

Universidade Federal de Santa Catarina  
Curso de Graduação em Engenharia Sanitária e Ambiental

**AVALIAÇÃO DA TOXICIDADE AGUDA ÁGUA E DO SOLO  
EM UMA LAVOURA DE VAGEM NO MUNICÍPIO DE  
SANTO AMARO DA IMPERATRIZ**

**Karina da Silva de Souza**

FLORIANÓPOLIS (SC)  
NOVEMBRO/2008

Universidade Federal de Santa Catarina  
Curso de Graduação em Engenharia Sanitária e Ambiental

**AVALIAÇÃO DA TOXICIDADE AGUDA DA ÁGUA E DO  
SOLO EM UMA LAVOURA DE VAGEM NO MUNICÍPIO DE  
SANTO AMARO DA IMPERATRIZ**

**Karina da Silva de Souza**

**Trabalho apresentado à Universidade  
Federal de Santa Catarina para Conclusão  
do Curso de Graduação em Engenharia  
Sanitária e Ambiental**

**Orientadora  
Prof.<sup>a</sup> Dra. Cátia R. S. de C. Pinto**

**FLORIANÓPOLIS (SC)  
NOVEMBRO/2008**

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA

CENTRO TECNOLÓGICO

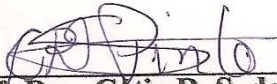
CURSO DE GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL

**AVALIAÇÃO DA TOXICIDADE AGUDA DA ÁGUA E DO SOLO EM  
UMA LAVOURA DE VAGEM NO MUNICÍPIO DE SANTO AMARO DA  
IMPERATRIZ**

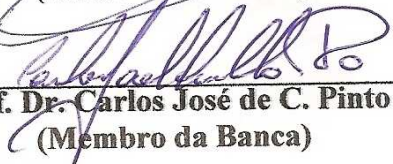
**Karina da Silva de Souza**

**Trabalho submetido à Banca Examinadora como parte dos  
requisitos para Conclusão do Curso de Graduação em Engenharia  
Sanitária e Ambiental–TCC II**

**BANCA EXAMINADORA:**

  
\_\_\_\_\_  
**Prof. Dra. Cátia R. S. de C. Pinto**  
(Orientadora)

  
\_\_\_\_\_  
**Prof. Dr. William Gerson Matias**  
(Membro da Banca)

  
\_\_\_\_\_  
**Prof. Dr. Carlos José de C. Pinto**  
(Membro da Banca)

**FLORIANÓPOLIS (SC)  
NOVEMBRO/2008**

## RESUMO

Os agrotóxicos são muito utilizados para o controle de pragas na agricultura, entretanto o uso indiscriminado desses produtos contamina o meio ambiente através de seus resíduos na água, no solo e no ar, tendo como alvo imediato a saúde humana. O objetivo deste trabalho foi avaliar o potencial tóxico da água e do solo da região da Bacia hidrográfica do Rio Cubatão do Sul, devido à utilização de agroquímicos, tendo como local de estudo uma lavoura de vagem situada nas proximidades do Rio Cubatão. Para isso, foram realizados testes de toxicidade aguda com *Daphnia magna*, larvas de *Aedes albopictus* e juvenis de *Leptoglossus zonatus*. A sensibilidade dos organismos testes foi avaliada através da determinação da Concentração Efetiva que causa 50% de mortalidade. Através dos testes constatou-se a sensibilidade das Daphnias e das larvas de insetos às amostras de água do ponto 4, localizado dentro da lavoura. As amostras de lixiviado do solo apresentaram toxicidade às Daphnias nos pontos 3 e 4, ambos localizados na lavoura. Já os Leptoglossus não se apresentaram sensíveis às amostras de solo. Quanto aos parâmetros físico-químicos, as análises de água do rio apresentaram-se acima do valor estipulado pela legislação para os parâmetros turbidez e oxigênio dissolvido.

**PALAVRAS-CHAVE:** agrotóxicos, qualidade da água, testes toxicológicos

## ABSTRACT

The pesticides are widely used to control pests in agriculture, though the indiscriminate use of these products contaminates the environment through their waste in water, soil and air, with the immediate target human health. The purpose of this study was to evaluate the potential toxic water and soil of the region's catchment area of Rio Cubatão South, because of the use of chemicals, and as a place to study a crop of pods located near the River Cubatão. For this, tests were carried out with acute *Daphnia magna*, larvae of *Aedes albopictus* and juveniles of *Leptoglossus zonatus*. The bodies sensibiliade tests was evaluated by determining the Effective concentration that causes 50% of mortality. Through the tests it was found the sensitivity of *Daphnia* and the larvae of insects on water samples from the point 4, located inside the crop. Samples of leachate soil showed toxicity to *Daphnia* in points 3 and 4, both located in the field. But the *Leptoglossus* had not been sensitive to the soil samples. As for the physical and chemical parameters, the analysis of water from the river showed itself above the amount stipulated by law for the parameters turbidity and dissolved oxygen.

**KEY WORDS:** pesticides, water quality, toxicological tests

## AGRADECIMENTOS

À professora Dra Cátia Regina Silva. de Carvalho Pinto, pela ajuda, orientação, e oportunidade de realização deste trabalho.

Ao professor Dr Carlos José de Carvalho Pinto, pela oportunidade de realização dos testes com insetos e ajuda prestada durante o desenvolvimento dos testes.

À Ariane que me ajudou nos testes realizados no Insetário do Centro e Ciências Biológicas da UFSC.

À Arlete e Eliane pela disposição e ajuda oferecida durante as análises no LIMA

À minha irmã Sabrina, pela ajuda prestada durante a fase de coleta das amostras.

Ao Mário, pela permissão da realização deste trabalho em sua lavoura de vagem.

À minha família por todo apoio prestado durante os anos de graduação.

À todos que de alguma maneira contribuíram para a realização deste trabalho.

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	1
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	2
<b>2.1. Objetivo Geral</b> .....	2
<b>2.2. Objetivos Específicos</b> .....	2
<b>3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	3
<b>3.1. Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul</b> .....	3
3.1.1. <i>Localização e Hidrografia</i> .....	3
3.1.2. <i>Relevo</i> .....	5
3.1.3. <i>Clima e Precipitação</i> .....	6
3.1.4. <i>Atividade Agrícola na região</i> .....	7
<b>3.2. A Problemática os Agrotóxicos</b> .....	8
3.2.1. <i>Histórico</i> .....	8
3.2.2. <i>Definição</i> .....	9
3.2.3. <i>Classificação</i> .....	10
3.2.4. <i>Legislação</i> .....	11
<b>3.3. Generalidades sobre os agrotóxicos utilizados n lavoura de vagem</b> .....	13
3.3.1. <i>Amistar</i> .....	13
3.3.2. <i>Derosal Plus</i> .....	13
3.3.3. <i>Dithane PM</i> .....	14
3.3.2. <i>Polo 500</i> .....	14
3.3.3. <i>Vertimec 18 CE</i> .....	15
<b>3.4. Impacto ambiental dos agrotóxicos</b> .....	16
3.4.1. <i>Ar</i> .....	17
3.4.2. <i>Solo</i> .....	18
3.4.3. <i>Água</i> .....	19
<b>3.5. Toxicidade Ambiental</b> .....	20
3.5.1. <i>Microcrustáceo Daphnia magna</i> .....	22
3.5.2. <i>Culicídeos da espécie Aedes albopictus</i> .....	24
3.5.3. <i>Coreídeos da espécie Leptoglossus zonatus</i> .....	25
<b>4. MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	26
<b>4.1. Local de Coleta</b> .....	26
<b>4.2. Coleta das Amostras</b> .....	26
<b>4.3. Parâmetros físico-químicos monitorados</b> .....	28
<b>4.4. Lixiviado do Solo</b> .....	29
<b>4.5. Ensaio Toxicológicos</b> .....	29
4.5.1. <i>Teste de Toxicidade Aguda com Daphnia magna</i> .....	30
4.5.2. <i>Bioteste com jovens de Aedes albopictus</i> .....	32
4.5.3. <i>Bioteste com jovens de Leptoglossus zonatus</i> .....	34
<b>5. RESULTADOS E DISCUSSÕES</b> .....	36
5.1. <i>Caracterização dos Agrotóxicos</i> .....	36
5.2. <i>Condições do Tempo</i> .....	36
5.3. <i>Análises Físico-Químicas das Amostras de Água</i> .....	37
5.2. <i>Lixiviados do Solo</i> .....	42
5.5. <i>Testes Toxicológicos</i> .....	42
5.5.1. <i>Testes de Toxicidade Aguda da Água com Daphnia magna</i> .....	43
5.5.2. <i>Testes de Toxicidade Aguda do Lixiviado com Daphnia magna</i> .....	45

5.5.3. <i>Testes de Toxicidade Aguda da Água com Larvas de Insetos</i> .....	46
5.5.4. <i>Testes de Toxicidade Aguda do Solo com Leptoglossus zonatus</i> .....	47
<b>6. CONCLUSÕES</b> .....	49
<b>7. RECOMENDAÇÕES</b> .....	50
<b>8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	51
<b>ANEXO I</b> .....	59
<b>ANEXO II</b> .....	61
<b>ANEXO III</b> .....	63

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1	Classificação Toxicológica e cor a faixa no rótulo do produto de agrotóxico .....	11
Tabela 2	Características dos agrotóxicos utilizados na lavoura de vagem ..	36
Tabela 3	Resultados dos testes de toxicidade aguda de água com <i>Daphnia magna</i> .....	43
Tabela 4	Resultados dos testes de toxicidade aguda dos lixiviados do solo.....	45
Tabela 5	Resultados dos testes de toxicidade aguda com larvas de insetos.....	46
Tabela I.1	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para as amostras de água do ponto 1 .....	60
Tabela I.2	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para as amostras de água do ponto 2 .....	60
Tabela I.3	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para as amostras de água do ponto 3 .....	60
Tabela I.4	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para as amostras de água do ponto 4 .....	60
Tabela II.1	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para os lixiviados das amostras de solo do ponto 1 .....	62
Tabela II.2	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para os lixiviados das amostras de solo do ponto 2 .....	62
Tabela II.3	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para os lixiviados das amostras de solo do ponto 3 .....	62
Tabela II.4	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico <i>Daphnia magna</i> para os lixiviados das amostras de solo do ponto 4 .....	62
Tabela III.1	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de <i>Aedes albopictus</i> às amostras de água, após o período de observação de 24 horas .....	64
Tabela III.2	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de <i>Aedes albopictus</i> às amostras de água, após o período de observação de 24 horas .....	64
Tabela III.3	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de <i>Aedes albopictus</i> às amostras de água, após o período de observação de 24 horas .....	65
Tabela III.4	Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de <i>Aedes albopictus</i> às amostras de água, após o período de observação de 24 horas .....	65

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Localização da Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul .....	3
Figura 2	Perspectiva da Bacia .....	56
Figura 3	<i>Daphnia magna</i> .....	22
Figura 4	<i>Aedes albopictus</i> .....	24
Figura 5	<i>Leptoglossus zonatus</i> .....	25
Figura 6	Localização da lavoura em estudo e da ETA da CASAN .....	26
Figura 7	Localização dos pontos de coleta das amostras .....	27
Figura 8	Equipamentos de coleta das amostras .....	27
Figura 9	Armazenamento das amostras .....	28
Figura 10	Lixiviação do Solo .....	29
Figura 11	Cultura de algas verdes <i>Scenedesmus subspicatus</i> .....	30
Figura 12	Testes de toxicidade água com <i>D. magna</i> .....	31
Figura 13	Criação de <i>Ae. Albopictus</i> , adultos e larvas .....	32
Figura 14	Testes de toxicidade aguda com larvas de insetos.....	33
Figura 15	Criação de <i>L. zonatus</i> em laboratório .....	34
Figura 16	Testes de toxicidade aguda com <i>L. zonatus</i> .....	35
Figura 17	Representação dos valores de pH .....	37
Figura 18	Representação dos valores de OD .....	38
Figura 19	Representação dos valores de nitrato.....	38
Figura 20	Representação dos valores de nitrogênio amoniacal .....	39
Figura 21	Representação dos valores de fósforo total .....	40
Figura 22	Representação dos valores de turbidez .....	41
Figura 23	Representação dos valores de cor aparente .....	41
Figura 24	Representação dos valores do pH do lixiviado do solo .....	42

## 1. INTRODUÇÃO

O crescimento populacional mundial tem exigido um constante aumento na produção global de alimentos. Novas tecnologias, muitas delas baseadas no uso intensivo de agrotóxicos foram disponibilizadas para o controle de doenças, aumento da produtividade e proteção contra pragas.

Entretanto, o consumo exagerado e inadequado de agrotóxicos no Brasil – assim como em outros países da América Latina – tem causado sérios problemas de poluição ambiental e intoxicação humana, uma vez que grande parte dos agricultores desconhece os riscos a que se expõem e, conseqüentemente, negligenciam algumas normas básicas de saúde e segurança no trabalho.

A Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul possui o principal manancial de água de abastecimento para a região da Grande Florianópolis, o Rio Cubatão, abastecendo cerca de 880.000 habitantes. Nela localiza-se a estação de captação e tratamento de água da Companhia Catarinense de Água e Saneamento - CASAN.

Esta microrregião destaca-se também por ser uma importante região produtora de hortifrutigranjeiros, destacando-se o cultivo de vagem, pimentão, milho e tomate, entre outros. Sendo assim, a região é responsável pelo lançamento diário de grandes quantidades de agrotóxicos na bacia, comprometendo a qualidade da água e do solo do local.

Este trabalho tem como objetivo principal avaliar a toxicidade da água e do solo em uma lavoura de vagem que utiliza técnica convencional de cultivo e, ainda, avaliar a água do Rio Cubatão do Sul, através de testes de toxicidade aguda utilizando microcrustáceos e insetos.

O estudo foi realizado em uma lavoura de vagem, localizada nas proximidades do Rio Cubatão do Sul, no bairro Sul do Rio, no município de Santo Amaro da Imperatriz.

Com os resultados desta pesquisa poderão ser traçadas estratégias de conscientização dos agricultores com a finalidade de minimizar o uso de agrotóxicos, dando ênfase direta na qualidade de vida das pessoas e do meio ambiente.

## **OBJETIVOS**

### **Objetivo Geral**

Avaliar a toxicidade aguda dos agrotóxicos utilizados no cultivo de vagem, através de análises em amostras de água e do solo.

### **Objetivos Específicos**

- Avaliar os parâmetros físico-químicos da água e do solo da lavoura e do Rio Cubatão;
- Comparar a toxicidade aguda observada em microcrustáceos *Daphnia magna* e de insetos *Aedes albopictus* e *Leptoglossus zonatus* expostos aos agrotóxicos utilizados no cultivo de vagem;
- Caracterizar os agrotóxicos utilizados no local de amostragem.

### 3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1. Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul

##### 3.1.1. Localização e Hidrografia

A Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul está localizada a aproximadamente 20 Km ao sul do município de Florianópolis, no Estado de Santa Catarina, entre os paralelos 27°35'46" e 27°52'50" S e as longitudes 48°38'24" e 49°02'24" W (**Figura 1**). Sua área de drenagem é de 738 km<sup>2</sup>, (dos quais 342 km<sup>2</sup> pertencem ao Parque Estadual da Serra do Tabuleiro), com 167,44 Km de perímetro, abrangendo os municípios de Águas Mornas, Santo Amaro da Imperatriz, parte de São Pedro de Alcântara e Palhoça (CASAN, 2002).



