor ponds and laboratory aquaria. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 8:471-481. 1984.

CROSSLAND, N. O.; SHIRES, S.; BENNETT, D. Aquatic toxicology of cypermethrin, fate and biological effects of spray drift deposit in fresh water adjacent to agricultural land. **Aquatic Toxicology**. 2:253-270. 1982.

CRUZ, C. **Aspectos toxicológicos de paration metílico e de extrato aquoso de folhas secas de neem (*Azadirachta indica*) para o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e eficácia no controle de monogenea Dactylogyridae**. 2005. 81 f. Tese (Doutorado), Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2005.

CRUZ, C.; MACHADO-NETO, J. G.; MENEZES M. L. Toxicidade aguda do inseticida paration metílico e do biopesticida azadiractina de folhas de neem (*Azadirachta indica*) para o alevino e juvenil de pacu (*Piaractus mesopotamicus*). **R. Ecotoxicol. e Meio Ambiente**, 14:93-102. 2004.

CUNNINGHAM, P. A.; MYERS, L. E. Dynamics of diflubenzuron (Dimilin) concentrations in water and sediment of a supratidal salt marsh site following repetitive aerial application for mosquito control. **Environ. Pollut. Ser. A**. 41:63-88. 1986.

CUSACK, R.; JOHNSON, G. A study of dichlorvos (Nuvan; 2,2 dichloroethenyl dimethyl phosphate), a therapeutic agent for the treatment of salmonids infected with sea lice (*L. salmonis*). **Aquaculture**. 90(2):101-12. 1990.

CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRCALOSS, D. M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos Especiais em Piscicultura de água Doce Tropical Intensiva**. Prefácio. São Paulo, TecArt, 533 p. 2004.

DAVIS, I. M.; RODGER, G. K.; REDSHAW, J.; STAGG, R. M. Targeted environmental monitoring for the effects of medicines used to treat sea-lice infestation on farmed fish. **ICES Journal of Marine Science**. 58:477-485. 2001.

DAY, K. E.; KAUSHIK, N. K.; SOLOMON, K.R. Impact of fenvalerate on enclosed freshwater plankton communities and on in-situ rates of filtration of zooplankton. **Can. J. fish. Aquatic Science**. 44:1714-1728. 1987.

DENEER, J. W. Toxicity of mixtures of pesticides in aquatic systems. **Pest Management Science**, 56:516-520. 2000.

DUMBAULD, B. R.; BROOKS, K. M.; POSEY, M. H. Response of an estuarine benthic community to application of the pesticide carbaryl and cultivation of pacific oysters (*Crassostrea gigas*) in Willapa Bay, Washington. **Marine pollution Bulletin**. 10:826-844. 2001.

ECOBICHON, D. J. Toxic effects of pesticides. In: AMDUR, M. O.; DOULL, J.; KLAASSEN, C. D. (eds.). **Casarett and Doull's Toxicology**. The Basic Science of Poisons. New York, Pergamon Press. 1991.

EDWARDS, P. Aquaculture, poverty impacts and livelihoods. **Natural Resource Perspectives**, 56, 4p. 2000.

EGIDIUS, E.; MØSTER, B. Effect of Neguvon® and Nuvan® treatment on crabs (*Cancer pagurus*, *Carcinus maenas*), lobster (*Homarus gammarus*) and blue mussel (*Mytilus edulis*). **Aquaculture**, 60: 165-168. 1987.

ELER, M. N. e ESPÍNDOLA, E. L. G. (orgs.), **Avaliação dos Impactos de Pesque-Pague**: Uma Análise da Atividade na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu. São Carlos, RiMa, 312 p. 2006.

ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; ESPÍNDOLA, E. A.; BRIGANTE, J.; NOGUEIRA, M. M.; NOGUEIRA, A. M.; MILANI, T. J. Avaliação da qualidade da água e sedimento dos pesque-pague: Análises físicas, químicas, biológicas e bioensaios de toxicidade. Em ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (orgs.), **Avaliação dos Impactos de Pesque-Pague: Uma Análise da Atividade na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu.**, São Carlos, RiMa. 312 p. 2006a.

ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; ESPÍNDOLA, E. A.; NOGUEIRA, A. M.; MILANI, T. J. Avaliação sócio-econômica dos empreendimentos de pesque-pague. Em ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (orgs.), **Avaliação dos Impactos de Pesque-Pague: Uma Análise da Atividade na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu.** São Carlos, RiMa. 312 p. 2006b.

ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; MILANI, T. J.; ESPÍNDOLA, E. A. Utilização de espécies de peixes alóctones e exóticas e os riscos ambientais associados. Em: ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (orgs.) **Avaliação dos Impactos de Pesque-Pague: Uma Análise da Atividade na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu.** São Carlos, RiMa. 312 p. 2006c.

ELLIS, A.E. Tissue residues of chemotherapeutants in fish. **Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.** 11, 22–25. 1991.

