

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
ESCOLA DE ENGENHARIA DE SÃO CARLOS  
DEPARTAMENTO DE HIDRÁULICA E SANEAMENTO  
Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada  
Núcleo de Estudos em Ecossistemas Aquáticos

MARIANA MACHADO BASTOS

**Avaliação da toxicidade do agrotóxico Vertimec® 18 EC em  
organismos aquáticos em mesocosmos com diferentes  
características nutricionais**

São Carlos, SP

2010

MARIANA MACHADO BASTOS

**Avaliação da toxicidade do agrotóxico Vertimec® 18 EC em  
organismos aquáticos em mesocosmos com diferentes  
características nutricionais**

Trabalho de Graduação apresentado à  
Escola de Engenharia de São Carlos, da  
Universidade de São Paulo, como parte  
dos requisitos para obtenção do título de  
Engenheiro Ambiental.

Prof. Dr. Evaldo Luiz Gaeta Espíndola  
*Orientador*

São Carlos, SP

2010

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

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

B327a

Bastos, Mariana Machado

Avaliação do agrotóxico Vertimec® 18EC em organismos aquáticos em meios com diferentes características nutricionais / Mariana Machado Bastos ; orientador Evaldo Luiz Gaeta Espíndola. -- São Carlos, 2010.

Monografia (Graduação em Engenharia Ambiental) --  
Escola de Engenharia de São Carlos da Universidade  
de São Paulo, 2008.

1. Toxicidade. 2. Agrotóxicos. 3. Comunidades  
aquáticas. 4. Mesocosmos. 5. Macrófitas. 6.  
Macroinvertebrados bentônicos. I. Título.

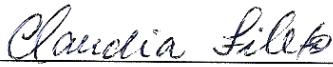
## FOLHA DE APROVAÇÃO

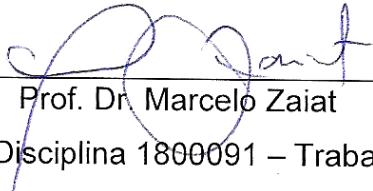
Candidato: Mariana Machado Bastos

Monografia defendida e aprovada em: 17/11/2010 pela Comissão Julgadora:

  
Prof. Dr. Evaldo Luiz Gaeta Espíndola

  
Profa. Dra. Alaíde Aparecida Fonseca Gessner

  
Dra. Cláudia Fileto

  
Prof. Dr. Marcelo Zaiat

Coordenador da Disciplina 1800091 – Trabalho de Graduação

## Agradecimentos

Agradeço primeiramente a Deus, por me proteger e me guiar em todos os momentos.

À minha família, pela confiança e pelo apoio em todos os meus projetos de vida.

Ao Prof. Dr. Evaldo Luiz Gaeta Espíndola, pela paciência, orientação e contribuição com todo seu conhecimento e experiência.

À Profa. Dr. Alaíde Gessner e Melissa Ottoboni, pela atenção dispensada com a identificação dos macroinvertebrados bentônicos.

Ao pessoal do laboratório, pela orientação, dicas e ajuda na pesquisa. Agradeço especialmente à Danieli, pela companhia e auxílio, sem o qual seria impossível a realização desta pesquisa, e à Claudia, por aceitar fazer parte da banca examinadora.

Aos meus amigos da faculdade, pela amizade e carinho, que tornam cada dia mais especial.

Ao meu amigo Fernando, pelo carinho e disposição em ajudar no que for preciso.

Ao CNPq, pela concessão da bolsa de iniciação científica.

## Resumo

**BASTOS, M. M. Avaliação da toxicidade do agrotóxico Vertimec® 18 EC em organismos aquáticos em mesocosmos com diferentes características nutricionais.** 2010. 82 f. Monografia de graduação, Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2010.

O objetivo geral da pesquisa foi avaliar a toxicidade do agrotóxico Vertimec® 18 EC em ambientes aquáticos com características nutricionais distintas. Este inseticida, muito utilizado na agricultura, possui como ingrediente ativo a Abamectina e é classificado como um produto muito perigoso ao meio ambiente (classe II) e altamente persistente. No entanto, poucos estudos foram desenvolvidos para uma avaliação mais ampla de seus efeitos em organismos aquáticos, principalmente utilizando a formulação comercial. Nesse sentido, bioensaios de toxicidade foram realizados *in situ*, em mesocosmos eutróficos e hipereutróficos, utilizando como componentes biológicos a macrófita aquática *Pistia stratiotes* (em diferentes classes de tamanho) e a macrofauna associada, além da caracterização limnológica. Os resultados obtidos demonstraram efeitos diferenciados nas macrófitas aquáticas (número de folhas e brotos, biomassa, crescimento foliar e necrose) em função da classe de tamanho da planta, das características nutricionais de cada tratamento e da adição do contaminante. Em relação à macrofauna associada verificou-se efeitos na composição e densidade, com implicações na diversidade, o que esteve associado a biomassa vegetal existente em cada tratamento, ao grau de trofia e contaminação pelo agrotóxico. Alterações em grupos funcionais foram registradas, com substituição de Ostracoda (coletores-filtradores) por Diptera nos sistemas mais eutrofizados, além da maior contribuição de Oligochaeta (coletores-catadores) nos mesocosmos contaminados e com maior grau de trofia. Diferenças verificadas na qualidade da água dos mesocosmos, como variação nos níveis de oxigênio dissolvido, concentração de silicato, nitrato, nitrito e fosfatos, podem indicar os efeitos da presença da própria macrófita, da adição do contaminante, do grau de trofia e das alterações estruturais e funcionais estabelecidas em cada tratamento.

**Palavras-chave:** Toxicidade, agrotóxicos, comunidades aquáticas, mesocosmos, *Pistia stratiotes*, macroinvertebrados

## Lista de Figuras

Figura 1: Disposição dos mesocosmos no tanque de concreto, abastecido com água da represa do Lobo.....	27
Figura 2: Disposição dos mesocosmos utilizados no experimento. ....	28
Figura 3: Classes de tamanhos (grande, médio e pequeno) das macrófitas utilizadas no experimento. .....	31
Figura 4: Exemplo de folhas com clorose e necrose. ....	32
Figura 5: Valores médios de pH da água de cada unidade experimental. ....	35
Figura 6: Valores médios de condutividade da água de cada unidade experimental. ....	36
Figura 7: Valores médios da concentração de oxigênio dissolvido na água de cada unidade experimental. ....	37
Figura 8: Valores médios da temperatura da água de cada unidade experimental. ....	38
Figura 9: Concentrações médias do íon amônio nas unidades experimentais.....	39
Figura 10: Concentrações médias de nitrito nas unidades experimentais. ....	40
Figura 11: Concentrações médias de nitrato nas unidades experimentais.....	40
Figura 12: Concentrações médias de silicato nas unidades experimentais. ....	41
Figura 13: Concentrações médias de fosfato inorgânico dissolvido nas unidades experimentais.....	42
Figura 14: Concentrações médias de fosfato total dissolvido nas unidades experimentais. ....	43
Figura 15: Concentrações médias de nitrogênio orgânico total nas unidades experimentais. .	43
Figura 16: Concentrações médias de fósforo total nas unidades experimentais. ....	45
Figura 17: Número médio de folhas abertas das macrófitas de cada tratamento. ....	47
Figura 18: Número médio de brotos das macrófitas de cada tratamento. ....	47

Figura 19: Número de macrófitas que apresentavam folhas amareladas ao final do experimento em cada tratamento.....	48
Figura 20: Número de macrófitas que apresentavam folhas com necroses ao final do experimento em cada tratamento.....	49
Figura 21: Média do comprimento da maior folha das macrófitas de cada tratamento. ....	50
Figura 22: Média da largura da maior folha das macrófitas de cada tratamento.....	50
Figura 23: Peso seco das macrófitas de cada tratamento.....	51
Figura 24: Abundância total de macroinvertebrados nos mesocosmos.....	52
Figura 25: Número de táxons identificados nos mesocosmos.....	55
Figura 26: Abundância relativa de macroinvertebrados associados à <i>P. stratiotes</i> nos diferentes tratamentos.....	56
Figura 27: Distribuição percentual dos grupos funcionais nos mesocosmos. ....	59

## Lista de Tabelas

Tabela 1: Tratamento aplicado a cada unidade experimental, considerando sistema controle e sistema contaminado, para cada situação a ser testada.....	28
Tabela 2: Variáveis físicas e químicas analisadas na água do mesocosmos e metodologias de análise utilizadas.....	29
Tabela 3: Classificação do Estado Trófico para reservatórios segundo Índice do Estado Trófico modificado por Lamparelli (2004). .....	30
Tabela 4: Média dos parâmetros avaliados nas macrófitas, antes de serem colocadas nos tanques experimentais.....	31
Tabela 5: Classificação inicial e final dos mesocosmos em relação ao grau de trofia, com base na concentração de fósforo total.....	46
Tabela 6: Composição, abundância total e caracterização de grupo funcional da macrofauna associada a <i>P. stratiotes</i> nos diferentes tratamentos.....	53
Tabela 7: Índice de similaridade de Sorensen (IS) de macrofauna entre os tanques.....	57
Tabela 8: Índices de diversidade, riqueza e equabilidade calculados para a macrofauna de cada tratamento.....	57

## Sumário

1. INTRODUÇÃO.....	11
1.1. Agrotóxicos e seus efeitos ambientais.....	12
1.2. Ecotoxicologia.....	17
1.3. Estado trófico da água .....	20
1.4. Macroinvertebrados bentônicos como indicadores biológicos.....	21
1.5. Macrófitas aquáticas .....	23
2. OBJETIVOS.....	25
3. METODOLOGIA.....	26
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	35
4.1. Caracterização física, química e biológica da água dos mesocosmos .....	35
4.2. Efeitos de Vertimec® 18 EC sobre <i>Pistia stratiotes</i> .....	46
4.3. Composição da macrofauna associada às macrófitas no final do experimento em mesocosmos .....	51
5. CONCLUSÕES .....	63
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	64
7. APÊNDICE .....	71

## 1. INTRODUÇÃO

Os agrotóxicos são produtos químicos naturais e sintéticos utilizados no campo para o controle de pragas, doenças e ervas daninhas. Sua administração, feita de forma desordenada e excessiva, resulta em diversos impactos ao meio ambiente e ao homem, os quais se relacionam com todo o processo (aquisição, transporte, preparo, aplicação e descarte), características ambientais (clima, relevo, tipo de solo, cobertura vegetal) e forma de ação de cada produto. Assim, resíduos podem ser encontrados no solo, no ar e na comunidade biótica e, em função dos fatores anteriormente mencionados, seus efeitos também são verificados nos ecossistemas aquáticos, por processos que incluem a volatilização, infiltração, escorrimento superficial e aplicação direta, acidental ou não. De forma similar aos ambientes terrestres, as alterações podem ser significativas, incluindo efeitos agudos e crônicos, mais ou menos pronunciados em função das características específicas de cada espécie (sensibilidade ao elemento estressor) e das diversas interações física, química e biológica que ocorrem após o aporte do contaminante.

Dentre os diversos agrotóxicos utilizados na agricultura, destaca-se o inseticida Vertimec® 18 EC, o qual possui como ingrediente ativo a Abamectina, um dos membros do grupo químico da Avermectina, produzida pelo actinomiceto *Streptomyces avermitilis*. O Vertimec® 18 EC é classificado como um produto muito perigoso ao meio ambiente (classe II), altamente persistente e altamente tóxico para microcrustáceos e peixes (SYNGENTA, 2007). Em estudos realizados com as Avermectinas tem sido mostrado efeitos na reprodução, funções biológicas e sobrevivência de organismos aquáticos e terrestres não alvos. Tisler e Erzen (2006), por exemplo, verificaram que a Abamectina é pouco solúvel em água, facilmente degradada e adsorvida em partículas em suspensão, o que indicaria que ela não seria encontrada solúvel em água em concentrações significantes, mas estaria presente em

quantidade significante nas partículas suspensas e sedimento. Outros estudos realizados com compostos pertencentes ao mesmo grupo da abamectina também têm demonstrado os efeitos adversos em muitos organismos (HALLEY, 1993; STEEL, 1993; STRONG, 1993), o que implica na necessidade de uma avaliação constante, utilizando outros organismos como indicadores de estresse.

### **1.1. Agrotóxicos e seus efeitos ambientais**

Segundo a Lei n° 7802, sobre a utilização de agrotóxicos, entende-se por agrotóxicos “os produtos e os agentes de processos físicos, químicos ou biológicos destinados ao uso nos setores de produção, no armazenamento e no 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.”

Os agrotóxicos englobam várias substâncias químicas – além de algumas de origem biológica – que podem ser classificadas de acordo com o tipo de praga que controlam, com a estrutura química das substâncias ativas e com efeitos à saúde humana e ao meio ambiente (AGROFIT, 1998, apud PERES & MOREIRA, 2003).

A avaliação e a classificação do potencial de periculosidade ambiental de um agrotóxico são baseadas em estudos físico-químicos, toxicológicos e ecotoxicológicos, que fundamentam qualquer alteração, restrição, concessão ou não do registro. Os agrotóxicos são classificados, quanto à periculosidade ambiental, em classes que variam de I a IV: produtos impeditivos de obtenção de registro, produtos altamente perigosos ao meio ambiente – Classe I; produtos muito perigosos ao meio ambiente – Classe II; produtos perigosos ao meio

ambiente – Classe III; e produtos pouco perigosos ao meio ambiente – Classe IV (IBAMA, 1996).

A utilização de agrotóxicos data do século passado, e seu uso, desde então, vem ocorrendo de forma ampla e irrestrita, apesar dos inúmeros efeitos nocivos aos ecossistemas e aos alertas sobre os riscos à saúde humana, em contraponto aos diversos benefícios ao setor agrícola. No Brasil, desde a década de 50, quando se iniciou a chamada ‘revolução verde’, foram observadas profundas mudanças no processo tradicional do trabalho agrícola, bem como em seus impactos sobre o ambiente e a saúde humana. O processo de modernização agrícola se deu através de uma política dirigida principalmente ao desenvolvimento de monoculturas destinadas à exportação. Tal política se fez sobre orientação e interesse do grande capital nacional e internacional, amparada ainda por uma legislação que pouco se preocupou em proteger a saúde ambiental e dos grupos populacionais envolvidos. Assim, o ambiente passou a ser encarado como uma fonte inesgotável de recursos, com capacidade ilimitada para suportar os despejos químicos e as modificações topográficas derivadas do processo agrícola. Dentro deste modelo de desenvolvimento, houve um aumento da utilização de maquinário e, principalmente, de insumos agrícolas (PERES & MOREIRA, 2003).

A inserção desta tecnologia representou um papel importante nas melhorias de colheita e rendimentos (produtividade), proporcionando efetiva proteção aos produtos, tornando-os mais abundantes, baratos e atraentes. Entretanto, a ação inespecífica destes compostos, que a princípio deveria atingir somente os organismos-alvo (pragas), exerce efeitos danosos sobre diversas espécies, incluindo o homem e outros seres vivos (PERES & MOREIRA, op. cit.).

Além da contaminação de criações, animais domésticos e populações humanas, um importante impacto ambiental causado por agrotóxicos é a contaminação de águas superficiais e subterrâneas, decorrentes das atividades agrícolas, silvicultura e muitas outras importantes

atividades humanas (PERES & MOREIRA, op. cit.). VEIGA, et. al. (2006), por exemplo, comprovaram, ao estudar uma pequena comunidade rural, que os agrotóxicos aplicados na agricultura não são totalmente retidos pelas plantas, adsorvidos pelo solo ou degradados pelo sol, microorganismos ou através de reações químicas, alcançando assim sistemas hídricos superficiais e subterrâneos.

A contaminação de águas correntes por praguicidas pode ocorrer de diferentes formas e por diferentes fontes, podendo ter uma meia vida curta ou mais prolongada (MUIRHEAD-THOMSON, 1971), dependendo do agrotóxico, da dose e da matriz avaliada (água, sedimento e organismo). Os principais contaminantes de origem agrícola são os resíduos de fertilizantes e os agrotóxicos. Esses produtos, quando aplicados sobre os campos de cultivo, podem atingir os corpos d'água diretamente, através da água da chuva e da irrigação, ou indiretamente, através da percolação no solo, chegando aos lençóis freáticos. Outra forma de contaminação indireta ocorre com a pulverização dos agrotóxicos, onde estes podem ser transportados por correntes aéreas e se depositarem no solo e na água, distantes das áreas onde foram originalmente usados. O transporte atmosférico também ocorre por volatilização dos compostos aplicados nos cultivos e pela formação de poeira do solo contaminado (COOPER, 1993).

Um dos impactos causados por alguns agrotóxicos em corpos d'água diz respeito à modificação da biota, com a seleção das espécies mais resistentes, e à contaminação de peixes, crustáceos, moluscos e outros animais aquáticos. A acumulação desses produtos nos animais que habitam as águas contaminadas pode se constituir em uma ameaça para a saúde humana através da biomagnificação (PERES & MOREIRA, 2003).

Os agrotóxicos presentes em corpos d'água podem penetrar nos organismos aquáticos através de diversas portas de entrada e seu grau de acumulação depende do tipo de cadeia alimentar, da disponibilidade e persistência do contaminante na água e de suas características

físicas e químicas (SPACIE & HAMELINK, 1985). Os efeitos tóxicos podem incluir tanto a letalidade e efeitos sub-letais, como alterações no crescimento, desenvolvimento, reprodução, fisiologia e comportamento, e dependem da exposição, da susceptibilidade do organismo, das características químicas do agente e de fatores ambientais. A toxicidade do agrotóxico é influenciada, inclusive, pelas características físicas e químicas da água que circunda os organismos vivos, como temperatura, pH, teor de oxigênio dissolvido, salinidade, conteúdo de matéria orgânica e material particulado em suspensão, velocidade do fluxo da água, dentre outros (MUIRHEAD-THOMSON, 1971).

Segundo Muirhead-Thomson (1971, 1987), a temperatura da água é um dos fatores mais influentes no ambiente de organismos aquáticos e tem um papel vital na determinação de sua distribuição, crescimento, reprodução, metabolismo e comportamento. Segundo o autor, diferenças ou mudanças na temperatura podem afetar o metabolismo e comportamento dos organismos de água doce, expondo-os a maiores ou menores graus de efeito do praguicida presente na água. A temperatura também influencia o estado químico e físico do produto, sua extensão de alcance em solução ou suspensão, sua persistência e período de tempo para sua desativação.

Algumas das variações do efeito da temperatura no impacto de praguicidas foram observadas em estudos de toxicidade em peixes e moluscos (STRUFE & GONNERT, 1962; WALKER *et al.*, 1964 apud MUIRHEAD-THOMSON, 1971). Estes estudos, realizados com uma grande variedade de agrotóxicos, mostraram que a maioria dos compostos tem sua toxicidade elevada com o aumento da temperatura. Entretanto, há registros de algumas exceções, principalmente com compostos diretamente relacionados ao DDT (MACEK *et al.*, 1969).

O pH da água também é reconhecido como um fator capaz de afetar o efeito impactante de alguns praguicidas. Um dos primeiros praguicidas investigados sobre esse

aspecto foi o sulfato de cobre, o qual foi utilizado por muitos anos no controle de caracóis aquáticos (WHO, 1965). O autor observou que a solubilidade deste praguicida cai bruscamente em pH acima de 6,9, resultando em perda de cobre por precipitação em águas alcalinas. Em contraste com o sulfato de cobre, a solubilidade do moluscicida Bayluscide aumenta em águas alcalinas e há uma forte redução na solubilidade com consequente precipitação em pH abaixo de 7,0 (MEYLING & PITCHFORD, 1966). Outro moluscicida estudado, Frescon (N-tritylmorpholine), apresentou atividade em suspensão durante uma hora com um pH de 5,0; em pH 6,0 a suspensão ficou ativa por aproximadamente 12h, enquanto que em pH 6,5, o composto permaneceu ativo após 40h (BOYCE et al., 1967).

Os agrotóxicos podem, além de permanecer em suspensão na água, ser adsorvidos e retidos no sedimento. Edwards et al. (1964) apud Muirhead-Thomson (1971), verificaram o efeito desse fenômeno na fauna do sedimento, em estudo realizado com os agrotóxicos DDT e TDE, observando que as larvas de Chironomidae tendem a deixar o lodo, movendo-se em sua superfície, após o tratamento com os praguicidas, tornando-se, assim, mais vulneráveis a peixes e outros predadores. No caso de Ephemeroptera *Cloeon dipterum*, o efeito varia de acordo com o ínstar envolvido. Ninfas de primeiro ínstar são mortas enquanto hibernam no sedimento; as de segundo ínstar de *Cloeon*, por se desenvolver entre algas filamentosas e macrófitas, principalmente durante a primavera e início do verão, não “sofrem” com o efeito tóxico dos sedimentos.