**Figura 1** - Localização da Bacia Hidrográfica do Rio Cubatão do Sul.

Fonte: EXTERCKOTER,2006.

O principal rio da bacia é o Cubatão do Sul, com 65 Km de extensão, que se origina da junção dos rios do Cedro e Bugres, no município de São Bonifácio. Os afluentes que contribuem para a bacia são: Rio dos Bugres, Forquilhas, Matias,

Ribeirão Vermelho, Águas Claras e Vargem do Braço. Os principais afluentes são drenados para leste, onde deságuam no Rio Cubatão do Sul e dirigem-se para a Baía Sul, formando em sua foz um ecossistema de manguezal, conhecido como Manguezal da Palhoça (CASAN, 2002).

A bacia do Rio Cubatão é formada por seis sub-bacias (SDM-FEHIDRO,2003), que são:

- Sub-bacia do Alto Cubatão (rio do Salto);
- Sub-bacia do Rio do Cedro;
- Sub-bacia do Rio dos Bugres;
- Sub-bacia do Rio Vargem do Braço;
- Sub-bacia do Rio Caldas do Norte (ou das Forquilhas);
- Sub-bacia do Rio do Matias.

Os seguintes rios desta bacia são enquadrados pela Portaria Estadual nº 024/79, como rios classe 01: Rio Vargem do Braço, Rio das Águas Claras, Rio das Antas, Rio dos Porcos, Rio Cachoeira do Sertão, todos contribuintes da margem direita do Rio Cubatão, e seus afluentes, dentro da área do Parque Estadual da Serra do Tabuleiro. Ainda é enquadrado como rio classe 01 o Rio do Salto, formador do Rio Cubatão, e seus afluentes, dentro da área do Parque Estadual da Serra do Tabuleiro. Os demais rios são enquadrados como classe 02 (FATMA,1979).

Segundo a Resolução 357/2005 do CONAMA, entende-se por rio classe 01, os que podem ser destinados ao abastecimento para consumo humano, após tratamento simplificado; à proteção das comunidades aquáticas; à recreação de contato primário, tais como natação, esqui aquático e mergulho; à irrigação de hortaliças que são consumidas cruas e de frutas que se desenvolvam rentes ao solo e que sejam ingeridas cruas sem remoção de película; e ) à proteção das comunidades aquáticas em Terras Indígenas. Já as águas doces de classe 02 destinam-se ao abastecimento para consumo humano, após tratamento convencional; à proteção das comunidades aquáticas; à recreação de contato primário, tais como natação, esqui aquático e mergulho; à irrigação de hortaliças, plantas frutíferas e de parques, jardins, campos de esporte e lazer, com os quais o público possa vir a ter contato direto; e à aquíicultura e à atividade de pesca.

Esta bacia é de extrema importância, pois o rio Cubatão do Sul é o principal manancial de abastecimento de água da região da Grande Florianópolis. Juntamente com o rio Vargem do Braço abastece a estação de tratamento de água da Companhia Catarinense de Águas e Saneamento (CASAN) que, após tratamento, distribui água aos municípios de Florianópolis, São José, Águas Mornas, São Pedro de Alcântara, Palhoça, Biguaçu e Santo Amaro da Imperatriz, atingindo um total aproximado de 880 mil habitantes (CHRISTOFIDIS, 2006).

A CASAN usa uma vazão projetada para esse sistema de 1710 l/s, sendo 47% proveniente do Rio Vargem do Braço, na localidade de Pilões e o restante do Rio Cubatão do Sul e de pequenos mananciais situados no interior da Ilha de Santa Catarina (MARTINI, 2000).

### *3.1.2. Relevo*

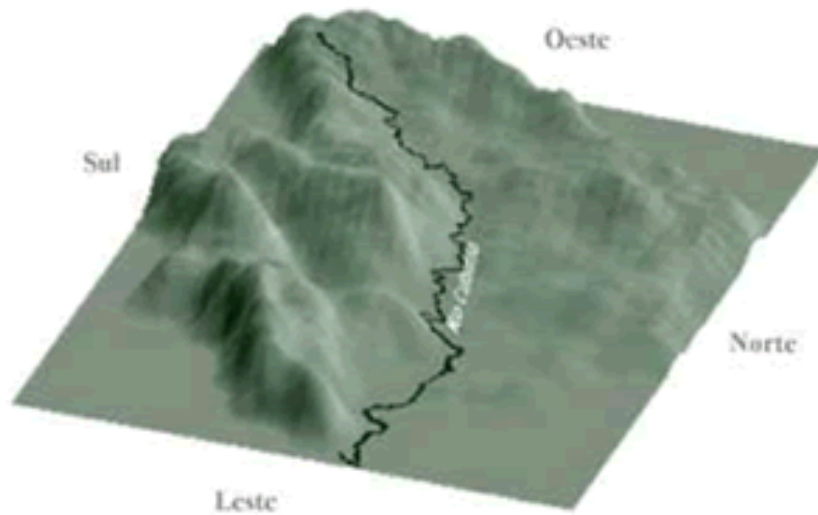
O relevo da micro-bacia do Rio Cubatão do Sul se caracteriza por três grandes unidades topográficas: o relevo cristalino, as formações tabulares e as planícies costeiras. No relevo cristalino, destacam-se algumas serras com cristas que perdem altitude à medida que avançam em direção ao mar, com seus níveis variando entre 400 e 900 metros de altitude. Nesta unidade destaca-se a Serra do Tabuleiro, formada por uma vasta massa granítica na fachada atlântica cuja superfície se mantém regularmente nivelada entre 800 e 1.000 metros. Encontram-se também montanhas com áreas mais elevadas, superiores a 1.000 metros (ponto mais alto, 1.275 metros, o Morro do Cambirela), com vales profundos onde encaixam os rios. A **figura 2** mostra a representação esquemática da topografia da micro-bacia do Rio Cubatão (CASAN, 2002).

Nas formas tabulares destaca-se a chapada da Boa Vista, com altitudes que se elevam até 1.200 metros, formadora do grande centro dispersor das águas.

As planícies são de formação recente, e localizam-se próximas a foz e ao longo de toda a parte baixa e média do Rio Cubatão. São áreas que apresentam solos ricos em matéria orgânica, porém sujeitos as inundações (CASAN, 2002).

A região apresenta solo ácido, com pH em torno de 5,15 e de acordo com Leão, em seu estudo sobre o movimento do carbofuran no solo desta região, o solo é

franco-siltoso, de acordo com a classificação da Sociedade Brasileira de Ciência do Solo (PORTAL SANTO AMARO, 2007; LEÃO,1997).



**Figura 2** – Perspectiva da Bacia  
**Fonte:** CASAN

### *3.1.3. Clima e Precipitação*

A orientação das montanhas, no sentido leste-oeste, forma uma barreira contra os ventos polares, ao mesmo tempo em que retêm os ventos das massas mais quentes do norte. Este fator, juntamente com a vegetação, cria condições especiais ao microclima da região, propiciando um inverno mais seco e um verão mais chuvoso. O clima predominante da região, segundo a classificação de Koeppen, é do tipo Cfa – Clima mesotérmico úmido, com temperatura média no mês mais frio inferior a 18 °C e temperatura média no mês mais quente acima de 22 °C. (CASAN, 2002; EXTERCKOTER, 2006).

Quanto à pluviosidade, ocorre durante todo o ano uma boa distribuição de chuva, sendo que nos meses de janeiro, fevereiro e março, ocorrem as maiores incidências de precipitação, enquanto que nos meses de maio e junho ocorrem as menores incidências. A média anual de precipitação é de 1.700 mm (CASAN, 2002).

### *3.1.4. Atividade Agrícola na região*

A população rural da Grande Florianópolis concentra-se na bacia hidrográfica do Rio Cubatão, que tem como principal atividade econômica a agricultura. A prática agrícola é caracterizada pela agricultura familiar, realizada com poucos critérios técnicos, utilizando elevada quantidade de agrotóxicos para a manutenção das culturas. O local destinado a estas práticas nem sempre é adequadamente escolhido e, muitas vezes, as margens dos rios são utilizadas na implantação de pequenas lavouras (CASAN, 2002).

As principais culturas agrícolas são batata, tomate, pimentão, cana de açúcar e milho, que são culturas bastante aquosas e de seiva muito rica, o que as deixa muito suscetíveis a pragas e doenças, o que pode contribuir para dosagens ainda maiores de agrotóxicos. As culturas são alternadas durante o ano dependendo das condições climáticas e das características específicas de cada cultura. Entre estas culturas destaca-se a produção de tomate, sendo o município de Santo Amaro da Imperatriz responsável por 8,2 % da produção estadual, Águas Mornas por 8,4 %, Palhoça por 10,5% e São Pedro de Alcântara por 1,8 % (LEÃO, 1997; EPAGRI/CEPA, 2007).

Destaca-se ainda a produção de milho durante o verão, fazendo do município um dos maiores vendedores de espigas para o litoral catarinense durante este período (PORTAL SANTO AMARO, 2007). Além dos produtos citados anteriormente, vale ressaltar que esta região tem uma expressiva produção de vagem, repolho, couve-flor e temperos verdes, o que contribui para que a região seja denominada de “cinturão verde” da Grande Florianópolis (EXTERCKOTER, 2006).

O uso intensivo de agrotóxicos afeta muito os solos agrícolas, já que estes recebem altas doses em aplicações sucessivas, além de contaminarem a água e o ar da região. A acentuada comercialização desses produtos químicos tóxicos na região deve-se à facilidade de acesso à compra, que é realizada sem a necessidade da apresentação do receituário agrônomo. A utilização excessiva destes produtos é efetuada por muitos agricultores que desconhecem o nível de toxicidade dos produtos e os aplicam sem proteção, agravando, com isso, os riscos de intoxicação dos agricultores, responsáveis pela aplicação do agrotóxico, e da contaminação ambiental (MEZZARI, 2000; CASAN, 2002).

## **3.2. A Problemática dos agrotóxicos**

### *3.2.1. Histórico*

O uso de substâncias para o controle de pragas e doenças vegetais é bastante antigo. Segundo Freedman (1980), citado por Leão (1997), por volta de 1550 a.c., os egípcios utilizavam uma substância desconhecida para combater pulgas em residências. Na China, por volta de 900 a.C., utilizavam-se sais de arsênio como inseticida, no controle de pragas.

De acordo com Paschoal (1979) as escritas dos gregos, romanos e chineses mencionavam, já há mais de três mil anos, o uso de certos produtos químicos, como o arsênico e o enxofre, que eram empregados para o controle de insetos.

Para Larini (1999), o controle significativo de insetos através da utilização de compostos químicos pode ser caracterizado em dois períodos distintos, separados entre si pela Segunda Grande Guerra.

De acordo com Larini (1999), a fase anterior ao período bélico inicia-se em 1867, quando um produto chamado Verde Paris (acetoarsenito de cobre) foi preparado comercialmente e indicado no controle de uma grande variedade de pragas. Segundo Paschoal (1979), após essa data, outros produtos inorgânicos foram utilizados comercialmente, à base de arsênio, flúor, antimônio, bário, boro, cádmio, chumbo, mercúrio e tálio, e a calda sulfocálcica e óleos minerais. Também foram bastante utilizados inseticidas de origem vegetal, como a nicotina, estricnina, piretro e piretrina, retenona, entre outros.

Para Larini (1999), o ano de 1939 marca uma brusca transição na metodologia do controle de pragas, com a descoberta, por Paul Muller, das propriedades inseticidas do DDT (dicloro-difenil-tricloroetano).

“Em 1941/2 pesquisadores franceses e ingleses descobriram, quase que simultaneamente, as propriedades inseticidas do BHC (hexaclorociclohexano), e no final da década de 40 os alemães introduziram os inseticidas organofosforados, abrindo as portas para pesquisas que resultaram na formulação de produtos como o paration, malation, tepp, dimetom e tantos outros” (PASCHOAL, 1979).

Segundo Larini (1999), entre 1936 e 1937, os principais inseticidas empregados na agricultura no Brasil eram compostos inorgânicos e produtos de

origem vegetal. O primeiro composto orgânico utilizado na agricultura brasileira foi o DDT, com a denominação de Gerasol, introduzido em 1943.

A partir dos anos 70, o II Plano Nacional de Desenvolvimento – II PND condiciona o recurso do crédito rural à compra de agrotóxicos, destinando uma cota de agrotóxicos para cada financiamento. Como resultado, na década de 80 o país passa a ser o quarto maior consumidor mundial de agrotóxicos (BRASIL, 1997 *apud* LEÃO, 1997).

O Brasil é, atualmente, o 3º maior consumidor mundial de produtos agrotóxicos e o primeiro da América Latina e, embora tenha apresentado avanços consideráveis no controle da produção e consumo desses produtos nos últimos tempos, ainda apresenta condições sócio-sanitárias compatíveis à de países em desenvolvimento (ANVISA, 2006).

### 3.2.2. Definição

De acordo com Frello (1998), existe uma controvérsia na literatura a respeito da terminologia para os produtos químicos agrícolas.

Para Paschoal (1979), o termo praguicida significa “produto que mata pragas”, aplicando-se a ácaros, carrapatos, moluscos, ratos, entre outros. Sob esta definição, são consideradas praguicidas apenas as substâncias capazes de matar pragas, excluindo-se as substâncias atraentes, repelentes, esterilizantes e outras que igualmente contribuem para controlar pragas.

Larini (1999) afirma que o termo pesticida, difundido entre os povos de língua portuguesa e inglesa, é inadequado por ter o significado literal de algo com poder de destruir peste (doença epidêmica grave), dando ao termo o sentido mais de doença do que de praga.

O termo defensivo agrícola, usado com sentido mais amplo para incluir não apenas pragas, mas também agentes patológicos é outra incoerência, uma vez que muitos desses agentes químicos, entre os quais o grupo dos clorados persistentes, são na realidade causadores de maiores e mais graves ataques de pragas, pelos desequilíbrios biológicos que produzem (PASCHOAL, 1979).

Souza Cruz (1993) define agrotóxicos como substâncias químicas destinadas ao controle de pragas, doenças e ervas daninhas. Este termo tem sentido geral para incluir todos os produtos químicos usados nos agroecossistemas para combater pragas e doenças; deriva da ciência que estuda esses produtos, a toxicologia (PASCHOAL, 1979).

Segundo a Lei Federal nº 7.802, em seu artigo segundo, inciso I (SAAVEDRA, 1991), são considerados agrotóxicos e afins:

- a) “os produtos e agentes de processos físicos, químicos ou biológicos, destinados ao uso nos setores de produção, no armazenamento e beneficiamento de produtos agrícolas, nas pastagens, na proteção de florestas, nativas ou implantadas, e de outros ecossistemas e também de ambientes urbanos, hídricos e industriais, cuja finalidade seja alterar a composição da flora ou da fauna, a fim de preservá-las da ação danosa de seres vivos considerados nocivos.”
- b) “as substâncias e produtos empregados como desfolhantes, dessecantes, estimuladores e inibidores de crescimento.”

### 3.2.3. *Classificação*

Os agrotóxicos podem ser classificados quanto à finalidade, grupo químico a que pertencem, periculosidade ambiental e classe toxicológica.