ERNEST, W.; JACKMAN, P.; DOE, K.; PAGE, F.; JULIEN, G.; MACKAY, K.; SUTHERLAND, T. Dispersion and toxicity to non-target aquatic organisms of pesticides used to treat sea lice on salmon in net pen enclosures. **Marine Pollution Bulletin.** 42(6):433-444. 2001.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de Limnologia.** 2a. ed. Rio de Janeiro, Editora Interciência, 602 p. 1998.

ESTEVES, K. E.; ISHIKAWA, C. M. Características gerais e práticas de manejo em pesqueiros da região metropolitana de São Paulo. Em: ESTEVES, K. E.; SANT'ANNA, C. L. (orgs.) **Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo.** Um Estudo da Região Metropolitana de São Paulo. São Carlos, RiMa, 240 p. 2006.

FAVARI, L.; LÓPEZ, E.; MARTÍNEZ-TABEHE, L.; DÍAZ-PARDO, E. Effect of insecticides on plankton and fish of Ignacio Ramirez Reservoir (México): A biochemical and biomagnification study. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 51:177-186. 2002.

FIGUEIREDO, G. M.; SENHORINI, J. A. Influência de biocidas no desenvolvimento da carpa comum (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758) e sobre o zooplâncton, durante o período de larvicultura. **Boletim Técnico CEPTA** 3:5-22. 1990.

FIGUERAS, A.; SANTARÉM, M.; NOVOA, B. Influence of the sequence of administration of b-glucans and a *Vibrio damsela* vaccine on the immune responses of turbot (*Scophthalmus maximus* L.) **Veterinary Immunology and Immunopatology**, 64:59-68. 1998.

FISCHER, S. A; HALL, L. W. Jr. Environmental concentrations and aquatic toxicity data on diflubenzuron (Dimilin). **Critical Reviews in Toxicology**. Vol 22 (1):45-79. 1992.

FRESHE, B. The perspective of persistence. In; SYMPOSIUM ON PERSISTENCE OF INSECTICIDES AND HERBICIDES. **Proceedings...** Croydon: British Crop Protection Council, Croydon, 1976. p.1-39.

FRIGUETTO, R. T. S. Impacto ambiental decorrente do uso de pesticidas agrícolas. Em: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. (eds.) **Microbiologia Ambiental**. Jaguariúna, EMBRAPA, CNPMA. 438 p. 1997.

FUJIMOTO, R. Y.; MARTINS, L. S.; MORAES, F. R.; ONAKA, E. M. Utilização do diflubenzuron no controle de crustáceos parasitos de piauçu, *Leporinus macrocephalus*. Efeitos parasiticida e nos parâmetros hematológicos. **Anais...** XI Seminário Brasileiro de Parasitologia Veterinária, 1999. 133 p.

GABRIELLI, M. A.; ORSI, M. L. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) na região norte do estado do Paraná, Brasil. **Revista Bras. Zool.**, 17(2):395-399. 2000.

GALLO, M.; LAWRYK, N. J. Organic phosphorous pesticides. In: HAYES, W. J. Jr.; LAWS, E. R. Jr., (eds.). **Handbook of Pesticide Toxicology**. New York, Academic Press, 1576 p. 1991.

GANDOLFI, N. **Investigações sedimentológicas, morfométricas e físico-químicas nas bacias do Mogi-Guaçu, do Ribeira de Iguape e do Peixe**. 1971. 108 f. Tese (Livre Docência) – Dept. de Geologia e Mecânica dos Solos, Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 1971.

GARADI, P.; DOMARCO, R. C.; ARAÚJO, O. J.; PINHEIRO, C. W. L. Avaliação do uso de inseticidas (orgânicos fosforados) no combate às odonatas e na seleção zooplancônica em piscicultura de alevinagem. Em: CODEVASF – Companhia de Desenvolvimento do Vale do São Francisco. **Estudos de piscicultura**. 2ª ed., Brasília, 71p. 1988.

GRANT, A.; BRIGGS, A. D. Toxicity on ivermectin to estuarine and marine invertebrates. **Marine Pollution Bulletin**. 7:540-541. 1998.

GRÄSLUND, S.; HOLMSTRÖM, K.; WAHLSTRÖM, A. A field survey of chemical and biological products used in shrimp farming. **Marine Pollution Bulletin**, 46:81-90. 2003.

GRAVE, K.; ENGELSTAD, M.; SOLI, N. E. Utilization of dichlorvos and trichlorfon in salmonid farming in Norway during 1981-1988. **Acta Veterinaria Scandinavica**, 32: 1-7. 1991a.

GRAVE, K.; ENGELSTAD, M.; SOLI, N. E.; TOVERUD, E. L. Clinical use of dichlorvos (Nuvan) and trichlorfon (Neguvon) in the treatment of salmon louse, *Lepeophtheirus salmonis*. Compliance with the recommended treatment procedures. **Acta Veterinaria Scandinavica**, 32: 9-14. 1991b.

HAAS-JOBULIUS, M. Comparative study on the fate of diflubenzuron and 1-(4,-chlorophenyl)-3-(2-chlorobenoyl) urea in laboratory water and fish. **Acta Hydrobiologica Sinica**, 15(3):207-211. 1991.

HALLIDAY, R. B.; COLLINS, R. O. *Histiostoma papillata* sp. n. (Acari: Histiostomatidae), a mite attacking fish in Australia. **Australian Journal of Entomology**, 41:155-158. 2002.

