

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E RECURSOS NATURAIS

YEDA CAROLINA PACCAGNELLA

**ESTUDO DA DINÂMICA POPULACIONAL E INTERAÇÕES
BIOLÓGICAS DE *Dendrocephalus brasiliensis* (Pesta, 1921)
EM AMBIENTES EXPERIMENTAIS**

São Carlos – SP

2012

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E RECURSOS NATURAIS

Yeda Carolina Paccagnella

***ESTUDO DA DINÂMICA POPULACIONAL E
INTERAÇÕES BIOLÓGICAS DE *Dendrocephalus brasiliensis*
(Pesta, 1921) EM AMBIENTES EXPERIMENTAIS***

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais da Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ecologia e Recursos Naturais.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Maria da Graça Gama Melão

São Carlos – SP

2012

**Ficha catalográfica elaborada pelo DePT da
Biblioteca Comunitária da UFSCar**

P114ed

Paccagnella, Yeda Carolina.

Estudo da dinâmica populacional e interações biológicas de *Dendrocephalus brasiliensis* (Pesta, 1921) em ambientes experimentais / Yeda Carolina Paccagnella. -- São Carlos : UFSCar, 2012.
123 f.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal de São Carlos, 2012.

1. Zooplâncton. 2. *Dendrocephalus brasiliensis*. 3. Competição (Biologia). 4. Espécies exóticas. I. Título.

CDD: 592.092 (20ª)

Yeda Carolina Paccagnella

**ESTUDO DA DINÂMICA POPULACIONAL E INTERAÇÕES BIOLÓGICAS
DE *Dendrocephalus brasiliensis* (Pesta, 1921) EM AMBIENTES
EXPERIMENTAIS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ecologia e Recursos Naturais.

Aprovada em 06 de setembro de 2012

BANCA EXAMINADORA

Presidente *Maria da Graça G. Melão*
Profª. Dra. Maria da Graça Gama Melão
(Orientadora)

1º Examinador *Odete Rocha*
Profª. Dra. Odete Rocha
PPGERN/UFSCar

2º Examinador *Maria José dos Santos Wisniewski*
Profª. Dra. Maria José dos Santos Wisniewski
UNIFAL/Alfenas-MG

Orientadora

Prof^a Dr^a Maria da Graça Gama Melão

DEDICATÓRIA

*Dedico este trabalho aos meus queridos pais
Dulcida e Giovanni, pelo amor e incentivo incondicionais sempre;
à minha querida mãe Stella (in memoriam), que não a vejo mas a sinto;
à minha filhota queridota Carol que sempre me ensina...;
às pessoas que abriram o caminho para que eu passasse,
e àquelas que porventura eu abrirei.*

*“Nesta vida, não podemos realizar grandes coisas.
Podemos apenas fazer pequenas coisas com um grande amor.”*

Madre Teresa de Calcutá

AGRADECIMENTOS

Gostaria de expressar aqui os meus sinceros agradecimentos:

- primeiramente aos meus pais Dulcidiva e Giovanni pela eterna compreensão, amor e incentivo que sempre me deram.

- à minha querida filha Carol, pelo apoio e aulas de Computação, antes e após o meu ingresso no PPG-ERN.

- à querida orientadora Profa. Dra. Maria da Graça Gama Melão, que me acolheu com carinho e depositou em mim a confiança e coragem necessárias, para que eu realizasse o trabalho da melhor maneira.

- à querida Profa. Dra. Odete Rocha, pelas muitas horas de aulas particulares e conversas, sempre incentivando o caminho do saber, com muita propriedade, carinho e incentivo, que lhe são tão peculiares.

- à minha queridíssima irmã Simonetta, simplesmente por tudo.

- ao amigo Prof. Dr. Antonio Carlos Guastaldi, pelo apoio e incentivo lá no começo, quem me fez dar o pontapé inicial na bola.

- ao Nelson Antonio, pelo apoio recebido.

- à estimada doutoranda Lidiane Cristina da Silva do Departamento de Ecologia e Biologia Evolutiva (DEBE), pela parceria e apoio incondicional, sendo fundamental para a realização deste.

- ao amigo Marcos Vinicius do DEBE, pelo pronto auxílio, sempre que requisitado, e também às meninas Renata e Natália.

- à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo.

- à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo financiamento do Projeto Temático Processo nº 2008/02078-9, no qual se insere esta pesquisa.

- ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais (PPG-ERN), pelo apoio concedido à realização do Programa de Mestrado.

- ao Departamento de Hidrobiologia (DHb) pela infraestrutura oferecida para a realização do trabalho.

- aos Docentes do PPG-ERN, pela minha formação acadêmica em nível de Mestrado, nos proporcionando conhecimento de alta qualidade.

- aos proprietários das Pisciculturas de Tabatinga-SP, Marcel Talarico, e de Arealva-SP, Silvio Izar, que nos atenderam prontamente e disponibilizaram suas propriedades para a coleta de dados e informações necessárias para a realização do trabalho.

- às meninas queridas da Secretaria do PPG-ERN, Beth e Rose, à Madalena e ao João também querido, pelo sempre apoio e incentivo em qualquer hora.

- aos Profissionais de Laboratório do DHb, Jurity e Claudinei, pelo total apoio sempre que preciso.

- aos Profissionais de Laboratório do DEBE, José Valdecir e Alcídio, pelo apoio e ajuda nas coletas e atividades, e também à Edna da Secretaria, pela amizade.

- ao Dr. Marcelo Grombone pelo apoio na realização do trabalho desenvolvido na Estação de Aquicultura do DHb.

- às Professoras Dras. Odete Rocha, Suzelei Rodgher e Patrícia Mayrink, pelas correções, sugestões e estímulo no exame de qualificação.

- às queridas meninas da Iniciação Científica do Laboratório de Plâncton, Dani e Lays, pelo carinho e auxílios prestados.

- às queridas biólogas Bruninha e Renata, que tanto me ajudaram e apoiaram.

- aos amigos e amigas do Laboratório de Plâncton, Rodrigo, Ricardo, Mathias, Jaque e Giseli, que muito me ensinaram e auxiliaram na realização deste trabalho.

- e a todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: (a) <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e (b) <i>Artemia salina</i>	25
Figura 2: Vista externa da Estação de Aquicultura do DHb/UFSCar.	34
Figura 3: Vista interna da Estação de Aquicultura do DHb/UFSCar.	35
Figura 4: Duas imagens do tanque experimental com água dechlorada.....	366
Figura 5: Cultivo de microalgas em erlenmeyers (a) e em balde plástico (b).	37
Figura 6: Tanque experimental com fitoplâncton estabelecido.....	39
Figura 7: Tanque experimental com populações zooplantônicas estabelecidas.	399
Figura 8: Duas imagens do tanque experimental com a divisória (setas vermelhas).	40
Figura 9: Cilindro de acrílico (a); placa de acrílico quadriculada (b) e recipientes plásticos de 200 mL (c)	41
Figura 10: Fêmea de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> (a), detalhe do saco ovífero (b).....	44
Figura 11: Macho de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> (c), detalhe do aparelho bucal (d)..	44
Figura 12: (a) e (b) Tubo de acrílico (seta vermelha) utilizado no experimento preliminar de taxa de eclosão de cistos de resistência de branconeta.	455
Figura 13: Cistos de resistência de <i>D. brasiliensis</i> (a), (b), (c), (d).....	47
Figura 14: População de branconeta em ambiente experimental	477
Figura 15: Sonda multiparâmetros YSI 6600.....	48
Figura 16: Tanques da Estação de Piscicultura do município de Arealva, estado de São Paulo, onde ocorreu a introdução acidental da branconeta: (a) tanque cheio de água com população de branconetas; (b) tanque seco com cistos de resistência de branconeta no sedimento.....	51
Figura 17: Vista aérea da Piscicultura Talarico, no Sítio São João, de propriedade de Marcel Talarico, no município de Tabatinga.....	51
Figura 18: Tanques da Estação de Piscicultura no município de Tabatinga, estado de São Paulo, onde ocorreu a introdução acidental da branconeta: (a) e (c) tanques cheios de água com população de branconetas; (b), (d) e (e) tanques secos com cistos de resistência	52
Figura 19: Duto de drenagem de tanque da Estação de Piscicultura Talarico, localizada no município de Tabatinga. Esse canal leva a água dos tanques para riachos próximos.....	53