Quanto à finalidade os agrotóxicos podem ser distribuídos em diversos grupos, sendo que dentre os utilizados em maior escala, a nível mundial, encontram-se os herbicidas, inseticidas e fungicidas, enquanto que empregados em menor escala tem-se os acaricidas, rodenticidas, nematicidas, molusquicidas, reguladores de crescimento de plantas, desfolhantes e dessecantes (FARQUARSHON, 1976 *apud* BENEDETTI, 2003).

No que tange aos grupos químicos, os agrotóxicos podem ser classificados em inorgânicos e orgânicos. Os inorgânicos compreendem os produtos arsenicais como o verde-paris, os produtos fluorados, os óleos minerais e os compostos de antimônio, de bário, de boro, de chumbo, de mercúrio, de tálio, além da calda sulfocálcica. Já os orgânicos incluem os clorados, clorofosforados, fosforados, carbamatos e fumigantes (PASCHOAL, 1979).

A Portaria nº. 84/96, do Instituto Brasileiro do meio Ambiente (IBAMA) em seu artigo terceiro, estabelece a classificação quanto ao potencial de periculosidade

ambiental, baseando-se nos parâmetros bioacumulação, persistência, transporte, toxicidade a diversos organismos, potencial mutagênico, teratogênico e carcinogênico, obedecendo a seguinte classificação (IBAMA, 1996):

- Classe I – Produto altamente perigoso;
- Classe II – Produto muito perigoso;
- Classe III – Produto perigoso;
- Classe IV – Produto pouco perigoso.

O Ministério da Saúde classifica toxicologicamente os agrotóxicos em quatro classes e estabelece ainda que cada produto comercializado apresente uma faixa colorida no rótulo indicativa de sua classe toxicológica, conforme a **tabela 1** (BRASIL – MINISTÉRIO DA SAÚDE – ANVISA, 1992).

**Tabela 1-** Classificação toxicológica e cor da faixa no rótulo de produto agrotóxico.

Classe I	Extremamente tóxico	Faixa vermelha
Classe II	Altamente tóxico	Faixa amarela
Classe III	Medianamente tóxico	Faixa azul
Classe IV	Pouco tóxico	Faixa verde

**Fonte:** BRASIL/ MINISTÉRIO DA SAÚDE/ ANVISA, 1992.

#### 3.2.4. Legislação

Os instrumentos legais são de extrema importância para o controle de substâncias perigosas. No caso das substâncias químicas empregadas para o controle de pragas e doenças da agricultura, a Lei nº 7.802 de 11 de julho de 1989, chamada “Lei dos Agrotóxicos”, tem especial importância. Anteriormente a ela, a legislação que regulamentava o setor tinha como base o Decreto nº 24.114, de 14 de abril de 1934, e algumas medidas complementares que vieram a minimizar alguns inconvenientes deste decreto (GARCIA *et. al.*, 2005; SAAVEDRA, 1991).

A Lei nº 7.802 dispõe sobre a pesquisa, a experimentação, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos

resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins (SAAVEDRA, 1991).

Entre os vários assuntos que a Lei regulamentou, o registro de agrotóxicos tem grande importância, permitindo, entre outros pontos, o registro de novo produto agrotóxico se for comprovadamente de igual ou menor toxicidade do que os já registrados para o mesmo fim (GARCIA *et. al.*, 2005).

Em seu Art. 10, dá competência aos Estados e ao Distrito Federal, legislar sobre o uso, a produção, o consumo, o comércio e o armazenamento dos agrotóxicos, seus componentes e afins, bem como fiscalizar o uso, o consumo, o comércio, o armazenamento e o transporte interno (GARCIA *et. al.*, 2005).

A venda de agrotóxicos e afins aos usuários, segundo o Art. 13., será feita através de receituário próprio, prescrito por profissionais legalmente habilitados.

O Decreto nº 4.074, de 04 de janeiro de 2002, que regulamenta a lei 7.802, em seus artigos 3º e 4º, dá a competência aos Ministérios da Agricultura, Pecuária e Abastecimento e do Meio Ambiente de registrar os componentes caracterizados como matérias-primas, ingredientes inertes e aditivos, de acordo com diretrizes e exigências dos órgãos federais da agricultura, da saúde e do meio ambiente; controlar, fiscalizar e inspecionar a produção, a importação e a exportação dos agrotóxicos, seus componentes e afins, bem como os respectivos estabelecimentos; monitorar os resíduos de agrotóxicos e afins em produtos de origem vegetal (SANTA CATARINA, 2002).

A Portaria Normativa nº 139, de 21 de dezembro de 1994, que revoga a Portaria Normativa IBAMA nº 349, de 14 de março de 1990, estabelece procedimentos a serem adotados junto ao Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), para efeito de avaliação do potencial de periculosidade ambiental de produtos químicos considerados como agrotóxicos, seus componentes e afins. Em seu Art. 2º, classifica quanto ao potencial de periculosidade ambiental baseando-se nos parâmetros bioacumulação, persistência, transporte, toxicidade a diversos organismos, potencial mutagênico, carcinogênico e teratogênico do produto (IBAMA,1994).

Segundo Oliveira,1997, em Santa Catarina, a lei Estadual está implantada desde 20 de março de 1985 pelo Decreto nº 25.040 e a Lei nº 6.452/84. Esta,

entretanto não é aplicada por falta de estrutura do órgão estadual fiscalizador – Fundação do Meio Ambiente (FATMA). Como resultado, grande parcela de agrotóxicos é comercializada sem receituário agrônômico, portanto sem análise de sua real necessidade, recomendações técnicas e cuidados quanto à proteção do meio ambiente e da saúde humana (OLIVEIRA, 1997).

### **3.3. Generalidades sobre os agrotóxicos utilizados na lavoura de vagem**

#### *3.3.1. Amistar*

Amistar é um fungicida sistêmico, com atividade preventiva, curativa e anti-esporulante, tendo como ingrediente ativo a azoxistrobina, pertencente ao grupo químico estrobilurina. É usado em pulverização para controle das doenças da parte aérea das culturas do feijão, batata, tomate, cebola, alho, beterraba, morango, pepino, pimentão, figo, pêssego, uva, amendoim, melão, melancia e café, sendo aplicado com equipamentos tratorizados e costais (ANVISA, 2000).

Em testes realizados com animais, o produto mostrou-se de excreção relativamente fácil por urina e fezes, não existindo acúmulo nos tecidos. É classificado como um produto tóxico (classificação toxicológica IV) (ANVISA, 2000).

Em relação à classificação ambiental, é um produto pouco perigoso ao meio ambiente (Classe IV), sendo, porém altamente tóxico para organismos aquáticos (ANVISA, 2000).

#### *3.3.2. Derosal Plus*

Derosal Plus é um fungicida sistêmico e de contato, tendo como ingredientes ativos carbendazim e tiram, pertencentes aos grupos químicos benzimidazol e dimetilditiocarbamato, respectivamente. É exclusivamente indicado para o tratamento de sementes de algodão, feijão e soja (ANVISA, 2000).

Testes realizados com animais em laboratório mostram que o carbendazim é rapidamente absorvido pelo trato intestinal e rapidamente eliminado pelas fezes e

urina. Não há afinidade do produto com tecidos. Já o thiram é rapidamente absorvido pelo trato gastro intestinal, pela pele e por inalação, sendo eliminada pelas fezes, urina e pelo ar expirado. É classificado como um produto medianamente tóxico (classificação toxicológica III) (ANVISA, 2000).

Em relação à classificação ambiental, é um produto muito perigoso ao meio ambiente (Classe II), sendo altamente tóxico para organismos aquáticos e altamente persistente ao meio ambiente (ANVISA, 2000).

### *3.3.3. Dithane PM*

Dithane PM é um acaricida-fungicida com ação de contato, tendo mancozebe como ingrediente ativo, pertencente ao grupo químico alquilenobis (ditiocarbamato).

É indicado para aplicações terrestres e aéreas, sendo as primeiras realizadas através de equipamento costal (motorizado ou manual), ou tratorizados equipados com barras, turbo-atomizadores, mangueiras e pistolas (ANVISA, 2000).

É utilizado para pulverização no controle de pragas em culturas de batata, tomate, abóbora, melancia, melão, cebola, alho, amendoim, fumo, trigo, arroz, feijão, café, citros, figueira, macieira, mangueira, pessegueiro, videira, berinjela, beterraba, couve, cenoura, couve-flor, brócolis, repolho, pimentão, ervilha e vagem (ANVISA, 2000).

Em estudos efetuados com animais de laboratório mancozeb mostrou-se parcialmente absorvido após ingestão oral, de forma moderadamente rápida. Sua eliminação se dá pelas fezes, urina e pela bile. É classificado como um produto medianamente tóxico (classificação toxicológica III) (ANVISA, 2000).

Este produto é muito perigoso ao meio ambiente (classe II), sendo altamente tóxico para organismos aquáticos, minhocas e microrganismos do solo (ANVISA, 2000).

### *3.3.4. Polo 500 PM*

Polo 500 PM é um acaricida-inseticida que apresenta como ingrediente ativo o diafentiurum, pertencente ao grupo químico feniltiouréia. É indicado para o controle

das pragas nas culturas do algodão, citros, melancia, melão, rosa e tomate, através de aplicações aéreas ou terrestres. Este produto possui modo diferenciado de ação sobre ácaros e insetos, manifestando sua eficiência após o período de 4 à 5 dias após a pulverização (ANVISA, 2000).

O produto quando testado em animais de laboratório foi absorvido pelo trato gastrointestinal, sendo excretado pela urina, bile e principalmente pelas fezes. É classificado como um produto extremamente tóxico (classificação toxicológica I) (ANVISA, 2000).

Este produto é muito perigoso ao meio ambiente (classe II), sendo altamente tóxico para organismos aquáticos (ANVISA, 2000).

### 3.3.5. *Vertimec 18 CE*

Vertimec 18 CE é um acaricida-inseticida, que apresenta como ingrediente ativo a abamectina, pertencente ao grupo químico avermectinas. É utilizado em pulverizações para o controle de pragas em culturas de algodão, batata, citros, ervilha, feijão, feijão-vagem, figo, flores e plantas ornamentais, maçã, manga, melancia, mamão, melão, morango, pêsego, pêra, pimentão, pepino, tomate, uva. Pode ser aplicado através de pulverizações aéreas e terrestres, sendo esta última com equipamento manual ou motorizado, costal, estacionário ou tratorizado (ANVISA, 2000).

A intoxicação com o produto pode ocorrer basicamente por ingestão direta, pois o mesmo possui baixa pressão de vapor e baixa penetração dérmica. Após ser metabolizado pelo organismo, o produto é excretado principalmente pelas fezes. É classificado toxicologicamente como um produto medianamente tóxico ( classe III) (ANVISA, 2000).

É classificado como um produto muito perigoso ao meio ambiente (classe II), sendo altamente tóxico para microcrustáceos e peixes e altamente persistente ao meio ambiente (ANVISA, 2000).

### **3.4. Impacto ambiental dos agrotóxicos**

Impacto ambiental, segundo a Resolução 001/86 do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA), é qualquer alteração das propriedades físicas, químicas e biológicas do meio ambiente, causada por qualquer forma de matéria ou energia resultante das atividades humanas que, direta ou indiretamente afetem: a saúde, a segurança e o bem-estar da população; as atividades sociais e econômicas; a biota; as condições estéticas e sanitárias do meio ambiente; a qualidade dos recursos ambientais (BRASIL, 1986).

Segundo Paschoal (1979), inseticidas, fungicidas, herbicidas e seus produtos de decomposição acham-se fartamente distribuídos na biosfera, sendo encontradas em todas as áreas do mundo, inclusive as inabitadas.

O uso de agrotóxicos em grande escala resulta na contaminação do meio ambiente, deixando resíduos não apenas nas culturas em que estes são aplicados, mas também no solo e nas fontes hídricas, mais próximas, como os rios, lagos e águas subterrâneas. Com isso, o monitoramento dos resíduos nas áreas de agricultura, bem como nos alimentos cultivados, tornou-se uma prioridade nas pesquisas e análises de agrotóxicos (MEZZARI, 2000).

Existem resíduos não intencionais como alimentos contaminados que não foram tratados com agrotóxicos, assim como em solos não tratados, contaminados pela deriva de agrotóxicos de uma lavoura adjacente. Deste modo, pode-se detectar baixos níveis de resíduos de agrotóxicos em uma matriz ( solo, ar, água, alimentos, sangue, tecido animal, tecido vegetal, etc.) sem que o produto tenha sido aplicado diretamente sobre o local (LEÃO, 1997).

A larga utilização de agrotóxicos no processo de produção agrícola, aliada à falta de rigidez no controle sobre a produção, comercialização e emprego dos produtos químicos nas culturas, e também ao despreparo dos agricultores sobre a sua utilização tem trazido uma série de transtornos e modificações para o ambiente, seja através da contaminação das comunidades de seres vivos que o compõem, seja através da sua acumulação nos segmentos bióticos e abióticos dos ecossistemas - biota, água, ar, solo, sedimentos etc.( RÜEGG *et. al.*, 1991; PERES *et. al.*, 2007).

A introdução de agrotóxicos no ambiente pode ocorrer de várias maneiras, sendo elas diretas ou indiretas. A contaminação direta resulta principalmente do uso de praguicidas para o controle de pragas agrícolas; de aplicações diretas no solo para o controle de pragas subterrâneas; e de aplicações diretas na água para o controle de moluscos, mosquitos e ervas daninhas aquáticas. Já a contaminação indireta resulta de outras fontes como resíduos industriais contendo praguicidas; compostos relacionados inseridos acidentalmente no ar, em rios ou em lagos; resíduos de subprodutos agrícolas e restos de cultura tratada com agrotóxicos que contribuem para intoxicação, principalmente de animais; e a reutilização, o descarte e/ou destinação inadequada das embalagens vazias de agrotóxicos, que favorecem a contaminação ambiental (PASCHOAL, 1979; PERES *et. al.*, 2007).

#### 3.4.1. Ar

A presença e a persistência dos praguicidas no ar dependem da natureza química e física dos tóxicos, do método de aplicação e das condições atmosféricas. Os fatores físicos importantes são: volatilidade, co-destilação, fotodecomposição e vento (PASCHOAL, 1979).

Praguicidas de alta tensão de vapor volatilizam-se com facilidade, imediatamente ou durante sua aplicação. Durante a aplicação aérea ou terrestre de emulsões aquosas há evaporação da fase aquosa das gotículas que diminuem de volume e permanecem flutuando na atmosfera por longo tempo, podendo ser levadas através dos ventos a grandes distâncias, contaminando alimentos e forragens em áreas não tratadas (WHO, 1986 *apud* CARVALHO, 2000).

Através da interação entre os meios físicos água, solo e ar, os agrotóxicos são transferidos de um meio a outro. As águas de chuva ou de irrigação desativam as partículas de solo, o que faz aumentar a razão de vaporização, levando uma boa parte dos resíduos de agrotóxicos a ser perdida para a atmosfera através da volatilização. Da mesma forma que o solo, o ambiente aquático elimina resíduos de organoclorados desse ambiente por co-destilação e também por ação microbiana e absorção (PASCHOAL, 1979).

A luz ultravioleta promove fotodegradação de muitos agrotóxicos na atmosfera, mesmo daqueles que absorvem muito pouco ou não absorvem energia solar (PASCHOAL, 1979).