HANSEN S. R., GARTON R. R. Ability of standard toxicity tests to predict the effects of insecticide diflubenzuron on laboratory stream community. **Can. J. Fish. Aquatic**. 39:1273-1288. 1982a.

HANSEN S. R., GARTON R. R. The effects of diflubenzuron on a complex laboratory stream community. **Archives of Environmental and Contamination Toxicology**. 11:1-10. 1982b.

HARMS, C. A. Treatments for parasitic diseases of aquarium and ornamental fish. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, 5(2):54-63. 1996.

HILL, E. F.; CAMARDESE, M. B. **Lethal Dietary Toxicities of Environmental Contaminants to Cortunix**, Technical Report Number 2. US Department of Interior, Fish and Wildlife Service, Washington DC, 147 p. 1984.

HODNELAND, K.; NYLUND, A.; NILSEN, F.; MIDTTUN, B. The effect of Nuvan, azamethiphos and hydrogen peroxide on salmon lice (*Lepeophtheirus salmonis*). **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**. 13: 203-206. 1993.

HOFER, W. Chemistry of metrifonate and dichlorvos. **Acta Pharmacol. Toxicol**. 49, suppl.:7-14. 1981.

HORMAZÁBAL, V.; YNDESTAD, M. High performance liquid chromatography determination of diflubenzuron and teflubenzuron in fish tissues of farmed fish for residues studies. **J. Liq. Chrom. Rel. Technol**. 19 (16), 2603-2614. 1996.

HORSBERG, T. E.; HØY, T.; NAFSTAD, Y. Organophosphate poisoning of Atlantic salmon in connection with treatment against salmon lice. **Acta. Vet. Scand**. 30: 385-390. 1989.

HOWARD P.H. (ed). **Handbook of Environmental Fate and Exposure Data for Organic Chemicals**. Vol.3, Pesticides. Chelsea, Lewis Publishers, 716 p. 1991.

HØY, T.; HOSBERG, T. E. Residues of dichlorvos in Atlantic salmon (*Salmo salar*) after delousing. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 38:1403-1406. 1990.

HUDSON, R. H.; TUCKER, R. K.; HAEGELE, M. A. **Handbook of Toxicity of Pesticides to Wildlife**. Resource Publication 153. US Department of Interior, Fish and Wildlife Service, Washington DC, 90 p. 1984.

HULBERT, S. H.; MULLA, M. S.; WILSON, H. R. Effects of an organophosphorus insecticide on the phytoplankton, zooplankton, and insect populations of freshwater ponds. **Ecology Monograph**. 42:289-299. 1972.

HURD, M. K.; PERRY, S. A.; PERRY, W. B. Nontarget effects on a test application of diflubenzuron to the forest canopy on stream macroinvertebrates. **Environmental Toxicology and Chemistry**. 15(8):1344-1351. 1996.

IVIE, G. W.; BULL, D.I.; VEECH, I. A. Fate of diflubenzuron in water. **J. Agric. Food. Chem.** 28:330-337. 1980.

JAK, R. G.; MAAS, J. L.; SCHOLTEN, M. C. T. Evaluation of laboratory derived toxic effect concentrations of a mixture of metals by testing fresh water plankton communities in enclosures. **Wat. Res.** 30(5):1215-1227. 1996.

KABATA, Z. Copepoda (Crustacea) parasitic on fishes: problems and perspectives. **Adv. Parasitol.** 19:1-71. 1981.

KAMRIN, M. A. **Pesticide Profiles**. Toxicity, Environmental Impact, and Fate. , New York, Boca Raton. 676 p. 1997.

KEET, C. **Summary of the report: oncogenicity study in rats, diflubenzuron**. Project Report No. 56645/48/84. Duphar B.V., Weesp, the Netherlands. 12 p. 1984a.

KEET, C. **Summary of the report: the effect of diflubenzuron given by oral administration with the feed on toxicity and tumor development in male and female hc/cflp mice**. Project Report No. 56645/49/84. Weesp, Netherlands. 12 p. 1984b.

KHAMBAY, B. P. S.; BROMILOW, R. H. Descobrindo pesticidas. Em: HALL, N. (ed.) **Neoquímica**. A química moderna e suas aplicações. Porto Alegre, Bookman. 392 p. 2004.

KIDD, H.; JAMES, D. R. (eds.). **The Agrochemicals Handbook**, 3rd ed. Royal Society of Chemistry Information Services, Cambridge, UK, 1500 p. 1991.

KITAMURA, S.; KODATA, T.; YOSHIDA, M.; JINNO, N.; OHTA, S. Whole-body metabolism of the organophosphorus pesticide, fention, in goldfish, *Carassius auratus*. **Comp. Bioch. Physiol. C**, 126:259-266. 2000.

KLINGMAN, G. C; ASHTON, F. M.; NOORDHOFF, L. J. **Weed Science: Principles and Practices**. 2nd ed. John Wiley, New York, 449 p. 1982.