Figura 20: Draga de Van Veen utilizada para coleta de sedimento nas Estações de Piscicultura de Tabatinga e Arealva.	54
Figura 21: Peneiras de 1000 e 200µm.....	54
Figura 22: Densidade numérica (ind.L-1) dos grupos zooplanctônicos presentes no tanque experimental durante o período de coletas (133 dias).	57
Figura 23: Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos durante o período experimental da Fase I.....	58
Figura 24: Sequência de imagens de cladóceros: <i>Scapholeberis armata</i> , <i>Simocephalus serrulatus</i> , <i>Diaphanosoma birgei</i> , <i>Macrothrix triserialis</i> e <i>Alona guttata</i>	59
Figura 25: Fêmea ovada de <i>Notodiaptomus iheringi</i> (a) e fêmea ovada de copépode <i>Cyclopoida</i> (b).....	59
Figura 26: Sequência de imagens: rotífero Bdelloidea, protozoário <i>Diffugia corona</i> , larva de Chironomidae e Ostracoda.....	60
Figura 27: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplanctônica com variáveis ambientais e clorofila a da Fase I.	61
Figura 28: <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e organismos zooplanctônicos.....	66
Figura 29: Densidade numérica da comunidade zooplanctônica no compartimento A.	69
Figura 30: Densidade numérica da comunidade zooplanctônica no compartimento B.	69
Figura 31: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Diaphanosoma birgei</i> em ambos compartimentos A e B.....	70
Figura 32: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Macrothrix triserialis</i>	71
Figura 33: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Scapholeberis armata</i>	71
Figura 34: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Simocephalus serrulatus</i>	72
Figura 35: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de Total Cladocera.....	72
Figura 36: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de Total Copepoda.....	73
Figura 37: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Notodiaptomus iheringi</i>	73
Figura 38: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de copepoditos Calanoida.....	74

Figura 39: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de náuplios Calanoida.....	74
Figura 40: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de copepoditos Cyclopoida.....	75
Figura 41: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de <i>Diffugia sp.</i>	75
Figura 42: Densidade numérica de <i>Dendrocephalus brasiliensis</i> e de Ostracoda.....	76
Figura 43: Abundância relativa da comunidade zooplanctônica no compartimento A..	78
Figura 44: Abundância relativa da comunidade zooplanctônica no compartimento B..	79
Figura 45: Valores do índice de Shannon para a comunidade zooplanctônica no compartimento A.....	83
Figura 46: Valores do índice de Shannon para a comunidade zooplanctônica no compartimento B.....	83
Figura 47: Valores do Índice de Dominância para a comunidade zooplanctônica no compartimento A.....	84
Figura 48: Valores do Índice de Dominância para a comunidade zooplanctônica no compartimento B.....	85
Figura 49: Valores do índice de Equitabilidade para a comunidade zooplanctônica no compartimento A.....	86
Figura 50: Valores do índice de Equitabilidade para a comunidade zooplanctônica no compartimento B.....	86
Figura 51: Variação da concentração de clorofila <i>a</i> nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	88
Figura 52: Variação diária das temperaturas do ar, máxima, mínima e durante as coletas, na Fase II do experimento.....	89
Figura 53: Variação da temperatura da água nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	90
Figura 54: Variação do oxigênio dissolvido nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	90
Figura 55: Variação da condutividade elétrica nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	91
Figura 56: Variação do pH nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	92
Figura 57: Variação da amônia nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	93

Figura 58: Variação de nitrito nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento..	94
Figura 59: Variação de nitrato nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento..	95
Figura 60: Variação de Fósforo dissolvido nos compartimentos A e B, na Fase II do experimento.....	96
Figura 61: Variação da concentração de Material em suspensão no compartimento A, na Fase II do experimento.....	97
Figura 62: Variação da concentração de Material em suspensão no compartimento B, na Fase II do experimento.....	97
Figura 63: Variações diárias de Material total em suspensão nos compartimentos A e B.....	98
Figura 64: Variações percentuais de Material em suspensão no compartimento A, na Fase II do experimento.....	99
Figura 65: Variações percentuais de Material em suspensão no compartimento B, na Fase II do experimento.....	99
Figura 66: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplanctônica e variáveis ambientais referente ao compartimento A, na Fase II do experimento.....	101
Figura 67: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplanctônica e variáveis ambientais, clorofila a e nutrientes, referente ao compartimento B, na Fase II do experimento.....	102

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Média e desvio padrão das variáveis ambientais e clorofila a da FASE I do experimento (n = 133 dias).....	56
Tabela 2: Composição e densidade numérica (ind.L-1) das espécies zooplanctônicas do compartimento A do tanque experimental.....	64
Tabela 3: Composição e densidade numérica (ind.L-1) das espécies zooplanctônicas do compartimento B do tanque experimental (com branconeta).....	68
Tabela 4: Índice de frequência de Dajoz – compartimento A e compartimento B.	82
Tabela 5: FASE 2 - Média e desvio padrão das variáveis ambientais e clorofila a da Fase II do experimento (n = 39 dias), no compartimento A (sem branconeta).	87
Tabela 6: FASE 2 - Média e desvio padrão das variáveis ambientais e clorofila a da Fase II do experimento (n = 39 dias), no compartimento B (com branconeta).	87

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	19
1.1 JUSTIFICATIVAS	266
2. OBJETIVOS	31
2.1. Objetivo geral	31
2.2. Objetivos específicos	31
3. HIPÓTESES	33
4. Materiais e Métodos	34
4.1. Local do experimento	34
4.1.1 Estação de aquicultura	34
4.1.2. Tanque experimental	35
4.2. Cultivo de microalgas em laboratório.....	36
4.3. Desenho experimental	37
4.3.1. Fitoplâncton no tanque experimental.....	38
4.3.2. Zooplâncton no tanque experimental.....	38
4.3.2.1. Índices ecológicos.....	42
4.3.3. <i>Dendrocephalus brasiliensis</i>	44
4.3.4. Variáveis ambientais.....	48
4.3.5. Análises estatísticas	50
4.4. Amostragem de ambientes naturais no entorno das estações de Piscicultura de Tabatinga e Arealva	51
4.5. Disposição de resíduos químicos e biológicos.	55
5. RESULTADOS	56
5.1. Fase I.....	56
5.2. Fase II	62
5.2.1. Composição de espécies zooplanctônicas - Compartimento A (sem <i>D. brasiliensis</i>).....	62
5.2.2. Composição de espécies zooplanctônicas - Compartimento B (com <i>D. brasiliensis</i>).....	65
5.2.3. Densidade numérica.....	66
5.2.4. Abundância relativa	77
5.2.5. Ocorrência das espécies e Índice de constância de Dajoz	79
5.2.6. Índices de Diversidade, Dominância e Equitabilidade	81

5.3. Variáveis ambientais.....	87
5.3.1 Clorofila.....	88
5.3.2. Temperatura.....	89
5.3.3. Oxigênio dissolvido.....	90
5.3.4. Condutividade elétrica.....	91
5.3.5. Potencial hidrogeniônico (pH).....	91
5.3.6. Nutrientes.....	92
5.3.7. Material em suspensão.....	96
5.4. Testes estatísticos.....	100
5.5. Análise do sedimento de ambientes naturais no entorno das Pisciculturas de Tabatinga e Arealva.....	103
6. DISCUSSÃO.....	104
7. CONCLUSÕES.....	112
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	113
ANEXOS	

RESUMO

O planeta Terra vem enfrentando a grave crise da perda da biodiversidade. Muitas vezes, as atividades humanas são responsáveis pelas invasões biológicas que alteram significativamente os vários ecossistemas, podendo levar à extinção espécies nativas. *Dendrocephalus brasiliensis* (branconeta) é uma espécie nativa de anostráceo dulcícola, que vem sendo estudada e utilizada na aquicultura, em substituição às artêmias originárias de ambientes salinos. Sua ocorrência em ambientes naturais foi registrada nas regiões sudeste e nordeste brasileira, a partir do município de Urucuia-MG até o Piauí. Entretanto, há registros de sua introdução acidental em pisciculturas localizadas no estado de São Paulo, municípios de Tabatinga e Arealva. O objetivo do presente trabalho é o estudo das interações de competição e de predação/herbivoria entre *D. brasiliensis* e outras espécies planctônicas nativas do estado de São Paulo, a fim de avaliar os possíveis impactos de uma eventual introdução dessa espécie em ambientes naturais onde a mesma não ocorra originalmente. Este estudo foi realizado em um sistema experimental (tanque de 10.000L) na Estação de Aquicultura do Departamento de Hidrobiologia (EA-DHb) da Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), São Carlos, SP, Brasil. Inicialmente, o tanque experimental foi inoculado com a clorofícea *Pseudokirchneriella subcapitata* cultivada em laboratório. Logo após o estabelecimento do fitoplâncton, foram coletadas espécies de zooplâncton em ecossistemas límnicos do estado de São Paulo, em especial na região de São Carlos (junho e julho/2011) para o estabelecimento de uma comunidade zooplanctônica no tanque experimental. A sucessão zooplanctônica no tanque foi acompanhada por 133 dias antes da introdução da branconeta. Para a avaliação da interação de *D. brasiliensis* com outras espécies zooplanctônicas, o tanque experimental foi dividido em dois compartimentos iguais sem comunicação entre eles: em um deles foi mantida a composição zooplanctônica original, enquanto no outro foram introduzidos cistos do anostráceo. Em ambos os compartimentos experimentais foram recolhidas amostras diárias durante 39 dias, para análises quantitativas e qualitativas da comunidade zooplanctônica, além de variáveis físicas, químicas e clorofila *a*. As variáveis ambientais foram correlacionadas aos grupos zooplanctônicos através do método estatístico da Análise de Correspondência Canônica (CCA). As densidades numéricas dos grupos Cladocera e Copepoda diminuíram na presença de *D. brasiliensis*. Podemos concluir que a presença de *D. brasiliensis* não exclui, mas altera significativamente a composição e densidade da comunidade planctônica.