#### 3.4.2. Solo

Para Almeida (1982), a avaliação do grau de contaminação do solo por praguicidas é de fundamental importância, uma vez que ocorre a transferência destes contaminantes para os alimentos. No caso do rebanho bovino, os resíduos de agrotóxicos passam do solo para as pastagens e finalmente são absorvidos pelos animais, através da alimentação, concentrando-se na gordura e aumentando a taxa de resíduos na carne bovina e no leite de vaca.

Os solos são contaminados tanto por aplicações aéreas como por aplicações diretas de praguicidas. O comportamento dos agrotóxicos no solo depende de vários fatores como: sua estrutura química, tipo de formulação, tipo de cultura, presença de microorganismos no solo, tipo de solo, umidade e temperatura (RÜEGG, 1991).

As propriedades mais importantes dos agrotóxicos em relação ao ambiente são: a estabilidade química, solubilidade e volatilidade. A estabilidade química é uma característica desejável do ponto de vista do agricultor, mas não para a qualidade do ambiente. Esta propriedade é bastante indesejável devido à tendência de alguns resíduos em se acumular nos ecossistemas e se magnificar a níveis fatais, especialmente para vertebrados predadores. A solubilidade está relacionada com a sua persistência, onde os agrotóxicos mais insolúveis são os mais persistentes uma vez que não são facilmente lixiviados ou adsorvidos. A volatilização faz com que os praguicidas com alta pressão de vapor desapareçam dos solos em menor tempo (PASCHOAL, 1979).

Os agrotóxicos podem desaparecer do solo por volatilização, pelo transporte com água, ou por reações químicas. A temperatura do solo é um fator de grande importância, pois seu aumento acelera a degradação dos praguicidas, principalmente por volatilização e por decomposição química e bacteriológica. Os microorganismos constituem frequentemente o principal meio pelo qual os agrotóxicos são eliminados dos ecossistemas, e constituem portanto, importante fator controlador da persistência.

Estudos conduzidos no Instituto Biológico de São Paulo mostraram que bactérias do gênero *Fusarium* isoladas do solo “Gley Húmico” degradaram “in vitro” o agroquímico paration, mostrando a importância do processo biológico para a degradação de agrotóxicos no meio ambiente, contribuindo assim para o controle da poluição ambiental (RÜEGG, 1991; PASCHOAL, 1979).

### 3.4.3. Água

A deterioração das águas subterrâneas e superficiais representa o impacto ambiental adverso mais importante associado à produção agrícola e a utilização de agrotóxicos (PERES, 2007).

Os sistemas hídricos subterrâneos, até o final da década de 70, eram considerados isentos de contaminação por agrotóxicos, pois se acreditava que os agrotóxicos se degradavam em partículas inofensivas ou ficavam retidos no ambiente natural antes de contaminá-los. “Recentemente, com o uso intensivo de agrotóxicos e com o avanço das tecnologias analíticas é que se foi possível detectar a contaminação por agrotóxicos em sistemas hídricos. Com isso, os cientistas descobriram que os agrotóxicos, além de serem sorvidos pelo solo, poderiam acabar contaminando os sistemas hídricos” (VEIGA *et. al.*, 2006).

Entre as principais causas de contaminação das águas por agrotóxicos destacam-se: o lançamento de restos de formulações nas águas; lavagem dos equipamentos de pulverização nas águas de rios, riachos e lagoas; culturas feitas à margem das águas; lavagem e carreamento dos pesticidas do solo e das plantas pelas chuvas; transporte de agrotóxicos pelo ar atmosférico; aplicação direta de formulações na água para controle de larvas, mosquitos, caramujos e vegetação aquática excessiva (RÜEGG, 1991).

De acordo com Silva & Santos (2007), dependendo das características físico-químicas, o resíduo do agrotóxico presente na água, pode tanto se ligar ao material particulado em suspensão, como se depositar no sedimento do fundo ou ser absorvido por organismos, podendo então ser detoxicado ou acumulado. Estes resíduos podem ainda ser transportados através do sistema aquático por difusão nas correntes de água ou nos corpos dos organismos aquáticos. Alguns agrotóxicos

podem também retornar à atmosfera por volatilização, evidenciando que há uma interação contínua dos agrotóxicos entre sedimento e água, que é influenciada pelo movimento, turbulência e temperatura da água.

Peres (2007), em seu estudo realizado em uma localidade rural do Município de Nova Friburgo - RJ observou que a dispersão de agrotóxicos no ambiente hídrico, ocasionava impacto significativo na ocorrência e distribuição de espécies animais. Nesse estudo, os organismos associados ao compartimento coluna d'água se mostravam afetados mais diretamente (táxons de hábitos natatórios e aqueles que vivem fixados a pedras). Em geral, tais organismos são coletores ativos, passivos ou raspadores-herbívoros, alimentando-se principalmente de material orgânico em suspensão ou de detritos e perífiton. Tal fato é de extrema importância não apenas porque nós, humanos, somos os consumidores de alguns desses animais – peixes e crustáceos em particular – mas também pelo impacto indireto deste tipo de contaminação.

A degradação dos agrotóxicos nas águas ocorre por co-destilação, evaporação e fotodecomposição (PASCHOAL, 1979).

### **3.5. Toxicidade Ambiental**

Testes de toxicidade, agudo e crônico, podem ser definidos como procedimentos em que são utilizados organismos testes para detectar ou avaliar os efeitos adversos ou não de uma ou mais substâncias sobre os sistemas biológicos durante determinado período de exposição. “Estes testes constituem-se basicamente na exposição de organismos a diferentes condições, as quais tentam simular o ambiente natural, visando assim a detectar seus efeitos letais e/ou sub-letais” (LAITANO & MATIAS, 2006).

A toxicidade de um determinado efluente pode não ser detectada por todos os organismos, sendo aconselhável, então, avaliar seu efeito tóxico no mínimo a duas espécies representativas da biota aquática a fim de estimar o impacto do efluente ao corpo receptor (RODRIGUES, 2005).

A aplicação dos resultados de testes de toxicidade, juntamente com o estudo de outros parâmetros, tem importância na avaliação de impactos ambientais uma vez

que auxilia na classificação e elaboração do plano de manejo de bacia hidrográfica, subsidiando a determinação de critérios específicos para o lançamento de efluentes, resíduos sólidos e outros materiais tóxicos, gerados ou depositados na área da bacia (MENDONÇA, 2005).

A Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 357/2005 que revogou a de nº 20/1986, estabelece a avaliação e classificação da qualidade das águas, baseada em análises físicas, químicas, biológicas e pelos testes de toxicidade crônica e aguda. Assim, torna-se possível a avaliação do efeito tóxico das substâncias lançadas na água, fato esse de grande relevância na constatação de casos de poluição hídrica (MENDONÇA, 2005).

A Portaria Estadual nº 017/2002, estabelece os limites máximos de toxicidade aguda para efluentes de diferentes origens, expressos em fator de diluição, para microcrustáceos – *Daphnia magna* e bactérias bioluminescentes. “O fator diluição (FD) representa a primeira de uma série de diluições na qual não mais se observa efeitos tóxicos agudos sobre os organismos teste” (FATMA,2002).

Diversos estudos já foram realizados para avaliar a toxicidade de agroquímicos, podendo-se citar o trabalho de Helfrich et al. (1996) que estimaram a toxicidade do herbicida oxyfluorfem (Goal BR) e do inseticida carbofurano (Furadan) utilizando a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*). Frello (1998) avaliou a toxicidade do carbofurano utilizando *Daphnia magna* e *Poecilia reticulata*. Jonsson e Maia (1998) estimaram a CL50; 96h de diversos herbicidas utilizando o peixe *Hyphessobrycon scholzei*. Resgalla Júnior et al. (2002) estimaram índices de segurança para diferentes produtos, utilizando a carpa-comum (*Cyprinus carpio*) como organismo-teste.

Os testes de toxicidade, apesar de suas inúmeras vantagens, apresentam algumas limitações, tais como não indicarem a substância responsável pelo efeito; não repetirem em laboratório as condições encontradas na natureza; e não serem suficientes para desenvolver critérios químicos se usados isoladamente. Por este motivo, muitas vezes são utilizados em conjunto com métodos químicos e/ou ecológicos (ABESSA, 2006).

### 3.5.1. Microcrustáceos *Daphnia magna*

O microcrustáceo de água doce *Daphnia magna* (Straus, 1820) tem sido amplamente utilizado como indicador biológico em estudos e controle da qualidade da água. (LAITANO & MATIAS, 2006).

As espécies do gênero *Daphnia*, conhecidas popularmente como “pugas d’água”, são facilmente encontradas em lagos e represas de águas continentais. Constituem importante fonte de alimentos para os peixes e são freqüentemente utilizadas como bioindicadores em ensaios de toxicidade (NAKAGOME *et. al.*, 2006).

As *Daphnias* medem aproximadamente de 0,5 a 5,0 mm de comprimento e possuem uma carapaça transparente bivalve, exceto na cabeça e antenas (conforme **figura 3**). Sua alimentação é feita basicamente por algas, bactérias, protozoários e detritos orgânicos, que são capturados por processo de filtração através de suas patas torácicas. Uma dúzia dessa espécie filtra aproximadamente 1 litro de água por dia. Sua reprodução é feita por partenogênese, ou seja, assexuadamente, produzindo uma população inteiramente composta por fêmeas (FRELLO, 1998).



**Figura 3** – *D. magna*

**Fonte:** [www.kuleuven-kortrijk.be/.../Daphnia%20magna.htm](http://www.kuleuven-kortrijk.be/.../Daphnia%20magna.htm)

O microcrustáceo *Daphnia* desempenha um importante papel nos ecossistemas dulcícolas, pois é um filtrador efetivo do fitoplâncton (maior produtor primário dos lagos), convertendo-o, assim como faz com bactérias, à proteína animal, e servindo de alimento para predadores invertebrados e vertebrados (HANAZATO, 1998 apud FINKLER 2002). Assim, mudanças na população e no comportamento destes organismos podem interferir nos outros níveis tróficos do ecossistema aquático (FRELLO, 1998).

Nakagome *et al.* (2006) cita que *D. magna* foi uma das espécies escolhidas para o monitoramento de efluentes industriais e agentes tóxicos na França e é recomendada pela Environmental Protection Agency (EPA) para a avaliação da toxicidade de agroquímicos, nos Estados Unidos.

Testes de toxicidade com invertebrados aquáticos fornecem importante suporte na determinação de impactos químicos ao meio ambiente (GHERARDI-GOLDSTEIN *et al.*, 1990).

Estes testes vêm sendo utilizados com grande frequência no controle da poluição ambiental, mostrando alta sensibilidade e reprodutividade quando utilizados elementos biológicos adequados (MATIAS *et al.*, 1992).

### 3.5.2. *Culicídeos da espécie Aedes albopictus*

*Aedes albopictus* (Skuse, 1894) é um mosquito de origem asiática que teve sua dispersão incrementada para outras partes do mundo a partir de 1980, sendo identificado pela primeira vez no Brasil, nos estados do Rio de Janeiro e de Minas Gerais, em 1986. A introdução dessa espécie no Brasil se deu possivelmente por introdução passiva, por meio do comércio marítimo de minério de ferro, entre essas áreas e o Japão. Atualmente, essa espécie vem se disseminando pelo Brasil inteiro, atingindo cerca de 14 estados brasileiros, ocorrendo em áreas rurais, urbanas e suburbanas (GOMES *et al.*, 1992; GOMES *et al.*, 1999).

A espécie possui uma habilidade para sobreviver em gradientes variáveis de condições microambientais (FERNANDEZ *et al.*, 2003). Seus microhabitats naturais são ocos de árvore, internódio de bambu e uma variedade de recipientes artificiais, como latas, pneus e garrafas abandonadas no meio ambiente, sem,

contudo, tornar-se tão dependente do homem como *Aedes aegypti* (GOMES, 1999). Possuem hábitos antropofílicos e zoofílicos diurnos e fora dos domicílios (TEIXEIRA *et. al.*, 1999).

A sobrevivência das fêmeas, em condições de laboratório, é afetada pela temperatura, pela umidade relativa e pelo alimento ingerido. Gubler & Bhattacharya (1971) observaram que para umidade relativa de 50 a 60%, temperatura de 26°C, e repasto sangüíneo constante, as fêmeas sobreviviam de 38 a 112 dias. Já Hien (1976) observou que fêmeas tinham uma sobrevivência de cinco a sete dias, nas mesmas condições de umidade e temperatura, sendo alimentadas com água.

Essa espécie (**figura 4**) tem grande importância epidemiológica pela sua capacidade de colonizar ambientes rurais e urbanos, sendo transmissora de diversas arboviroses, como agentes etiológicos do dengue, febre amarela e encefalite equina venezuelana (ALBUQUERQUE, 2000). No Brasil, até o momento, não foi comprovada a participação de *Ae. albopictus* em epidemias, porém já se detectou vírus da dengue em suas larvas, no Estado de Minas Gerais (TAIPE-LAGO *et. al.*, 2003).



**Figura 4** – *Ae. albopictus*

**Fonte:** [tolweb.org/treehouses/?treehouse\\_id=4421](http://tolweb.org/treehouses/?treehouse_id=4421)

### 3.5.3. Coreideos da espécie *Leptoglossus zonatus*

*Leptoglossus zonatus* (Dallas) é um inseto da família Coreidae que apresenta características de polifagia e adaptação a diferentes recursos alimentares, que pode causar grandes danos econômicos em plantas cultivadas, como plantas frutíferas, forrageiras e ornamentais, podendo ser considerado uma praga agrícola. Esse inseto (**figura 5**) suga os grãos e frutos, provocando o murchamento e o apodrecimento destes, podendo reduzir sua produção em até 15% (MARCHIORI et. al, 2001).



**Figura 5 – *L. zonatus***

**Fonte:** [http://www.doacs.state.fl.us/pi/caps/images/leptoglossus\\_zonatus\\_dpi.jpg](http://www.doacs.state.fl.us/pi/caps/images/leptoglossus_zonatus_dpi.jpg)  
( site acessado em 28/09/2008)

## 4. MATERIAIS e MÉTODOS

### 4.1. Local de coleta

As amostras de água e de solo foram coletadas em uma lavoura de vagem situada às margens do Rio Cubatão, na localidade Sul do Rio, no município de Santo Amaro da Imperatriz. Esta área foi selecionada devido a algumas características, tais como: proximidade com a estação de captação e tratamento de água da região (**figura 6**), proximidade com o rio Cubatão, por ser uma área típica de produção olerícola.