KNUTH, M. I.; HEINIS, L. J. Distribution and persistence of diflubenzuron in within littoral enclosure mesocosms. **J. Agric. Food Chemistry**. 43:1087-1097. 1995.

KREBS, C. J. **Ecological methodology**. Addison Wesley Longman, Menlo Park, 620 p. 1999.

KUBITZA, F.; KUBITZA, L. M. M. **Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados**. 3^a ed. Jundiaí, 96 p. 1999.

LANÇAS, F M. Validação de Métodos Cromatográficos de Análise. São Carlos: RiMa. 62 p. 2004.

LECH, J. J; BOND, J. R. Relationship between biotransformation and the toxicity and fate xenobiotic chemicals in fish. **Environmental Health Perspectives**, 34:115-118. 1980.

LESTER, R. J. G.; ROUBAL F. R. Phylum Arthropoda. In: WOO, P.T.K. (ed.) **Fish Diseases and Disorders**. Vol. 1 Protozoan and Metazoan Infections. CAB International, University Press, Cambridge, 808 p. 1995.

LI, Y. H.; JIN, S. D.; QIN, J. G. Strategies for development of rotifers as larval fish food in ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**. 27:178-186. 1996.

LOPES, R. B. **Análise Ecotoxicológica dos Xenobióticos Triclorfon e Diflubenzuron Empregados na Aqüicultura Continental**. 2005. 104 f. Dissertação (Mestrado). Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 2005.

LUDWIG, G. M. Effects of trichlorfon, fenthion, and diflubenzuron on the zooplankton community and on production of reciprocal-cross hybrid striped bass fry in culture ponds. **Aquaculture**, 110:301-319. 1993.

MABILIA, R. G.; SOUZA, S. M. G. Efeito do tratamento com diflubenzuron na hematologia de jundiás, *Rhamdia quelen* (Pimelodidae) infestados por *Lernaea cyprinacea* (Copepoda) em banhos de imersão de 24 horas. **Acta Sc. Biol. Sci.**, 28(2): 159-163. 2006.

MADHUN, Y. A.; FREED, V. H. Impact of pesticide on the environment. In: CHENG, H. H. (ed.) **Pesticides in the Soil Environment: Processes, Impacts, and Modeling**. Soil Science Society of America, Madson, 530 p. 1990.

MARGALEF, R. Características de las aguas de represa como indicadores del estado de los ecosistemas terrestres de las respectivas cuencas. **Anais...** Reunião sobre ecologia e proteção de águas continentais, São Carlos, 1981. 278 p.

MARGALEF, R. **Limnología**. Omega, Barcelona. 1010 p. 1983.

MAXIMIANO, A. A.; FERNANDES, R. O.; NUNES, F. P.; ASSIS, M. P.; MATOS, R. V.; BARBOSA, C. G. S.; OLIVEIRA-FILHO, E. C. Utilização de drogas veterinárias, agrotóxicos e afins em ambientes hídricos: demandas, regulamentação e considerações sobre riscos à saúde humana e ambiental. **Ciência e Saúde Coletiva**, 10(2):483-491. 2005.

McHENERY, J. G.; FRANCIS, C.; DAVIS, I. M. Threshold toxicity and repeats exposure studies of dichlorvos to the larvae of the common lobster (*Homarus gammarus* L.). **Aquatic Toxicology**. 34:237-251. 1996.

McHENERY, J. G.; SAWARD, D.; SEATON, D. Lethal and sublethal effects of the salmon de-lousing agent dichlorvos on the larvae of the common lobster (*Homarus Gammarus L.*). **Aquatic Toxicology**. 98:331-334. 1991.

MEDINA, M.; BARATA, C.; TELFER, T.; BAIRD, D. J. Effects of cypermethrin on marine plankton communities: a simulated field study using mesocosms. **Ecotoxicology and Environmental Safety**. 58:236-245. 2004.

MERCANTE, C. T. J.; SILVA, D.; COSTA, S. V. Avaliação da qualidade da água de pesqueiros da região metropolitana de São Paulo por meio do uso de variáveis abióticas e clorofila. Em: ESTEVES, K. E.; SANT'ANNA, C. L. (orgs.) **Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo**. Um Estudo da Região Metropolitana de São Paulo, São Carlos, RiMa. 240 p. 2006.

METCALF, R. L.; LU, P.; BOWLUS, S. Degradation and environmental fate of 1-(2,6-difluorobenzoyl)-3-(4chlorophenyl)-urea. **Food Chemistry**. 24:359-364. 1975.

MIDLEN, A.; REDDING, T. A. **Environmental Management for Aquaculture**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 223 p. 2000.

MILAM, C. D.; BOULDIN, J. L.; FARRIS, J. L.; SCHULZ, R.; MOORE, M. T.; BENNETT, E. R.; COOPER, C. M.; SMITH, Jr. S. Evaluating Acute Toxicity of Methyl Parathion Application in Constructed Wetland Mesocosms. **Inc. Environ Toxicol** 19: 471-479. 2004.

MORAES, F. R.; MARTINS, M. L. Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. Em: CYRINO J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRCALOSS, D. M.; CASTAGNOLLI, N. (eds.). **Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva**. São Paulo, TecArt, 533 p. 2004.