Verifica-se, portanto, que os efeitos dos agrotóxicos são diversos e agem de forma diferenciada em função das características físicas e químicas da água, tendo efeitos mais ou menos significativos também em função da forma de exposição dos organismos, período de desenvolvimento, entre outros. Nesse sentido, outros estudos são necessários para avaliar os reais efeitos dos agrotóxicos sobre a comunidade biótica, destacando-se, entre esses, os estudos ecotoxicológicos, nos quais se preconiza a análise dos efeitos deletérios de

xenobióticos sobre a fisiologia, comportamento, sobrevivência e reprodução dos organismos, por meio de experimentos laboratoriais e *in situ*.

## 1.2. Ecotoxicologia

Ecotoxicologia e Toxicologia Ambiental são termos usados para descrever o estudo científico dos efeitos adversos causados aos organismos vivos pelas substâncias químicas liberadas no ambiente. A expressão Toxicologia Ambiental é usada para definir os efeitos das substâncias químicas sobre os seres humanos após exposição ambiental, e o termo Ecotoxicologia, para os estudos dos efeitos das substâncias químicas e dos agentes físicos sobre os ecossistemas e seus componentes não humanos, especialmente nas populações e nas comunidades de um ecossistema definido (FERNICOLA et al., 2003; CHASIN & PEDROSO, 2003).

O princípio da Ecotoxicologia, segundo esses autores, é a análise dos processos de transferência de contaminantes nos ecossistemas e dos efeitos sobre sua estrutura e funcionamento. Os contaminantes incluem agentes físicos, químicos e biológicos que podem causar perturbações nos ecossistemas e em seus compartimentos, sendo que os mecanismos observados são resultantes de combinações de um infinito número de processos, que podem ser observados nos mais diversos níveis de organização.

A avaliação da saúde ou o monitoramento de um determinado ambiente através da análise química de poluentes nos reportam a quantidade e a qualidade desses poluentes em diferentes compartimentos do sistema, mas não trazem informações a respeito de seus efeitos sobre as comunidades existentes e o funcionamento do sistema exposto à poluição. Os testes de toxicidade apresentam-se, assim, como mecanismos para a compreensão dos efeitos de impactos sobre os compartimentos bióticos, utilizando-se organismos vivos que atuam como

biosensores. Por meio dos estudos ecotoxicológicos também é possível prever antecipadamente os impactos de um determinado poluente sobre a biota (CAIRNS & NIEDERLEHNER, 1995).

Os testes de toxicidade constituem-se basicamente da exposição de organismos aquáticos e terrestres a substâncias potencialmente tóxicas, visando à observação e análise das respostas destes organismos ao contaminante testado. Utilizam-se, comumente, testes agudos, de curta duração, e crônicos, de duração mais longa, podendo incluir todo o ciclo de vida do organismo. Em ambos os casos, efeitos letais e subletais da substância tóxica sobre os organismos podem ser avaliados (ZAGATTO, 1999).

Os organismos mais utilizados na avaliação da toxicidade aquática são as algas, o zooplâncton e peixes. As algas, através da produção primária, são a base de diversas cadeias alimentares, o zooplâncton constitui o elo entre os produtores primários e consumidores, além de influenciar a reciclagem de nutrientes e outros elementos nos ecossistemas, sendo que os peixes caracterizam um nível trófico superior (consumidor). Outros representantes da cadeia trófica também são utilizados, como moluscos, insetos e macrófitas aquáticas, embora em menor proporção em relação aos anteriores (RAINBOW & PHILIPS, 1993).

Os estudos ecotoxicológicos, via de regra, são desenvolvidos em laboratório, o que se justifica pela padronização e controle de diversas variáveis que poderiam interferir nas respostas dos organismos, além do efeito do elemento estressor. Desta forma, as normas, em sua totalidade, são direcionadas para o estabelecimento de diretrizes de testes laboratoriais e monoespecíficos, em situações controladas. No entanto, se por um lado as condições são padronizadas, tornando os resultados comparáveis entre si, por outro se perde a análise de relações mais complexas, as quais poderiam auxiliar na avaliação de efeitos diretos e indiretos que contribuem para tornar as respostas individuais e coletivas muito mais abrangentes em relação aos potenciais efeitos dos contaminantes.

Nesse sentido, estudos *in situ* representam uma abordagem muito mais próxima da situação real, o que pode ser feito por meio de unidades experimentais, como os mesocosmos. Mesocosmos são considerados como um nível intermediário entre os estudos de campo e laboratório, sob condições simuladas e controladas (ODUM, 1983). Comparado com testes com uma única espécie, o uso de mesocosmos permite a previsão do destino e do efeito de poluentes sob condições semelhantes às naturais, incluindo a presença de sedimentos, animais e plantas de ocorrência natural. Nesse caso, não apenas efeitos toxicológicos podem ser observados e quantificados, mas também as implicações ecológicas indiretas podem tornar-se aparentes, como a influência da partição do contaminante nos sedimentos e plantas, fotólise e outros processos que podem influenciar o destino do químico, além de condições abióticas naturais (temperatura, luz, pH, etc), que podem influenciar as respostas de certos organismos (MASUTTI, 2004).

Considerando um ambiente aquático, o sistema teste pode conter tanto a matriz água como sedimento, favorecendo a análise de processos existentes entre ambos os compartimentos, além da comunidade biótica, que inclui bactérias, protozoários, zooplâncton, fitoplâncton, macroinvertebrados, peixes e macrófitas (MASUTTI, 2004)

Apesar da importância de se avaliar os diferentes níveis tróficos e as diversas vantagens associadas com uma análise mais complexa nos estudos em mesocosmos, algumas limitações vem sendo amplamente discutidas, incluindo as divergências entre as réplicas no decorrer do experimento, o efeito do enclausuramento sobre o comportamento/respostas dos organismos-testes, o espaço limitado, o tempo necessário para a obtenção da respostas e os custos financeiros (BROCK et al., 2000; SCHEEBAUM, 2006).

### 1.3. Estado trófico da água

Na presente pesquisa optou-se em desenvolver um estudo ecotoxicológico direcionado à análise dos efeitos de contaminantes sobre macrófitas aquáticas e fauna associada, considerando grau de trofia diferenciado, uma vez que partiu-se da premissa de que as respostas biológicas, em função do produto a ser testado, poderiam ser diferenciadas em função das características abióticas do sistema. Nesse sentido, tornou-se pertinente abordar a questão do estado trófico da água.

O conceito de estado trófico é multidimensional, envolvendo aspectos de carga, transporte e concentração de nutrientes, produtividade, composição e densidade da biota e morfometria do corpo d'água (DUARTE et. al., 1998). Uma vez que existe variabilidade no aporte de materiais, associados aos *inputs* diretos e indiretos, bem como na dinâmica interna dos corpos de água, espera-se que o grau de trofia também seja diferenciado entre sistemas, no mesmo sistema em relação à sazonalidade e dentro do mesmo sistema, considerando a heterogeneidade espacial, atribuída a fatores como morfometria, fluxo de água, atividade na área de entorno, etc.

Com a finalidade de classificar corpos d'água em diferentes graus de trofia, foram criados Índices de Estado Trófico (IET), que permitem avaliar a qualidade da água quanto ao enriquecimento por nutrientes e seu efeito relacionado ao crescimento excessivo das algas ou ao aumento da infestação de macrófitas aquáticas. O Índice de Carlson modificado por Lamparelli (2004), utilizado neste trabalho, possui como variáveis de interesse a concentração de fósforo e de clorofila-a na água. Nesse índice, os resultados correspondentes ao fósforo, IET(P), devem ser entendidos como uma medida do potencial de eutrofização, já que este nutriente atua como o agente causador do processo. A avaliação correspondente à clorofila-a, IET(CL), por sua vez, deve ser considerada como uma medida da resposta do corpo hídrico ao agente causador, indicando de forma adequada o nível de crescimento de algas que tem lugar

em suas águas. Assim, o índice médio engloba, de forma satisfatória, a causa e o efeito do processo (CETESB, 2009).

Em relação aos efeitos de praguicidas, as mudanças que ocorrem em um ecossistema eutrófico podem, por exemplo, ser bem diferentes das que ocorrem em um ecossistema oligotrófico. Assim, é possível que efeitos indiretos da exposição ao agrotóxico sejam mais pronunciados em ecossistemas de mesotróficos a moderadamente eutróficos, pois a falta de nutrientes pode encobrir os efeitos do produto químico (WENDT-RASCH et. al., 2004).

#### **1.4. Macroinvertebrados bentônicos como indicadores biológicos**

O uso de organismos como bioindicadores da qualidade da água é relativamente recente e vem sendo muito utilizado nos últimos anos devido à exigência de medidas cada vez mais específicas na análise dos poluentes (PERES & MOREIRA, 2003). Os indicadores biológicos são muito úteis devido à sua especificidade a certos tipos de impacto, já que inúmeras espécies são comprovadamente sensíveis a um tipo de poluente, mas tolerantes a outros (WASHINGTON, 1984). Assim, índices podem ser criados especificamente para detectar lançamento de poluentes, considerando as respostas de diversas espécies da comunidade de macroinvertebrados.

Um indicador biológico ‘ideal’ deve ter as seguintes características (JOHNSON, WIEDERHOLM & ROSENBERG, 1993): ser taxonomicamente bem definido e facilmente reconhecível por não-especialistas; apresentar distribuição geográfica ampla; ser abundante, ou de fácil coleta; ter baixa variabilidade genética e ecológica; preferencialmente possuir tamanho grande; apresentar baixa mobilidade e longo ciclo de vida; dispor de características ecológicas bem conhecidas; e ter possibilidade de uso em estudos em laboratório.

Apesar do desenvolvimento de metodologias de avaliação com diversos organismos, vários autores afirmam que o grupo de macroinvertebrados bentônicos é o mais testado e utilizado, pois são relativamente fáceis de coletar e identificar, possuem natureza sedentária (refletindo as condições ambientais locais com precisão), tem um grande número de espécies e ampla distribuição (PERES & MOREIRA, 2003).

Através da sua participação na ciclagem de nutrientes e fluxo de energia, a comunidade bentônica, segundo Santos (1995), atua nos seguintes processos:

- autodepuração (recuperação natural de ambientes aquáticos poluídos), através de sua atividade metabólica, por degradação e aumento da superfície do substrato a ser decomposto;
- decomposição da matéria orgânica, reduzindo o tamanho das partículas, em etapas sucessivas, até compostos mais simples, que em última análise servirão às sínteses dos organismos autótrofos;
- liberação de nutrientes para a coluna d'água, que é facilitada em decorrência de sua movimentação no sedimento;
- cadeia alimentar de vários organismos, notadamente peixes.

Alguns macroinvertebrados bentônicos possuem comportamento conhecido, sendo capazes de indicar a qualidade do corpo hídrico ou mudanças em seus parâmetros físicos e químicos. Os Oligochaeta aquáticos, principalmente os Tubificidae, quando em abundância, por exemplo, são indicadores de águas eutrofizadas (CARR & HILTUNEN, 1965; CÓ, 1979; SANTOS, 1995). Indivíduos do gênero *Chironomus*, também são freqüentemente citados como indicadores de águas muito eutrofizadas (SCHAEFER, 1985) devido à sua alta tolerância a ambientes anóxicos. O sistema indicador de Kreis (1966) apud Santos (1995) possibilita caracterizar os cursos d'água quanto à intensidade de poluição existente, através de três grupos de organismos: os tolerantes à poluição intensa – Tubificidae, Chironomidae,

Planorbidae e Glossiphonidae; os tolerantes à poluição moderada – Chaoboridae, Simuliidae e Bivalvia, e os que vivem em águas limpas – Odonata e larvas de Coleoptera.

### **1.5. Macrófitas aquáticas**

A inclusão de macrófitas em mesocosmos, aconselhada na maioria dos casos, se deve à sua importante função na parte estrutural e funcional dos ecossistemas aquáticos, provendo habitat para organismos, contribuindo na reciclagem de macro e micro nutrientes e influenciando as condições físicas e químicas do sistema, devido à habilidade de acumular nutrientes (ESTEVES, 1998).

O conhecimento desta comunidade é importante para determinação da cadeia alimentar no ambiente aquático. Para uma abordagem sistêmica do ambiente aquático, a determinação da biomassa de macrófitas aquáticas constitui-se num procedimento essencial, pois possibilita avaliar o estoque de nutrientes que essas plantas apresentam e inferir sobre o fluxo de energia no ambiente (NOGUEIRA & ESTEVES, 1990).

Muito importante também é a análise do processo de decomposição do material vegetal quando o entendimento do funcionamento geral do ecossistema aquático é objeto de estudo. A decomposição refere-se a um complexo conjunto de processos físicos, químicos e biológicos, especialmente microbiológicos. Todos os processos envolvidos reduzem a matéria orgânica morta e seus constituintes químicos elementares, que podem ser complexados a outros compostos, absorvidos pelos organismos ou perdidos pelo sistema (ESTEVES, 1998).

*Pistia stratiotes*, macrófita utilizada no estudo, pertence ao grupo de macrófitas aquáticas livres flutuantes (WETZEL, 1981), sendo que seus indivíduos não possuem caule e podem atingir até 25 cm de diâmetro. Esta macrófita apresenta crescimento vigoroso em reservatórios de água doce, principalmente em águas poluídas, sendo considerada séria planta

daninha aquática, apesar de ocasionalmente ser cultivada em lagos decorativos com fins ornamentais.

Santos (1994), ao observar a macrofauna associada à macrófitas aquáticas, verificou que *Pistia stratiotes* “apresentou” grupos nos quais se registrou um incremento no número de espécies em relação às demais macrófitas, como Oligochaeta, Coleoptera e Diptera. Segundo Santos (op.cit), a maior capacidade de suporte das plantas de *Pistia stratiotes* permite abrigar invertebrados de tamanho considerável como ninfas de Odonata e um número maior de adultos de coleópteros. Isso ocorre devido a uma capa de tecido aerenquimático (com grandes espaços intercelulares), de considerável espessura, que permite o desenvolvimento de larvas que respiram o oxigênio atmosférico contido nos mesmos.

## 2. OBJETIVOS

Este trabalho teve como objetivo geral a avaliação da toxicidade do agrotóxico Vertimec® 18 EC em ambientes aquáticos com características nutricionais distintas, utilizando-se uma abordagem experimental *in situ* (em mesocosmos) e a macrófita *Pistia stratiotes* e a comunidade de macrofauna, associada à esta macrófita, como indicadores dos efeitos de toxicidade. Em termos de respostas procurou-se avaliar a clorose, necrose, biomassa, crescimento foliar, número de folhas e brotos em *P. stratiotes*, sendo que para a macrofauna avaliou-se os efeitos na composição e densidade.

### 3. METODOLOGIA

O estudo experimental foi realizado entre 25 de abril e 10 de maio de 2010, com duração de quinze dias, nas dependências do Centro de Recursos Hídricos e Ecologia Aplicada, do Depto de Hidráulica e Saneamento, da Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, o qual se localiza no município de Itirapina, Estado de São Paulo.

A duração do experimento levou em consideração a meia vida do princípio ativo (a abamectina) do produto a ser testado (4 dias na água), além do tempo necessário para crescimento das plantas, com formação de estande mais denso (entre 7 e 10 dias), obtido em estudo prévio, além dos resultados apresentados por Masutti (2004), que também utilizou *P. stratiotes* em experimentos *in situ*, em mesocosmos, para análise dos efeitos dos metais cobre e cromo. De forma adicional, estudos feitos com o Vertimec® 18 EC, em sua formulação comercial, revelaram a ocorrência de efeitos sobre organismos planctônicos posteriores a meia-vida da abamectina, demonstrando que outras substâncias presentes na formulação comercial podem contribuir para a toxicidade do produto comercial, além do princípio ativo, como os surfactantes (NOVELLI, 2010).

O agrotóxico em questão foi escolhido por ser amplamente utilizado em diversas culturas no país e por ter sido o produto mais mencionado pelos agricultores do município de Bom Repouso, Minas Gerais, que utilizam o produto nas culturas de morango e batata (ESPINOLA & BRIGANTE, 2009), durante o desenvolvimento do Projeto Mogi-Guaçu (entre 2004 – 2006). A concentração do produto comercial foi de 0,4mL/200L de água, o que equivale à concentração de abamectina que, a princípio, atingiria os corpos de água via *runoff*. Essa concentração foi determinada e padronizada em outros estudos desenvolvidos junto ao CRHEA/SHS/EESC/USP, a partir da concentração inicial recomendada para aplicação em lavouras de morango (NOVELLI, 2010; VIEIRA, 2010).

Como mesocosmos, foram utilizados doze tanques cilíndricos de PVC com capacidade de 200L, com fundo aberto. Estes foram previamente lavados com ácido nítrico e acetona e fixados em um tanque de concreto sobre uma camada de sedimento, de modo a evitar vazamento da água dos mesocosmos e aproxima-los do ambiente natural (Figura 1). Todos os mesocosmos foram preenchidos com água da represa do Lobo (“Broa”), inclusive o de concreto, permitindo uma maior estabilidade da coluna da água, com menores variações da temperatura da água subsuperficial.



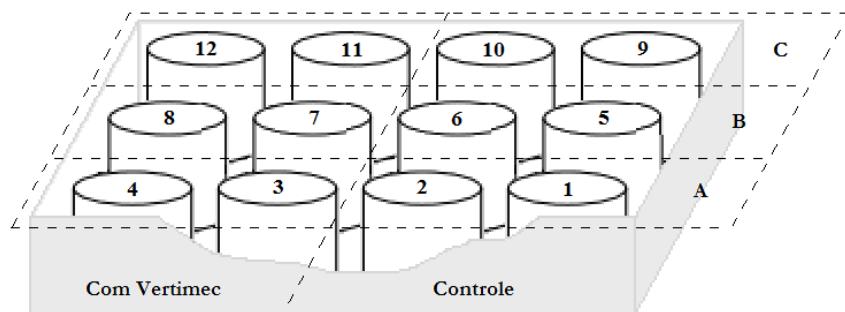
**Figura 1: Disposição dos mesocosmos no tanque de concreto, abastecido com água da represa do Lobo.**

Buscou-se dividir os mesocosmos em ambientes de diferentes níveis tróficos, de forma a permitir a comparação da toxicidade do Vertimec® 18 EC em ambientes com características nutricionais diferenciadas. Assim, quatro mesocosmos permaneceram com água da represa em seu estado natural (classificados como grupo A); em quatro foram acrescentados 50g de adubo NPK (grupo B) e nos outros quatro adicionou-se 100g do mesmo adubo (grupo C).

Para cada situação (A, B e C) existiram dois controles (sem contaminante) e dois mesocosmos nos quais foram adicionados o agrotóxico, conforme apresentado na Tabela 1. A Figura 2 permite observar a disposição dos mesocosmos.

**Tabela 1:** Tratamento aplicado a cada unidade experimental, considerando sistema controle e sistema contaminado, para cada situação a ser testada.

Grupo	Adubo NPK ( $\text{g.L}^{-1}$ )	Tratamento	Mesocosmos
A	-	Controle	1 2
		0,4 mL de Vertimec® 18 EC	3 4
	0,25	Controle	5 6
		0,4 mL de Vertimec® 18 EC	7 8
C	0,50	Controle	9 10
		0,4 mL de Vertimec® 18 EC	11 12



**Figura 2:** Disposição dos mesocosmos utilizados no experimento.

O agrotóxico foi adicionado no segundo dia, de forma a ter seus efeitos observados desde o início de experimento. As coletas de água foram realizadas a cada três dias, as quais foram mantidas congeladas para posterior determinação das concentrações do íon amônio,

nitrito, nitrato, silicato, fosfato inorgânico dissolvido, fosfato total dissolvido, nitrogênio orgânico total e fósforo total. Antes de cada coleta foram medidos, nos próprios mesocosmos, os valores de pH, condutividade, oxigênio dissolvido e temperatura da água (Tabela 2).