**Figura 6** – Localização da lavoura em estudo e da ETA da CASAN.

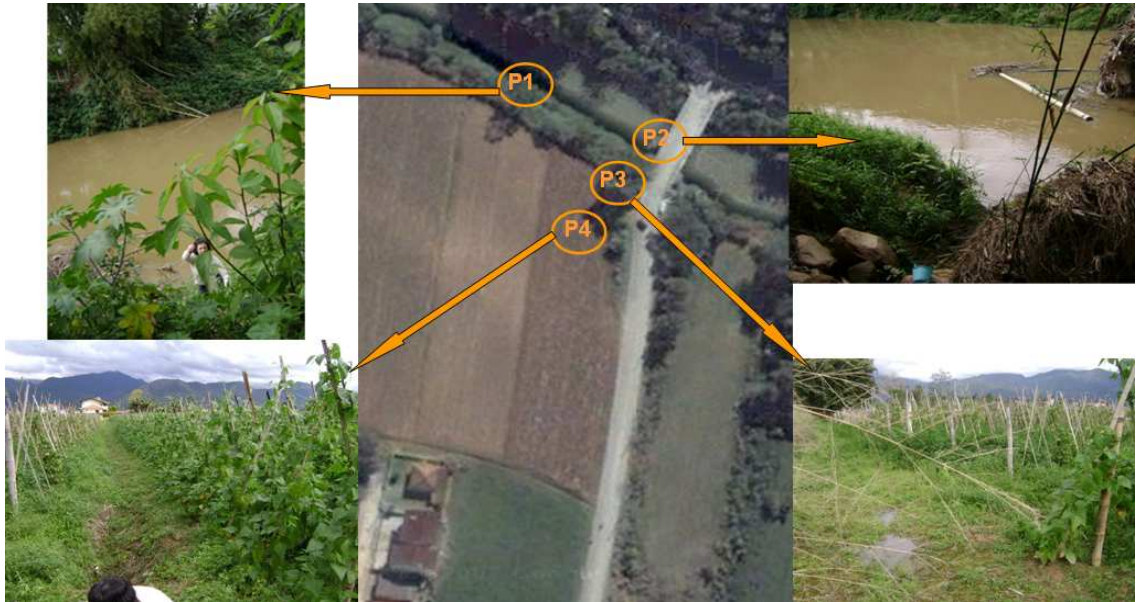
Fonte: [www.aondefica.com/satelite](http://www.aondefica.com/satelite)

### 4.2. Coleta das amostras

Foram coletadas amostras de água e de solo em quatro diferentes pontos da lavoura (**figura 7**), durante o período de 09 à 15 de setembro de 2008. A lavoura havia sido pulverizada no dia 08/09/2008, utilizando-se para isso os seguintes agrotóxicos:

- Amistar;

- Derosal Plus;
- Dithane PM;
- Pólo 500 PM;
- Vertimec 18 CE;



**Figura 7** – Localização dos pontos de coleta das amostras  
**Fonte:** [www.aondefica.com/satelite](http://www.aondefica.com/satelite) (imagem de satélite); a autora (demais fotos)

Os equipamentos para a coleta das amostras podem ser vistos na **figura 8** abaixo:



**Figura 8** – Equipamentos de coleta das amostras.  
**Fonte:** a autora

Após serem coletadas, as amostras de água foram colocadas em garrafas plásticas numeradas e as amostras de solo foram dispostas em sacos plásticos com devida identificação (**figura 9**).



**Figura 9** – Armazenamento das amostras.

**Fonte:** a autora

As amostras foram transportadas para o Laboratório Integrado de Meio Ambiente (LIMA) e para o Laboratório de Toxicologia Ambiental (LABTOX), sendo preservadas em geladeira a 4° C para posterior determinação das suas características físico-químicas e toxicológicas.

#### **4.3. Parâmetros físico-químicos monitorados**

Os parâmetros físico-químicos determinados para as amostras de água foram:

- pH: utilizando o método potenciométrico (pHmetro marca ORION – modelo 210 A);
- OD (oxímetro Alfakit - AT130);
- Nitrato (kit da Alfakit, com leitura no espectrofotômetro marca Hach – DR4000 );
- Nitrogênio Amoniacal (kit da Alfakit – Amônia Indotest);
- Fosfato (kit da Alfakit, com leitura no espectrofotômetro marca Hach – DR4000 );
- Cor (espectrofotômetro marca Hach – DR4000);
- Turbidez ( turbidímetro marca Hach –21000N).

Todos os parâmetros foram analisados no Laboratório Integrado de Meio Ambiente (LIMA) do Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental da UFSC.

#### 4.4. Lixiviado do solo

A metodologia utilizada para a lixiviação do solo foi baseada na NBR 10.005/87 (Lixiviação de Resíduos).

O solo foi lixiviado, misturando-se 100 g de solo à 400 ml de água destilada, colocando-os em becker plástico de 2000 ml, e cobrindo o recipiente com plástico filme e fita plástica. A cada etapa, quatro beckers, cada um com o solo de um ponto, ficaram sob agitação de 6 rpm no Reciprokal Shaker (**figura 10**) durante 24 horas e depois decantaram por mais 24 horas. Após este período analisou-se o pH e os lixiviados foram armazenados em garrafas plásticas que foram mantidas em geladeira, para posterior análise.



**Figura 10** – Lixiviação do Solo  
**Fonte:** a autora

## 4.5. Ensaio Toxicológicos

### 4.5.1. Teste de Toxicidade Aguda com *Daphnia magna*

Os testes de toxicidade com *D. magna* seguiram critérios da norma NBR 12713 da ABNT e CETESB L.5018.

Os organismos jovens de *D. magna* (Crustácea Phyllopoda), utilizados na realização dos ensaios, foram cultivados no Laboratório de Toxicologia Ambiental (LabTox) – ENS/UFSC. O cultivo da espécie *D. magna* é feito há mais de dez anos neste laboratório, sendo realizado segundo as normas ISO 6341 (1996) e DIN 38412 (1989).

Os organismos são cultivados em beakers com capacidade para 200ml, sendo mantidos com meio de cultivo M4. As daphnias são alimentadas diariamente com uma cultura de algas verdes *Scenedesmus subspicatus* (**figura 11**). O inóculo do meio de cultivo M4 e das algas verdes são feitos no LabTox, conforme ISO 8692 (1986).



**Figura 11** – Cultura de algas verdes *Scenedesmus subspicatus*  
**Fonte:** a autora

As culturas de *D. magna* são mantidas em incubadora com temperatura controlada de  $20 \pm 2^\circ\text{C}$ , luminosidade em torno de 2000 lux e fotoperíodo de 16 horas claro e 8 horas escuro.

Periodicamente são realizados testes de sensibilidade do reativo biológico, utilizando uma substância de referência, no caso dicromato de potássio ( $K_2Cr_2O_7$ ), para avaliar a imobilidade dos organismos, conforme prescrição da Norma Brasileira NBR 12713 e da DIN 38412.

Para avaliar a toxicidade aguda das amostras de água e do lixiviado de solo foram utilizados copos descartáveis de 50ml, para cada concentração, sendo que estas foram feitas em duplicata (**figura 12.a**). Primeiramente, testou-se as amostras com 100% de concentração para investigação das mesmas. Destas, as que apresentaram imobilidade igual ou superior a dois organismos foram testadas com diluições. Para o controle negativo foi utilizada água de cultivo com o meio ISO.

Os neonatos são retirados diariamente, garantindo assim no dia da montagem do teste, indivíduos com idade de 2 a 26 horas. As diluições das amostras foram realizadas em balões de 50 ml, dividindo-se em seguida o volume nos copos-teste e adicionando-se 5 organismos em cada recipiente através de pipetagem direta. Para o controle foi utilizado o mesmo procedimento, exceto a diluição. Os copos descartáveis foram acondicionados em um recipiente com tampa, mantidos a temperatura de  $21 \pm 2^\circ C$ , como mostra a **figura 12.b**.



(a)



(b)

**Figura 12**– Testes de toxicidade água com *D. magna* – Copos de teste (a); Estufa em que foram acondicionados os copos de teste (b).

**Fonte:** a autora

Para cada concentração foi realizada a contagem dos organismos imóveis após um período de exposição de 48 horas.

#### 4.5.2. Bioteste com larvas de *Ae. albopictus*

Devido à importância do controle ambiental de agentes químicos usados nas lavouras brasileiras e seu crescente uso, foi realizada essa pesquisa para avaliar os efeitos residuais desses produtos em lavouras sobre larvas de insetos de *Ae. albopictus* em laboratório.

A criação de *Ae. albopictus* foi realizada no Insetário do Laboratório de Transmissores de Hematozoários do Departamento de Microbiologia e Parasitologia do Centro de Ciências Biológicas da UFSC, onde os adultos machos e fêmeas foram mantidos em gaiola cúbica de vidro e tela, conforme pode ser visto na **figura 13a**.

Os adultos foram alimentados com solução de açúcar a 10%, e uma vez por semana, as fêmeas se alimentaram de sangue de camundongo, mantido por cerca de uma hora dentro da gaiola.

Os ovos colocados pelas fêmeas foram retirados da gaiola e mantidos em câmaras úmidas por no mínimo 24 horas e posteriormente transferidos para bandejas de plástico com água desclorada para eclosão (**figura 13.b**).



(a)



(b)

**Figura 13**– Criação de *Ae. Albopictus*, adultos (a) e larvas (b).

**Fonte:** a autora

A alimentação das larvas foi realizada com o alimento para peixes Alcon<sup>®</sup> Basic . As pupas foram transferidas para pequenos copos plásticos que foram, posteriormente, colocados dentro da gaiola dos adultos para emergência.

Não existe nenhum relato da utilização de adultos de *Ae. albopictus* em bioensaios realizados em laboratório. Assim, os testes com esse organismo foram realizados seguindo orientações do professor Dr. Carlos José de Carvalho Pinto do Departamento de Microbiologia e Parasitologia – MIP/UFSC e critérios de normas nacionais e internacionais para outros bioindicadores.

Para realização dos testes foram utilizados copos descartáveis de 50 ml para cada um dos pontos, contendo 10 ml de amostra, e 5 larvas de insetos, conforme **figura 14**. Os testes foram feitos em duplicata e contaram com um controle negativo utilizando água destilada. As larvas de insetos foram introduzidas através de papel filtro contendo as larvas que foram pipetadas sobre o mesmo, evitando a diluição da amostra. Foi observada a imobilidade das larvas durante os períodos de 24, 48, 72 e 96 horas.



**Figura 14** – Testes de toxicidade aguda com larvas de insetos.

**Fonte:** a autora

Os ensaios foram conduzidos à temperatura de  $25\pm 2^{\circ}\text{C}$ , umidade relativa do ar de  $55\pm 10\%$  e fotoperíodo natural.

Os testes de toxicidade utilizando o reativo biológico larvas de *Ae. albopictus* foram mantidos durante o período de 96 horas com o objetivo de investigar o tempo de exposição necessário ao teste de toxicidade aguda, visto que não há nenhuma

norma especificando testes de toxicidade com estes organismos. Após cada período de 24 horas, foi verificado o número de organismos imóveis a fim de calcular a CE(50).

#### 4.5.3. Bioteste com jovens de *L. zonatus*

A criação de *L. zonatus* foi realizada no insetário do Laboratório de Transmissores de Hematozoários do Departamento de Microbiologia e Parasitologia do Centro de Ciências Biológicas da UFSC, após a captura de ninfas (forma jovem) e adultos em um milharal localizado no bairro Córrego Grande, em Florianópolis.

Os adultos foram mantidos em um terrário de vidro com tampa em tela de arame, conforme pode ser visto na **figura 15**. Os insetos foram alimentados com milho, copularam e colocaram ovos, que foram retirados, colocados em placa de Petri e mantidos em uma estufa a 28° C até eclodirem.

As ninfas de primeiro estágio, que acabaram de nascer, foram colocadas dentro de um recipiente plástico transparente, com tampa em tecido sintético, e foram alimentados com milho. À medida que as ninfas foram trocando de muda, foram trocadas de recipiente, para ficarem com as ninfas do mesmo estágio. Após a última muda, os adultos são colocados dentro do terrário de vidro, junto com os demais adultos, continuando o ciclo.



**Figura 15**– Recipiente para criação de *L. zonatus* em laboratório.

**Fonte:** a autora

O teste consistiu basicamente na manutenção, por um período de 144 horas, de 2 ninfas de terceiro estágio em cada recipiente com a amostra de um determinado

ponto, para investigação da mesma. Os pontos que apresentaram algum inseto morto tiveram os testes repetidos, desta vez com quatro indivíduos em cada recipiente.

Foram utilizados copos descartáveis de 300 ml, contendo 50 ml de solo de cada ponto de amostragem. Em cada recipiente foram colocados 3 bagos de milho, sobre papel alumínio, para alimentação dos percevejos (**figura 16**).

Os testes foram feitos em duplicata e contaram com dois controles negativos, cada um com 2 ninfas, utilizando solo do pátio do Centro de Ciências Biológicas, da UFSC.



**Figura 16** – Testes de toxicidade aguda com *L. zonatus*.  
**Fonte:** a autora

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

### 5.1. Caracterização dos Agrotóxicos

Para a pulverização da lavoura de vagem foi utilizada uma calda composta pelos agrotóxicos: Amistar, Derosal Plus, Dithane PM, Polo 500 PM e Vertimec 18 CE. As aplicações foram terrestres através de equipamento costal manual.

As principais características destes agrotóxicos podem ser observadas na tabela 2.

**Tabela 2** – Características dos agrotóxicos utilizados na lavoura de vagem.

<b>Marca Comercial</b>	<b>Classe</b>	<b>Grupo Químico</b>	<b>Formulação</b>	<b>Classificação Toxicológica</b>	<b>Classificação Ambiental</b>
Amistar	fungicida	estrobilurina	Granulado Dispersível	IV	III
Derosal Plus	fungicida	Benzimidazol e dimetil-ditiocarbamato	Suspensão concentrado	III	II
Dithane PM	Acaricida fungicida	Alquilenobis (ditiocarbamato)	Pó molhável	III	II
Polo 500 PM	Acaricida Inseticida	feniltioureia	Pó molhável	I	II
Vertimec 18 CE	Acaricida Inseticida	avermectinas	Concentrado Emulsionável	III	II

**Fonte** – a autora.

### 5.2. Condições do Tempo

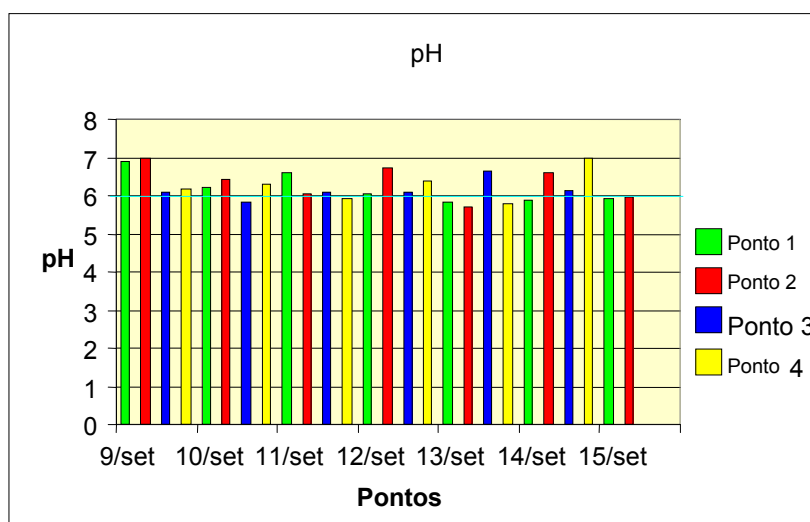
Durante o período de coleta das amostras, as condições ambientais foram as seguintes: no dia da pulverização (08/09) teve predomínio de sol durante o dia, com pancadas de chuva à noite. No dia 09/09, o dia foi nublado com chuvas à noite. Os dias 10, 11, 12 e 13/09 foram inteiramente chuvosos, enquanto que os dias 14 e 15/09 foram predominantemente ensolarados.

Devido aos dois últimos dias terem sido ensolarados, não havia água nos pontos P3 e P4 para a coleta do dia 15/09. Sendo assim, neste dia só foram coletadas amostras de água dos pontos P1 e P2.