MULLA, M. S.; ISAAK, L. W. Field studies on the toxicity of insecticides to the mosquito fish, *Gambusia affinis*. **J. Econ. Entomol.**, 54:1237-1242. 1961.

MULLA, M. S.; MIAN, L. S.; KAWECKI, J. A. Distribution, transport, and fate of the insecticides malathion and parathion in the environment. **Res. Rev.** 81:2-159. 1981.

MUNDAY, B.; ELEFThERIOU, A.; KENTOURI, M.; DIVANACH, P. **The interactions of aquaculture and the environment.** A bibliographical review. The Commission of European Communities Directory General for Fisheries. Greece. 183 p. 1992.

MURISON, D. J.; MOORE, D. C.; MCHENERY, J. G.; ROBERTSON, N. A.; DAVIES, I. M. Epiphytic invertebrate assemblages and dichlorvos usage at salmon farms. **Aquaculture** 159: 53-66. 1997.

NATIONAL LIBRARY OS MEDICINE. **Hazardous Substance Data Bank.** Washington, DC, 1995.

NGOH, M. A., CULLISON R. Determination of trichlorfon and dichlorvos residues in shrimp using gas chromatography with nitrogen-phosphorus detection. **J. Agric. Food. Chem.**,44:2686-2689. 1996.

NIMMO, D. R. Pesticides. In: RAND, G. M.; PETROCELLI, S. R. (eds.) **Fundamentals of aquatic toxicology.** Nova York, Taylor e Francis, 666 p. 1985.

NOGA, E. J. **Fish Disease:** Diagnosis and treatment. St. Louis, Mosby: North Carolina State University, College of Veterinary Medicine. 367 p. 2000.

NOGUEIRA, M. G.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Limnologia de um sistema artificial raso (represa do Monjolinho – São Carlos, SP). Dinâmica das variáveis físicas e químicas. **Revista Brasileira de Biologia**, 54(1):147-159. 1994.

NUSCH, E. A. Comparison of methods for chlorophyll and phaeopigments determination. **Arch. Fur Hydrobiol.** 14: 14-36. 1980.

ODUM, E. P. **Ecologia.** Rio de Janeiro, Editora Guanabara. 434 p. 1988.

OMORI, M.; IKEDA, T. **Methods in Marine Zooplankton Ecology.** John Wiley, New York, 332 p. 1984.

OPDYCKE, J. C.; MILLER, R. W.; MENZER, R. E. Metabolism and fate of diflubenzuron in swine. **J. Agric. Fd. Chem.** 30:1223-1227. 1982.

OPUSZYNSKY K.; SHIREMAN, J. V.; ALDRIDGE, F. Environmental manipulation to stimulate rotifers in fish rearing ponds **Aquaculture**, 42:343-358. 1984

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Porto Alegre, Guaíba: Agropecuária, 211 p. 1998.

PAERL, H. W.; TUCKER, C. S. Ecology of blue-green algae in aquaculture ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**, 26(2):109-131. 1995.

PAHL, B. C.; OPITZ, H. M. The effects of cypermethrin (Excis) and azamethiphos (Salmosan) on lobsters *Homarus americanus* larvae in a laboratory study. **Aquaculture Research**. 30:655-665. 1999.

PAN PESTICIDE DATABASE, Chemical Toxicity Studies on Aquatic Organisms. Disponível em:<http://www.pesticideinfo.org/List_EcoChemSpecies.jsp>. Acesso em junho de 2007.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; RANZINI-PAIVA, M. J. T.; MAGALHÕES, A. R. M. Sanidade de peixes, rãs, crustáceos e moluscos. Em: VALENTI, W. C; POLI, C. R.; PEREIRA, J. A.; BORGHETTI, J. R. (eds.) **Aqüicultura no Brasil**. Bases para um Desenvolvimento Sustentável. Brasília, CNPq/MCT, 399 p. 2000.

PEROCCO, P; COLACCI, A; GRILLI, S. In vitro cytotoxic and cell transforming activities exerted by the pesticides cyanazine, dithianon, diflubenzuron, procymidone, and vinclozolin on BALB/c 3T3 cells. **Environ .Mol. Mutagen**. 21:81-86. 1993.

PIASECKI, W.; GOODWIN, A. E.; EIRAS, J. C.; Nowak, B. F. Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. **Zoological Studies**, 43(2):193-205. 2004.

PILEOU, E. C. The measurement of diversity in different types of biological collection. **Journal of Theoretical Biology**, 13:131-134. 1966.

PILLAY, T. V. R. **Aquaculture and the environment**. Oxford: Fishing News Books/Blakwell Scientific Publications Ltd.. 189 p. 1992.

PIMENTEL, D. **Ecological Effects of Pesticides on Nontarget Species**. Executive Office of the President's Office of Science and Technology. US Government Printing Office, Washington, DC. 220 p. 1971.

POSTEL, L.; FOCK, H.; HAGEN, W. Biomass and abundance. In: HARRIS, R; WIEBE, P; LENZ, J; SKJOLDAL, H. R.; HUNTLEY, E. M. (eds.), **ICES Zooplankton Methodology Manual**. Academic Press, London. 684 p. 2000.