Palavras-chave: espécies exóticas, branconeta, zooplâncton, competição, sucessão zooplanctônica.

ABSTRACT

The planet Earth is facing a serious crisis of the biodiversity loss. Often, human activities are responsible for biological invasions that alter significantly the various ecosystems and could lead to the extinction of native species. *Dendrocephalus brasiliensis* (“branconeta”) is a native freshwater Anostraca species, which has been studied and used in aquaculture to replace the brine shrimp originating from saline environments. Its occurrence in natural environments was recorded in Brazilian southeast and northeast regions, from the city of Urucuaia-MG to Piauí State. However, there are records of its accidental introduction into fish ponds in São Paulo state, cities of Tabatinga and Arealva. The goal of this work is the study of the interactions of competition and predation / herbivory between *D. brasiliensis* and other planktonic species native of São Paulo in order to assess the possible impacts of a possible introduction of this species in natural environments where it does not occur originally. This study was conducted in an experimental system (10.000L tank) in Aquaculture Station of Department of Hydrobiology (EA-DHb), Federal University of São Carlos (UFSCar), São Carlos, SP, Brazil. Initially, the experimental tank was inoculated with the green algae *Pseudokirchneriella subcapitata* grown in laboratory. After the establishment of phytoplankton, zooplankton species were collected in limnic ecosystems of São Paulo state, in particular near São Carlos (June and July/2011), for the establishment of a zooplankton community in the experimental tank. Zooplankton succession in the tank was monitored for 133days before the introduction of branconeta. To evaluate the interaction of *D. brasiliensis* with other zooplankton species, the experimental tank was divided in two equal compartments that do not communicate to each other: one of them was kept with the original composition of the zooplankton, while in the other, cysts of the anostracean were introduced. In both experimental compartments samples were collected daily during 39 days, for quantitative and qualitative analyzes of zooplankton community, besides chlorophyll *a*, physical and chemical variables. The environmental variables were correlated to zooplankton groups using the statistical method of Canonical Correspondence Analysis (CCA). Numerical densities of Cladocera and Copepoda groups decreased in the presence of *D. brasiliensis*. We can conclude that the presence of *D. brasiliensis* does not exclude but significantly alters the composition and density of the plankton community.

Keywords: alien species, branconeta, zooplankton, competition, zooplankton succession

1.INTRODUÇÃO

O planeta Terra vive hoje uma das maiores crises de perda de biodiversidade já documentadas. As previsões dessa perda para os próximos anos, infelizmente, são bastante alarmantes, especialmente nos países com alta diversidade (Wilson, 1997). Dentre as principais causas diretas da perda de biodiversidade estão: a conversão de habitats naturais em espaços antropizados alterados pelos avanços de fronteiras agrícolas; as mudanças climáticas; a invasão por espécies exóticas; a superexploração; e a poluição (Millennium Ecosystem Assessment, 2005).

De acordo com as definições adotadas pela Convenção Internacional sobre Diversidade Biológica (CDB, 1992) na 6ª Conferência das Partes (CDB COP-6, Decisão VI/23, 2002), uma espécie é considerada exótica (ou introduzida) quando situada em um local diferente do de sua distribuição natural por causa de introdução mediada por ações humanas, de forma voluntária ou involuntária. Se a espécie introduzida consegue se reproduzir e gerar descendentes férteis, com alta probabilidade de sobreviver no novo habitat, ela é considerada estabelecida. Caso a espécie estabelecida expanda sua distribuição no novo habitat, ameaçando a biodiversidade nativa, ela passa a ser considerada uma espécie exótica invasora. Dessa forma, do ponto de vista ecológico, independentemente da origem geográfica (intracontinental ou proveniente de outro país, continente ou zona zoogeográfica), a introdução é entendida como a inserção de um elemento totalmente novo em uma dada região (Agostinho e Júlio Jr., 1996).

A movimentação de seres vivos pela ação do homem, deliberada ou acidental, tem sido a fonte mais importante de alterações na distribuição natural das espécies desde o Pleistoceno (Cox e Moore, 1994).

Os danos ecológicos produzidos por invasões biológicas começaram a ocupar um papel central na ecologia aplicada e na biologia da conservação. Os efeitos ecológicos das invasões biológicas têm sido o foco de uma longa série de investigações que vão desde experimentos com a manipulação de populações, até abordagens de todo o tipo de ecossistemas (Simon e Townsend, 2003). As invasões biológicas, principalmente as ligadas às atividades humanas, podem alterar significativamente o ecossistema, incluindo ambientes de água doce, e levar a extinção de espécies nativas. A teoria de invasões biológicas em geral prevê que os efeitos dessas introduções são mais intensos quando os invasores ocupam níveis tróficos superiores, principalmente quando eles são predadores de topo. Vários estudos têm relacionado os efeitos devastadores de predadores alienígenas nos ecossistemas aquáticos (Simon e Townsend, 2003; Soto et al, 2006;. Byström et al, 2007).

Frequentemente, a introdução voluntária de uma espécie exótica pode levar à introdução acidental de outras espécies a ela associadas, como é o caso de parasitas associados aos peixes introduzidos em atividades de piscicultura. Tais parasitas, introduzidos acidentalmente, podem comprometer a sanidade ambiental da piscicultura e causar novas doenças em ecossistemas naturais. Introduções intencionais de espécies são motivadas por diversas razões que abrangem fins sociais, econômicos e até ambientais. Espécies foram e são introduzidas para embelezar praças e jardins, para uso na agropecuária, como alternativa de renda e subsistência para populações de baixa renda, para controle biológico de pragas e por outras razões.

As águas doces constituem atualmente um dos ecossistemas com maior ameaça de perda de biodiversidade, pela elevada vulnerabilidade desses sistemas, devido a uma conjunção de fatores como: poluição generalizada, eutrofização, invasão por espécies exóticas, alteração e ou destruição dos habitats (Tundisi 2003, Rocha et al., 2005).

A introdução de espécies exóticas de peixes em lagos e reservatórios tropicais é aceita como uma das principais causas de perda de espécies de peixes nativas nestes ecossistemas (Latini e Petrere, 2004). No Brasil, as introduções de peixes são comuns na maioria dos lagos e reservatórios. Na maioria dos casos, não só clubes de pesca e associações privadas estão envolvidos nestas introduções, mas também várias agências governamentais contribuíram para a propagação de várias espécies exóticas de peixes, especialmente nas cadeias de reservatórios hidrelétricos em rios importantes do sudeste do Brasil. A ideia era aumentar a produção de peixes nestes lagos artificiais, introduzindo novos peixes exóticos. A maioria das introduções ocorreu nos anos 1960 e 1970, e consistia de translocações de espécies de peixes da bacia amazônica, como o tucunaré *Cichla ocellaris* (Agostinho et al., 2005).

Como exemplo, um dos casos mais graves de invasão biológica no nordeste brasileiro foi a introdução voluntária do tucunaré (*Cichla ocellaris*) e da tilápia (*Oreochromis niloticus*) em rios, lagos e açudes (Leão, 2011), o que certamente resultou em diversas extinções locais de espécies, com perda de biodiversidade em escala regional (Rosa e Groth, 2004). Essas introduções foram intensificadas por programas de governo que, por meio do Departamento de Obras Contra a Seca (Dnocs), do Ministério da Integração Nacional, levaram à introdução de 42 espécies de peixes e crustáceos em aproximadamente 100 reservatórios de água doce no Nordeste (Gurgel e Fernando, 1994; Reaser et al., 2005). A disseminação das espécies exóticas invasoras vem causando grandes danos econômicos (Gisp, 2005).