### 5.3. Análises Físico-Químicas das Amostras de Água

Os resultados dos parâmetros físico-químicos analisados para as amostras de água: pH, OD, nitrato, nitrogênio amoniacal, fósforo, turbidez e cor aparente, encontram-se representados nas **figuras** 17, 18, 19, 20,21, 22 e 23, respectivamente.

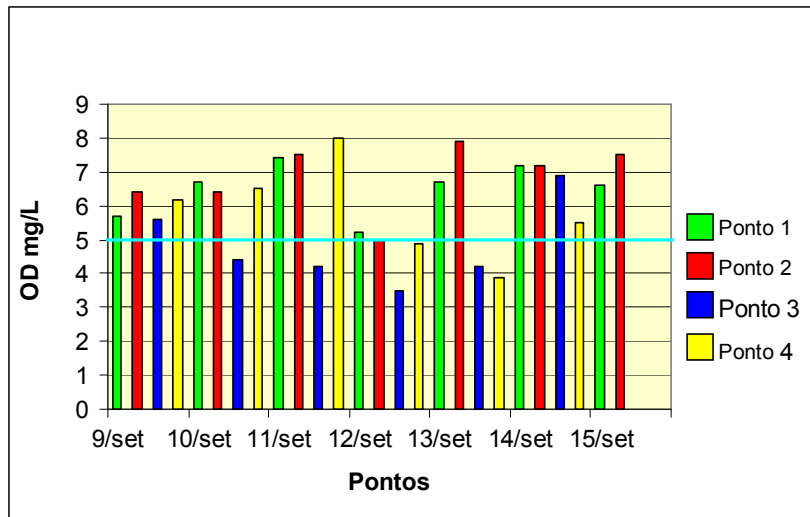
Na **figura** 17 pode-se observar os resultados dos valores de pH encontrados nas amostras de água.



**Figura 17** – Representação dos valores de pH.  
**Fonte:** a autora

As análises de pH mostraram que algumas amostras apresentavam valores ligeiramente abaixo do mínimo permitido pela Resolução 357/2005 do CONAMA, que estabelece a faixa de pH entre 6 e 9. Isto pode ter sido provocado pelo efeito das chuvas, que desagregaram partículas do solo tipicamente ácido da região, levando-as para o rio.

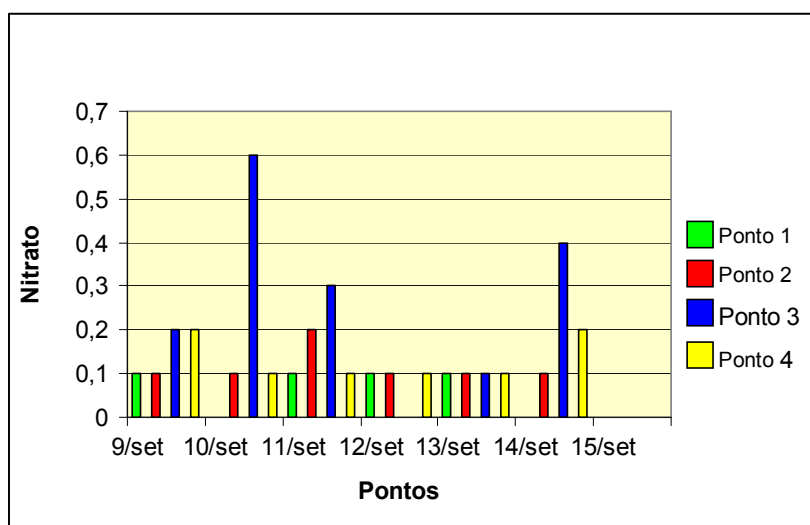
Na **figura** 18 pode-se observar os resultados dos valores de oxigênio dissolvido encontrados nas amostras de água.



**Figura 18** – Representação dos valores de OD.  
**Fonte:** a autora

O oxigênio dissolvido de alguns pontos não se enquadram dentro do valor estipulado pela Resolução 357/2005 do CONAMA, que estabelece um valor não inferior a 5 mg/L. Entretanto, estes pontos encontram-se dentro da lavoura e não no corpo receptor de água. Além do mais, as medições de oxigênio dissolvido não foram realizadas *in situ*, por indisponibilidade do aparelho durante o período de coleta das amostras. Isto provavelmente alterou os resultados. De qualquer maneira, valores bem abaixo podem ser observados nos pontos 3 e 4.

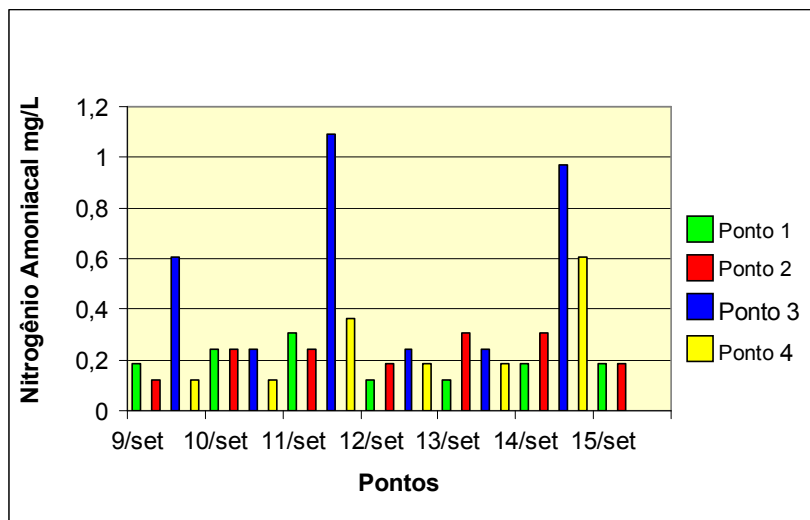
Na **figura 19** pode-se observar os resultados dos valores de nitrato encontrados nas amostras de água.



**Figura 19** – Representação dos valores de nitrato.  
**Fonte:** a autora

As análises de nitrato indicaram que os valores encontrados para este parâmetro nas amostras de água do rio e da lavoura estão de acordo com a Resolução 357/2005 do CONAMA, que estabelece o limite de 10 mg/L para o nitrato. Entretanto, alguns picos de nitrato podem ser observados no ponto 3, que, em média, apresenta este parâmetro em maior valor que os demais pontos. Como os nitratos são largamente utilizados em fertilizantes e agrotóxicos, estes picos devem estar associados aos resíduos destes produtos que estão presentes nas amostras de água.

Na **figura 20** pode-se observar os resultados dos valores de nitrogênio amoniacal encontrados nas amostras de água.

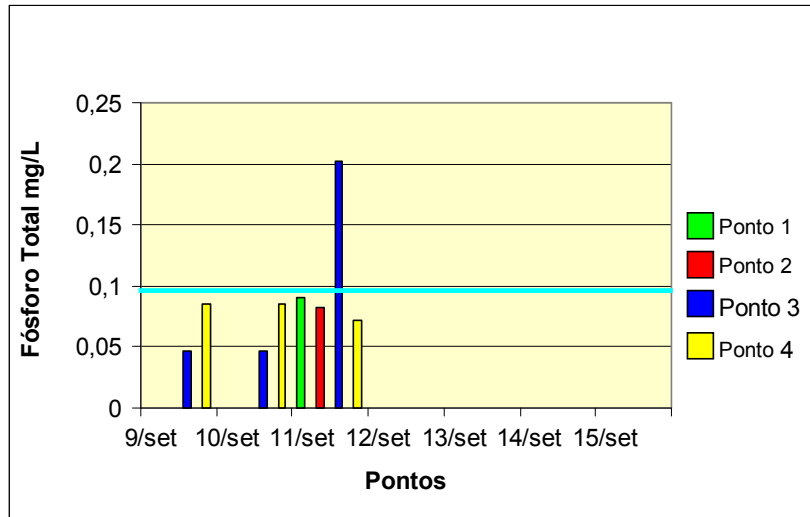


**Figura 20** – Representação dos valores de nitrogênio amoniacal.

**Fonte:** a autora

As análises de nitrogênio amoniacal indicaram que as amostras de água do rio e da lavoura possuem os valores deste parâmetro de acordo com a legislação, que estabelece o limite de 3,7 mg/L para o nitrogênio amoniacal, em pH menor que 7,5. Assim como ocorreu no parâmetro nitrato, alguns picos de nitrogênio amoniacal podem ser observados no ponto 3, que, em média, apresenta este parâmetro em maior valor que os demais pontos. A semelhança dos picos nos gráficos de nitrato e nitrogênio amoniacal pode estar associada aos processos de nitrificação e desnitrificação que transforma a amônia em nitrito e nitrato, no primeiro processo, e reduz o nitrato à amônia, no segundo caso. A amônia pode estar presente nas amostras tanto pelo processo de decomposição biológica, de matéria orgânica animal e vegetal, como pela contaminação por agrotóxicos e fertilizantes, uma vez que é um importante componente da formulação desses produtos.

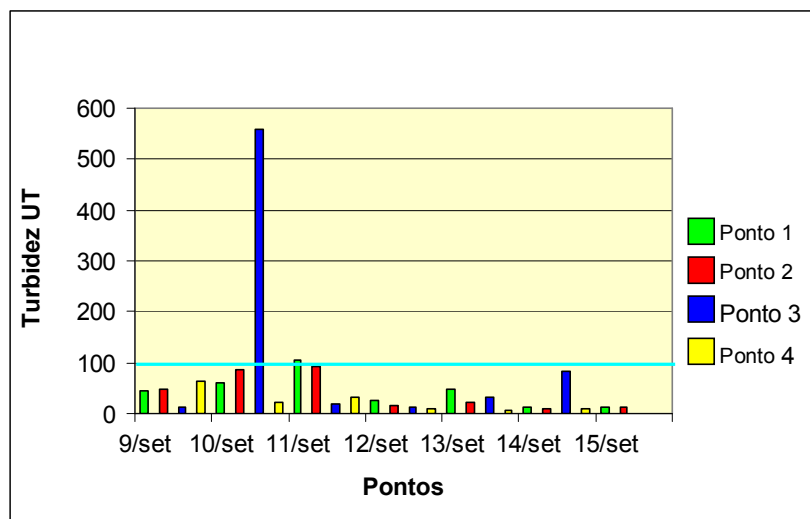
Na **figura 21** pode-se observar os resultados dos valores de fósforo total encontrados nas amostras de água.



**Figura 21** – Representação dos valores de fósforo total.  
**Fonte:** a autora

O fósforo total esteve presente acima do valor de 0,1 mg/L, estipulado pela Resolução CONAMA, apenas em uma amostra. Entretanto, esta foi coletada do ponto 3, no dia 11 de setembro, e não do corpo hídrico. Este valor pode estar associado ao uso de fertilizantes e dos próprios agrotóxicos, geralmente ricos em fósforo. Este parâmetro é de muita importância, uma vez que, se em excesso no corpo hídrico, pode causar o fenômeno de eutrofização, que é a proliferação excessiva de algas verdes.

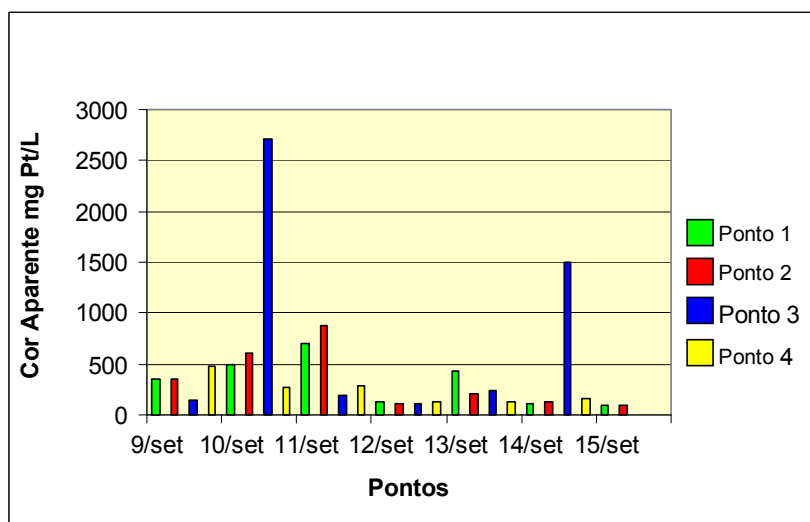
Na **figura 22** pode-se observar os resultados dos valores de turbidez encontrados nas amostras de água.



**Figura 22** – Representação dos valores de turbidez.  
**Fonte:** a autora

Dois pontos apresentaram valores de turbidez acima do valor máximo permitido, sendo que apenas um deles está localizado no rio. O resultado deste ponto deve-se provavelmente as chuvas ocorridas durante o período de coleta das amostras, que carrearam sedimentos de áreas onde há extração de areia e agricultura para o rio, visto que há destruição da mata ciliar em vários pontos do rio Cubatão.

Na **figura 23** pode-se observar os resultados dos valores de cor aparente encontrados nas amostras de água.



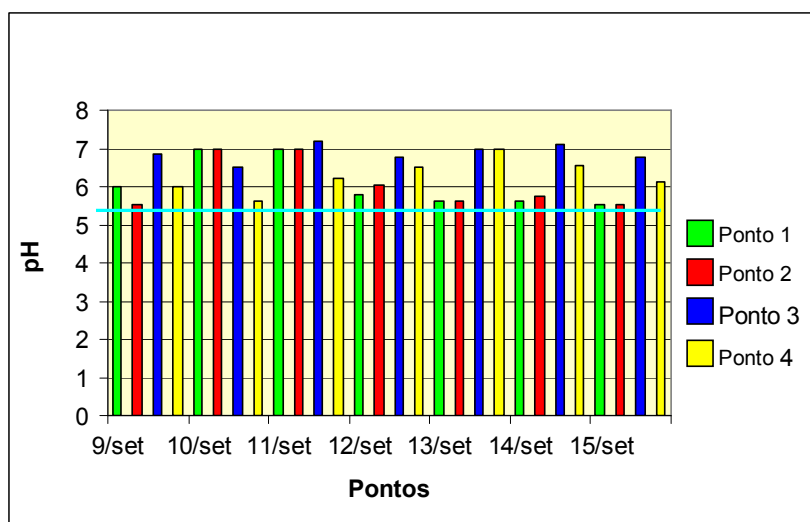
**Figura 23** – Representação dos valores de cor aparente.  
**Fonte:** a autora

A Resolução 357/2005 do CONAMA estipula valor máximo permitido para cor verdadeira, entretanto foi analisada a cor aparente das amostras. Logo não tem

como avaliar se este parâmetro se enquadra dentro dos valores ditos pela mesma resolução. Entretanto, pode-se observar através da figura 23, que existem alguns picos, como os do ponto 3 nos dias 10 e 14 de setembro e os dos pontos 1 e 2 durante os dias 10 e 11 de setembro, que coincidem com os picos da figura 22. Sendo assim, estes valores elevados para a cor aparente podem ter sido provocados pela própria turbidez.

#### 5.4. Lixiviados do Solo

As lixiviações foram realizadas nas amostras de solo coletadas dos pontos de dentro da lavoura e das margens do Rio Cubatão. Os resultados dos valores de pH dos lixiviados do solo podem ser observados na **figura 24**.



**Figura 24** – Representação dos valores do pH do lixiviado do solo.  
**Fonte:** a autora

Com base nos valores acima, pode-se constatar que o pH do lixiviado esteve na faixa média de 6,33, valor este bem próximo ao que consta na bibliografia referente ao solo da região (pH = 5,15).