**Tabela 2:** Variáveis físicas e químicas analisadas na água do mesocosmos e metodologias de análise utilizadas.

Variáveis	Método	Autor
pH	Horiba U – 10	-
Condutividade	Horiba U – 10	-
Oxigênio Dissolvido	Horiba U – 10	-
Temperatura	Horiba U – 10	-
Amônio	Espectrofotometria	Koroleff (1976)
Nitrito	Espectrofotometria	Golterman et al. (1978)
Nitrato	Espectrofotometria	Mackereth et al. (1978)
Silicato	Espectrofotometria	Golterman et al. (1978)
Fosfato inorgânico dissolvido	Espectrofotometria	Golterman et al. (1978)
Fosfato total dissolvido	Espectrofotometria	Golterman et al. (1978)
Nitrogênio orgânico total	Espectrofotometria	Golterman et al. (1978)
Fósforo total	Espectrofotometria	APHA (1995)

O estado trófico de cada sistema foi determinado a partir do Índice do Estado Trófico modificado por Lamparelli (2004), estabelecido para ambientes lênticos, segundo a Equação 1. Utilizou-se como variável apenas a concentração de fósforo total.

$$IET = 10 \times \left[ 6 - \frac{1,77 - 0,42 \times \ln(P)}{\ln(2)} \right] \quad (1)$$

onde:

P: concentração de fósforo total medida à superfície da água ( $\mu\text{g.L}^{-1}$ ).

Os limites estabelecidos para as diferentes classes de trofia para reservatórios estão descritos na Tabela 3.

**Tabela 3:** Classificação do Estado Trófico para reservatórios segundo Índice do Estado Trófico modificado por Lamparelli (2004).

<b>Estado trófico</b>	<b>IET</b>	<b>P-total – P (<math>\mu\text{g.L}^{-1}</math>)</b>
Ultraoligotrófico	$\text{IET} \leq 47$	$P \leq 8$
Oligotrófico	$47 < \text{IET} \leq 52$	$8 < P \leq 19$
Mesotrófico	$52 < \text{IET} \leq 59$	$19 < P \leq 52$
Eutrófico	$59 < \text{IET} \leq 63$	$52 < P \leq 120$
Supereutrófico	$63 < \text{IET} < 67$	$120 < P \leq 233$
Hipereutrófico	$\text{IET} > 67$	$233 < P$

A macrófita selecionada para os testes foi *Pistia stratiotes*, a qual é frequente em ambientes eutrofizados e normalmente utilizada em experimentos em razão da sua elevada taxa de crescimento e facilidade de obtenção de respostas (MASUTTI, 2004). Os indivíduos utilizados foram coletados em um tanque de concreto próximo ao local de realização do experimento, utilizado atualmente como área de cultivo da espécie. Os exemplares iniciais foram coletados na região superior do reservatório do Lobo, na zona de transição entre o rio Itaqueri (um dos tributários) e o reservatório.

No sentido de simular um banco de macrófitas, procurou-se compor um estande com indivíduos de diferentes tamanhos, considerados como de grande, médio e pequeno porte, como mostrado na Figura 3. As medidas são apresentadas na Tabela 4. Para compor esse estande, no dia da montagem dos testes cada mesocosmo recebeu 20 indivíduos (densidade arbitrária), sendo quatro grandes, seis médios e dez pequenos. Todas as plantas foram previamente lavadas e tiveram as folhas medidas (comprimento e largura), para estabelecimento das três classes de tamanho, sendo escolhidas aquelas que não apresentavam

brotos. Os indivíduos tiveram ainda as raízes cortadas em tamanhos semelhantes, conforme realizado por Masutti (2004).



**Figura 3:** Classes de tamanhos (grande, médio e pequeno) das macrófitas utilizadas no experimento.

**Tabela 4:** Média dos parâmetros avaliados nas macrófitas, antes de serem colocadas nos tanques experimentais.

Tamanho das macrófitas	Comprimento da folha maior (cm)	Largura da folha maior (cm)	n° de folhas abertas
Pequeno	5,2	3,4	3,5
Médio	6,4	4,5	5,4
Grande	8,7	5,6	7,3

As macrófitas também foram pesadas inicialmente, sendo retiradas apenas no final do experimento (para evitar interferência no desenvolvimento da macrofauna associada), quando novas medições (comprimento e largura) foram realizadas, incluindo nesta etapa a determinação do número de brotos, folhas com clorose e necrose (Figura 4). Para se obter o peso seco, as plantas permaneceram durante 72 horas em estufa a 60 °C em bandejas forradas com papel alumínio e foram pesadas em balança Sauter K1200, segundo Pompêo & Moschini-Carlos (2003).



**Figura 4:** Exemplo de folhas com clorose e necrose.

Antes de ter o peso seco determinado, as macrófitas foram lavadas em uma rede de 210 µm de abertura de malha e todo o material biológico foi recolhido e fixado em solução de formol 5%, coletando-se a macrofauna. A macrofauna associada foi então separada dos restos vegetais e preservada em álcool 70% para posterior análise qualitativa e quantitativa. Os macroinvertebrados das classes Insecta (Arthropoda) e Gastropoda (Mollusca) foram classificados até o nível de família e os demais até o nível de ordem, contando com a ajuda de especialistas da Universidade Federal de São Carlos, do Departamento de Hidrobiologia, no laboratório da Profa Dra. Alaíde F. Gessner.

Os dados obtidos para macrofauna foram analisados com base no cálculo dos índices de diversidade de Shannon, de riqueza de Margalef, de equitabilidade de Pielou e de similaridade de Sorensen entre os mesocosmos.

O índice de diversidade foi obtido pela Equação 2.

$$H' = -\sum_{i=1}^S p_i \log_2 p_i \quad (2)$$

onde:

$S$  = número de táxons amostrados

$p_i$  = proporção dos indivíduos de um táxon pelo número total dos indivíduos na comunidade:  $\frac{n_i}{N}$

$n_i$  = número dos indivíduos em cada táxon

$N$  = número total de indivíduos na amostra

O índice de riqueza de Margalef foi calculado a partir da Equação 3:

$$\alpha = \frac{S - 1}{\ln N} \quad (3)$$

O valor do índice de equitabilidade proposto por Pielou foi obtido a partir da Equação 4, sendo que a equitabilidade varia de 0 a 1, onde 1 representa espécies uniformemente distribuídas, sem dominância.

$$J' = \frac{H'}{H'_{MAX}} \quad (4)$$

onde:

$H'$  = índice de diversidade de Shannon

$$H'_{MAX} = \ln S$$

A similaridade entre os mesocosmos foi calculada através da Equação 5:

$$IS = \frac{2c}{a + b} \quad (5)$$

onde:

$c$  = número de táxons comuns às comunidades  $a$  e  $b$

$a$  = número de táxons presentes na primeira comunidade

$b$  = número de táxons presentes na segunda comunidade

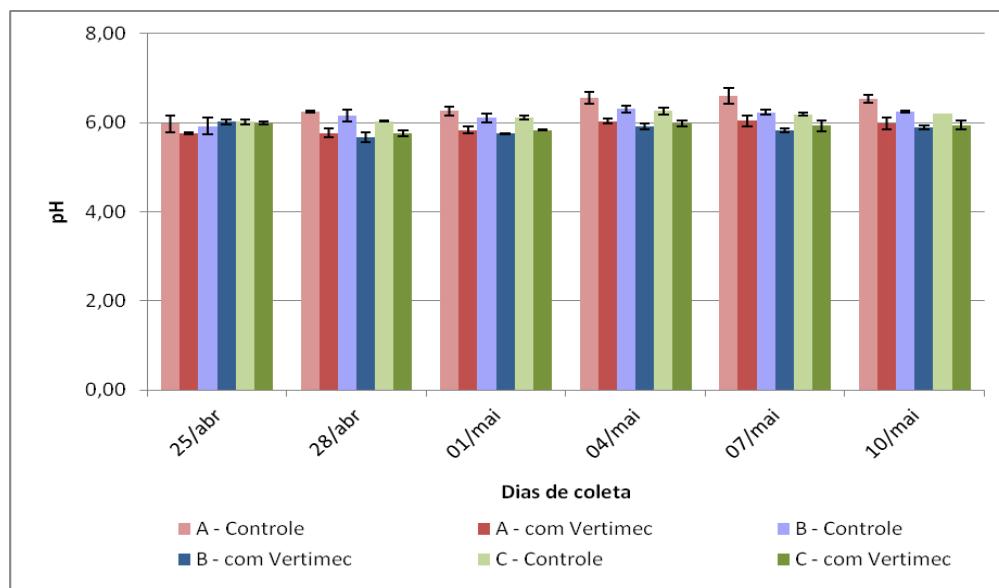
Os macroinvertebrados foram também agrupados com base no modo de alimentação em cinco grupos funcionais: (1) predadores – alimentam-se de outros animais ou de fluidos do tecido corporal; (2) coletores-filtradores – capturam, por filtração, pequenas partículas de matéria orgânica em suspensão na coluna d’água; (3) coletores-catadores – alimentam-se de pequenas partículas de matéria orgânica por coleta nos depósitos de sedimento nas raízes das macrófitas; (4) fragmentadores – mastigam folhas ou tecido de planta vascular vivo; (5) raspadores – adaptados a raspar superfícies duras, alimentam-se de algas, bactérias, fungos e matéria orgânica morta adsorvidos aos substratos (MERRITT & CUMMINS, 1996).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Caracterização física, química e biológica da água dos mesocosmos

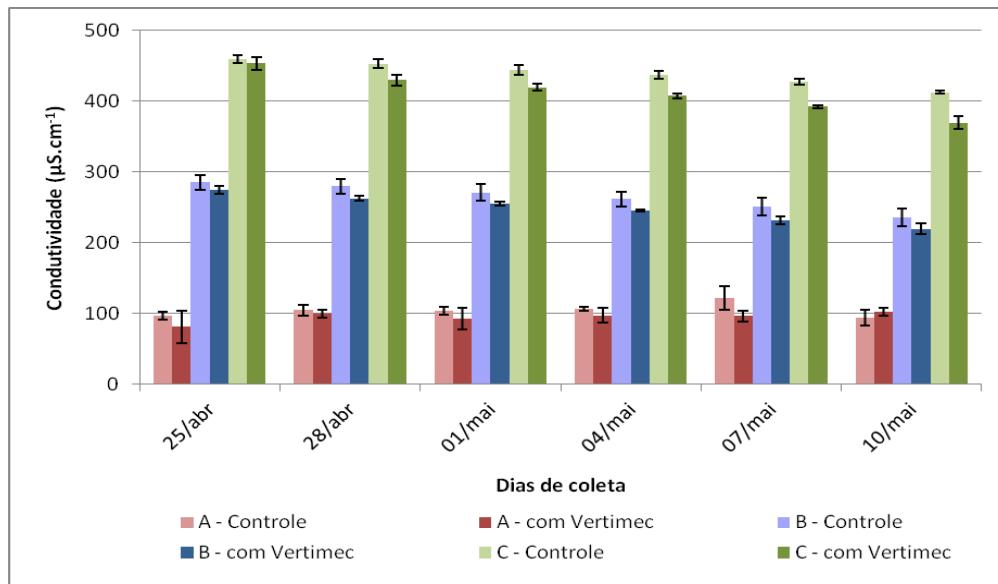
As variações dos valores das variáveis da água avaliados *in situ* (pH, condutividade, oxigênio dissolvido e temperatura) podem ser observadas nas Figuras 5 a 8, sendo que os valores médios obtidos em cada mesocosmos, em todo período, podem ser observados nas tabelas em anexo.

Como verificado na Figura 5, os valores de pH foram ácidos, variando em torno de 6,0. Os mesocosmos controles com menor quantidade de nutrientes (grupo A), tiveram valores um pouco mais elevados durante o período e maiores desvios entre as réplicas. Verifica-se, em relação ao período de coleta, pequeno aumento no pH dos controles no decorrer do experimento, sendo também observado decaimento nos tratamentos contaminados a partir do segundo dia de coleta, o que pode caracterizar a interferência do agrotóxico.



**Figura 5:** Valores médios de pH da água de cada unidade experimental.

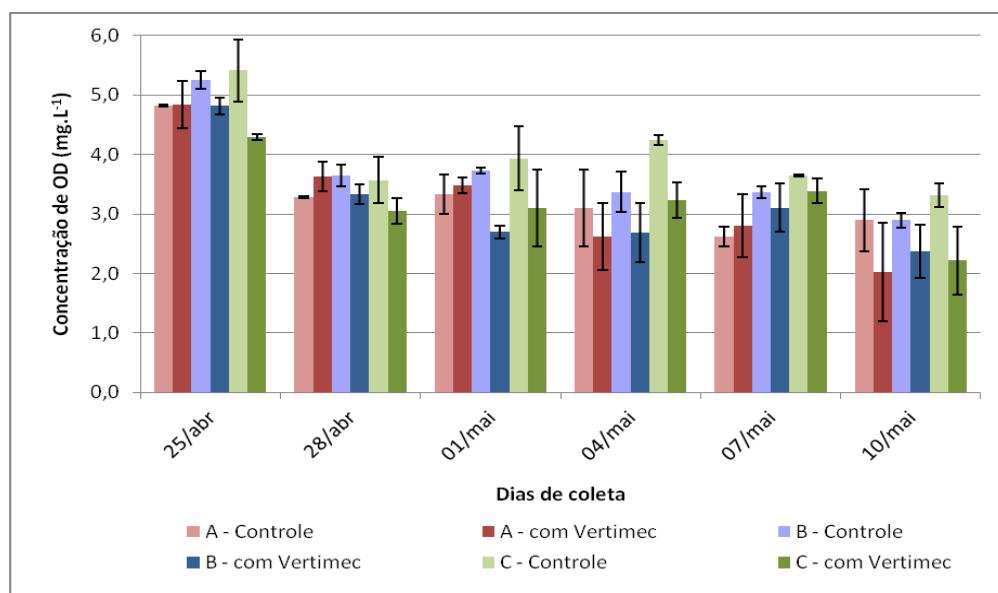
Os valores de condutividade estão apresentados na Figura 6, onde pode-se observar grande diferença, no início do experimento, entre os meios com diferentes características nutricionais. Os valores de condutividade nos tratamentos com maior quantidade de nutrientes (grupo C) variou entre 447 e 463 $\mu\text{S.cm}^{-1}$ , nos tratamentos intermediários (grupo B) entre 270 e 293 $\mu\text{S.cm}^{-1}$  e entre 65 e 101 $\mu\text{S.cm}^{-1}$  nos tratamentos com menor concentração de nutrientes (grupo A). Este padrão se manteve durante todo o período experimental, sendo o desvio entre réplicas muito pequeno. Nota-se, ainda, que os valores de condutividade dos tratamentos que receberam o contaminante se mantiveram sempre abaixo de seus respectivos controles, com exceção dos tratamentos do grupo A, no dia 10/mai/2010, em que houve uma redução da condutividade no controle em relação ao mesocosmo contaminado.



**Figura 6:** Valores médios de condutividade da água de cada unidade experimental.

Pela análise da Figura 7 é possível verificar a redução da concentração de oxigênio dissolvido em todos os tratamentos a partir do início do experimento, demonstrando o efeito do enclausuramento, incluindo a sedimentação de material biológico que poderia estar em suspensão (como algas diatomáceas), além do sombreamento ocasionado pelas macrófitas aquáticas, as quais podem ter contribuído para a redução da luminosidade. Nota-se que o

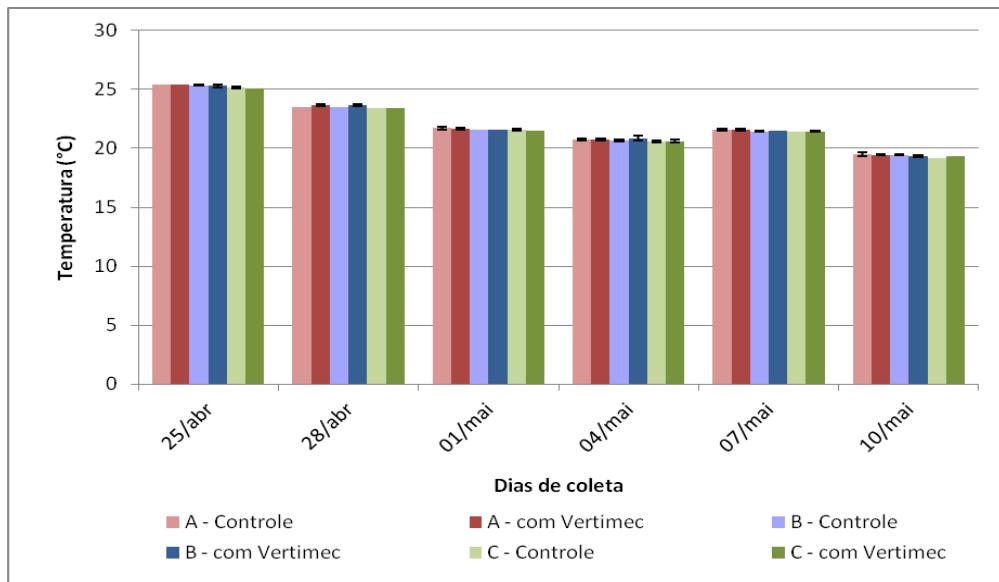
decaimento não ocorreu de forma linear, com uma redução maior da primeira para a segunda coleta, e variações menores posteriormente. O maior valor inicial da concentração de OD foi medido em T10, do grupo C, com  $5,78\text{mg.L}^{-1}$ , e o menor ocorreu em T2 (grupo A), com  $4,81\text{mg.L}^{-1}$ . No último dia de experimento, observou-se que, apesar de desvios relativamente altos, onde o maior ocorreu nos tratamentos da faixa C que receberam o praguicida ( $0,83\text{mg.L}^{-1}$ ), as réplicas tratadas com Vertimec® 18 EC tiveram níveis médios mais baixos de OD em relação aos seus controles. Os valores obtidos nos demais dias também demonstram, na maioria dos dados, maior concentração de oxigênio nos tratamentos controle em relação aos contaminados com Vertimec® 18 EC, o que pode caracterizar o efeito do agrotóxico sobre a comunidade fitoplanctônica.



**Figura 7:** Valores médios da concentração de oxigênio dissolvido na água de cada unidade experimental.

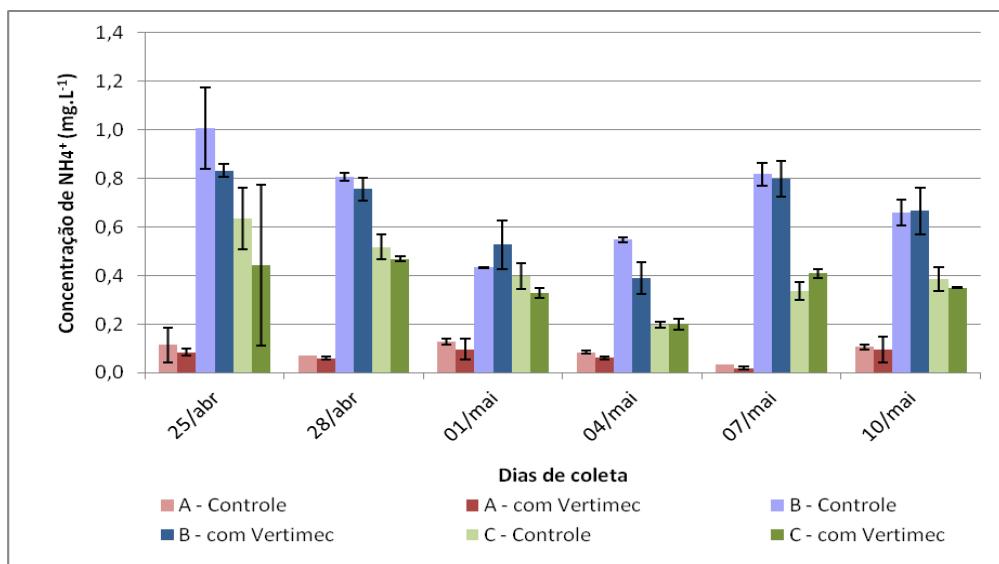
A variação da temperatura entre os tratamentos pode ser observada na Figura 8. Todos os tratamentos apresentaram temperatura semelhante entre si em cada dia de coleta, com redução gradativa do início ao final do experimento. Inicialmente, as temperaturas estiveram compreendidas entre  $25,1$  e  $25,4^{\circ}\text{C}$ , sendo que no final do experimento a variação foi de  $19,2$  a  $19,6^{\circ}\text{C}$ , refletindo a variação da temperatura do ar. Deve-se considerar, ainda, o efeito de

sombreamento ocasionado pelas macrófitas aquáticas, uma vez que os estandes, ao final do experimento, ocupavam toda a superfície dos mesocosmos.