Espécies exóticas podem diminuir os estoques de espécies nativas ou até mesmo resultar em extinções locais através de alterações no habitat, competição por recursos, predação, transmissão de patógenos e parasitas, e degradação genética de espécies nativas (Welcomme, 1988).

A aquicultura como atividade produtora de alimentos tem sido uma das mais importantes alternativas no aumento da produção proteica, visando atender à demanda e a melhorar a qualidade alimentar da crescente população mundial (Crispim et al., 1999). Esta demanda por peixes, crustáceos e outros organismos aquáticos, vêm promovendo interesses e investimentos para o desenvolvimento dessa atividade, a qual cresce a uma taxa mais elevada, maior do que qualquer outro setor da atividade primária (Igarashi et al., 1999). A produção de pescados representa atualmente 7,5% da produção mundial de alimentos (98 milhões de ton/ano), sendo a quinta maior fonte alimentar para a população humana, perdendo apenas para o arroz, produtos florestais, leite e trigo (Santiago et al., 1999).

A aquicultura continental atual tem um enorme potencial para atender as necessidades proteicas humanas, diminuindo a exploração das populações naturais, as quais deveriam ser utilizadas racionalmente como fonte de variedade genética para programas de produção e de reconstituição faunística.

Assim, além da importância alimentar, a aquicultura desempenha um importante papel na busca pelo ecodesenvolvimento. Dentro de um contexto sustentável e conservacionista, é desafio da aquicultura atual alcançar um crescimento harmônico com prudência ecológica, equidade social e viabilidade econômica (Quesada et al., 1998).

No Brasil, devido à simplificação de ecossistemas marginais às grandes bacias hidrográficas, construção de barragens e aumento de efluxos poluentes, muitas espécies de peixes com grande potencial para a aquicultura estão atualmente em risco de extinção (Lins et al., 1997).

Apesar das inúmeras características favoráveis ao cultivo atribuídas às espécies nativas, a produção em grande escala ainda depara com problemas relacionados ao alto

índice de canibalismo, principalmente em espécies carnívoras, à dificuldade de alimentação e aos elevados custos para manutenção dessas espécies (Luz et al, 2001). Um dos aspectos fundamentais a ser considerado no momento de estudar uma espécie com potencial aquícola se relaciona às suas exigências nutricionais e à definição de melhor manejo alimentar para o seu crescimento. Com esse conhecimento, o organismo poderá receber o alimento adequado, natural ou artificial, possibilitando a obtenção de resultados produtivos satisfatórios em cada fase de desenvolvimento (Zavala Camin, 1996; Pezzato, 1997).

Um dos fatores considerados mais importantes para o sucesso em aquicultura é a utilização de alimento vivo, principalmente nos estágios iniciais de desenvolvimento dos organismos cultivados (Souza & Klein, 1999).

Os peixes cultivados em viveiros utilizam seres vivos como fonte alimentar mesmo quando são arraçoados. A presença de zooplâncton nos viveiros, por exemplo, aumenta taxas de crescimento em peso, elevando, desta forma, a produtividade e otimizando a piscicultura, sem aumentar os custos de arraçamento (Crispim et al., 1999), e sua disponibilidade no ambiente leva a um melhor desempenho em relação ao desenvolvimento (Feiden & Hayashi, 2005).

O plâncton é o alimento básico de quase todos os organismos aquáticos, principalmente nos primeiros dias do seu ciclo de vida, quando se verifica o maior índice de mortalidade (Pessoa & Klein, 1999).

O zooplâncton representa uma importante fonte alimentar para organismos cultivados, tanto os marinhos quanto os de águas continentais. Vários trabalhos têm demonstrado o papel dos organismos zooplancctônicos na composição alimentar de espécies de peixes (Watanabe et al., 1983; Sipaúba-Tavares, 1988; Atencio-García et al., 2003).

Segundo Lovshin (1997), as tilápias (*Oreochromis niloticus*) ingerem uma grande quantidade de organismos do alimento natural, incluindo o zooplâncton. Esses autores afirmam que as tilápias utilizam organismos do alimento natural tão eficientemente que estoques de peixes de 3000 Kg/ha podem ser mantidos sem alimentação suplementar em viveiros bem fertilizados. Feiden & Hayashi (2005) ressaltam a importância do zooplâncton entre os itens alimentares nas fases larval e juvenil da piracanjuba (*Brycon orbignyannus*).

Além dos microcrustáceos, vários organismos aquáticos, tais como larvas de insetos quironomídeos, rotíferos, protozoários e algas, têm sido utilizados na alimentação de pós-larvas de peixes, mas nenhum com tanta intensidade e êxito quanto o Anostraca *Artemia salina*, originário de lagoas salinas costeiras e lagos salgados interiores. Essa espécie tem sido utilizada com grande sucesso em larvicultura de camarões e peixes, entretanto, nos últimos anos, as lucrativas empresas de processamento de cistos de *A. salina* vêm sofrendo reveses em função das variações climáticas, elevando o custo e, conseqüentemente, o preço de mercado desse organismo que tem sido amplamente utilizado em pisciculturas do mundo inteiro (Lavens & Sorgeloos, 2000). Assim, o alto custo de produção de cistos, aliado à sua escassez no mercado, limita o crescimento das carciniculturas e pisciculturas que utilizam esses organismos como fonte alimentar.

Dendrocephalus brasiliensis conhecido popularmente como branconeta ou branchoneta ou artêmia-de-água-doce, é uma espécie nativa de anostráceo dulcícola, filogeneticamente próxima às artêmias (Figura 1), e podem ser a resposta para as dificuldades a elas relacionadas.

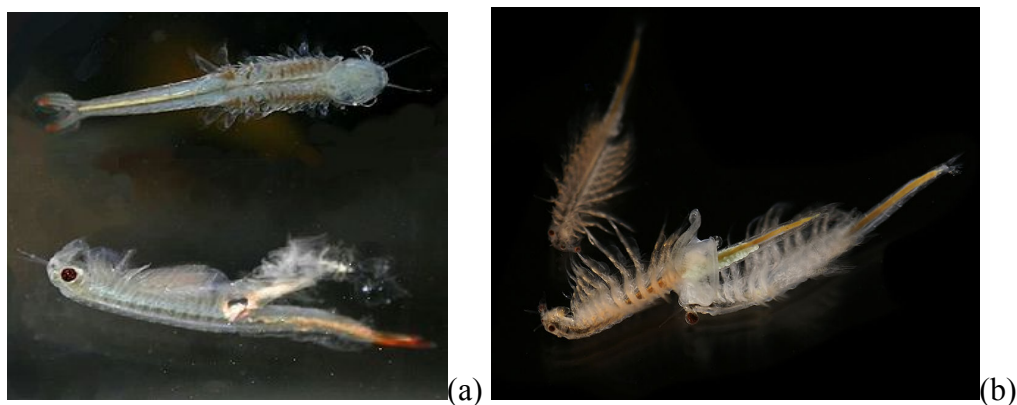


Figura 1: (a) *Dendrocephalus brasiliensis* (Fonte: <http://www.forumamordepeixe.com.br/viewtopic.php?f=97&t=219>); (b) *Artemia salina* (Fonte: <http://en.wikipedia.org/wiki/Anostraca>).

D. brasiliensis pertence a uma das cinco famílias de anostráceos registradas para a região neotropical, Thamnocephalidae. O gênero *Dendrocephalus* (Daday, 1908) é composto por 11 espécies distribuídas nas Américas tropical e subtropical (Belk e Sissom, 1992; Rabet e Thiéry, 1996). Essa espécie tem ocorrência registrada desde a Argentina até o Piauí (César, 1989). No entanto, só são encontradas em lagoas temporárias, isentas de peixes e de larvas de insetos, tais como Odonata, as quais são seus principais predadores. Contribui para a difícil observação deste organismo endêmico da região neotropical a curta duração de seu ciclo de vida (cerca de 90 dias) e a não convivência de diferentes gerações em um mesmo habitat, já que o recrutamento de uma nova geração depende da sazonalidade extrema, que culmina com a seca total do corpo d'água. Essa condição ambiental que parece ter moldado, durante o processo evolutivo, a história de vida deste organismo, do qual pouco se conhece em relação à totalidade de seus aspectos biológicos e ecológicos. No Brasil, Adolpho Lutz fez o primeiro registro de ocorrência de *Dendrocephalus* no município de Macaíba (RN), em 1929, denominando a espécie encontrada de *Dendrocephalus ornatus*. No entanto, em 1941, Linder verificou que a espécie descrita por Lutz era, na verdade, sinônimo de *D. brasiliensis* registrada por Pesta em 1921 para a Bahia e Piauí (Linder *apud* Belk e Brtek, 1995).