#### 5.5. Testes Toxicológicos

A partir dos resultados do número de organismos imóveis após o período de observação, calculou-se o Fator Diluição (FD) e a Concentração Efetiva Média (CE50) de cada amostra para determinado teste, através do programa estatístico

TRIMED SPEARMAN-KARBER METHOD for Estimating Median Concentration in Toxicity Bioassays (HAMILTON *et al*, 1978).

### 5.5.1. Testes de Toxicidade Aguda da Água com *D. magna*

Os resultados dos testes de toxicidade aguda da água utilizando o reativo biológico *D. magna* ( Anexo I) estão apresentados na **tabela 3**:

**Tabela 3** – Resultados dos testes de toxicidade aguda de água com *Daphnia magna*.

Datas	Pontos			
	P1	P2	P3	P4
9/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	CE(50)=12,49% FD=16
10/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
11/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	CE(50)=70,71% FD=4
12/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
13/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
14/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
15/set	Não tóxico	Não tóxico	X	X

**Fonte:** a autora

Os resultados apresentaram a ocorrência de 100% de imobilidade, após 48 horas de exposição, para as amostras do ponto 4, dos dias 9 e 11 de setembro, para as concentrações de 50% e 100%, respectivamente, com uma CE(50) igual a 12,49%, para o dia 9 e de 70,71% para o dia 11. Este ponto, por estar localizado dentro da lavoura, foi o que apresentou maior toxicidade aguda às Daphnias, como era esperado, pois a coleta foi realizada um dia após a pulverização da lavoura com

agrotóxicos. Além disso, durante o período da noite do dia 08/09 e madrugada do dia 09/09 ocorreram chuvas que devem ter retirado parte dos agrotóxicos das plantas, concentrando-os na poça d'água deste ponto.

A amostra deste mesmo ponto, no dia 10 de setembro não apresentou toxicidade, enquanto que a amostra do dia 11 de setembro apresentou. Este fato pode ser explicado pela ocorrência irregular de chuvas. Como choveu somente à noite no dia 09/09, a água da poça não concentrou muitos componentes dos agrotóxicos que ainda restavam na plantas, fazendo com que a água coletada no dia posterior não tivesse alta toxicidade. Já com as chuvas intensas durante todo o dia 10/09, os agrotóxicos que ainda restavam nas plantas devem ter sido completamente removidos, concentrando-se na poça d'água que teve a água coletada no dia 11/09. Isto explica o fato de que o dia 11/09, foi o último dia que apresentou toxicidade às daphnias.

Além disso, a degradação dos agrotóxicos utilizados na pulverização da lavoura de vagem também pode ter produzido metabólitos com alta toxicidade, entre os dias 10 e 11 de setembro, fazendo com que somente no dia 11 a amostra apresentasse toxicidade às Daphnias.

As amostras de água do rio Cubatão do Sul não apresentaram toxicidade aguda às Daphnias, assim como as amostras do ponto 3, que fica localizado numa área de caminhamento da lavoura, entre a plantação de vagem e a mata ciliar o rio Cubatão do Sul.

Frello (1998), ao avaliar a toxicidade aguda do agrotóxico carbofuran com o reativo biológico *D. magna*, encontrou o valor de CE(50), após um período de exposição de 48 horas, igual a  $18,76 \mu\text{g/L} \pm 6,43$ . Este valor é superior a concentração máxima detectada nas águas do Rio Cubatão durante o período de experimentos deste mesmo autor.

Nakagome *et. al.*, (2006), ao determinar a CE50, após um período de exposição de 48 horas, de alguns herbicidas e inseticidas utilizados na cultura do arroz irrigado e estimar os coeficientes de risco, utilizando o reativo biológico *D. magna*, concluiu que os herbicidas oxadiazona e oxyfluorfem e os inseticidas lambdacialotrina, carbofurano e fipronil apresentam maior potencial de risco de impacto ecológico sobre este bioindicador. Os herbicidas 2,4-D, metsulfurom-metílico, carbofentrazona

etélica, clomazona, bispiribaque-sódico, quincloraque, pirazossulfurom etílico e bentazona apresentaram risco de impacto mínimo a leve sobre o bioindicador *D. magna*.

#### 5.5.2. Testes de Toxicidade Aguda do Lixiviado com *D. Magna*

Os resultados dos testes de toxicidade aguda do lixiviado do solo com *D. magna* (Anexo II) estão apresentados na **tabela 5**:

**Tabela 5** – Resultados dos testes de toxicidade aguda dos lixiviados do solo.

Datas	Pontos			
	P1	P2	P3	P4
9/set	Não tóxico	Não tóxico	CE(50)=70,71% FD=2	CE(50)=70,71% FD=2
10/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
11/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	CE(50)=82,03% FD=2
12/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
13/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico
14/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	CE(50)=70,71% FD=4
15/set	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico	Não tóxico

Fonte: a autora

Os resultados acima apresentaram a ocorrência de 100% de imobilidade para a concentração de 100% do lixiviado para os pontos 3 e 4 do primeiro dia de coleta.

Assim como aconteceu nos testes de toxicidade aguda com amostras de água, a amostra de lixiviado do ponto 4 do dia 10/09 não apresentou toxicidade, enquanto que as amostras dos dias 09 e 11/09 apresentaram. A justificativa para a ocorrência

desta variação é semelhante à justificativa para os testes de toxicidade com água, uma vez que a água vai infiltrando no solo e contaminando este. No primeiro dia de amostragem, a toxicidade da amostra é explicada também pela própria contaminação que ocorre durante o processo de pulverização, quando gotas de agrotóxico não atingem o alvo (a planta), caindo sobre o solo. Este resultado mostra a interação entre os meios físicos água e solo, ao transferir os resíduos de agrotóxicos de um meio a outro.

Este mesmo ponto ainda apresentou-se tóxico às Daphnias, no lixiviado produzido a partir do solo coletado no dia 14/09, com CE(50) igual a 70,71% e FD igual a 4. Isto se dá, provavelmente, devido a uma característica de um dos agrotóxicos utilizados na pulverização do dia 08/09. Tal característica refere-se ao modo de ação do agrotóxico Pólo 500PM que é eficiente após o período de 4 a 5 dias após a pulverização.

### 5.5.3. Testes de Toxicidade Aguda da Água com Larvas de Insetos

Os resultados dos testes de toxicidade aguda indicaram toxicidade às larvas de *Ae. albopictus* para as amostras de água do ponto 4, dos dias 9 e 11 de setembro. A partir dos dados de imobilidade (Anexo III) contados a cada período de 24 horas têm-se os resultados da CE(50) na **tabela 6** abaixo:

**Tabela 6** – Resultados dos testes de toxicidade aguda com larvas de insetos.

<b>Resultados após:</b>					
<b>Data</b>	<b>Ponto</b>	<b>24 h</b>	<b>48h</b>	<b>72h</b>	<b>96h</b>
<b>9/set</b>	<b>4</b>	CE(50)=17,65% FD=16	CE(50)=12,49% FD=16	CE(50)=6,78% FD=16	CE(50)=6,78% FD=16
<b>11/set</b>	<b>4</b>	Não Tóxico	CE(50)=89,08% FD=2	CE(50)=82,03% FD=8	CE(50)=70,71% FD=8

**Fonte:** a autora

Os resultados apresentaram a ocorrência de 100% de imobilidade, após as primeiras 24 horas de exposição das larvas de insetos à amostra de água do ponto 4, do dia 9 de setembro, para a concentração de 50%. Já na amostra do dia 11 de

setembro, deste mesmo ponto, pra a concentração de 100%, após o mesmo período de exposição, a imobilidade dos organismos testados foi de 20%, enquanto que para o período de exposição de 48 horas, a imobilidade aumentou para 60%.

A não toxicidade da amostra de água do ponto 4, do dia 10 de setembro já foi explicada no item 5.5.2.

As amostras de água do rio Cubatão do Sul e do ponto 3 não apresentaram toxicidade aguda às larvas de *Ae. albopictus*.

Para o período de exposição de 48 horas, o valor da CE(50) para a amostra do dia 09 de setembro (ponto 4) foi igual ao do teste realizado com Daphnias para igual período. Já para as amostras do dia 11 de setembro, a CE(50) para 48 horas de exposição foi um pouco maior que a do teste com Daphnias, mostrando uma sensibilidade maior destes microcrustáceos para esta amostra.

Costa (2007), ao testar amostras de água de lavoura de arroz orgânico e convencional com larvas de *Ae. albopictus*, durante o período de 48 horas, não verificou interferência dessas amostras aos organismos teste. Entretanto, ao expor essa mesma espécie ao agrotóxico carbofuran, observou 100% de mortalidade.

Essas informações reforçam a idéia de que os agrotóxicos devem ser utilizados com responsabilidade, sob prescrição de um profissional competente, garantindo a segurança quanto ao padrão de qualidade das águas, considerando que os ingredientes ativos presentes nos agroquímicos causam efeito tóxico ao meio aquático.

#### 5.5.4. Testes de Toxicidade Aguda do Solo com *L. zonatus*

Nos testes realizados com *L. zonatus*, não se verificou interferência das amostras de solo, tanto da lavoura como da margem do rio, sob os organismos expostos durante o período de 144 horas. Sendo assim, este resultado mostra a não toxicidade destas amostras à esta espécie, que pode ter ocorrido pelo pouco contato que estes organismos tiveram com o solo, uma vez que ficaram a maior parte do tempo sobre as paredes laterais do recipiente de teste ou sob a tela de pano que cobria este recipiente. Além disso, a alimentação dos *Leptoglossus* durante os testes baseou-se em milho, não tendo este nenhum contato com o solo, evitando assim a

ingestão de alimentos contaminados com agrotóxicos que são absorvidos pelo trato gastro intestinal.

Costa (2007), avaliando os efeitos tóxicos da água de cultivo de arroz sobre os *Leptoglossus*, observou 40% de mortalidade destes insetos, quando expostos à água de cultivo de arroz convencional, na concentração de 100%. Já para a exposição destes insetos à amostra pura de água de arroz orgânico, não observou mortalidade.

## 6. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos neste trabalho permitem concluir que:

Os parâmetros físico-químicos estão dentro dos valores máximos permitidos pela Resolução CONAMA 357/2005, com exceção do oxigênio dissolvido e da turbidez para os pontos 3 e 4, e 1 e 3, respectivamente.

Os principais agrotóxicos utilizados no cultivo de vagem foram: Amistar, Derosal Plus, Dithane PM, Polo 500 PM e Vertimec 18 CE.

Os testes de toxicidade aguda da água utilizando os reativos biológicos *D. magna* e larvas de *Ae. albopictus* mostraram que o ponto 4, localizado dentro da lavoura é bastante tóxico nos primeiros dias após a pulverização.

Os testes de toxicidade aguda com lixiviado do solo utilizando *D. magna* indicaram que o ponto 4 apresenta toxicidade aguda no primeiro, terceiro e sexto dia após a pulverização.

Em termos de sensibilidade, as Daphnias se mostraram ligeiramente mais sensíveis que as larvas de *Ae. albopictus*, observado através da CE(50).

Os testes de toxicidade das amostras de solo não apresentaram toxicidade ao reativo biológico *L. zonatus*.

## 7. RECOMENDAÇÕES

Recomenda-se a continuação dos estudos através de:

- Quantificação, através de cromatografia líquida de alta eficiência, dos resíduos de agrotóxicos presentes em amostras de água e em lixiviados de solo;
- Análises de outros parâmetros físico-químicos pra investigação da qualidade do corpo hídrico, a fim de verificar se este se encontra de acordo com o CONAMA 357;
- Estudo de toxicidade aguda e crônica da água com peixes e microcrustáceos;
- Estudo da toxicidade crônica do solo utilizando minhocas, pois estas ficam em contato direto com o solo, além de alimentar-se dele;
- Realizar testes de toxicidade com outros organismos bioindicadores de toxicidade característicos do ecossistema da região;
- Realizar testes toxicológicos e análises físico-químicas de amostras de água subterrânea da região para investigação de possível contaminação por agrotóxicos;
- Trabalhos de divulgação dos resultados para a comunidade, com a finalidade de minimizar os impactos negativos causados pelos agrotóxicos ao meio ambiente.

## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABESSA D.M.S.; SOUSA, E.C.P.M.; TOMMAS L.R. **Utilização de testes de toxicidade na avaliação da qualidade de sedimentos marinhos.** Revista de Geologia, 2006. Volume 19. Número 2. p. 253-261. Disponível no site: <http://www.revistadegeologia.ufc.br>. Acessado em maio de 2008.

ALBUQUERQUE, C. MR; MELO-SANTOS, M. A. V.; BEZERRA, M.A.; BARBOSA, R.MR.; SILVA, .F.; SILVA, E. **Primeiro registro de *Aedes albopictus* em área da Mata Atlântica, Recife, PE, Brasil.** Revista de Saúde Pública, JUNHO DE 2000. Volume 34. Número 3. p. 314-315.

ALMEIDA, W.F. **Vigilância Sistemática. Resíduos de Praguicidas. In: Adiestramiento en Prevención de Riesgos en el Uso de Plaguicidas.** San Cristóbal de las Casas, 5 – 9 de julho de 1982. MX: ECO/OPS/OMS.

ANVISA. **Sistema de Informações sobre Agrotóxicos. Brasília, 2000.** Disponível em: < <http://www4.anvisa.gov.br/agrosia/asp/default.asp>>. Acesso em outubro de 2008.

ANVISA. **Nota técnica sobre livre comércio de agrotóxicos e impactos à saúde humana. Brasília, 2006.** Disponível em < <http://www.pronaf.gov.br> >. Acesso em maio de 2008.

BENEDETI, A.L. **Avaliação dos efeitos do agrotóxico glifosato sobre a saúde: estudos em modelo animal.** Dissertação (Mestrado em Farmácia). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2003.

BRASIL / MINISTÉRIO DA SAÚDE / ANVISA. **Portaria nº 03, de 16 de janeiro de 1992 – Anexo III.** Brasília, 1992. Disponível em: < <http://www.anvisa.gov.br>>. Acesso em maio de 2008.

BRASIL – MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Resolução CONAMA N° 001, de 23 de janeiro de 1986.** Disponível em: < <http://www.mma.gov.br>>. Acesso em junho de 2008.

CARVALHO, I.S.; **Agrotóxicos – usos e implicações.** Revista Mundo & Vida, 2000. Volume 2(1).

CHRISTOFIDIS, M. **O enquadramento participativo de corpos d'água como um instrumento da gestão de recursos hídricos com aplicação na Bacia do Rio Cubatão Sul-SC.** 2006. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) - Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2006

COMPANHIA CATARINENSE DE ÁGUAS E SANEAMENTO. **Expedição ao Rio Cubatão.** Florianópolis, 2002. Disponível em: <<http://www.casan.org-sc.br>>. Acesso em: maio de 2008.

COSTA, C. H. **Avaliação da toxicidade e Mutagenicidade da Água da Bacia do Rio Araranguá sobre diferentes níveis tróficos.** Trabalho de Conclusão de Curso ( Graduação em Engenharia Sanitária e Ambiental) – Universidade Federal de Santa Catarina, 2007.

EPAGRI. **Informe Conjuntural – Tomate.** Disponível em: < <http://cepa.epagri.sc.gov.br>>. Acesso em maio de 2008.