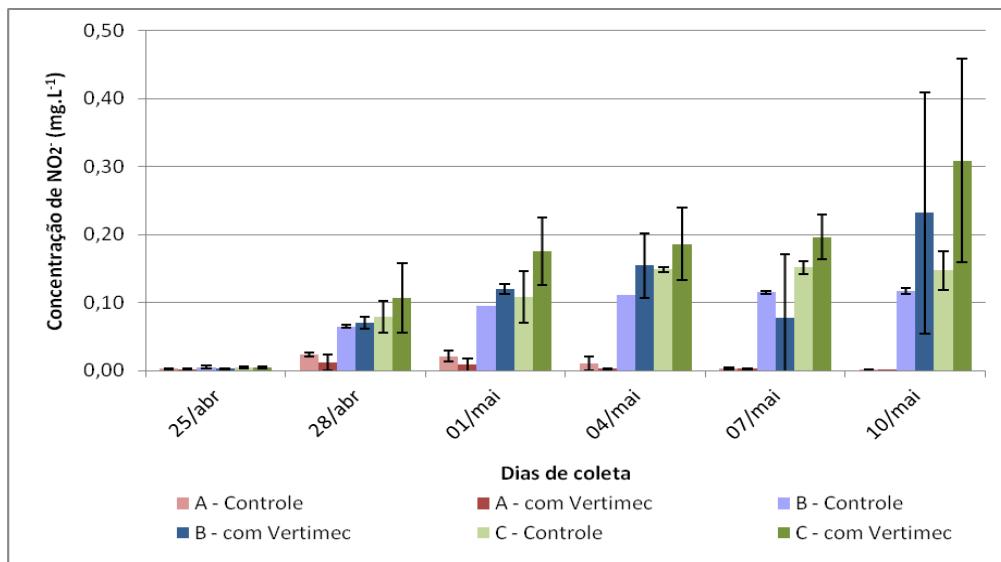
**Figura 8: Valores médios da temperatura da água de cada unidade experimental.**

Os resultados obtidos para as formas nitrogenadas e fosfatadas também demonstram variações entre os tratamentos e as diferenças no decorrer do experimento. Na Figura 9, por exemplo, são apresentados os resultados obtidos para o íon amônio, verificando-se que inicialmente os tratamentos já apresentavam concentrações diferentes em função da adição de nutrientes nas unidades experimentais, sendo que os maiores valores médios foram observados nos tratamentos do grupo B (dosagem média). As concentrações iniciais foram também as que apresentaram maiores desvios entre as réplicas de cada tratamento, com o maior valor obtido no grupo C, que posteriormente foi contaminado com o Vertimec® 18 EC. No decorrer do experimento, observa-se uma redução inicial nos níveis do íon amônio nos tratamentos do grupo B e C, com aumento no dia 7/maio/2010 e posterior redução ao término dos testes. Em relação aos tratamentos com níveis menores de nutrientes, as concentrações de amônia se mantiveram bem reduzidas no decorrer de todo o experimento, com pequenas variações.



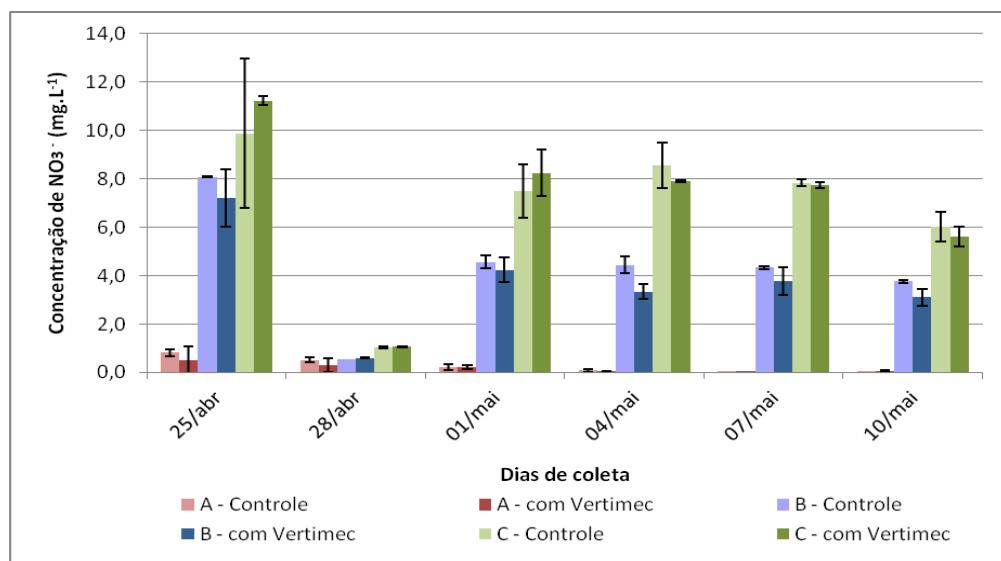
**Figura 9: Concentrações médias do íon amônio nas unidades experimentais.**

As concentrações de nitrito nas unidades experimentais estão apresentadas na Figura 10. Inicialmente, o nitrito foi encontrado em concentrações muito baixas em todos os tratamentos, variando entre  $1,29\mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$  (no grupo A) e  $5,62\mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$  (no grupo C). Em seguida, houve um aumento nas concentrações de nitrito nos tratamentos de maior estado trófico e nos intermediários, onde o nitrito, em geral, se apresentou em níveis superiores nos tratamentos com contaminante em relação aos respectivos controles, com grandes desvios padrões observados nos mesmos no último dia do experimento. Nos tratamentos do grupo A, verificou-se um pequeno aumento no dia 28/abril/2010 e posterior redução, sendo que onde os tratamentos contaminados apresentaram concentrações menores do que seus controles.



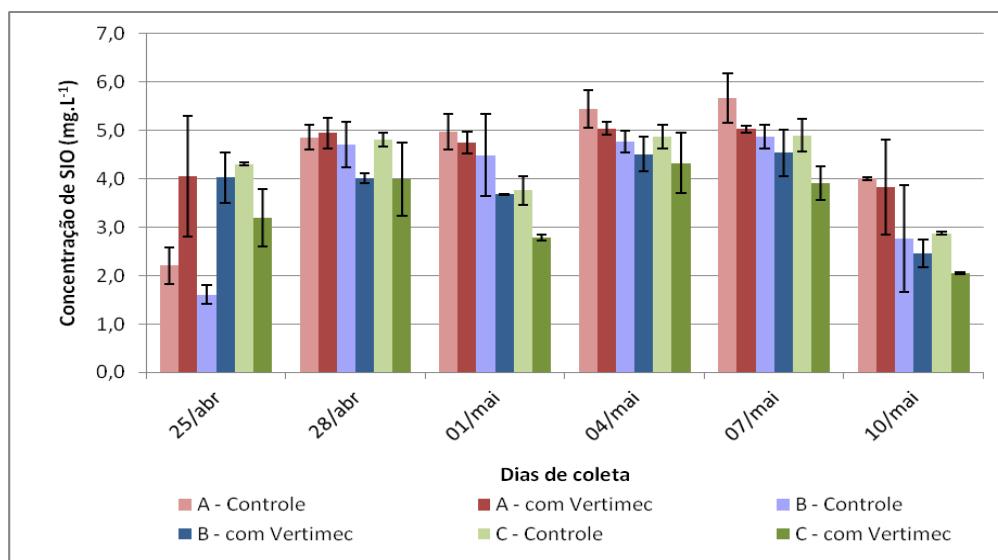
**Figura 10:** Concentrações médias de nitrito nas unidades experimentais.

Conforme apresentado na Figura 11, os níveis de nitrato se apresentaram maiores conforme o grau de trofia do sistema, verificando-se que as máximas concentrações ocorreram no primeiro dia, nos tratamentos do grupo C, com redução acentuada em todos os mesocosmos no dia 28/abril/2010 e posterior aumento somente nos tratamentos que receberam a adubação. Os níveis de nitrato foram maiores, em geral, nos tanques que não receberam contaminante.



**Figura 11:** Concentrações médias de nitrato nas unidades experimentais.

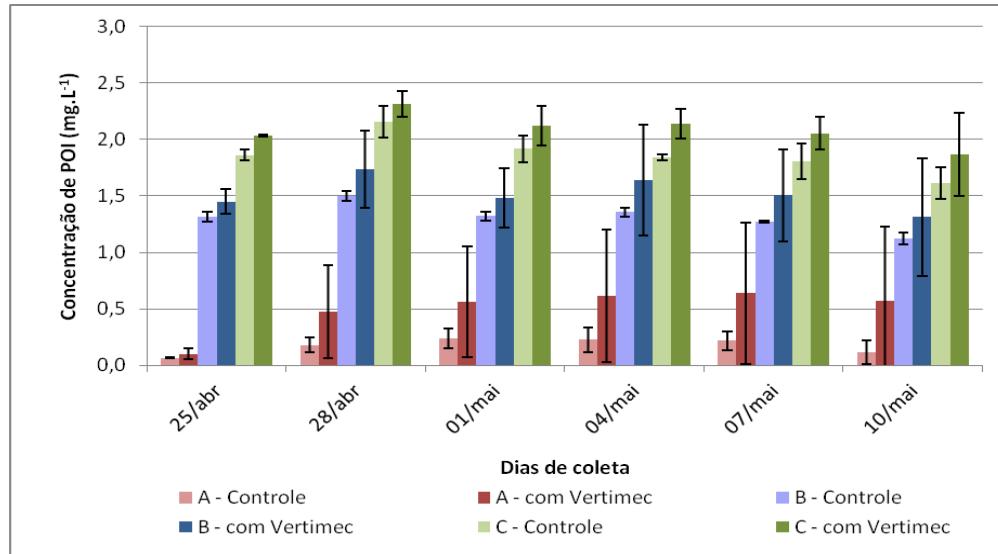
Na Figura 12 é possível verificar as variações ocorridas nas concentrações de silicato, observando-se que inicialmente as concentrações entre os tratamentos já eram diferentes entre si, com maior valor no tratamento T3 (grupo A, posteriormente contaminado), com  $4,94\text{mg.L}^{-1}$ , e a menor no tratamento T5 (controle do grupo B), com de  $1,47\text{mg.L}^{-1}$ . Após o início dos testes, observa-se uma tendência de aumento das concentrações e uma acentuada redução no último dia de coleta. Nota-se, ainda, que a concentração média de silicato nos tratamentos contaminados permaneceu abaixo dos seus respectivos controles, com exceção dos tratamentos do grupo A, no dia 28/abril/2010, que pode ser explicada pelos valores bem menores destes no primeiro dia do teste.



**Figura 12:** Concentrações médias de silicato nas unidades experimentais.

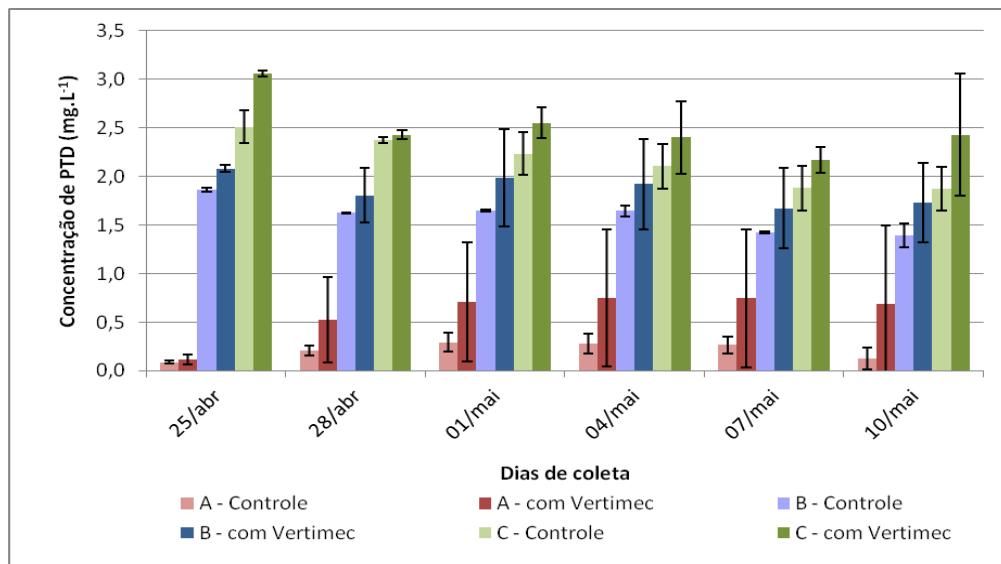
No primeiro dia de experimento, as concentrações de fosfato inorgânico dissolvido, apresentadas na Figura 13, se mostraram bem próximas em todos os tratamentos, quando comparados com os de mesmo grau de trofia. Porém, logo neste dia, já se observava maiores níveis nos tratamentos que foram contaminados posteriormente, o que pode indicar efeitos do contaminante na absorção de nutrientes pelas macrófitas (efeitos fisiológicos). Um aumento no dia 28/abril/2010, seguido de uma pequena redução, ocorreu em todos os tratamentos. Os

maiores desvios padrões foram observados entre as réplicas dos tratamentos do grupo A que receberam contaminante, onde o maior deles foi de  $0,65\text{mg.L}^{-1}$ , no dia 10/mai/2010.



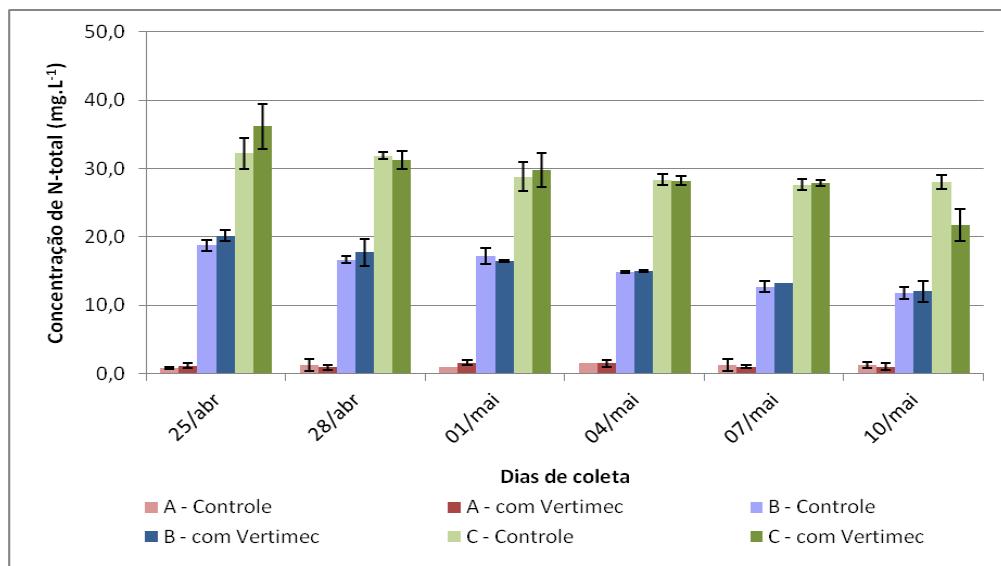
**Figura 13:** Concentrações médias de fosfato inorgânico dissolvido nas unidades experimentais.

Conforme apresentado na Figura 14, a maior concentração média de fosfato total dissolvido ( $3,05\text{mg.L}^{-1}$ ) foi observada nos tratamentos do grupo C, que posteriormente foram contaminados. Assim como as concentrações de fosfato inorgânico dissolvido, os níveis de fosfato total dissolvido nos tratamentos com Vertimec® 18 EC foram mais elevados do que em seus controles e os maiores desvios foram observados entre as réplicas dos tratamentos do grupo A contaminados. Os valores de fosfato total dissolvido foram bem superiores nos tratamentos que receberam a adição de 100g de adubo NPK e inferiores nos que não receberam o adubo.



**Figura 14: Concentrações médias de fosfato total dissolvido nas unidades experimentais.**

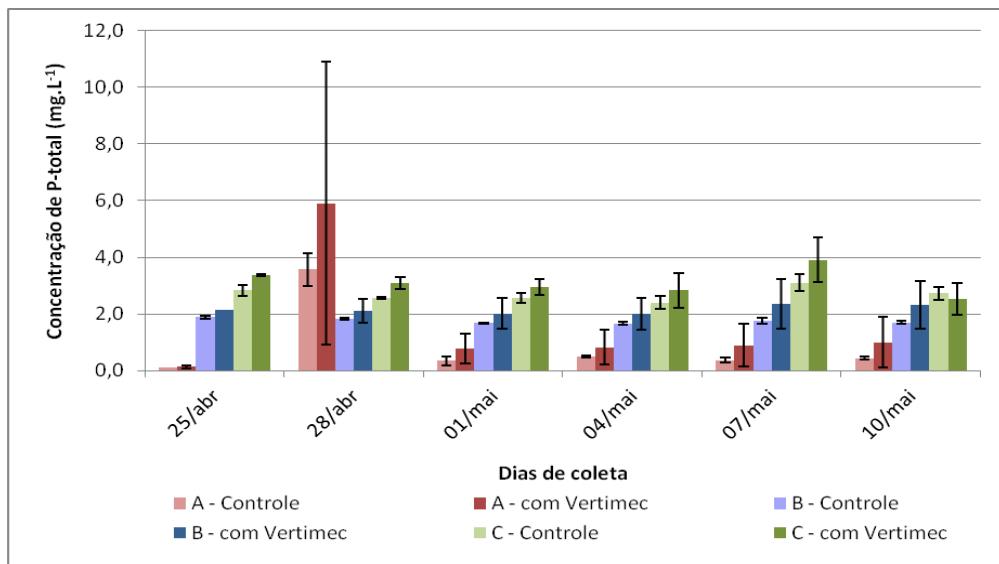
Como pode-se observar na Figura 15, as concentrações de nitrogênio foram, em geral, bem parecidas nos tratamentos contaminados e em seus controles. Nota-se, porém, que os tratamentos do grupo C que receberam o Vertimec® 18 EC apresentavam, antes da contaminação, concentração média de nitrogênio ( $36,17\text{mg.L}^{-1}$ ) superiores às dos controles ( $32,2\text{mg.L}^{-1}$ ) e, ao final do experimento, esta se mostrou inferior. Uma ligeira queda nas concentrações de nitrogênio é observada em todos os tratamentos



**Figura 15: Concentrações médias de nitrogênio orgânico total nas unidades experimentais.**

De acordo com a Figura 16, as concentrações de fósforo total nos diferentes tratamentos, desde o primeiro dia do experimento, foram superiores nos tratamentos que foram posteriormente contaminados, em relação aos seus controles. A única exceção observada ocorreu entre os tratamentos considerados eutróficos, no último dia de análise, onde aqueles contaminados apresentaram concentração média inferior ( $2,53 \text{ mg.L}^{-1}$ ) em relação aos controles ( $2,73 \text{ mg.L}^{-1}$ ). Em geral, os maiores valores foram observados no tratamentos com maior nível de nutrientes, verificando-se, em 28/abril/2010, concentração muito elevada no tratamento A, com Vertimec® 18 EC (valor médio de  $9,43 \text{ mg.L}^{-1}$ ), para o qual não se encontrou nenhuma explicação coerente.

Novelli (2010), ao estudar os efeitos toxicológicos do Vertimec® 18 EC em mesocosmos, verificou um aumento expressivo na concentração de fósforo total (PT) após a introdução do *runoff* no sistema. Para o *runoff* controle, houve um aumento de 3,5 vezes em relação à concentração inicial, e para o *runoff* contaminado, este valor foi cerca de 6 vezes, o que pode indicar que parte da concentração adicional de fósforo deveu-se ao agrotóxico. Porém, esta constatação ainda não é capaz de explicar o aumento verificado no presente estudo, uma vez que este foi verificado apenas no dia 28 de abril, em ambos os tratamentos do grupo A, apesar de ser mais notável naquele contaminado.



**Figura 16: Concentrações médias de fósforo total nas unidades experimentais.**

A partir da concentração de fósforo total, foi determinado o grau de trofia inicial e final em cada tratamento, segundo o Índice de Estado Trófico modificado e sugerido por Lamparelli (2004). Os valores obtidos estão apresentados na Tabela 5, onde verifica-se diferenças entre o estado trófico do tratamento T4 e dos demais tratamentos que não receberam a adubação com NPK (grupo A). Assim, inicialmente, os tratamentos do grupo A foram classificados como eutróficos, exceto T4 (supereutrófico), sendo que os demais tratamentos do grupo B e C foram classificados como hipereutróficos. Em relação ao IET final, todos os tratamentos foram classificados como hipereutróficos.