1.1 JUSTIFICATIVAS

Em função da grande escala e do aumento dos problemas associados às espécies exóticas invasoras, a atenção da sociedade global voltada para esse tema vem sendo cada vez maior (veja Convenção Internacional sobre Diversidade Biológica = CDB, 2010). A experiência internacional mostra que a estratégia mais eficiente para enfrentar o problema é evitar novas introduções (Ziller et al., 2007), uma vez que, trabalhando-se com estratégias de prevenção, os custos são menores e as chances de resolver os problemas são maiores quando comparadas às estratégias de controle pós-invasão. Os custos de controle de uma espécie exótica invasora são crescentes com o passar do tempo, e, por vezes, em estágios avançados de invasão, torna-se praticamente impossível a sua erradicação. Por isso, é importante que governos estaduais e municipais reconheçam o quanto antes as ameaças das invasões biológicas nos seus territórios para adotar medidas de prevenção e controle das espécies exóticas invasoras, em concordância com a Estratégia Nacional sobre Espécies Exóticas Invasoras (Resolução Conabio nº 5/09) e o compromisso do Brasil com a Convenção Internacional sobre Diversidade Biológica (CDB, 1992).

A tendência, em todos os habitats, é de que os impactos causados pelas espécies exóticas invasoras aumentem com o tempo. Entretanto, esses impactos são especialmente maiores nas ilhas e nos sistemas de água doce, como rios e lagos (Millennium Ecosystem Assessment, 2005).

Sistemas de água doce formam habitats isolados e com muitos endemismos, apresentando vulnerabilidades às invasões biológicas similares às das ilhas. Em rios e lagos, as espécies exóticas invasoras são apontadas como a segunda maior causa da perda de biodiversidade (Millennium Ecosystem Assessment, 2005). As invasões em

lagos estão entre as mais catastróficas. A introdução voluntária da perca-do-nilo (*Lates niloticus*) no Lago Vitória, na África, para desenvolver a indústria pesqueira, teve consequências desastrosas para a fauna endêmica do lago e para as populações do entorno. Cerca de dois terços das espécies de peixes nativos do lago foram extintos ou ficaram ameaçados de extinção, e a principal fonte de proteína das comunidades locais foi eliminada (Ogotu Ohwayo, 1990). Para a biodiversidade, fato semelhante ocorreu em várias lagoas no Estado de Minas Gerais (Leão et al. 2011), onde foi documentada uma redução de 50% na riqueza de peixes nativos após 10 anos da introdução do tucunaré (*Cichla ocellaris*), do apaiari (*Astronotus ocellatus*) e da piranha-vermelha (*Pygocentrus nattereri*) (Reaser et al., 2005).

A maioria das espécies de peixes utiliza organismos planctônicos como alimento, ao menos nas fases iniciais de seu desenvolvimento, pois os mesmos são ricos em vitaminas, proteínas e lipídios. Para a maioria delas, a alimentação com organismos vivos em seus primeiros dias de vida constitui o único procedimento adequado, propiciando taxas mais elevadas de crescimento e de sobrevivência (Basile-Martins 1984). A utilização de biomassa zooplânctônica na alimentação de peixes e de outros organismos utilizados na aquicultura é fundamental para o sucesso da fase de larvicultura. No entanto, não existe forma de cultivo ou captura de plâncton que realmente satisfaça as necessidades da aquicultura nacional e internacional, que têm na *A. salina* seu principal pilar. No entanto, fatores como poluição e sobrepesca têm ocasionado quedas na produção desse Anostraca.

Filogeneticamente próxima à *A. salina*, *D. brasiliensis* é um Anostraca neotropical que pode constituir uma alavanca para o desenvolvimento de pisciculturas em regiões mais carentes do Brasil, onde essa espécie é endêmica.

D. brasiliensis foi inicialmente considerada como praga nos tanques de piscicultura de Paulo Afonso-BA, em virtude do alto grau de infestação, grande biomassa gerada e alta capacidade filtradora, eliminando rapidamente o fitoplâncton e promovendo rapidamente a transparência da água em tanques fertilizados (Lopes et al., 1998). Com o passar do tempo, nessa mesma estação de piscicultura, percebeu-se que os peixes consumiam esses organismos com enorme voracidade. Assim, optou-se pela utilização desse animal como alimento vivo para as fases iniciais de peixes dessa estação, obtendo-se grande êxito (Lopes et al., op cit.), principalmente em relação aos peixes carnívoros, os quais apresentam as maiores dificuldades quanto à alimentação em cativeiro em virtude de suas exigências nutricionais. O interesse de outros estados brasileiros na utilização da espécie em aquicultura, especialmente naqueles onde a branconeta é nativa, tem aumentado desde então.

Para a produção de biomassa, *D. brasiliensis* tem grande potencial para ser utilizado com vantagem sobre a *A. salina*, uma vez que esses animais podem atingir 25mm de comprimento ou mais, enquanto que as espécies de *Artemia* chegam a 11mm (Lopes, 1998). Além disso, trata-se de um organismo dulcícola de fácil cultivo em tanques de piscicultura e imensa atratividade para larvas, juvenis e adultos de peixes (Lopes et al., 1998). No entanto, são necessárias pesquisas que estabeleçam critérios para utilização racional e responsável dessa espécie como alimento vivo para organismos utilizados atualmente na aquicultura nacional e em programas de reconstituição faunística.

O desenvolvimento de tecnologias para a produção em larga escala de *D. brasiliensis* representaria um enorme avanço para a aquicultura brasileira, especialmente de água doce. No entanto, uma questão que deve ser levada em consideração é o possível impacto da introdução dessa espécie em ambientes onde a mesma não ocorre

originalmente. No estado de São Paulo, embora *D. brasiliensis* não tenha ocorrência natural, já se tem registro de sua introdução acidental em estações de piscicultura localizadas nos municípios de Tabatinga (Mai et al., 2008) e Arealva, ambos na região central do estado. Assim, estudos relacionados às interações biológicas (competição, predação, herbivoria, etc.) entre *D. brasiliensis* e espécies zooplanctônicas endêmicas de cada região em que se pretenda implementar o seu cultivo, são necessários. Além disso, estudos ecológicos que enfoquem a dinâmica populacional de *D. brasiliensis* conjuntamente com outras populações planctônicas, durante os meses em que estas populações co-existem em ambientes naturais ou em tanques utilizados em aquicultura, são de suma importância para o entendimento dos processos produtivos e das interações dessa espécie. A descrição e o entendimento da complexidade das atividades e das interações biológicas, bem como a avaliação do papel das diferentes populações na dinâmica dos ecossistemas, consistem, em última análise, no objetivo central da ecologia de ecossistemas (Phillipson in Grodzinski et al., 1975). Tais estudos, sejam experimentais ou em ecossistemas naturais, gerarão conhecimentos científicos básicos e importantes sobre *D. brasiliensis*, essenciais para subsidiar futuras decisões de órgãos competentes no sentido de aprovar ou não a utilização desta espécie na aquicultura em regiões onde a mesma não ocorra naturalmente, como é o caso do Estado de São Paulo.

A alta capacidade de filtração de *D. brasiliensis* causa preocupação no caso de invasões de ambientes naturais onde essa espécie não ocorra originalmente, em virtude do seu possível impacto sobre o fitoplâncton e da competição com outras espécies zooplanctônicas por recursos alimentares. Além disso, sua capacidade de produzir cistos que permanecem viáveis após a seca, facilita sua permanência no ambiente após a introdução. Por outro lado, as características de seu ciclo de vida podem representar uma vantagem na utilização dessa espécie em aquicultura, uma vez que esses animais só

podem se estabelecer em ambientes efêmeros e seus cistos necessitam sofrer dessecação antes da eclosão.