PRASAD, I. Mutagenic effects of the herbicide 3',4'-dichloropropioanilide and its degradation products. **Canad. J. Microbiol.**, 16(5):369-372. 1970.

PORNÇA, C. E. M.; BITTENCOURT, P. R. L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília, IBAMA, 196 p. 1994.

QIN, J. G.; DONG, P. Acute toxicity of triclofon on juvenile yabby *Cherax destructor* (Clark) and selected zooplankton species. **Aquaculture Research**. Short Communication.1-4. 2004.

QUEIROZ, J. F.; LOURENÇO, J. N. P.; KITAMURA, P. C. **A EMBRAPA e a aquicultura**: demandas e prioridades de pesquisa. Embrapa Informação Tecnológica (Texto para discussão; 11), Brasília. Disponível em <http://www22.sede.embrapa.br/unidades/uc/sge/texto11.pdf>. 2002.

RAND, G. M.; WELLS, P. G.; McCARTY, L. S. Introduction to aquatic toxicology. In: RAND G. M. (ed.) **Fundamentals of Aquatic Toxicology**, 2nd ed. Taylor and Francis, London. 115 p. 1995.

REDONDO, M. J.; RUIZ M. J.; BOLUDA, R.; FONT, G. Optimization of solid-phase extraction technique for the extraction of pesticides from soil samples. **Journal of Chromatography A**, 719:69-76. 1996.

REILLY, A.; KÄFERSTEIN, F. Food safety hazards and the application of the principles of the hazard analysis and critical control point (HACCP) system for their control in aquaculture production. **Aquaculture Research**, 28, 735-752. 1997.

REYNOLDS, C. S. Phytoplankton assemblages in reservoirs. In: TUNDISI, J. G.; STRASKRABA, M. (eds.). **Theoretical Reservoir Ecology and its Applications**. São Carlos; Rio de Janeiro: International Institute of Ecology; Brazilian Academy of Sciences. p.439-456. 1999.

RICE, J. A. Bioenergetics modeling approaches to evaluation of stress in fish. **Am. Fish. Soc. Symp.** 8:80-92. 1990.

ROS, J. **Práctica de ecología**. Barcelona, Omega, 181 p. 1979.

ROTH, M.; RICHARDS, R. H.; SOMMERVILLE, C. Current practices in the chemotherapeutic control of sea lice infestations in aquaculture: a review. **Journal of Fish Diseases**, 16:1-26. 1993.

ROUBACH, R.; CORREIA, E. S.; ZAIDEN, S.; MARTINO, R. C.; CAVALLI, R. O. Aquaculture in Brazil. **World Aquaculture**, march 2003: 28-35. 2003.

SABHARWAL, A. K.; BELSARE, D. K. Persistence of methyl parathion in a carp rearing pond. **Bull. Environ. Contarn. Toxicol.**, 37:705-709. 1986.

SAKAI, M. Current research status of fish immunostimulants. **Aquaculture** 172:63-92. 1999.

SALAZAR, M. Y. V; TABCHE, L. M; GRACÍA, C. M. Bioaccumulation of Methyl Parathion and Its Toxicology in Several Species of the Freshwater Community in Ignacio Ramirez Dam in Mexico. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 38:53–62. 1997.

SAMPAIO, E. V. **Composição de abundância da comunidade zooplanctônica em tanques de cultivo de peixes, enriquecidos com efluente de indústria de processamento de frutas cítricas (Citrosuco S.A., Matão, SP)**. Dissertação (Mestrado) 1996. 210 f. Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 1996.

SAMUELSEN, O. B. Aeration rate, pH and temperature effects on the degradation of trichlorfon to DDVP and the half-lives of trichlorfon and DDVP in seawater. **Aquaculture**, 66:373-380. 1987b.

SAMUELSEN, O. B. Degradation of trichlorfon to dichlorvos in seawater: a preliminary report. **Aquaculture**, 60:161-164. 1987a.

SANT'ANNA, C. L.; GENTIL, R. C.; SILVA, D. Comunidade fitoplanctônica de pesqueiros da região metropolitana de São Paulo. Em: ESTEVES, K. E.; SANT'ANNA, C. L. (orgs.). **Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo**. Um Estudo da Região Metropolitana de São Paulo. São Carlos, RiMa, 240 p. 2006.

SCHAEFER, C. H.; COLWELL, A. E.; DUPRAS JR., E. F. The occurrence of p-chloroaniline and p-chlorophenylurea from the degradation of diflubenzuron in water and fish. **California Mosquito and Vector Control Association. 48th Annual Conference**, 48:84-89. 1980.

SCHAEFER, C. H.; COLWELL, A. E.; DUPRAS JR., E. F. The outlook for new, chemical, mosquito control agents. **Proc. Utah Mosq. Abate. Assoc.**, 26:13p. 1973.

SCHAEFER, C. H.; DUPRAS JR., E. F. Factors affecting the stability of Dimilin in field waters. **J. Agric. Food Chem.**, 24:733-739. 1976.