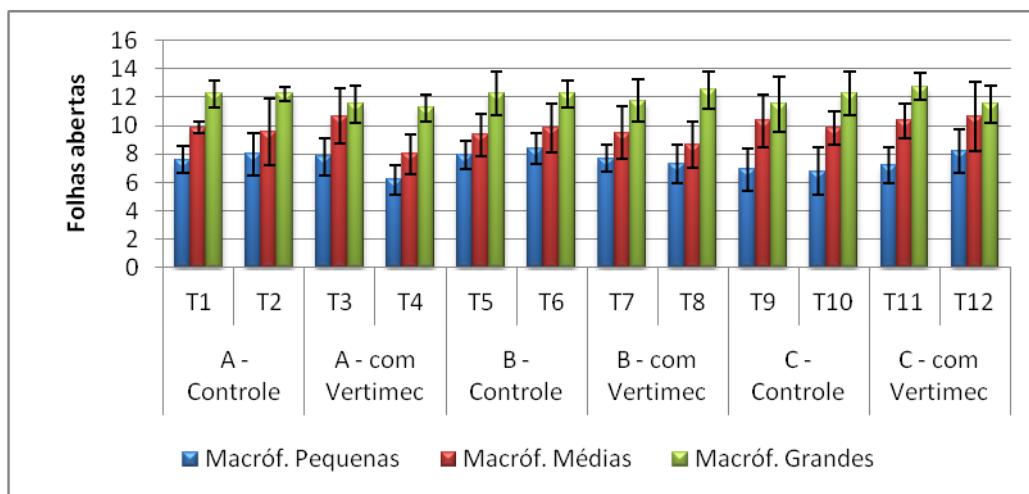
**Tabela 5:** Classificação inicial e final dos mesocosmos em relação ao grau de trofia, com base na concentração de fósforo total

<b>Tratamentos</b>	<b>Inicial</b>			<b>Final</b>		
	<b>P-total (<math>\mu\text{g.L}^{-1}</math>)</b>	<b>IET</b>	<b>Classificação</b>	<b>P-total (<math>\mu\text{g.L}^{-1}</math>)</b>	<b>IET</b>	<b>Classificação</b>
T1	101,82	62	Eutrófico	475,81	72	Hipereutrófico
T2	111,40	63	Eutrófico	417,00	71	Hipereutrófico
T3	109,36	63	Eutrófico	368,58	70	Hipereutrófico
T4	181,54	66	Supereutrófico	1634,70	79	Hipereutrófico
T5	1938,20	80	Hipereutrófico	1746,90	80	Hipereutrófico
T6	1864,80	80	Hipereutrófico	1660,40	79	Hipereutrófico
T7	2138,80	81	Hipereutrófico	1732,20	80	Hipereutrófico
T8	2146,50	81	Hipereutrófico	2910,00	83	Hipereutrófico
T9	2707,80	82	Hipereutrófico	2565,40	82	Hipereutrófico
T10	2968,90	83	Hipereutrófico	2899,00	83	Hipereutrófico
T11	3397,70	84	Hipereutrófico	2142,10	81	Hipereutrófico
T12	3346,40	84	Hipereutrófico	2916,40	83	Hipereutrófico

#### 4.2. Efeitos de Vertimec® 18 EC sobre *Pistia stratiotes*

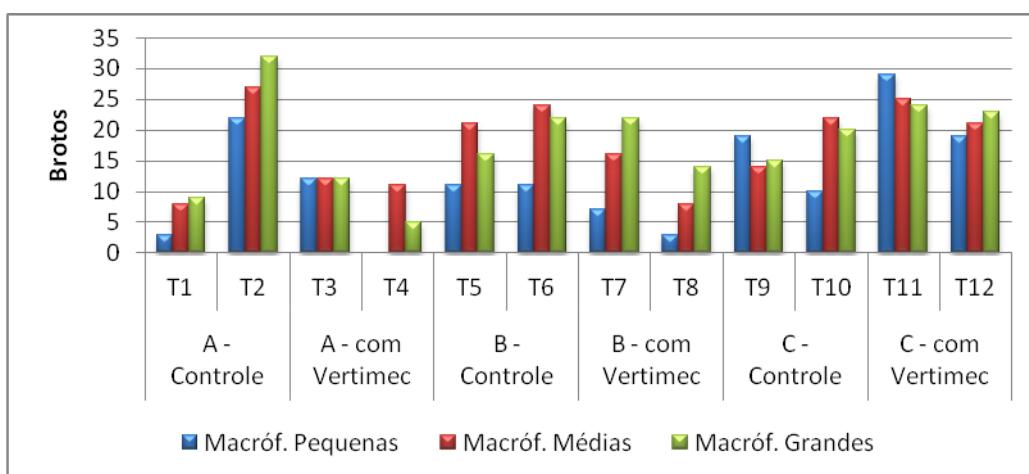
Os efeitos da adição do agrotóxico sobre *P. stratiotes* foram avaliados em função do número de folhas abertas, números de brotos, folhas com clorose e com necrose, além da diferença de biomassa.

Na Figura 17 pode-se observar o resultado do desenvolvimento das macrófitas em todos os tratamentos, com um número médio de folhas um pouco inferior nos tratamentos que receberam contaminante quando comparados com seus respectivos controles, com exceção dos tratamentos do grupo C, cuja quantidade de nutrientes é superior (inferindo, neste caso, uma compensação em relação ao efeito da absorção). No entanto, não se verificam grandes diferenças entre os tratamentos em função da adição diferenciada de NPK.



**Figura 17:** Número médio de folhas abertas das macrófitas de cada tratamento.

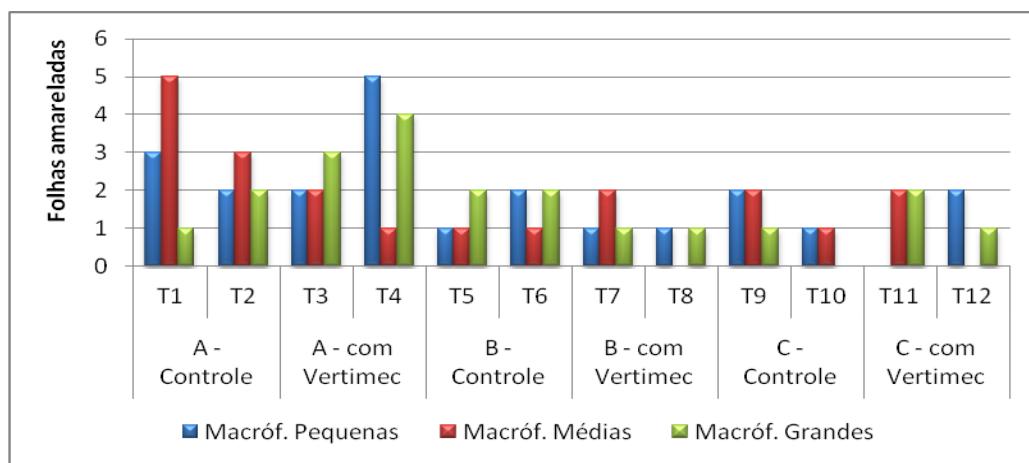
Como apresentado na Figura 18, os mesocosmos que apresentaram menor número de brotos pertencem ao grupo A (menor nível nutricional), com exceção do tratamento T2, cuja a quantidade de brotos em todos os tamanhos de macrófitas foi elevada. Novamente, os tratamentos do grupo C, que receberam o praguicida, apresentaram maior desenvolvimento de brotos do que seus controles.



**Figura 18:** Número de brotos das macrófitas de cada tratamento.

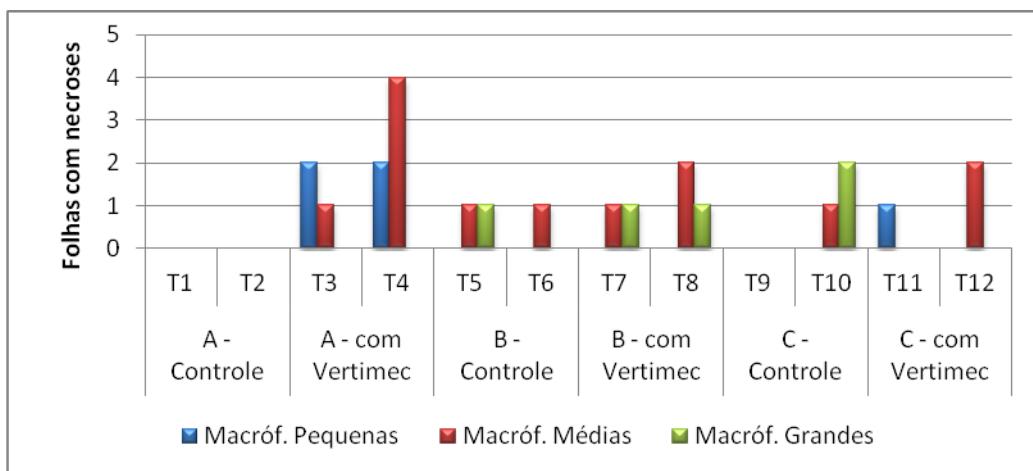
A Figura 19 apresenta o número de macrófitas que apresentaram folhas amareladas ao final do experimento. Observa-se que os mesocosmos com menor estado trófico se destacam

dos demais, sendo a maior quantidade de macrófitas pequenas amareladas observada em T4, que recebeu contaminante. É interessante notar que, também neste tratamento, não foram observados brotos em nenhuma macrófita pequena. Chama-se a atenção para as macrófitas de tamanho pequeno devido ao fato de, normalmente, estas serem as últimas a apresentar deficiências por estarem em estágio de desenvolvimento inferior às demais, que se encontram mais próximas à fase de senescência. Em relação aos sistemas intermediários e de maior grau de trofia, não são verificadas diferenças expressivas entre os valores apresentados pelos controles e tratamentos contaminados. De um modo geral, os mesocosmos do grupo B apresentaram mais folhas amareladas que os do grupo C.



**Figura 19:** Número de macrófitas que apresentavam folhas amareladas ao final do experimento em cada tratamento..

Avaliando-se a Figura 20, onde está indicado o número de macrófitas que apresentavam folhas com necrose ao final do experimento, pode-se perceber que apenas os tratamentos que receberam aplicação do agrotóxico possuíam macrófitas pequenas necrosadas (nos grupos A e C). Além disso, o tratamento menos eutrofizado foi aquele que mais se destacou (principalmente T4), com uma média de 2,0 macrófitas pequenas e 2,5 macrófitas médias necrosadas, indicando, possivelmente, o somatório do efeito do contaminante com a redução de nutrientes.



**Figura 20:** Número de macrófitas que apresentavam folhas com necroses ao final do experimento em cada tratamento.

As figuras 21 e 22 apresentam o comprimento e largura, respectivamente, da maior folha dos indivíduos de *P. stratiotes*. O mesmo padrão observado anteriormente em relação ao desenvolvimento de folhas abertas pode ser visualizado em ambas as figuras, onde os tratamentos com praguicida apresentaram valores mais baixos em relação a seus controles, com exceção do tratamento com maior estado nutricional. Nota-se, ainda, que não houve grande crescimento em relação às medidas iniciais. As médias de valores, tanto de comprimento como de largura, observadas no grupo A com contaminante, que se apresentaram menores do que no início do experimento, podem ser explicadas pelo fato da medida inicial também ser constituída por uma média de todos os tratamentos, podendo um deles ter iniciado o experimento com macrófitas de tamanho um pouco menor que nos demais, além destas terem apresentado pouco desenvolvimento.

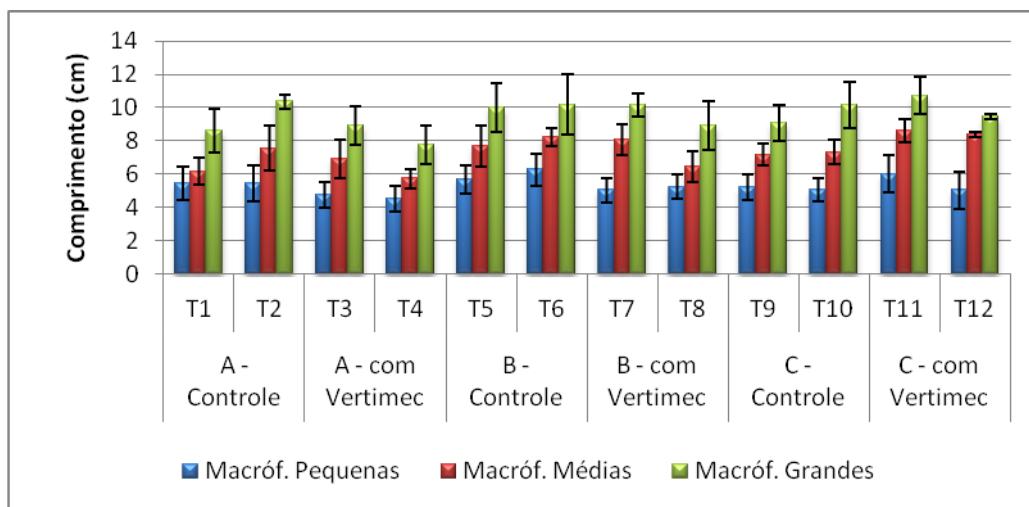


Figura 21: Média do comprimento da maior folha das macrófitas de cada tratamento.

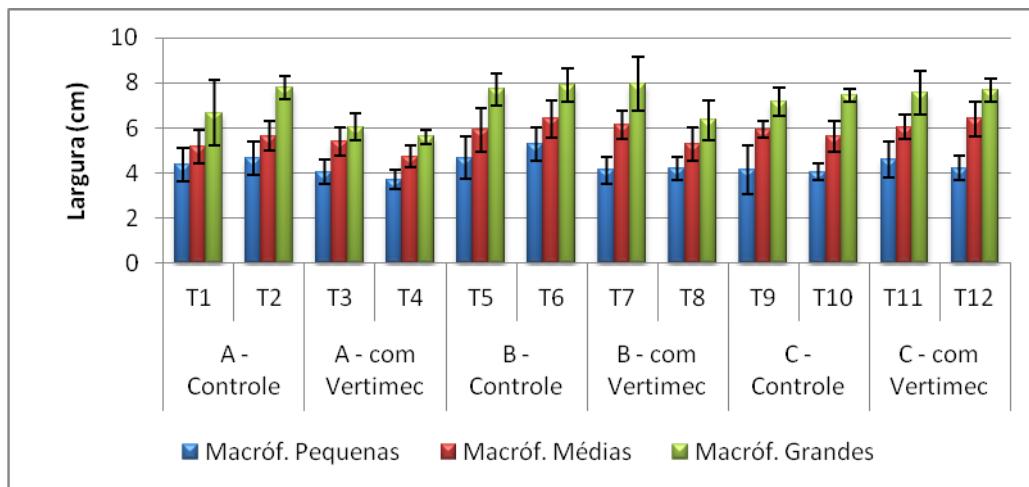
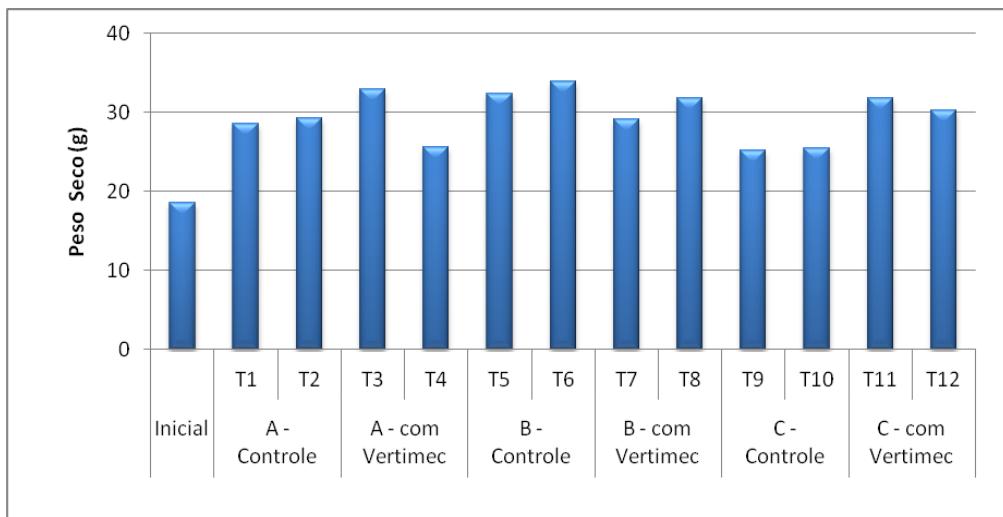


Figura 22: Média da largura da maior folha das macrófitas de cada tratamento.

O peso seco final das macrófitas de cada tratamento está indicado na Figura 23, observando-se o desenvolvimento das macrófitas em todos os tratamentos, cujos pesos ficaram entre 25,13g (T9 – grupo C) e 33,9g (T6 – grupo B). Nota-se que os tratamentos contaminados do grupo C apresentaram biomassa maior do que os controles, sendo esse comportamento também observado em T3 (grupo A). Em relação aos sistemas com nível de nutrientes intermediário, as macrófitas dos controles encontravam-se com peso maior ao final do experimento, apesar da diferença entre os tratamentos não ser muito pronunciada.



**Figura 23: Peso seco das macrófitas de cada tratamento.**

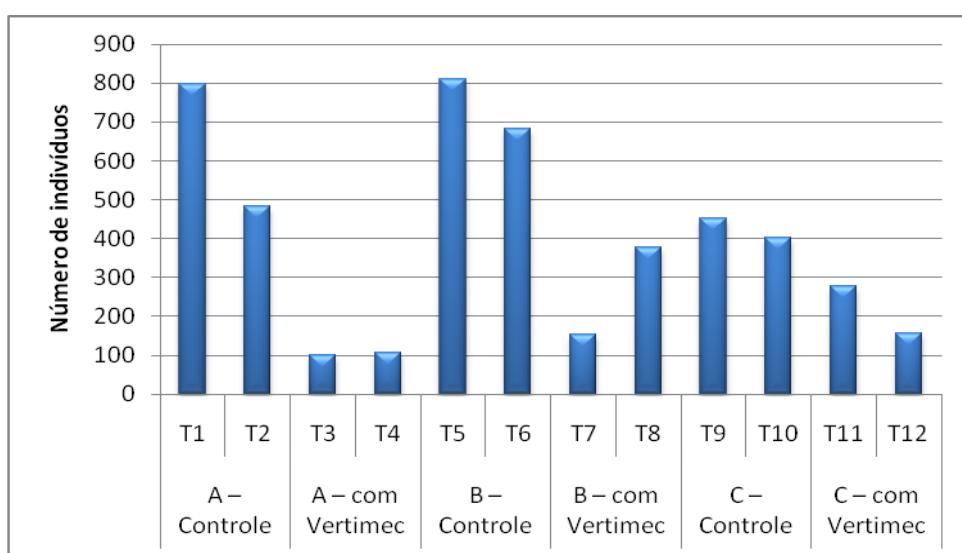
Mufarrege (2010), ao avaliar a resposta da macrófita *Pistia stratiotes* a metais pesados (Cr, Ni e Zn) e fósforo, constatou que em tratamentos com metais pesados onde foi também adicionado fósforo, a sensibilidade das macrófitas foi reduzida, atenuando a redução de crescimento da planta, além de provocar um aumento significativo da sua área transversal. Este fato pode, possivelmente, explicar o maior peso seco observado no tratamentos contaminados em relação aos controles dos grupos A e C, uma vez que a concentração de fósforo nestes sistemas é um pouco mais elevada devido à presença do contaminante.

#### **4.3. Composição da macrofauna associada às macrófitas no final do experimento em mesocosmos**

Na análise da macrofauna associada a *P. stratiotes* foram identificados 24 táxons, com um total de 4795 indivíduos, considerando todos os mesocosmos. A ordem de macroinvertebrados mais abundante, com 2700 indivíduos (56,3% da densidade total), foi Ostracoda, que pertence à classe Crustacea, do filo Arthropoda. A ordem Hemiptera (Insecta),

do filo Arthropoda, foi a segunda mais abundante, com 817 indivíduos (17%), seguida da classe Oligochaeta (14,8%). Os demais táxons se mantiveram em baixa abundância, menos de 10% do total. A composição total de macroinvertebrados e seus grupos funcionais podem ser visualizados na Tabela 6.