EXTERCKOTER, R. **Diagnóstico da qualidade das relações ambientais estabelecidas no uso da água na Bacia Hidrográfica do Rrio Cubatão do Sul (SC).** Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2006

FATMA. **Portaria N° 024/79. Enquadra os cursos d'água do Estado de Santa Catarina.** Disponível em: < [http:// www.aguas.sc.gov.b](http://www.aguas.sc.gov.b) >. Acesso em novembro de 2008.

FATMA. **Portaria N° 017/2002. Estabelece os limites máximos de toxicidade água para efluentes de diferentes origens e dá outras providências.** Disponível em: < [http:// www.fatma.sc.gov.br](http://www.fatma.sc.gov.br) >. Acesso em novembro de 2008.

FERNÁNDEZ, Z. Z.;FORATTINI, O. P. **Sobrevivência de populações de *Aedes albopictus*: idade fisiológica e história reprodutiva.** Rev. Saúde Pública, 2003 Volume 37. Número 3: p. 285-291. Disponível em: < <http://www.fsp.usp.br/rsp>>. Visitado em junho de 2008.

FINKLER, R. **Avaliação do efeito tóxico de líquidos percolados sobre o sistema reprodutivo de *Daphnia magna*.** . Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2002.

FRELLO, C.P. **Avaliação da toxicidade do agrotóxico carbofuran utilizando reativos biológicos: *Poecilia reticulata* e *Daphnia magna*.** Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 1998.

GARCIA, E.G.; BUSSACOS, M.A.; FISCHER, F.M. **Impacto da legislação no registro de agrotóxicos de maior toxicidade no Brasil.** Revista saúde pública, 2005. Disponível em: <<http://www.fsp.usp.br/rsp>>. Visitado em junho de 2008.

GHERARDI-GOLDSTEIN, E., BERTOLETTI, E., ZAGATTO, P. A.; ARAUJO, R. P. A. & RAMOS, M. L. L. C., 1990, **Procedimentos para utilização de testes de toxicidade no controle de efluentes líquidos.** CETESB, São Paulo, Série manuais, v. 6, 17p.

GOMES, A.C.; BITENCOURT, M.D.; NTAL, D.; SILV PINTO, P.L.; MUCCI, L.F.; PAULA,M. B.;URBINATTI,P. R.;BRATA,J.M.S. ***Aedes Albopictus* em área rural do Brasil e implicações n transmissão de febre amarela silvestre.** Revista de Saúde Pública, fevereiro de 1999. Volume 33. Número 1. p. 95-97.

GOMES, A.C.; FORATTINI, O.P.; KAKITANI, I. ; MARQUES, G.R.A.M.; MARQUES, C.C.A.; MARUCCLO, D.; DE BRITO, M. **Microhabitats de *Aedes albopictus* (Skuse) na região do Vale do Paraíba, Estado de São Paulo, Brasil.** Revista de Saúde Pública, 1992. Volume 26. Número 2. p. 108-118.

GUBLER D.J, BHATTACHARYA N.C. **Observations on the reproductive history of *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* in the laboratory.** Mosq News 1971;30:356-9.

HELFRICH, L.A.; WEIGMANN, D.L.; HIPKINS, P.; STINSON, E.R. **Pesticides and aquatic animals: a guide to reducing impacts on aquatic systems.** 1996. Disponível em: [www.ext.vt.edu/pubs/waterquality/420-013/420-013.pdf](http://www.ext.vt.edu/pubs/waterquality/420-013/420-013.pdf). Acesso em: maio de 2008.

HIEN, D.S. **Biology of *Aedes aegypti* (L., 1762) and *Aedes albopictus* (Skuse, 1895) Diptera, Culicidae. V. The gonotrophic cycle and oviposition.** Acta Parasit Pol 1976;24:37-55.

IBAMA. **Portaria Normativa nº 139, de 21 de dezembro de 1994.** Disponível em: < <http://www.ibama.gov.br>>. Acesso em maio de 2008.

IBAMA. **Portaria Normativa nº 84, de 15 de outubro de 1996.** Disponível em: < <http://www.ibama.gov.br>>. Acesso em maio de 2008.

JONSSON, C.M.; MAIA, A.H.N. **Toxicidade aguda do herbicida clomazone no peixe *Hyphessobrycon scholzei*: avaliação da concentração letal mediana e de alterações no conteúdo de nutrientes.** Pesticidas: Revista de Ecotoxicologia e Meio Ambiente, Curitiba,1998. Volume. 8, p.101-110.

LAITANO, K. DOS SANTOS & W. G. MATIAS, W. G. **Testes de Toxicidade com *Daphnia magna*: Uma Ferramenta para Avaliação de um**

**Reator Experimental UASB.** Journal of the Brazilian Society of Ecotoxicology, junho de 2006. Volume 1, Número 1. p. 43-47.

LARINI, L. **Toxicologia dos praguicidas.** Editora Manole Ltda. Bela Vista, 1999.

LEÃO, J.C. **Estudo do movimento o Carbofuran no perfil de um solo agrícola.** Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 1997.

MARCHIORI, C. H.; DA SILVA OLIVEIRA, A. M. ; RABELO, M. C. C. ; SILVA, F.F.; CARVALHO, A.C.S. **Ocorrência de *Gryon gallardoi*(brethes)(Hymenoptera: Acelionidae) parasitando ovos de *Leptoglossus zonatus* (Dallas)(Hemiptera: Coreidae) em Itumbiara, Goiás, Brasil. Itumbiara, 2001.**

MARTINI, L.C.P. **Medidas compensatórias aplicáveis à questão da poluição hídrica de origem agrícola.** Tese (Doutorado), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2000.

MATIAS, W.G.; COSTA, R.H.R & PANITZ,C. **Estudo daEficiência da Estação de Tratamento de Esgoto da CELESC, utilizando bioensaios.** Arquivos do Laboratório de Toxicologia Ambiental – UFSC, 1992

MENDONÇA, V.S. **Aplicabilidade de testes de toxicidade aguda com *Daphnia magna* e *Vibrio fischeri*, no monitoramento da qualidade das águas de bacias hidrográficas: o caso do Rio Ipojuca em Pernambuco.** Dissertação (Mestrado em Gestão e Política Ambiental). Universidade Federal de Pernambuco. Recife, 2005.

MEZARI, M.P. **Determinação do carbofuran em amostras ambientais e avaliação de seu potencial de bioacumulação em *Poecilia reticulata* por**

**cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE-UV).** Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2000.

NAKAGOME, F.K.; NOLDIN, J.A.; RESGALLA JR, C. **Toxicidade aguda e análise de risco de herbicidas e inseticidas utilizados na lavoura de arroz irrigado sobre o cladóceros *Daphnia magna*.** Pesticidas: Revista ecotoxicologia e meio ambiente. Curitiba, jan. / dez. de 2006. Volume 16. p. 93 – 100.

OLIVEIRA F. B. **Manejo de produtos residuários do uso de agrotóxicos na Bacia Hidrográfica do Cubatão do Sul.** Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental). Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 1997.

PASCHOAL, A.D. **Pragas, Praguicidas e a Crise Ambiental: Problemas e Soluções.** Editora da Fundação Getúlio Vargas. Rio de Janeiro, 1979.

PERES, F.; MOREIRA, J.C.; CARVALHO, I.S. **Agrotóxicos- usos e implicações.** Mundo & vida vol. 2. Cad. Saúde Pública, Rio de Janeiro, 2007.

PORTAL SANTO AMARO – Disponível em:  
<<http://www.portalsantoamaro.com.br>>. Acessado em outubro de 2008

RESGALLA JUNIOR, C.; NOLDIN, J. A.; DOS SANTOS, A.L.; SATO, G.; EBERHARDT, D. S. **Toxicidade Aguda de Herbicidas e Inseticidas utilizados na Cultura de Arroz Irrigado sobre Juvenis de (*Cyprinus carpio*).** Pesticidas: Revista Ecotoxicologia e Meio Ambiente. Curitiba, jan./dez. de 2002. Volume 12. p. 59-68

RODRIGUES, N. L. V. B. **Testes de Toxicidade Aguda através de Bioensaios no Extrato Solubilizado dos Resíduos Classe II A – Não Inertes e Classe II B – Inertes.** Dissertação (Mestrado em Engenharia de Recursos Hídricos e Ambiental Universidade Federal do Paraná. Curitiba, 2005.

RÜEGG, E.F.; PUGA, F.R.; MARTINS DE SOUZA, M.C.; ÚNGARO, M.T.S.; FERREIRA, M. DA S.; YOKOMISO, Y; ALMEIDA, W.F. **Impacto dos agrotóxicos sobre o ambiente, a saúde e a sociedade.** Ícone Editora Ltda. 2º edição. São Paulo, 1991.

SAAVEDRA, A.G. **Agrotóxicos: Legislação – Receituário Agrônômico.** Serviço de Defesa Sanitária Vegetal /SC. Florianópolis, 1991.

SANTA CATARINA. **Decreto nº 4.074, de 04 de janeiro de 2002. Regulamenta a Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989.** Disponível em: <[www.fatama.sc.gov.br](http://www.fatama.sc.gov.br)> Acesso em maio de 2008.

SOUZA CRUZ. **Agrotóxicos Informações pra Uso Médico: Sítomas de Alerta e Tratamento das Intoxicações.** 1º Edição, 1999.

SDM-FEHIDRO, Secretaria de Estado do Desenvolvimento Urbano e Meio Ambiente – Fundo Estadual de Recursos Hídricos. **Plano Integrado dos Recursos Hídricos da Bacia do Rio Cubatão Sul,** 2003.

SILVA, J.M. & SANTOS, J.R. **Toxicologia de Agrotóxico em ambientes aquáticos.** Oecol. Bras.,2007. Volume 11. Número 4. p.565-573.

TAIPE-LAGOS, C.B.; NATAL, D. **Abundância de culicídeos em área metropolitana preservada e suas implicações epidemiológicas.** Rev. Saúde Pública 2003. Volume 37. Número 3: p.275-279. Disponível em: <<http://www.fsp.usp.br/rsp>>. Visitado em junho de 2008.

TEIXEIRA, M.G.; BARRETO. M.L.; GUERRA, Z. **Epidemiologia e medidas de prevenção do dengue.** Informe Epidemiológico do SUS, 1999. Volume 8. Número 4. p.5-33.

VEIGA, M.; SILVA, L.B.E.; VEIGA, L.B.E.; DE CASTRO FARIA, M. V.  
**Análise da contaminação dos sistemas hídricos por agrotóxicos numa pequena comunidade rural do Sudeste do Brasil.** Cad. Saúde Pública, Rio de Janeiro, 2006.  
Artigo 2391.

**ANEXO I – RESULTADOS OS TESTES DE TOXICIDADE AGUDA DA  
ÁGUA COM *DAPHNIA MAGNA***

**Tabela I. 1. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para as amostras de água do ponto 1.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	0	0	0	1	0	0	-

**Tabela I. 2. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para as amostras de água do ponto 2.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	0	0	0	0	0	0	-

**Tabela I. 3. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para as amostras de água do ponto 3.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	0	0	1	0	0	0	0

**Tabela I. 4. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para as amostras de água do ponto 3.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	10	1	10	0	0	0	0
2	50	10	-	0	-	-	-	-
4	25	7	-	0	-	-	-	-
8	12,5	5	-	0	-	-	-	-

**ANEXO II – RESULTADOS OS TESTES DE TOXICIDADE AGUDA  
DO LIXIVIADO DO SOLO COM *DAPHNIA MAGNA***

**Tabela II. 1. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para os lixiviados das amostras de solo do ponto 1.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	0	0	0	1	0	0	1

**Tabela II. 2. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para os lixiviados das amostras de solo do ponto 2.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	0	2	0	0	0	0	1

**Tabela II. 3. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para os lixiviados das amostras de solo do ponto 3.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	10	1	0	1	2	0	1
2	50	0	-	-	-	-	-	-

**Tabela II. 4. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico *Daphnia magna* para os lixiviados das amostras de solo do ponto 3.**

		Nº de organismos imóveis						
Fator Diluição	Concentração	Datas						
FD	(%)	9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set
1	100	10	0	7	2	4	8	0
2	50	0	-	-	-	-	2	-
4	25	0	-	-	-	-	0	-

**ANEXO III – RESULTADOS OS TESTES DE TOXICIDADE AGUDA  
DA ÁGUA COM LARVAS DE *AEDES ALBOPICTUS***

**Tabela III. 1. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de *Aedes albopictus* às amostras de água, após o período de observação de 24 horas.**

Fator Diluição	Concentração (%)	Pontos	Nº de organismos imóveis							
			Datas							
			9/se	10/se	11/se	12/se	13/se	14/se	15/se	
FD			t	t	t	t	t	t	t	
1	100	1	1	0	0	0	0	0	1	0
1	100	2	0	0	0	0	0	0	0	0
1	100	3	0	0	0	0	0	0	0	-
1	100		10	0	2	1	0	0	0	-
2	50	4	10	-	-	-	-	-	-	-
4	25		8	-	-	-	-	-	-	-
8	12,5		2	-	-	-	-	-	-	-

**Tabela III. 2. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de *Aedes albopictus* às amostras de água, após o período de observação de 48 horas.**

Fator Diluição	Concentração (%)	Pontos	Nº de organismos imóveis							
			Datas							
			9/se	10/se	11/se	12/se	13/se	14/se	15/se	
FD			t	t	t	t	t	t	t	
1	100	1	1	0	0	0	0	0	2	0
1	100	2	0	0	3	0	1	0	0	0
1	100	3	0	0	0	0	0	0	1	-
1	100		10	0	6	1	0	0	0	-
2	50	4	10	-	0	-	-	-	-	-
4	25		10	-	0	-	-	-	-	-
8	12,5		5	-	0	-	-	-	-	-

**Tabela III. 3. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de *Aedes albopictus* às amostras de água, após o período de observação de 72 horas.**

			Nº de organismos imóveis							
Fator Diluição	Concentração (%)	Ponto	Datas							
FD			9/se	10/se	11/se	12/se	13/se	14/se	15/se	
			t	t	t	t	t	t	t	
1	100	1	1	0	0	0	0	2	0	
1	100	2	0	0	4	0	1	0	0	
1	100	3	0	0	0	0	0	1	-	
1	100		10	0	7	1	0	0	-	
2	50	4	10	-	2	-	-	-	-	
4	25		10	-	2	-	-	-	-	
8	12,5		8	-	0	-	-	-	-	

**Tabela III. 4. Resultados obtidos nos ensaios para determinação da sensibilidade do reativo biológico larvas de *Aedes albopictus* às amostras de água, após o período de observação de 96 horas.**

			Nº de organismos imóveis							
Fator Diluição	Concentração (%)	Ponto	Datas							
FD			9/set	10/set	11/set	12/set	13/set	14/set	15/set	
1	100	1	1	0	1	0	0	2	0	
2	50		-	-	-	-	-	0	-	
1	100	2	0	0	4	1	1	0	0	
2	50		-	-	1	-	-	-	-	
4	25		-	-	1	-	-	-	-	
8	12,5		-	-	1	-	-	-	-	
1	100	3	0	0	0	0	0	1	-	
1	100		10	0	8	1	0	0	-	
2	50	4	10	-	-	-	-	-	-	
4	25		8	-	-	-	-	-	-	
8	12,5		2	-	-	-	-	-	-	