SCHAEFER, C. H.; DUPRAS, E. F.; STEWART, R. J.; DAVIDSON, L. W.; COLWELL, A. E. The accumulation and elimination of diflubenzuron by fish. **Bull. Environm. Contam. Toxicol.** 21, 249-254. 1979.

SCHAEFER, C. H.; DUPRAS, JR.; E. F. Residues of diflubenzuron [1-(4-chlorophenyl)-3-(2,6-difluorobenzoylurea)] in pasture soil, vegetation, and water following aerial application. **J. Agric. Food Chem.** 25:1026-1030. 1977.

SCHALCH, S. H. C.; BELO, M. A. A.; SOARES, V. E.; MORAES, J. R. E.; MORAES, F. R. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustácea: Branchiura) em jovens pacus *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes: Characidae) naturalmente infectados. **Acta Sci. Anim. Sci.** 27(2):297-302. 2005.

SELVIK, A.; HANSEN, P. K.; ERVIK, A.; SAMUELSEN, O. B. The stability and persistence of diflubenzuron in marine sediments studied under laboratory conditions and the dispersion to the sediment under a fish farm following medication. **The Science of the Total Environment**, 285:237-245. 2002.

SELVIK, A.; HANSEN P. K.; ERVIK A.; SAMUELSEN O. B. The stability and persistence of diflubenzuron on marine sediments studied under laboratory conditions and the dispersion to the sediment under a fish farm following medication. **The Science of the Total Environmental**. 285:237-245. 2002.

SENHORINI, J. A.; FONTES, N. A.; LUCAS, A. F. B.; SANTOS Jr., S. Larvicultura do pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887, (Pisces, Characidae) em viveiros com e sem organofosforado (Folidol 60 %). **B. Tec. CEPTA**, V4(2):11-22. 1991.

SERRANO, R.; HERNÁNDEZ, J. B.; DOSDA, V.; CANALES, J. Toxicity and bioconcentration of selected organophosphorus pesticides in *Mytilus galloprovincialis* and *Venus gallina*. **Arch. Environ. Contam. Toxicol.** 29:284-290. 1995.

SHANNON, C. E.; WEAVER, W. **The mathematical theory of communication**. Illinois: University of Illinois Press. 144 p. 1949.

SHEPHERD, J. Fish health and disease. In: SHEPHERD, J.; BROMAGE, N. R. (eds.) **Intensive Fish Farming**. Oxford, Blackwell Science, 404 p. 1995.

SILVA, H. C.; MEDINA, H. S. G; FANTA, E.; BACILA, M. Sublethal effects of the organophosphate Folidol 600 (methyl paration) on *Callichthys callichthys* (Pisces:Telestei). **Comp. Biochem. Physiol. C**, 1005(2):197-201. 1993.

SIMENSTAD, C. A.; FRESH, K. L. Influence of intertidal aquaculture on benthic communities in pacific northwest estuaries: scales of disturbance. **Estuaries**. 18(1A):43-70. 1995.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Adoção de boas práticas de manejo (BPM) em piscicultura para manutenção da saúde ambiental. Em: ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (orgs.) **Avaliação dos Impactos de Pesque-Pague**: Uma Análise da Atividade na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu. São Carlos, RiMa, 312 p. 2006.

SOCORRO, PREFEITURA MUNICIPAL. Disponível em: <<http://www.socorro.sp.gov.br>>. Acesso em: fevereiro de 2007.

SOUMIS, N.; LUCOTTE, M.; SAMPAIO, D.; ALMEIDA, D. C.; GIROUX, D.; MORAIS, S.; PICHET, P. Presence of organophosphate insecticides in fish of the Amazon river. **Acta Amazon**. 33, 325–338. 2003.

SOUZA, M. A.; VIDOTTI, R. M.; OLIVEIRA NETO, A. L.; COLOMBANO, N. C. Licenciamento ambiental e outorga do direito de uso da água para a atividade aquícola: Há integração entre os instrumentos? **B. Inst. Pesca**, 32(2):213-219. 2006.

TACON, A. G. J.; FORSTER, I. P. Aquafeeds and the environment: policy implications. **Aquaculture** 226:181-189. 2003.

TANNER, D. K.; MOFFETT, M. F. Effects of diflubenzuron on the reproductive success of the bluegill sunfish, *Lctalurus macrochirus*. **Environmental Toxicology Chemistry**. 14:1345-1355. 1995.

TASHEVA, M.; HRISTEVA, V. Comparative study on the effects of five benzoylphenylurea insecticides on haematological parameters in rats. **J Appl Toxicol**;13(1):67-80. 1993.

TEIXEIRA FILHO, A. R. **Piscicultura ao alcance de todos**. São Paulo, Nobel, 212 p. 1991.

TENBROOK, P. L.; KENDALL, S. M.; TJEERDEMA, R. S. Toxicokinetics and biotransformation of *p*-nitrophenol in white sturgeon (*Acipenser transmontanus*). **Ecotoxicology and Environmental Safety** 64:362-368. 2006.