Assim, com o intuito de contribuir para o conhecimento do real impacto que *D. brasiliensis* sobre espécies zooplanctônicas nativas do estado de São Paulo, no presente trabalho, foram realizados estudos para avaliar a dinâmica populacional e as interações biológicas de *D. brasiliensis* com outras espécies zooplanctônicas em ambientes experimentais. O conhecimento das interações biológicas (herbivoria, competição, predação, etc.) desse anostráceo com populações planctônicas nativas de ecossistemas límnicos do estado de São Paulo e de outros estados onde o mesmo não tenha ocorrência natural de grande relevância e deve ocorrer antes que esses animais comecem a ser utilizados como alimento vivo em sistemas de aquicultura dessas regiões.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Este estudo teve como principal objetivo avaliar a dinâmica populacional de *Dendrocephalus brasiliensis* e suas interações com comunidades zooplanctônicas nativas do estado de São Paulo, em um ambiente experimental (EA-DHb/UFSCar), a fim de detectar possíveis impactos de uma eventual introdução desse Anostraca em ambientes naturais onde o mesmo não ocorra originalmente.

2.2. Objetivos específicos

- Amostrar ambientes naturais do Estado de São Paulo próximos a duas estações de piscicultura “contaminadas” com branconeta (Tabatinga e Arealva), para verificar se houve invasão dessa espécie nestes ambientes naturais a partir das pisciculturas;
- Cultivar, em condições controladas de laboratório e em tanque de 10.000L, a clorofícea *P. subcapitata* para alimentação do zooplâncton;
- Obter inóculos em ambientes naturais do estado de São Paulo, especialmente na região de São Carlos;
- Acompanhar a sucessão zooplanctônica em tanque experimental (10.000L) inoculado com zooplâncton natural da região;

- Acompanhar a dinâmica populacional da comunidade zooplanctônica em ambiente experimental (10.000L) com e sem a presença de *D. brasiliensis*, através da determinação da composição, abundância relativa e densidade numérica dos organismos

- Acompanhar a dinâmica populacional de *D. brasiliensis* em ambiente experimental (mesmo experimento acima) com a presença de zooplâncton nativo do estado de São Paulo;

- Monitorar as características físicas, químicas e biológicas no tanque experimental;

3. HIPÓTESES

- A branconeta está restrita às duas estações de pisciculturas “contaminadas” (Tabatinga e Arealva), uma vez que essa espécie necessita das condições específicas existentes nos ambientes temporários das quais as mesmas são provenientes;
- Durante a sucessão zooplanctônica no tanque experimental, há predominância inicial de espécies menores, oportunistas e com ciclo de vida curto, as quais são gradativamente substituídas por espécies maiores e com ciclo de vida mais longo;
- A presença de *D. brasiliensis* diminui a riqueza de espécies zooplanctônicas e/ou altera sua abundância relativa. ;
- *D. brasiliensis* mantém relações competitivas com outras espécies zooplanctônicas, especialmente as filtradoras, que podem levar à extinção de espécies no ambiente estudado;

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. Local do experimento

4.1.1 Estação de aquicultura

A Estação de Aquicultura do Departamento de Hidrobiologia (EA-DHb) da UFSCar (Figura 2) é composta por seis tanques retangulares de 10.000 L, quatro tanques circulares de 1.500 L e dois tanques circulares de 2.000 L (Figura 3). Os tanques são interligados entre si e ligados a quatro bombas de 1000 W de potência, entretanto durante o período experimental, o tanque retangular utilizado permaneceu isolado.



Figura 2: Vista externa da Estação de Aquicultura do Departamento de Hidrobiologia da Universidade Federal de São Carlos - DHb/UFSCar. (Foto: Yeda C. Paccagnella, 2011).

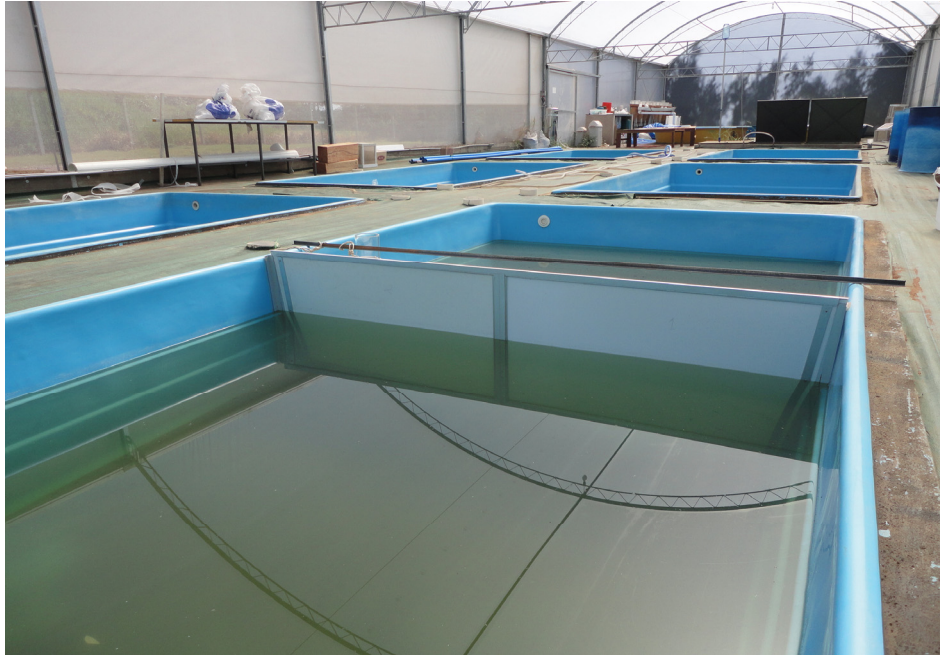


Figura 3: Vista interna da Estação de Aquicultura do Departamento de Hidrobiologia da Universidade Federal de São Carlos - DHb/UFSCar. (Foto: Yeda C. Paccagnella, 2011).

4.1.2. Tanque experimental

O tanque experimental (Figura 4) utilizado é constituído de fibra de vidro e apresenta dimensões de 2,28m de largura, 4,28m de comprimento e 1m de profundidade. Tem capacidade para 10.000 litros de água, dos quais foram utilizados aproximadamente 7.000L. Primeiramente, o referido tanque foi limpo com hipoclorito de sódio, enxaguado abundantemente com água e deixado secar para que todo o resíduo de cloro fosse evaporado. Foi, então, preenchido com água declorada, para posterior introdução da microalga *Pseudokirchneriella subcapitata* e do zooplâncton coletado na cidade de São Carlos e região.

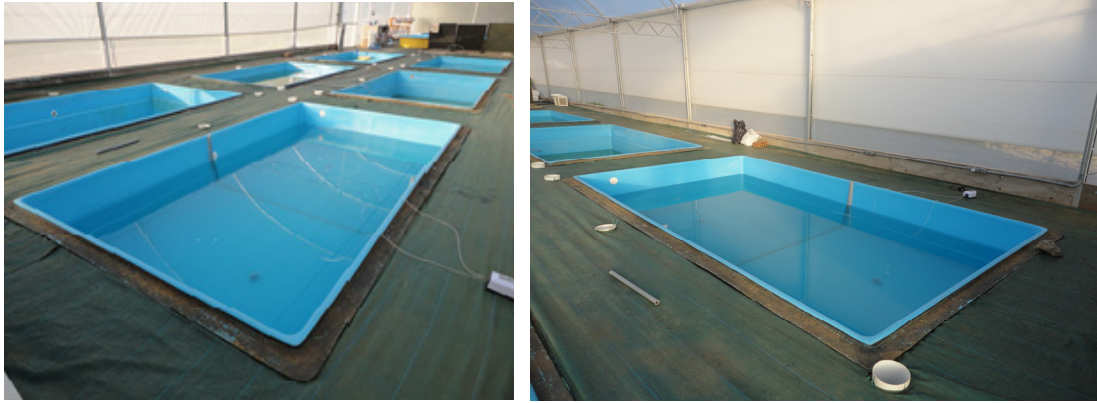


Figura 4: Duas imagens do tanque experimental com água dechlorada. (Fotos: Yeda C. Paccagnella, 2011).