Comparando-se os mesocosmos em relação à abundância total (Figura 24), observam-se, em cada sistema trófico, valores mais elevados nos tratamentos controles em relação aos contaminados, onde o maior foi verificado em T5, no grupo B, e o menor em T3, no grupo A. A diferença entre os diferentes tratamentos do grupo A foram mais evidentes que os demais, sendo no do grupo C essa característica foi menos pronunciada, possivelmente, devido ao desenvolvimento das macrófitas dos mesocosmos controle e dos tratados com Vertimec®18 EC não terem sido muito distintos. As diferenças verificadas entre tratamento controle e contaminado caracterizam o efeito de Vertimec® 18 EC sobre a densidade numérica das populações, uma vez que, em relação às macrófitas aquáticas, esse efeito não foi tão evidenciado. , a resposta encontrada não poderia ter sido explicada pelas diferenças de biomassa das plantas, o que, a princípio poderia indicar maior ou menor substrato para colonização, oferta alimentar, abrigo, etc.



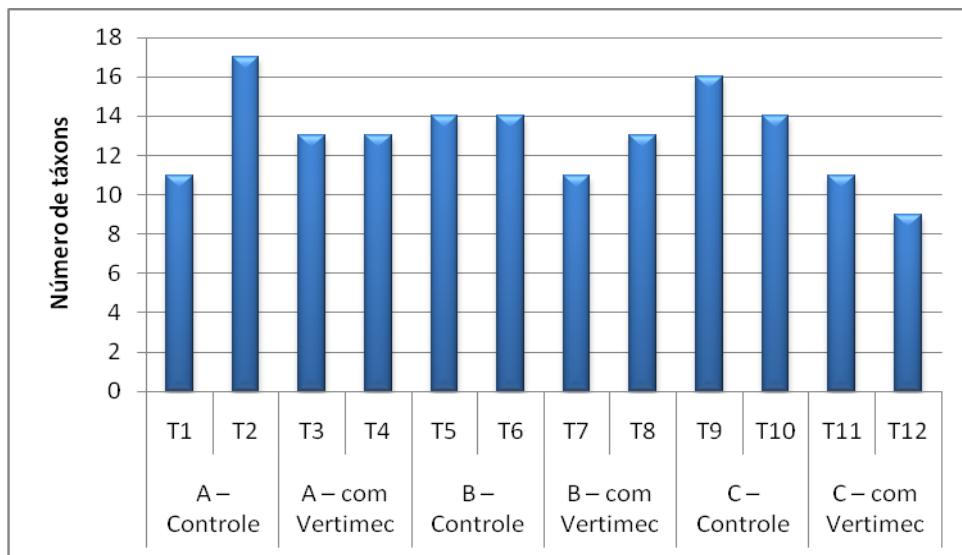
**Figura 24: Abundância total de macroinvertebrados nos mesocosmos.**

**Tabela 6:** Composição, abundância total e caracterização de grupo funcional da macrofauna associada a *P. stratiotes* nos diferentes tratamentos.

Grupo Taxonômico	Grupo Funcional	A - Controle		A - com Vertimec		B – Controle		B - com Vertimec		C - Controle		C - com Vertimec		
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	
<b>ARTHROPODA</b>														
<b>INSECTA</b>														
<b>Collembola</b>														
Isotomidae	Coletor-catador	1	3	-	-	-	1	-	2	1	2	2	-	
<b>Odonata</b>														
Coenagrionidae	Predador	-	1	1	1	1	3	-	-	1	1	-	-	
Libellulidae	Predador	-	3	-	1	-	-	-	1	1	-	-	-	
<b>Hemiptera</b>														
Gerridae	Predador	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ninfa jovem	Predador	86	77	30	54	76	79	60	37	74	113	88	41	
<b>Coleoptera</b>														
Curculionidae	Fragmentador	-	-	1	2	2	1	1	-	-	2	1	2	
Hydrophilidae	Raspador	2	2	-	1	-	-	-	1	-	-	-	-	
Noteridae	Predador	2	-	1	1	3	-	-	-	6	1	-	-	
Dytiscidae	Predador	-	4	4	3	4	1	4	4	-	2	2	2	
Dryopidae	Coletor-catador	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	
Staphylinidae	Predador	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	1	1	
<b>Díptera</b>														
Culicidae	Predador	4	1	-	-	10	20	-	14	52	-	-	-	

Chaoboridae	Predador	-	2	-	-	-	1	-	-	3	2	-	-
Ceratopogonidae	Predador	-	-	-	3	3	-	4	9	3	2	5	3
Chironomidae	Coletor-catador	10	3	1	-	12	9	-	-	3	8	-	-
Stratiomyidae	Coletor-catador	-	3	4	2	7	3	6	2	3	4	3	3
Pupa de díptera	-	3	1	-	-	-	5	-	-	1	-	-	-
<b>ARACHNIDA</b>													
Araneae	Predador	-	3	4	5	4	-	2	2	3	2	-	-
<b>CRUSTACEA</b>													
OSTRACODA	Coletor-filtrador	662	355	9	-	642	516	1	12	269	230	3	1
<b>ANNELIDA</b>													
<b>CLITELLATA</b>													
HIRUDINEA	Predador	-	5	2	11	5	2	10	11	1	-	3	-
OLIGOCHAETA	Coletor-catador	7	1	8	21	5	14	60	271	26	25	168	103
<b>MOLLUSCA</b>													
<b>GASTROPODA</b>													
<b>Basommatophora</b>													
Planorbidae	Raspador	20	17	34	1	36	26	3	10	4	7	2	1
<b>CNIDARIA</b>													
<b>HYDROZOA</b>													
<b>Riqueza de táxons</b>		11	17	13	13	14	14	11	13	16	14	11	9
<b>Total de indivíduos</b>		799	483	100	106	810	681	153	376	451	401	278	157

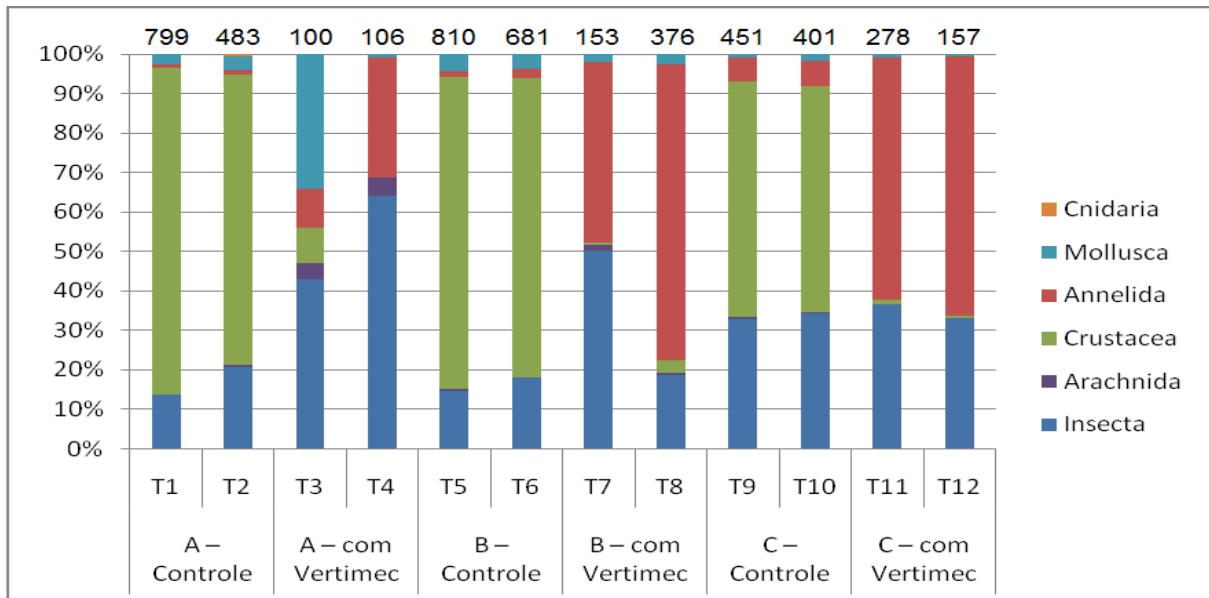
Comparando-se o número de táxons apresentado por cada tratamento (Figura 25), observa-se um valor mais elevado nos controles, com exceção de T1 (grupo A), sendo o maior valor também observado no grupo A, com 17 táxons. O menor número de táxons, 9, foi verificado em T12, tratamento contaminado do grupo C.



**Figura 25:** Número de táxons identificados nos mesocosmos.

Na Figura 26 pode-se observar o percentual dos grupos de macroinvertebrados de cada tratamento, verificando-se que os crustáceos, representados apenas pela sub classe Ostracoda, foram os organismos dominantes (centenas) em todos os mesocosmos não contaminados com o Vertimec® 18 EC, enquanto nos tratamentos contaminados, apenas doze indivíduos foram encontrados, indicando uma maior sensibilidade de Ostracoda ao agrotóxico. Ainda nestes tratamentos, aqueles com menor quantidade de adubo apresentaram dominância da classe Insecta, sendo que entre os insetos, a ordem Diptera se destacou das demais, especialmente as famílias Culicidae e Chironomidae, por apresentarem alta densidade apenas nos tratamentos controles, indicando, de forma similar à Ostracoda, uma maior sensibilidade ao agrotóxico. Nos tratamentos contaminados e com maior quantidade de nutrientes (grupo C) predominaram os organismos do filo Annelida, com destaque para a classe Oligochaeta. Nos

tratamentos do grupo B, contaminados com Vertimec® 18 EC, verificou-se composição diferenciada, com maior contribuição da classe Insecta em T7 e da classe Annelida em T8.



**Figura 26: Abundância relativa de macroinvertebrados associados à *P. stratiotes* nos diferentes tratamentos**

Na Tabela 7 são apresentados os valores de similaridade entre cada tratamento. A similaridade entre os indivíduos das réplicas dos mesocosmos do grupo A foi de 64% nos controles e 77% nos meios tratados com o agrotóxico. As réplicas do grupo C apresentaram similaridade de 80% das espécies nos meios controles e 90% nos contaminados. Já as espécies dos sistemas intermediários (grupo B) se comportaram de maneira diferente, demonstrando maior similaridade no ambiente sem o produto químico (79%) em relação ao contaminado (75%).

**Tabela 7:** Índice de similaridade de Sorensen (IS) de macrofauna entre os tanques.

	A – Controle		A – com Vertimec		B – Controle		B – com Vertimec		C – Controle		C – com Vertimec	
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12
<b>T1</b>	1	<b>0,64</b>	0,50	0,42	0,56	0,64	0,36	0,75	0,67	0,56	0,45	0,40
<b>T2</b>	-	1	0,67	0,60	0,71	0,84	0,57	0,73	0,85	0,71	0,57	0,46
<b>T3</b>	-	-	1	<b>0,77</b>	0,89	0,74	0,75	0,62	0,62	0,81	0,75	0,73
<b>T4</b>	-	-	-	1	0,81	0,59	0,75	0,77	0,69	0,74	0,67	0,64
<b>T5</b>	-	-	-	-	1	<b>0,79</b>	0,80	0,74	0,80	0,86	0,72	0,70
<b>T6</b>	-	-	-	-	-	1	0,64	0,67	0,80	0,79	0,72	0,61
<b>T7</b>	-	-	-	-	-	-	1	<b>0,75</b>	0,59	0,72	0,82	0,80
<b>T8</b>	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,76	0,67	0,67
<b>T9</b>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	<b>0,80</b>	0,59
<b>T10</b>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,72
<b>T11</b>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	<b>0,90</b>
<b>T12</b>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1

Os resultados dos índices de diversidade de Shannon ( $H'$ ), riqueza de Margalef ( $\alpha$ ) e equabilidade de Pielou ( $J'$ ) são apresentados na Tabela 8.

**Tabela 8:** Índices de diversidade, riqueza e equabilidade calculados para a macrofauna de cada tratamento.

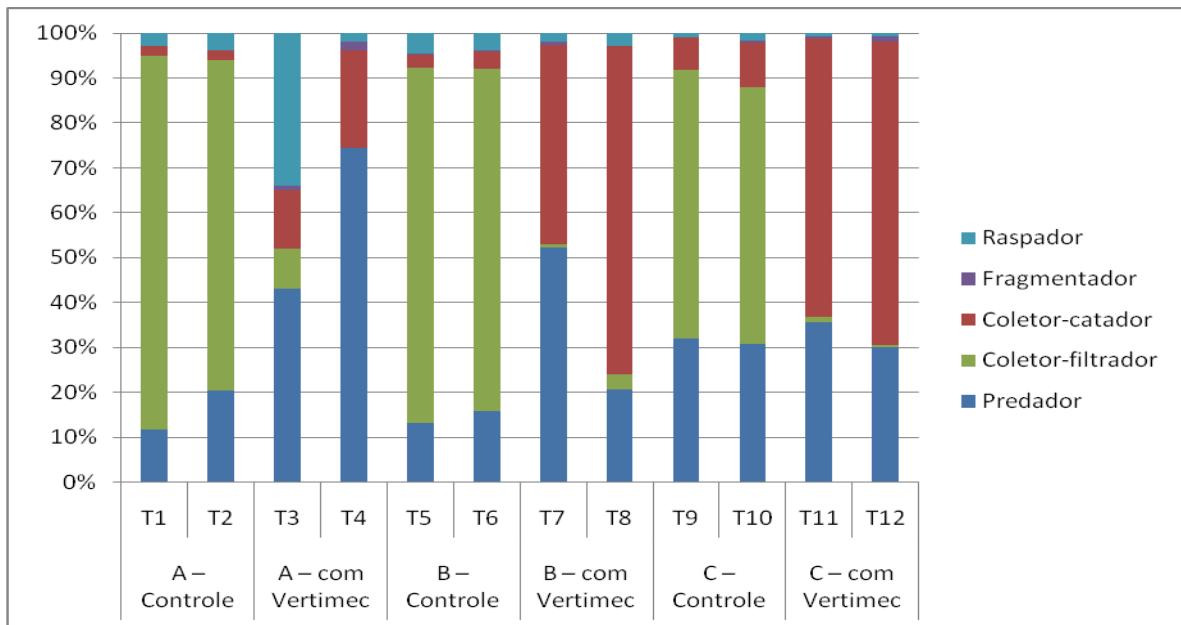
Índices	A – Controle		A – com Vertimec		B – Controle		B – com Vertimec		C – Controle		C – com Vertimec	
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12
$H'$	0,30	0,43	0,80	0,70	0,38	0,42	0,65	0,50	0,59	0,54	0,45	0,43
$\alpha$	3,45	5,96	6,00	5,93	4,47	4,59	4,58	4,66	5,65	4,99	4,09	3,64
$J'$	0,12	0,15	0,31	0,27	0,15	0,16	0,27	0,19	0,21	0,20	0,19	0,19

Os índices calculados mostram uma diversidade de táxons superior nos sistemas que receberam menor adição de NPK (grupos A e B) e que foram contaminados com Vertimec® 18 EC em relação aos não contaminados, ao contrário dos sistemas com maior adição de NPK (grupo C), onde a diversidade foi maior nos tratamentos não contaminados. Ainda em relação aos grupos A e B, verifica-se que a maior diversidade ocorreu nos tratamentos do grupo A com Vertimec® 18 EC (0,80 e 0,70), seguido pelo grupo B com Vertimec® 18 EC (0,65 e 0,50), nos quais a abundância foi menor em relação aos grupos considerados controle.

É importante salientar que nos tratamentos com adição do praguicida, várias espécies apareceram em quantidade muito inferior quando comparadas aos tratamentos que não receberam contaminante, com destaque para a classe Ostracoda e ordem Diptera. Devido ao fato das equações dos índices aplicados resultarem em valores menores em situações onde ocorre grande quantidade de indivíduos de uma única espécie, estes podem não refletir claramente o efeito do agrotóxico, uma vez que são apropriados para caracterizar comunidades mais desenvolvidas do que as existentes no mesocosmos estudados.

Em relação aos grupos funcionais, foram encontrados, no total, 13 táxons considerados predadores (1097 indivíduos), 6 táxons de coletores-catadores (970 indivíduos), um táxon coletor-filtrador (2700 indivíduos), um táxon de fragmentador (12 indivíduos) e um táxon raspador (6 indivíduos). A Figura 27 permite avaliar o percentual de cada grupo em cada tratamento. Em todos os tratamentos controles há predominância dos organismos coletores-filtradores (representados pelos crustáceos da classe Ostracoda), onde os maiores percentuais foram observados nos sistemas com menor adição de NPK (grupos A e B). Procedidos por estes, encontram-se os indivíduos predadores. Nos tratamentos contaminados do grupo C (onde há maior quantidade de nutrientes) predominam os indivíduos coletores-catadores. Em

relação aos tratamentos dos grupos A e B, parte apresentou maior número de organismos coletores-catadores e parte predadores.



**Figura 27: Distribuição percentual dos grupos funcionais nos mesocosmos.**

Segundo Halley et al (1993), a característica da abamectina de sofrer fotodegradação e de se ligar firmemente ao solo e sedimento indica que apenas um pequena fração do produto se deslocaria até os cursos d'água, sendo rapidamente eliminada do ambiente aquático, sem ocorrer acumulação. Wislocki (1989) verificou ainda que os produtos resultantes da degradação da abamectina chegam a ser 160 vezes menos tóxicos ao microcrustáceo *Daphnia magna* do que o composto original.

Porém, outros estudos tem observado o efeito extremamente tóxico da abamectina tanto em microcrustáceos como em outros macroinvertebrados. Novelli (2010), estudou os efeitos do próprio Vertimec® 18 EC em comunidades zooplânctônicas, onde o agrotóxico foi aplicado diretamente ( $40\mu\text{g}$  de abamectina/L) e associado ao *runoff* (com  $4\mu\text{g}$  de abamectina/L) em diferentes mesocosmos. Os resultados demonstraram que, em ambas as

formas, houve alterações na estrutura e funcionamento da comunidade zooplânctônica, com efeitos agudos (mortalidade) e crônicos (reprodução) especialmente para Copepoda e Cladocera, que não ocorreram em nenhum período no tanque com concentração mais elevada do produto. Ao contrário dos tanques contaminados, verificou-se um aumento progressivo da densidade destes organismos ao longo do período experimental nos tratamentos controle. Tais resultados se assemelham aos obtidos no presente estudo.

Braun (2008) realizou também testes com *runoff* e com Vertimec® 18 EC, detectando alta toxicidade do produto para *Daphnia similis* e *Ceridaphnia dubia*, sendo que esta última apresentou efeitos letais para o valor de EC<sub>50;48h</sub> encontrado para *D. similis* (4,16µg de abamectina/L). Comparando os resultados apresentados pelo produto aplicado diretamente aos organismos, verificou-se uma EC<sub>50;48h</sub> de abamectina igual a 0,71µg.L<sup>-1</sup> para *D. similis*, muito menor a encontrada no *runoff*, indicando o maior potencial tóxico do produto.

Ali et al. (1997) estudaram o agrotóxico AVID® 0.15CE, cujo princípio ativo é a abamectina. O produto foi aplicado em lagoas experimentais, em concentrações variando entre 3,13 e 50 µg L<sup>-1</sup>, respectivamente. Os resultados encontrados demonstram toxicidade elevada em baixas concentrações para a comunidade de Cladocera e Copepoda. A classe Ostracoda, por sua vez, se apresentou altamente inconsistente em termos de números e variabilidade espacial, tanto no controle como no tratamento, demonstrando aumento em alguns tratamentos durante o período posterior à contaminação. Ninfas de Ephemeroptera, lavas e adultos de Coleoptera e ninfas e adultos de Hemiptera estiveram presentes na maioria das amostras pré e pós-tratamento, mas seus números individuais a nível de família ou ordem foram muito pequenos para permitir uma análise estatística válida. Assim, eles foram avaliados em dois grupos: insetos imaturos (larvas e ninfas), que sofreram efeitos adversos com a menor concentração testada, e insetos adultos, nos quais não foram verificados efeitos maléficos. Larvas de Chironomidae nos sistemas contaminados foram fortemente afetadas

pela abamectina, cuja menor tconcentração provocou redução de 94% dos organismos em 7 dias após a contaminação. Essa alta sensibilidade de Chironomidae foi também verificada neste experimento, onde em apenas um dos tanques contaminados foi verificada a presença de um indivíduo da família, enquanto todos os controles apresentaram vários indivíduos.