TIAGO, G. G. Aspectos da legislação relativa a pesqueiros. Em: ESTEVES, K. E.; SANT'ANA, C. L. (orgs.) **Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo**. Um Estudo da Região Metropolitana de São Paulo. São Carlos, RiMa, 240 p. 2006.

TIDOU, A. S.; MORETEAU, J. C.; RAMADE, F. Effects of lindane and deltamethrin on zooplankton communities os experimental ponds. **Hydrobiologia**, 232:157-168.

TSUDA, T.; AOKI, S.; KOJIMA, M.; FUJITA, T. Accumulation and excretion of organophosphorus pesticides by willow shiner. **Chemosphere**. 25(12):1945-1951. 1992.

TSUDA, T; AOKI, S; KOJIMA, M; FUJITA, T. Accumulation and excretion of organophosphorus pesticides by carp *Cyprinus carpio*. **Comp. Biochm. Physiol.** 104C(2):275-215. 1993.

TSUDA, T; KOJIMA, M.; HARADA, H.; NAKAJIMA, A.; AOKI, S. Accumulation and excretion of fenthion, fenthion sulfoxide and fenthion sulfone by Killifish (*Oryzias latipes*). **Comp. Bioch. Physiol. C**. 113:45-49. 1996.

TULLY, O.; MORRISSEY, D. Concentration of dichlorvos in Beirtreach Bui Bay, Ireland. **Mar. Pol. Bul.** 20:190-191. 1989.

U. S. PUBLIC HEALTH SERVICE. **Hazardous Substance Data Bank**. Washington, DC. 1995.

URBINAT, E. C.; CARNEIRO, P. C. F. Práticas de Manejo e estresse dos peixes em piscicultura. Em: CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRCALOSS, D. M.; CASTAGNOLLI, N. (eds.). **Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva**. São Paulo, TecArt, 533 p. 2004.

USDA APHIS. UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE, ANIMAL AND PLANT HEALTH INSPECTION SERVICE. **Chemical Risk Assessment for Diflubenzuron Use in Grasshopper Cooperative Control Program.** Policy and Program Development, Environmental Analysis and Documentation, March, 19 p. 2000.

USEPA. UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. **Chemical Information Fact Sheet Number 68.1:Diflubenzuron.** Office of Pesticides and Toxic Substances, Washington DC. 1987.

USEPA. UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. **Guidance for Registration of Pesticide Products Containing Trichlorfon as the active Ingredient.** Washington DC. 1984b.

USEPA. UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. **Pesticide Fact Sheet Number 30: Trichlorfon.** Office of Pesticides and Toxic Substances, Washington DC, 1984a.

USEPA. UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. Dichlorvos: Initiation of special review. **Fed. Regist.** 53: 5542-5549. 1988.

UTHERMÖHL, H. Zur vervalkammung des quantitativen phytoplankton - methodik. Internationale vereinigung für theoretische und angewandte limnologie. Mitteilugem, **Hamburg**, 9:1-38. 1958.

VAN DERWEL, H; WELING, W. Inhibition of acetylcholinesterase in guppies (*Poecilia reticulata*) by chlorpyrifos at sublethal concentrations: Methodological aspects. **Ecotoxicol. Environ. Saf.** 17:205-215. 1989.

VENTURIERI, R. **Pesque-pague no Estado de São Paulo:** vetor desenvolvimento da piscicultura e opção de turismo e lazer. São Paulo: Eco- Associação para estudos do Ambiente, 1.ed., Ipsis, 151 p. 2002.

VILLEN, R.; Del CARRATORE, C. R.; MACHADO, J. H. Eficácia do tratamento terapêutico com dimetil-paration e ascículas de *Pinus (Pinus elliot)* em peixes acometidos por lerneoses (*Lernaea sp.*). **Anais...** Aqüicultura Brasil' 98, 2:689-695. 1998.

WAUCHOPE, R. D.; BUTTLER, T. M.; HORNSBY, A. G.; AUGUSTIJN-BECKERS, P. W. M., BURT, J. P. SCS/ARS/CES Pesticide Properties Database for Environmental Decision making. **Rev. Environ. Contam. Toxicol.** 123:1-157, 1992.

WENDELAAR BONGA, S. E. The stress response in fish. **Physiol. Rev.** 77:591-625. 1997.

WEYTS, F. A. A.; VERBURG van KEMENADE, B. M. L.; FLIKT, G. Characterization of glucocorticoid receptors in peripheral blood leukocytes of carp *Cyprinus carpio* L. **Gen. Comp. Endocrin.** 111:1-8. 1998.

WILLIS, K. J.; LING, N. The toxicity of emamectin benzoate, an aquaculture pesticide, to plankton marine copepods. **Aquaculture.** 221:289-297. 2003.

ZIMMERMANN, S.; FITZSIMMONS, K. Tilapicultura Intensiva. Em: CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRCALOSS, D. M.; CASTAGNOLLI, N. (eds.). **Tópicos Especiais em Piscicultura de água Doce Tropical Intensiva.** São Paulo, TecArt, 533 p. 2004.

ZITKO, V. Analytical chemistry in monitoring the effects of aquaculture: one laboratory's perspective.-**ICES Journal of Marine Science.** 58:486-491. 2001.