4.2. Cultivo de microalgas em laboratório

Em laboratório, foram feitos cultivos da microalga clorofícea *Pseudokirchneriella subcapitata* em meio de cultura L.C Oligo (Afnor, 1980) com pH ajustado para 7,0. Os meios foram autoclavados por 20 minutos, a 121°C, em erlenmeyer de 2000 mL de capacidade contendo 1000 mL de meio (Figura 5a). Após a inoculação, a partir de uma concentração estimada em torno de 1×10^4 células.mL⁻¹, a cultura foi mantida sob iluminação constante de 4000 lux, fotoperíodo de 12/12 h luz/escuro e a temperatura controlada em $22 \pm 2^\circ\text{C}$ (ABNT, 2004). A densidade algal foi estimada através de contagem em hemocitômetro Improved Neubauer-Bright Line, sob microscópio óptico. Quando o cultivo atingiu a fase exponencial de crescimento, as células foram acondicionadas em garrafas plásticas limpas e mantidas sob refrigeração média de 5°C. Em seguida, o sobrenadante foi descartado e as células ressuspensas em água de cultivo de zooplâncton, para evitar a introdução de nutrientes que pudessem ser tóxicos aos organismos, após o qual era levado para a alimentação dos animais. O cultivo das algas foi realizado também em baldes plásticos translúcidos com capacidade para 10 e 15L (Figura 5b), mantidos sob as mesmas condições de cultivo acima. Para as

condições dessas culturas maiores no meio L.C Oligo (Afnor, 1980), a quantidade utilizada da solução 7 foi quadruplicada e as demais soluções foram duplicadas proporcionalmente ao volume utilizado em culturas menores (1 e 2L), segundo as normas de cultivo do anexo A.5.2.1. (ABNT): Preparo do meio de cultura para algas verdes unicelulares.

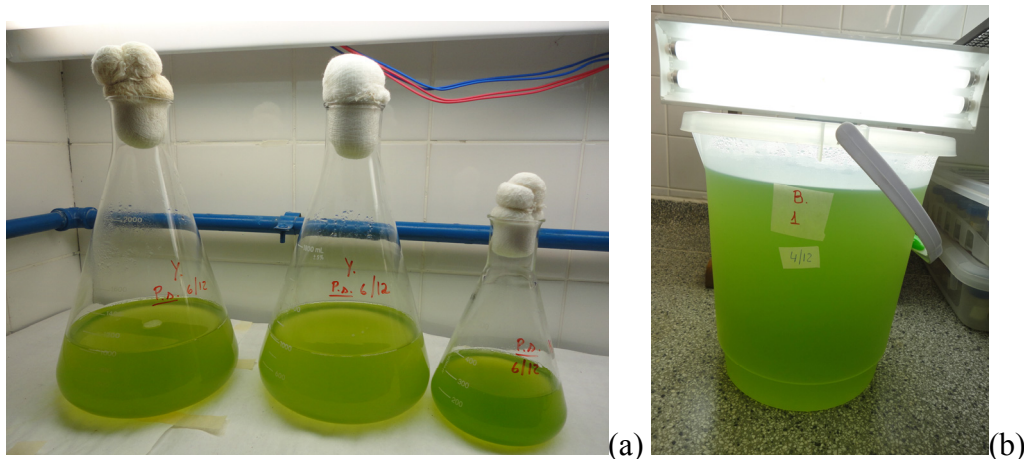


Figura 5: Cultivo de microalgas em erlenmeyers (a) e em balde plástico (b). (Fotos: Yeda C. Paccagnella, 2011).

4.3. Desenho experimental

O experimento realizado no tanque de 10.000L da EA-DHb foi dividido em duas fases. Na primeira etapa, entre 06 de agosto e 16 de dezembro de 2011 (**Fase I**), a sucessão zooplanctônica no tanque experimental foi acompanhada por 133 dias. Na segunda etapa (**Fase II**), com a comunidade zooplanctônica já estabelecida, o tanque foi dividido em dois compartimentos iguais (**A** e **B**), sendo que em um deles foi introduzida a branconeta, enquanto que o outro permaneceu com a composição zooplanctônica original. Dessa forma, a dinâmica das populações presentes no ambiente experimental

foi acompanhada na presença de branconeta e em sua ausência. A Fase II teve duração de 39 dias e foi realizada entre 19 de dezembro de 2011 e 26 de janeiro de 2012.

4.3.1. Fitoplâncton no tanque experimental

As microalgas cultivadas em laboratório foram utilizadas como inóculo no tanque experimental, o qual foi inicialmente enriquecido com NPK para que a comunidade fitoplanctônica se estabelecesse antes da inoculação do zooplâncton. A introdução de NPK no tanque prosseguiu gradualmente até o dia 28 da fase I, quando atingiu a concentração de 80%.

Os cultivos de *P. subcapitata* em baldes foram mantidos durante todo o período experimental para complementar a alimentação do zooplâncton e das branconetas.

4.3.2. Zooplâncton no tanque experimental

Após o estabelecimento do fitoplâncton no tanque experimental (Figura 6), evidenciado através da utilização do disco de Secchi e de análises de clorofila *a*, foi introduzido o zooplâncton coletado com rede de 68 µm de abertura de malha, na Represa do Lobo (Itirapina), Represa do Monjolinho (UFSCar), Lago Mayaca (UFSCar) e arredores de São Carlos, e Represa de Barra Bonita (Barra Bonita), entre os meses de junho e julho de 2011. Os inóculos zooplanctônicos coletados foram sendo depositados no tanque experimental.

Entre os meses de agosto e dezembro de 2011, foram acompanhados o estabelecimento e a sucessão das populações zooplanctônicas no tanque (Figura 7), através de coletas bissemanais, realizadas no período matutino entre 9h00 e 10h30.

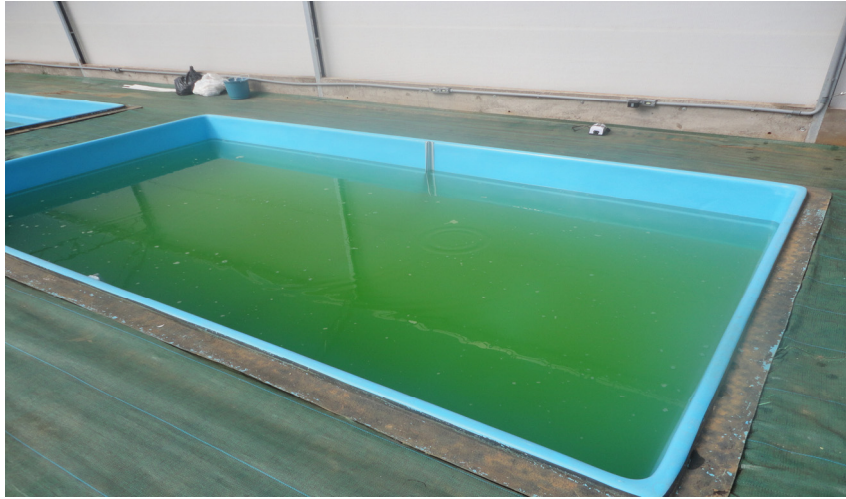


Figura 6: Tanque experimental com fitoplâncton estabelecido.

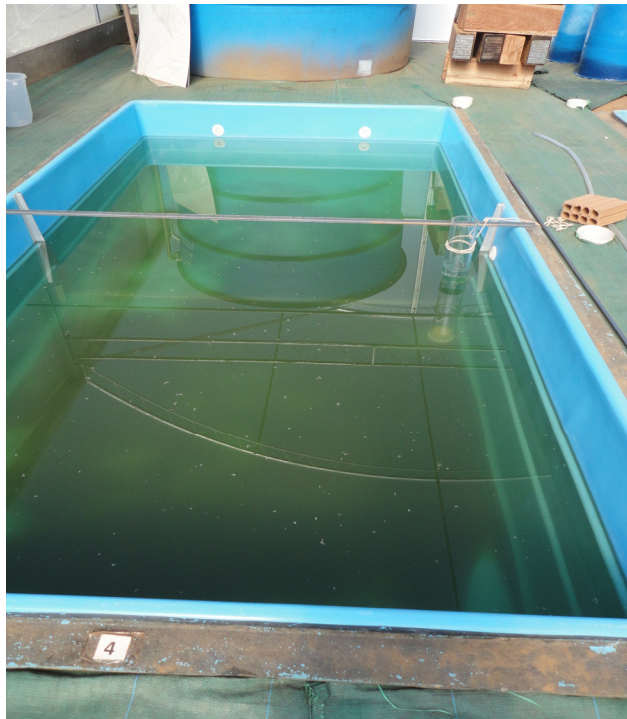


Figura 7: Tanque experimental com populações zooplanctônicas estabelecidas. (Fotos: Yeda C. Paccagnella, 2011).