Tisler e Erzen (2006), verificaram elevada toxicidade da abamectina a *Daphnia magna*, com  $CE_{50} = 49,3\mu\text{g.L}^{-1}$ , concentração próxima da testada no presente estudo. Os autores demonstraram também que a toxicidade do produto para algas é mais baixa ( $CE_{50} = 15,5\text{mg.L}^{-1}$  para *Pseudokirchneriella subcapitata*) do que para o zooplâncton, o que pode ocasionar um sério distúrbio no equilíbrio do sistema, com a mortalidade de zooplâncton e o conseqüente aumento de fitoplâncton em função da diminuição de seus predadores (NOVELLI, 2010).

Estudos são também encontrados a respeito de outras substâncias pertencentes ao grupo das Avermectinas, como é caso da ivermectina. Sanderson et. al. (2007) realizaram um estudo em mesocosmos, com quatro concentrações do composto (variando de 30 a 1000 ng. L<sup>-1</sup>). Verificou-se que Cladocera foi o organismo mais sensível. Copepoda apresentou efeito negativo significativo na abundância e riqueza somente na concentração mais elevada. Nesse experimento, com duração de 265 dias, foi possível verificar a alta persistência da ivermectina no sedimento, cuja concentração permaneceu estável até o término do período.

Brinke et. al. (2010) analisou sua toxicidade no sedimento, que foi contaminado com soluções de 1,1; 10,9 e 54,3 mg.L<sup>-1</sup> do composto e, então, misturado á água. Em seu estudo, verificou que a abundância de cladóceros foi significativamente afetada nos tratamentos de baixa, média e alta concentrações. A classe Ostracoda apresentou uma diminuição no número de indivíduos a partir do sétimo dia em todos os tratamentos e controles. Porém, notou-se uma recuperação da abundância nos controles e nos tratamentos com baixa e média taxa. Em contraste, a abundância no tratamento de maior dosagem foi significativamente menor do que

nos controles durante todo o experimento. Nestes microcosmos, menores abundâncias foram obtidas nos dias 7 e 14 e apenas alguns indivíduos foram encontrados esporadicamente no início no dia 28. Os resultados demonstram a facilidade de adsorção do composto em partículas (tanto do sedimento como suspensas) e sua alta persistência em ambientes aquáticos. Como os Ostracoda são organismos coletores-filtradores, alimentando-se de partículas suspensas na coluna d'água, os efeitos tóxicos da abamectina podem ser mais pronunciados nestes do que nos demais organismos aquáticos.

Brinke et al. (op. cit) observaram ainda o comportamento de Oligochaeta, cujas abundâncias no controle e nos tratamentos de níveis baixo e médio de ivermectina iniciaram altas e decaíram após as duas primeiras semanas. Já no tratamento com a maior concentração do produto, as abundâncias foram menores nas primeiras duas semanas (significativamente menor do que o controle no dia 7), mas, a partir do dia 56, esses números foram consistentemente superiores em relação aos demais tratamentos.

## 5. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos no experimento demonstram que o Vertimec®18 EC, agrotóxico utilizado, causou efeitos diferenciados nas macrófitas aquáticas, em função da classe de tamanho da planta (pequena, média e grande) e do estado nutricional do sistema. Verificou-se nos sistemas com concentrações menores de nutrientes que os tratamentos contaminados com o agrotóxico apresentaram números médios menores de folhas abertas, brotos, comprimento e largura da maior folha quando comparados com seus respectivos controles. Ao contrário, nos mesocosmos que receberam maior concentração de NPK, esses parâmetros foram maiores nos sistemas contaminados. Os sistemas contaminados se destacaram por serem os únicos a apresentarem macrófitas pequenas necrosadas, nos grupos com a maior e a menor concentração de nutrientes.

Em relação à macrofauna associada, nos tratamentos com menor adição de adubo a distribuição e a diversidade de táxons foram superiores nos mesocosmos com Vertimec®18 EC do que nos respectivos controles, enquanto que os sistemas com maior adição de NPK apresentaram maior diversidade e melhor distribuição nos tratamentos não contaminados. Porém, ao analisar os táxons separadamente, nota-se alguns organismos mais sensíveis ao contaminante, como a classe Ostracoda e ordem Diptera. Outros organismos, por sua vez, demonstraram ser mais tolerantes às variações no meio impostas pela adição do Vertimec®18EC, como os da classe Oligochaeta.

Diferenças na qualidade da água foram também verificadas, refletindo, nesta situação, os efeitos das próprias macrófitas bem como da adição do contaminante.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGROFIT 98. **Informações de produtos fitossanitários registrados no MA** [programa de computador]. Brasília (DF): Coordenação de Fiscalização de Agrotóxicos, Ministério da Agricultura e Abastecimento. 1998.

ALI, A.; XUE, R. D.; ALAM, S. K. Ecotoxicological effects of abamectin (MK-936) on natural populations of selected invertebrates in man-made ponds. Editorial. **Med. Entomol. Zool.**, n. 48, p. 233–241, 1997.

APHA. **Standard methods**. American Public Health Association, Washington, DC, 19 ed, 1995.

BOYCE, C. B. C.; TYSSUL-JONES, T. W.; VAN TONGEREN, W. A. A new molluscicidal activity of N-tritylmorpholine. Editorial. **Bull. Wld. Hlth. Org.**, n. 37, p. 1-11, 1967. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2554215/?page=1>>. Acesso em: 4 de julho de 2010.

BRASIL. Lei nº 7802, de 11 de julho de 1989. Dispões 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. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 12 jul. 1989.

BRAUN, A. S. **Efeitos ecotoxicológicos dos resíduos do Vertimes 18EC® utiliza do na agricultura em organismos planctônicos**. 2008. 82 f. Dissertação (Graduação em Engenharia Ambiental) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2008.

BRINKE, M.; HÖSS, S.; FINK, G.; TERNES, T. A.; HEININGER, P. TRAUNSPURGER, W. Assessing effects of the pharmaceutical ivermectin on meiobenthic communities using freshwater microcosms. Editorial. **Aquatic Toxicology**, v. 99, n. 2, p. 126-137, ago. 2010.

BROCK, T. C. M.; WIJNGAARDEN, R. P. A.; VAN GEEST, G. J. **Ecological risks of pesticides in freshwater ecosystems** - Part 2: Insecticides, Wageningen: Alterra-report 089, 2000, 142 p.

CAIRNS JR, J.; NIEDERLEHNER, B.R. **Ecological toxicity testing: scale, complexity and relevance**. Boca Raton: Lewis Publishers, 1995. 228 p.

CARR, J.F., HILTUNEN, J.K. Changes in the bottom fauna of western Lake Eire from 1930 to 1961. Editorial. **Limnol. Oceanog.**, v.10, p.551-569, 1965.

CHASIN, A. A. M.; PEDROZO, M. F. M. O estudo da toxicologia. In: AZEVEDO, F. A.; CHASIN, A. A. M. (Org.). **As bases toxicológicas da ecotoxicologia**. São Carlos: Rima, 2003, v.1, p. 1-25.

CÓ, L. M. **Distribuição de Oligochaeta na represa do Lobo (Estado de São Paulo, Brasil)**. 1979. 169 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1979.

COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO (CETESB). **IET -Índice do Estado Trófico**. (2009). Disponível em: <[http://www.cetesb.sp.gov.br/Aqua/rios/indice\\_iva\\_iet.asp](http://www.cetesb.sp.gov.br/Aqua/rios/indice_iva_iet.asp)>. Acesso em: 20 de agosto de 2010.

COOPER, R. J. Volatilization as an avenue for pesticide dissipation. Editorial. **J. Int. Turf. Res. Soc.**, v. 7, p. 116-126. 1993.

DUARTE, M. A. C.; CEBALLOS, B. S. O.; KONIG, A.; MELO, S. H. N.; ARAÚJO, H. J. A. Índice do Estado Trófico de Carlson (IET) aplicado em corpos aquáticos lênticos do nordeste do Brasil. In: **Asociación Peruana de Ingeniería Sanitaria y Ambiental; AIDIS: Gestión ambiental en El siglo XXI**. Lima: APIS, 1998, p 1-5.

EDWARDS, R. W.; EGAN, H.; LEARNER, M. A.; MARIS, P. J. The control of Chironomid larvae in ponds using TDE (DDD). Editorial. **J. appl. Ecol.**, n. 1, 1964, p. 97-117.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de limnología**. Rio de Janeiro: Interciência/FINEP, 1998, 2 ed. 575 p.

FERNICOLA, N. A. G. G., BOHRER-MOREL, M. B. C., BAINY, A. C. D. Ecotoxicologia. In: AZEVEDO, F. A.; CHASIN, A. A. M. (org.). **As bases boxicológicas da ecotoxicologia.** São Carlos: Rima, 2003, v.1, p. 221-142.

GOLTERMAN, H. L.; CLYNO, R. S.; OHNSTAD, M. A. M. **Methods for Physical and Chemical Analysis of Fresh Water** (IBP Handbook N°8). 2 ed., 1978.

HALLEY, B. A.; VANDENHEUVEL, W. J. A.; WISLOCK, P. G. Environmental effects of avermectins in livestock. Editorial. **Vet. Parasitol.**, n. 48, p. 109-125. 1993.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS (IBAMA). Portaria nº 84, de 15 de outubro de 1996. Estabelece critérios a serem utilizados junto ao IBAMA, para efeito de registro e avaliação do potencial de periculosidade ambiental (ppa) de agrotóxicos, seus componentes e afins.

JOHNSON, R. K.; WIEDERHOLM, T. & ROSENBERG, D. M.. Freshwater biomonitoring using individual organisms, populations, and species assemblages of benthic macroinvertebrates. In: ROSENBERG, D. M.; RESH, V. H. (ed.) **Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates**. New York: Chapman & Hall, 1993, p. 40-158.

KOROLEFF, F. **Determination of Ammonia In Methods of Seawater Analysis**, K. Grasshoff, ed. Verlag Chemie, p. 126-133, 1976.

KREIS, R.D. Response of benthic macroinvertebrates to agricultural wastes transported by the Klamath River, Klamath Falls to Teno, Oregon, Klamath River Basin Study. Editorial. **Fed. Wat. Pollut. Control. Adm.**, v.3, p.1-18, 1966.

LAMPARELLI, M. C. **Grau de trofia em corpos d'água do estado de São Paulo: avaliação dos métodos de monitoramento.** 2004. 238 f. Dissertação (Doutorado) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2004.

MACEK, K. J.; HUTCHINSON, C.; COPE, O.B. The effects of temperature on the susceptibility of bluegills and rainbow trout to selected pesticides. Editorial. **Bull. Envir. Cont. Toxic.**, v. 4, 1969, p. 174-183.

MASUTTI, M. B. **Distribuição e efeitos de cromo e cobre em ecossistemas aquáticos: uma análise laboratorial e in situ (experimentos em micro e mesocosmos)**. 2004. 371 f. Dissertação (Doutorado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2004.

MERRITT, R. W.; CUMMINS, K. W. Ecology and distribution of aquatic insects. In: MERRITT, R. W.; CUMMINS, K. W. (Ed.) **An introduction to the aquatic insects of North America**. 3 ed. Dubuque: Kendall-Hunt, 1996, p. 74-86

MEYLING, A. H.; PITCHFORD, R. J. Physico-chemical properties of substances used as molluscicides. Editorial. **Bull. Wld. Hlth. Org.**, n. 34, 1966, p. 141-146. Disponível em < [http://whqlibdoc.who.int/bulletin/1966/Vol34/Vol34-No1/bulletin\\_1966\\_34\(1\)\\_141-146.pdf](http://whqlibdoc.who.int/bulletin/1966/Vol34/Vol34-No1/bulletin_1966_34(1)_141-146.pdf) > Acesso em: 4 de julho de 2010.

MUFARREGE, M. M.; HADAD, E. H.; MAINE, M. A. Response of Pistia stratiotes to Heavy Metals (Cr, Ni and Zn) and Phosphorus. Editorial. **Arch Environ Toxicol**, v. 58, 2010, p. 53-61.

MUGNAI, R.; NESSIMIAN, J. L.; BAPTISTA, D. F. **Manual de Identificação de Macroinvertebrados Aquáticos do Estado do Rio de Janeiro**. 1 ed. Rio de Janeiro: Technical Books, 2010. 176 p.

MUIRHEAD-THOMSON, R. C. **Pesticides and Freshwater fauna**. London and New York: Academic Press, 1971, p. 181-195.

MUIRHEAD-THOMSON, R. C. **Pesticide impact on stream fauna with special reference to macroinvertebrates**. New York: Cambridge University Press, 1987. 275 p.

NOVELLI, A. **Distribuição e efeitos de Vertimec EC versus abamectina em ecossistemas aquáticos: uma análise laboratorial e in situ (experimentos em mesocosmos)**. 2010. Dissertação (Doutorado) - Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2010.

PERES, F.; MOREIRA, J. C. **É veneno ou é remédio?** Agrotóxicos, saúde e ambiente. Rio de Janeiro: FIOCRUZ, 2003. 384 p.

PHILIPS, D. J. H.; RAINBOW, P. S. **Biomonitoring of Trace Aquatic Contaminants.** Londres: Chapman & Hall, 1993, p. 65-78.

PINHO, L. C. Diptera. In: FROEHLICH, C.G. (org.) **Guia on-line:** Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do Estado de São Paulo. 2008. Disponível em: <<http://sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/guiaonline>> Acesso em: 10 jan. 2010.

POMPÊO, M. L. M.; MOSCHINI-CARLOS, V. Macrófitas aquáticas e perifítion: aspectos ecológicos e metodológicos. São Carlos: Rima. 2003.

SANDERSON H.; LAIRD, B.; POPE, L.; Brain, R.; Wilson, C.; JOHNSON, D.; BRYNING, G.; PEREGRINE, A. S.; BOXALL, A.; SOLOMON, K.. Assessment of the environmental fate and effects of ivermectin in aquatic mesocosms. Editorial. **Aquatic Toxicology**, v. 85, p. 229–240, 2007.

SANTOS, C. M. **Distribuição espacial e temporal da fauna mesobentônica da Represa de Jurumirim (Rio Paranapanema - SP).** 1995. 147 f. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 1995.

SANTOS, D. M. M. **Toxicidade de herbicidas em macrófitas aquáticas.** 1994. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 1994.

SCHAEFER, A. **Fundamentos de ecologia e biogeografia das águas continentais.** Porto Alegre: Editora da Universidade, 1985. 532 p.

SCHEEBALM, M. V. **Biomonitoring of herbicide impact using aquatic macrophytes: Laboratory and Field studies for the evaluation of potential toxicity on aquatic plants.** 2006. 181 f. Dissertação (Doutorado) – Albert Ludwigs, Universitat Freiburg, Freiburg, 2006. Disponível em < <http://www.freidok.uni-freiburg.de/volltexte/2450/pdf/VervlietScheebaum2006.pdf>> Consultado em: 10 de agosto de 2010.

SYNGENTA PROTEÇÃO DE CULTIVOS LTDA. **Registro Secretariada agricultura sob nº 001.** 2007.

- SPACIE A.; HAMELINK, J.L. Bioaccumulation. In: RAND, G.R.; PETROCELLI, S.R. Fundamentals of aquatic toxicology. New York: Hemisphere Publishing Corporation, 1985. p.495-525.
- STEEL, J. W. Pharmacokinetics and metabolism of avermectins in livestock. Editorial. **Veterinary Parasitology**, n. 48, p. 45-57, 1993.
- STRONG L. Overview: the impact of avermectins on pastureland ecology. Editorial. **Veterinary Parasitology**, n. 48, p. 3-17, 1993.
- STRUFE, R.; GONNERT, R. Comparative studies on the influence of environmental factors upon the efficiency of Bayluscide. Editorial. **Pflanzenschutz Nachrichten Bayer**, v. 15, p.50-70, 1962.
- TISLER, T.; ERZEN, N. K. Abamectin in the aquatic environment. Editorial. **Ecotoxicology**, v. 15, n. 6, p.495-502. 2006.
- VEIGA, M. M.; SILVA, D. M.; VEIGA, L. B. E.; FARIA, M. V. C. Análise da contaminação dos sistemas hídricos por agrotóxicos numa pequena comunidade rural do sudeste do Brasil. Editorial. **Cad. Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 22, n. 11, p. 2391-2399. 2006.
- VIEIRA, B. H. **Efeitos do agrotóxico Vertimec® no fitoplâncton: um estudo laboratorial e “in situ”**. 2010. 181p. Dissertação (Mestrado) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, 2010.
- WASHINGTON, H. G. Diversity, biotic and similarity indices. A review with special relevance to aquatic ecosystems. Editorial. **Water Research**, v. 18, p. 653-694. 1984.
- WENDT-RASCH, L.; VAN DEN BRINK, P. J.; CRUM, S. J. H.; WOIN, P. The effects of a pesticide mixture on aquatic ecosystems differing in trophic status: responses of the macrophyte *Myriophyllum spicatum* and the periphytic algal community. Editorial. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, n. 57, p. 383-398. 2004.
- WETZEL, R. G. Limnologia. Barcelona: Ediciones Omega, 1981, 679 p.

WISLOCKI, P. G.; GROSSO, L. S.; DYBAS, R. A. Environmental aspects of abamectin use in crop protection. In: CAMPBELL, W. C. (Editor), Ivermectin and Abamectin. New York: Springer, 1989, p. 182-200.

WORLD HEALTH ORGANIZATIONN (WHO). **Snail Control in the Prevention of Bilharziasis.** Geneva: Monograph Series WHO, n. 5, 1965, 225 p.

ZAGATTO, P. A. **Ecotoxicologia aquática:** princípios e aplicações. São Carlos: Rima, 2006. 464 p.

## 7. APÊNDICE

**Tabela I:** Valores de pH da água de cada unidade experimental.

Unidades Experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai	Média do Período
A -	<b>T1</b>	6,10	6,23	6,33	6,65	6,73	6,48	6,42 ± 0,24
<b>Controle</b>	<b>T2</b>	5,84	6,27	6,19	6,47	6,48	6,60	6,31 ± 0,27
A - com	<b>T3</b>	5,74	5,84	5,89	6,07	6,13	6,07	5,96 ± 0,16
<b>Vertimec</b>	<b>T4</b>	5,78	5,70	5,78	5,99	5,95	5,88	5,85 ± 0,11
B -	<b>T5</b>	5,79	6,25	6,17	6,36	6,27	6,26	6,18 ± 0,20
<b>Controle</b>	<b>T6</b>	6,05	6,06	6,04	6,25	6,20	6,23	6,14 ± 0,10
B - com	<b>T7</b>	6,05	5,60	5,75	5,87	5,79	5,86	5,82 ± 0,15
<b>Vertimec</b>	<b>T8</b>	5,98	5,75	5,76	5,96	5,85	5,92	5,87 ± 0,10
C -	<b>T9</b>	5,98	6,04	6,15	6,31	6,21	6,21	6,15 ± 0,12
<b>Controle</b>	<b>T10</b>	6,05	6,03	6,08	6,21	6,16	6,21	6,12 ± 0,08
C - com	<b>T11</b>	6,01	5,71	5,84	5,93	5,84	5,88	5,87 ± 0,10
<b>Vertimec</b>	<b>T12</b>	5,96	5,80	5,83	6,02	6,02	6,01	5,94 ± 0,10

**Tabela II:** Valores de condutividade ( $\mu\text{S} \cdot \text{cm}^{-1}$ ) da água de cada unidade experimental.

Unidades Experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai	Média do Período
A -	<b>T1</b>	93	99	100	104	134	86	102 ± 16
<b>Controle</b>	<b>T2</b>	101	110	108	108	110	102	106 ± 4
A - com	<b>T3</b>	97	104	104	105	102	106	103 ± 3
<b>Vertimec</b>	<b>T4</b>	65	96	82	90	91	98	87 ± 12
B -	<b>T5</b>	293	287	279	269	260	244	272 ± 18
<b>Controle</b>	<b>T6</b>	278	272	263	254	242	227	256 ± 19
B - com	<b>T7</b>	278	265	257	247	235	225	251 ± 19
<b>Vertimec</b>	<b>T8</b>	270	260	253	245	228	214	245 ± 20
C -	<b>T9</b>	463	457	449	441	430	414	442 ± 18
<b>Controle</b>	<b>T10</b>	455	449	439	433	424	411	435 ± 16
C - com	<b>T11</b>	460	435	423	410	391	363	413 ± 34
<b>Vertimec</b>	<b>T12</b>	447	424	416	405	394	376	410 ± 24

**Tabela III:** Valores da concentração de oxigênio dissolvido ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

Unidades Experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai	Média do Período
A -	<b>T1</b>	4,83	3,27	3,10	2,65	2,51	3,26	$3,27 \pm 0,83$
<b>Controle</b>	<b>T2</b>	4,81	3,30	3,57	3,56	2,74	2,53	$3,42 \pm 0,81$
A - com	<b>T3</b>	5,12	3,80	3,57	3,02	3,18	2,61	$3,55 \pm 0,88$
<b>Vertimec</b>	<b>T4</b>	4,56	3,45	3,39	2,22	2,43	1,44	$2,92 \pm 1,11$
B -	<b>T5</b>	5,14	3,52	3,76	3,61	3,43	2,81	$3,71 \pm 0,77$
<b>Controle</b>	<b>T6</b>	5,35	3,78	3,69	3,13	3,30	2,98	$3,71 \pm 0,86$
B - com	<b>T7</b>	4,72	3,21	2,77	2,34	2,82	2,05	$2,99 \pm 0,94$
<b>Vertimec</b>	<b>T8</b>	4,92	3,45	2,62	3,04	3,39	2,69	$3,35 \pm 0,84$
C -	<b>T9</b>	5,04	3,29	3,55	4,30	3,66	3,46	$3,88 \pm 0,66$
<b>Controle</b>	<b>T10</b>	5,78	3,84	4,32	4,18	3,64	3,17	$4,16 \pm 0,89$
C - com	<b>T11</b>	4,32	2,90	2,65	3,03	3,24	1,81	$2,99 \pm 0,82$
<b>Vertimec</b>	<b>T12</b>	4,25	3,21	3,56	3,45	3,53	2,62	$3,44 \pm 0,53$

**Tabela IV:** Valores da temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ) da água de cada unidade experimental.

Unidades Experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai	Média do Período
A -	<b>T1</b>	25,4	23,5	21,6	20,8	21,6	19,4	$22,1 \pm 2,1$
<b>Controle</b>	<b>T2</b>	25,4	23,5	21,8	20,7	21,5	19,6	$22,1 \pm 2,1$
A - com	<b>T3</b>	25,4	23,7	21,6	20,8	21,5	19,5	$22,1 \pm 2,1$
<b>Vertimec</b>	<b>T4</b>	25,4	23,6	21,7	20,7	21,6	19,4	$22,1 \pm 2,1$
B -	<b>T5</b>	25,3	23,5	21,6	20,7	21,4	19,4	$22,0 \pm 2,1$
<b>Controle</b>	<b>T6</b>	25,4	23,5	21,6	20,6	21,5	19,5	$22,0 \pm 2,1$
B - com	<b>T7</b>	25,2	23,7	21,6	20,7	21,5	19,4	$22,0 \pm 2,1$
<b>Vertimec</b>	<b>T8</b>	25,4	23,6	21,6	21,0	21,5	19,3	$22,1 \pm 2,1$
C -	<b>T9</b>	25,1	23,4	21,6	20,5	21,4	19,2	$21,9 \pm 2,1$
<b>Controle</b>	<b>T10</b>	25,2	23,4	21,5	20,6	21,4	19,2	$21,9 \pm 2,1$
C - com	<b>T11</b>	25,1	23,4	21,5	20,7	21,5	19,3	$21,9 \pm 2,0$
<b>Vertimec</b>	<b>T12</b>	25,1	23,4	21,5	20,5	21,4	19,3	$21,9 \pm 2,1$

**Tabela V:** Valores de  $\text{NH}_4^+$  ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,065	0,070	0,118	0,081	0,034	0,099
	<b>T2</b>	0,166	0,072	0,136	0,089	0,033	0,114
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,075	0,064	0,128	0,056	0,015	0,133
	<b>T4</b>	0,094	0,057	0,066	0,066	0,023	0,057
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	0,888	0,817	0,435	0,555	0,784	0,698
	<b>T6</b>	1,125	0,793	0,431	0,541	0,851	0,622
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	0,851	0,787	0,456	0,344	0,745	0,599
	<b>T8</b>	0,814	0,723	0,599	0,436	0,849	0,735
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	0,723	0,483	0,435	0,206	0,361	0,419
	<b>T10</b>	0,544	0,553	0,359	0,187	0,309	0,352
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	0,208	0,475	0,313	0,185	0,396	0,351
	<b>T12</b>	0,676	0,462	0,342	0,214	0,420	0,349

**Tabela VI:** Valores de  $\text{NO}_2^-$  ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,003	0,021	0,015	0,004	0,003	0,002
	<b>T2</b>	0,003	0,026	0,028	0,017	0,004	0,001
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,001	0,021	0,015	0,003	0,002	0,001
	<b>T4</b>	0,003	0,004	0,002	0,002	0,003	0,001
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	0,007	0,066	0,095	0,112	0,114	0,114
	<b>T6</b>	0,004	0,063	0,095	0,111	0,117	0,121
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	0,003	0,064	0,115	0,121	0,011	0,107
	<b>T8</b>	0,003	0,077	0,126	0,188	0,144	0,357
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	0,005	0,096	0,136	0,151	0,145	0,127
	<b>T10</b>	0,004	0,063	0,082	0,146	0,158	0,168
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	0,006	0,143	0,211	0,224	0,219	0,203
	<b>T12</b>	0,004	0,071	0,140	0,148	0,173	0,415

**Tabela VII:** Valores de NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (mg.L<sup>-1</sup>) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,715	0,445	0,147	0,038	0,024	0,057
	<b>T2</b>	0,926	0,592	0,322	0,118	0,023	0,059
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,898	0,491	0,157	0,037	0,016	0,083
	<b>T4</b>	0,094	0,097	0,285	0,031	0,021	0,016
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	8,053	0,539	4,369	4,187	4,378	3,706
	<b>T6</b>	8,087	0,552	4,762	4,678	4,297	3,808
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	8,056	0,623	4,593	3,563	4,174	3,355
	<b>T8</b>	6,361	0,581	3,866	3,110	3,357	2,843
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	7,685	1,006	8,269	7,875	7,947	5,599
	<b>T10</b>	12,050	1,061	6,705	9,213	7,722	6,468
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	11,365	1,088	7,563	7,876	7,643	5,914
	<b>T12</b>	11,085	1,058	8,913	7,937	7,807	5,326

**Tabela VIII:** Valores de SIO (mg.L<sup>-1</sup>) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	1,94	4,67	4,71	5,17	5,30	4,02
	<b>T2</b>	2,47	5,04	5,23	5,71	6,02	3,98
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	4,94	5,17	4,90	5,13	5,08	4,52
	<b>T4</b>	3,17	4,72	4,58	4,94	4,97	3,14
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	1,47	5,04	5,09	4,93	5,04	3,54
	<b>T6</b>	1,75	4,37	3,89	4,61	4,70	1,98
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	3,66	3,93	3,68	4,26	4,20	2,25
	<b>T8</b>	4,39	4,08	3,67	4,76	4,87	2,66
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	4,28	4,91	3,54	5,04	5,13	2,85
	<b>T10</b>	4,32	4,70	3,97	4,69	4,66	2,90
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	2,78	3,46	2,82	3,88	3,66	2,04
	<b>T12</b>	3,62	4,52	2,74	4,77	4,16	2,07

**Tabela IX:** Valores de POI ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

<b>Unidades experimentais</b>		<b>25/abr</b>	<b>28/abr</b>	<b>01/mai</b>	<b>04/mai</b>	<b>07/mai</b>	<b>10/mai</b>
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,069	0,136	0,174	0,152	0,163	0,040
	<b>T2</b>	0,066	0,226	0,299	0,304	0,280	0,189
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,066	0,189	0,219	0,205	0,195	0,114
	<b>T4</b>	0,138	0,768	0,908	1,034	1,083	1,036
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	1,345	1,531	1,349	1,383	1,281	1,090
	<b>T6</b>	1,288	1,472	1,294	1,328	1,264	1,164
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	1,375	1,491	1,294	1,294	1,217	0,945
	<b>T8</b>	1,526	1,973	1,666	1,990	1,795	1,683
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	1,826	2,054	1,833	1,826	1,695	1,517
	<b>T10</b>	1,897	2,255	2,001	1,858	1,916	1,712
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	2,039	2,391	1,996	2,047	1,952	1,606
	<b>T12</b>	2,030	2,230	2,248	2,232	2,157	2,131

**Tabela X:** Valores de PTD ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

<b>Unidades experimentais</b>		<b>25/abr</b>	<b>28/abr</b>	<b>01/mai</b>	<b>04/mai</b>	<b>07/mai</b>	<b>10/mai</b>
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,097	0,169	0,222	0,203	0,204	0,051
	<b>T2</b>	0,080	0,242	0,359	0,352	0,329	0,206
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,077	0,211	0,273	0,247	0,244	0,125
	<b>T4</b>	0,156	0,830	1,141	1,249	1,249	1,258
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	1,880	1,625	1,655	1,607	1,428	1,303
	<b>T6</b>	1,848	1,620	1,641	1,681	1,417	1,479
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	2,055	1,603	1,629	1,591	1,377	1,440
	<b>T8</b>	2,106	2,001	2,337	2,250	1,965	2,017
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	2,390	2,347	2,076	1,943	1,717	1,715
	<b>T10</b>	2,626	2,392	2,388	2,265	2,043	2,033
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	3,033	2,458	2,442	2,137	2,073	1,985
	<b>T12</b>	3,076	2,399	2,660	2,663	2,265	2,872

**Tabela XI:** Valores de NT ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,70	1,87	0,93	1,63	0,70	0,93
	<b>T2</b>	0,93	0,70	0,93	1,63	1,87	1,63
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,93	1,17	1,87	1,17	1,17	1,40
	<b>T4</b>	1,40	0,70	1,40	1,87	0,93	0,70
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	19,37	16,33	17,97	14,93	13,30	12,37
	<b>T6</b>	18,20	17,03	16,33	14,70	12,13	11,20
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	19,60	16,33	16,57	15,17	13,30	13,07
	<b>T8</b>	20,77	19,13	16,33	14,97	13,30	10,97
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	33,83	31,50	27,30	27,77	27,07	27,30
	<b>T10</b>	30,57	32,20	30,33	28,93	28,23	28,70
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	33,83	32,20	31,50	28,70	27,53	20,07
	<b>T12</b>	38,50	30,33	28,00	27,77	28,23	23,33

**Tabela XII:** Valores de PT ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) na água de cada unidade experimental.

Unidades experimentais		25/abr	28/abr	01/mai	04/mai	07/mai	10/mai
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	0,102	3,970	0,249	0,542	0,306	0,476
	<b>T2</b>	0,111	3,165	0,468	0,482	0,435	0,417
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	0,109	2,389	0,398	0,399	0,365	0,369
	<b>T4</b>	0,182	9,429	1,153	1,262	1,444	1,635
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	1,938	1,865	1,690	1,625	1,835	1,747
	<b>T6</b>	1,865	1,796	1,666	1,709	1,682	1,660
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	2,139	1,817	1,644	1,606	1,722	1,732
	<b>T8</b>	2,147	2,414	2,396	2,399	2,962	2,910
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	2,708	2,546	2,456	2,247	2,889	2,565
	<b>T10</b>	2,969	2,582	2,688	2,569	3,329	2,899
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	3,398	2,938	2,768	2,402	3,346	2,142
	<b>T12</b>	3,346	3,246	3,162	3,272	4,470	2,916

**Tabela XIII:** Número de folhas abertas das macrófitas ao final do experimento.

Tamanho das macrófitas	Unidades Experimentais												
	A –		A – com		B –		B – com		C –		C – com		
	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	
Pequeno	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	
	<b>1</b>	6	9	9	8	9	8	9	9	8	6	8	8
	<b>2</b>	7	8	8	6	8	8	9	9	8	7	8	11
	<b>3</b>	7	7	10	5	7	8	7	9	7	8	9	7
	<b>4</b>	7	10	9	6	9	10	8	7	7	4	7	10
	<b>5</b>	7	7	7	8	9	10	6	8	7	8	7	9
	<b>6</b>	8	9	6	5	7	7	7	6	8	6	8	8
	<b>7</b>	8	7	7	6	8	9	8	7	8	7	8	9
	<b>8</b>	8	5	8	6	6	9	8	6	6	7	6	7
	<b>9</b>	9	9	6	6	8	7	7	6	3	5	5	7
Médio	<b>10</b>	9	9	8	6	8	8	8	6	7	10	6	6
	<b>11</b>	9	8	13	8	9	13	10	10	12	10	11	12
	<b>12</b>	10	8	10	9	8	9	8	10	12	11	10	12
	<b>13</b>	10	12	8	6	12	10	7	10	9	11	12	8
	<b>14</b>	10	11	12	7	8	8	11	6	9	9	11	8
	<b>15</b>	10	10	12	8	10	9	12	8	12	8	9	14
Grande	<b>16</b>	10	14	9	10	9	10	9	8	8	10	9	10
	<b>17</b>	13	12	13	11	11	11	13	4	12	13	14	13
	<b>18</b>	12	13	12	12	13	13	13	13	10	13	12	10
	<b>19</b>	13	12	11	10	14	12	10	12	14	13	12	11
	<b>20</b>	11	12	10	12	11	13	11	11	10	10	13	12

**Tabela XIV:** Número de brotos das macrófitas ao final do experimento.

Tamanho das macrófitas	Unidades Experimentais											
	A –		A – com		B –		B – com		C –		C – com	
	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	Controle	Vertimec	T11	T12		
Pequeno	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10		
	<b>1</b>	0	3	1	0	2	3	2	0	6	0	4
	<b>2</b>	0	3	0	0	3	3	1	3	4	2	5
	<b>3</b>	0	0	6	0	3	2	1	0	4	2	5
	<b>4</b>	0	2	2	0	0	3	0	0	4	2	0
	<b>5</b>	0	0	3	0	1	0	0	0	0	0	3
	<b>6</b>	0	1	0	0	1	0	3	0	0	0	4
	<b>7</b>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2
	<b>8</b>	2	2	0	0	0	0	0	0	1	0	0
	<b>9</b>	1	4	0	0	0	0	0	0	0	1	3
Médio	<b>10</b>	0	7	0	0	0	0	0	0	0	3	3
	<b>11</b>	0	6	3	0	4	3	1	4	4	6	5
	<b>12</b>	0	2	0	0	3	5	4	0	0	4	6
	<b>13</b>	2	6	2	2	4	5	4	2	0	4	5
	<b>14</b>	3	4	1	3	3	4	3	0	2	2	4
	<b>15</b>	1	3	0	6	3	3	0	0	4	2	0
Grande	<b>16</b>	2	6	6	0	4	4	4	2	4	4	5
	<b>17</b>	4	4	3	0	4	5	6	4	4	3	6
	<b>18</b>	4	9	0	0	3	5	7	7	3	5	4
	<b>19</b>	1	10	6	2	5	7	4	0	5	6	5
	<b>20</b>	0	9	3	3	4	5	5	3	3	6	9

**Tabela XV:** Valores de comprimento (cm) das macrófitas ao final do experimento.

Tamanho das macrófitas	A – com		B –		B – com		C –		C – com		
	Vertimec		Controle		Vertimec		Controle		Vertimec		
	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12
Pequeno	1	5,5	5,6	4,9	5,5	5,8	7,5	5	6,3	6,7	5,7
	2	6,5	6,1	5,4	4,7	7,5	7,6	5,6	5,8	5,4	5,8
	3	4,5	4,5	4,9	5,3	6	6,5	6	5,4	5,5	5,1
	4	4,5	6,1	5,8	4,6	6,7	6,5	4,7	5,6	6	5,4
	5	4,2	4,1	6	4,2	5,1	6,2	5,6	5,6	5,2	4,2
	6	5	5,8	4,4	4,9	5,5	6,1	5,8	5,3	4,5	4,2
	7	5,9	4,1	4,3	5	5,2	5,2	4,3	4,3	5,2	4,3
	8	6,8	4,8	4,1	4,5	4,9	7	3,7	4,2	4,2	4,9
	9	6,8	5,9	3,9	3,4	4,9	5,2	5,1	5,5	5,1	4,9
	10	4,7	7,5	4	3,2	5	4,8	4,5	4,2	4,2	6,1
Médio	11	6,2	9,1	7,5	5,6	9,2	8,7	8,7	8	7,3	8,3
	12	6,5	7,9	8,6	4,7	8,2	8,2	7,5	6,7	8,3	8,2
	13	5,9	9	7,3	5,7	8,9	8,7	8,2	6,5	6,3	7,1
	14	7,5	6,5	5,3	5,9	6,5	7,3	9,5	6,4	7,1	6,8
	15	5	7,1	6,1	6,2	7	7,9	7,5	5,4	6,7	7,1
	16	5,9	10,1	6,5	6,2	6,3	8,4	7	5,6	7,3	6,5
Grande	17	9,4	10	10,2	8,4	9,2	10,5	9,8	10,4	10,1	9,6
	18	10	10,9	9,5	9	11,5	9,2	11	9,9	9,9	9,4
	19	7,5	10	7,9	6,6	8,4	12,6	9,5	8	8,5	12,2
	20	7,5	10,5	8	6,9	10,9	8,4	10,3	7,4	7,8	9,3

**Tabela XVI:** Valores de largura (cm) das macrófitas ao final do experimento.

Tamanho das macrófitas													
	A – com Vertimec			B – Controle			B – com Vertimec			C – Controle		C – com Vertimec	
	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12		
Pequeno	<b>1</b>	4	5,1	4,5	4	4,5	6,2	4	4,5	5,8	4	5,6	4
	<b>2</b>	4	5,5	4,6	3,8	5,9	5,1	5,1	5,1	5,1	4,2	4,9	5
	<b>3</b>	4,2	4,5	4,6	4,5	5,5	6,3	4,2	4,5	4,3	4,5	5,1	4,7
	<b>4</b>	4,2	4,8	4,6	3,4	5,4	5,6	4,3	4,3	4,9	4,6	5,5	4,6
	<b>5</b>	3,9	3,6	4,4	3,4	5,4	4,3	4,5	4,2	4,6	4,1	5,3	4,3
	<b>6</b>	3,2	4,9	3,6	3,9	5,1	6,1	4,7	4,3	4,2	4	4,5	4,4
	<b>7</b>	4,7	3,7	3,5	4	4,3	4,9	4	3,2	3,1	3,5	3,7	4,4
	<b>8</b>	5,8	3,7	3,2	3,9	4,1	5	2,9	4,1	3	3,5	3,6	3,8
	<b>9</b>	5,2	5,2	3,5	3	3	4,7	4	4,3	4	3,8	4,3	3,5
	<b>10</b>	4,6	5,4	4	3,2	3,5	4,5	3,5	3,6	2,3	4,2	3,5	3,3
Médio	<b>11</b>	5,8	6,4	5,1	5,1	7,1	6	7	6,7	6,1	6,2	5,8	7,8
	<b>12</b>	5,1	6,2	6,6	4,5	6,2	6,5	6	5,5	5,8	6,6	6	6
	<b>13</b>	5,5	6,3	5,5	4,6	6,7	7,1	6,5	5,1	5,3	5,8	7,1	6,3
	<b>14</b>	5,8	5,6	5,1	4,4	4,8	5,2	5,8	4,8	5,9	5,1	6	6,7
	<b>15</b>	3,9	5,1	4,9	4,3	5,9	7,5	5,2	4,8	6	5,2	5,6	5,8
	<b>16</b>	4,9	6,9	5,2	5,5	4,8	6,1	6,4	4,9	6,4	4,9	5,7	5,8
Grande	<b>17</b>	8	7,8	5,2	5,6	7,8	7,5	7,5	6,2	8	7,1	8,7	7,5
	<b>18</b>	7,8	7,1	6,2	6	8,2	7,7	9,7	7,6	7,2	7,8	7,4	7
	<b>19</b>	5	8,3	6,1	5,3	6,7	9	7,5	6,1	7	7,5	6,4	8
	<b>20</b>	5,9	8	6,7	5,5	8,2	7,4	7,1	5,5	6,5	7,5	7,8	8,2

**Tabela XII:** Valores de peso seco das macrófitas ao final do experimento.

	<b>Unidade Experimental</b>	<b>Peso seco (g)</b>
<b>A – Controle</b>	<b>T1</b>	500
	<b>T2</b>	567
<b>A – com Vertimec</b>	<b>T3</b>	565
	<b>T4</b>	410
<b>B – Controle</b>	<b>T5</b>	546
	<b>T6</b>	608
<b>B – com Vertimec</b>	<b>T7</b>	506
	<b>T8</b>	546,6
<b>C – Controle</b>	<b>T9</b>	467
	<b>T10</b>	489,8
<b>C – com Vertimec</b>	<b>T11</b>	568,2
	<b>T12</b>	560,9