No dia 16 de dezembro de 2011, foi colocada uma placa de PVC (policloreto de vinil) de alto impacto com 4 milímetros de espessura, utilizada como divisória para o tanque experimental, o qual ficou separado em dois compartimentos experimentais iguais e sem comunicação entre eles (Figura 8). A partir do dia 19 do mesmo mês, até

26 de janeiro de 2012, foram feitas coletas diárias nos dois lados do tanque, entre 17h30 e 19h30. Para a amostragem do zooplâncton utilizou-se um cilindro de acrílico com 5 cm de diâmetro, 1m de altura, aproximadamente 2 litros de capacidade e com rolhas de borracha nas extremidades (Fig. 9a). A cada coleta, após as medidas com sonda multiparamétrica e coleta de água para posteriores análises laboratoriais e antes de cada amostragem de zooplâncton, era feita uma delicada homogeneização da coluna d'água com o auxílio de um remo, em virtude da distribuição agregada das branconetas e de outros componentes do zooplâncton. O amostrador de acrílico era, então, inserido até o fundo do tanque, integrando-se toda a coluna d'água. O procedimento foi repetido várias vezes até que se tivesse um volume amostrado de aproximadamente 15L em cada compartimento experimental. As amostras eram, então, filtradas em rede de 68 μ m de abertura de malha e acondicionadas em recipientes plásticos com tampa de rosca, com 200 mL de capacidade (Fig. 9c). Os animais coletados foram anestesiados com água gaseificada para evitar regurgitação ou liberação de ovos pela contração excessiva, sendo posteriormente fixados em solução de formaldeído a 4% com glicose 6%, para evitar a liberação de ovos de cladóceros (Haney & Hall, 1973).

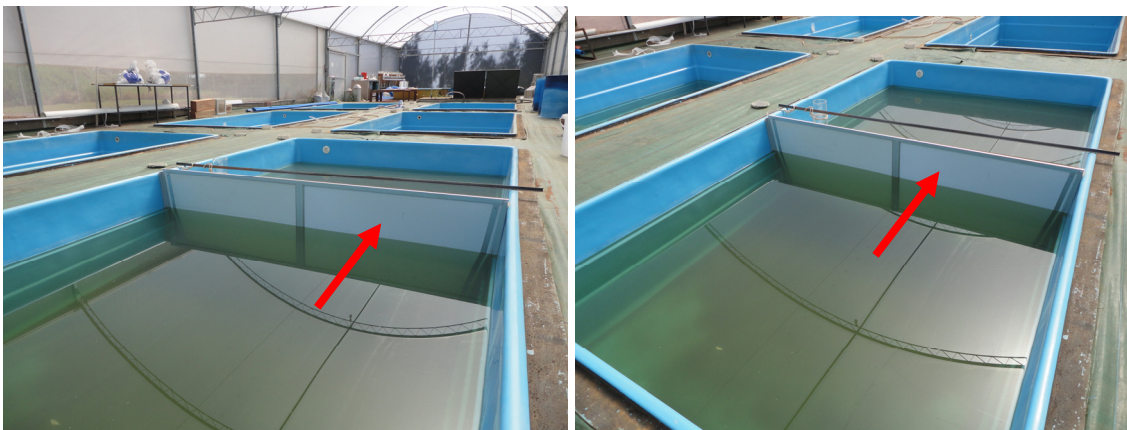


Figura 8: Duas imagens do tanque experimental com a divisória de PVC (setas vermelhas). (Fotos: Yeda C. Paccagnella, 2011).

Para as análises qualitativa e quantitativa do zooplâncton, foi utilizado microscópio estereoscópico Leica MZ-6 com aumento de até 50 vezes e microscópio óptico Leica com câmara clara, câmara fotográfica e com aumento de até 1000 vezes, ambos munidos de ocular micrometrada.

A identificação dos organismos foi feita com a utilização de bibliografia especializada (Edmondson, 1959; Smirnov, 1974; Koste, 1978; Reid, 1985; Koste e Shiel, 1986; Segers, 1995; Elmoor-Loureiro, 1997; Nogrady e Segers, 2002; Segers e Shiel, 2003; Silva, 2003; Silva e Matsumura-Tundisi, 2005; Tundisi e Matsumura-Tundisi, 2008).

As quantificações de cladóceros e copépodos foram feitas através de contagens de subamostras em placas de acrílico quadriculadas (Fig. 9b), sob microscópio estereoscópico, com aumento de 50 vezes. Para os rotíferos e protozoários, subamostras de 1 mL foram contadas em câmara de Sedgewick-Rafter, sob microscópio óptico com aumento de até 1000 vezes.

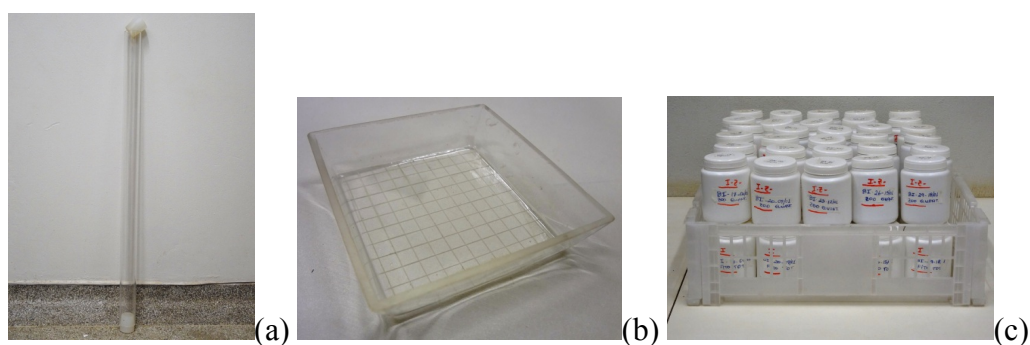


Figura 9: Cilindro de acrílico com 5 cm de diâmetro e 1m de altura (a); placa de acrílico quadriculada (b) e recipientes plásticos de 200 mL (c). (Fotos: Carolina P. Braga, 2012)

4.3.2.1. Índices ecológicos

I) Índice de frequência de ocorrência

A frequência de ocorrência das espécies zooplanctônicas foi calculada segundo Dajoz (1983), considerado-se o número de amostras em que a espécie ocorreu, em relação ao número total das amostras coletadas (em porcentagem), de acordo com a seguinte fórmula:

$$F = 100 \cdot Pa/P$$

Onde:

F = frequência de ocorrência;

Pa = número de amostras contendo a espécie;

P = número total de amostras.

As espécies foram classificadas em constantes, frequentes, comuns ou raras, de acordo com os seguintes critérios:

a. constantes – espécies presentes em 80% ou mais das amostras;

b. frequentes – espécies presentes em 50% ou mais e em menos de 80% das amostras;

c. comuns – espécies presentes em 20% ou mais e em menos de 50% das amostras;

d. raras – espécies presentes em menos de 20% das amostras.

II) Índices de diversidade

a. Índice de Shannon (H')

$$H = -\sum_i \frac{n_i}{N} \log\left(\frac{n_i}{N}\right)$$

onde:

n_i = valor de importância de cada espécie;

N = total dos valores de importância.

b. Índice de Dominância (D')

$$H = 1 - \sum_i \left(\frac{n_i}{N}\right)^2$$

onde:

n_i = valor de importância de cada espécie (números, biomassa, etc.);

N = total de valores de importância.

c. Índice de Equitabilidade ou Uniformidade (J')

$$J = H' * H'_{\text{máx}}^{-1}$$

onde:

H' = índice de diversidade de Shannon

$$H'_{\text{máx}} = \text{Log}S$$

4.3.3. *Dendrocephalus brasiliensis*

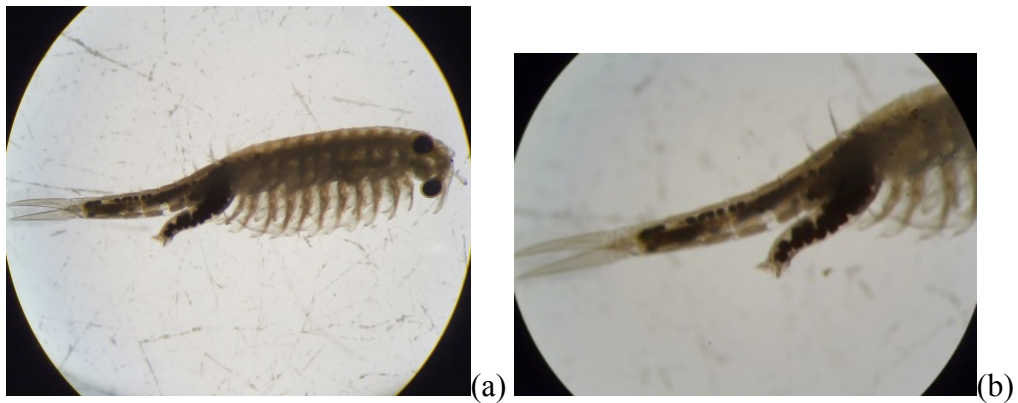


Figura 10: Fêmea de *Dendrocephalus brasiliensis* (a) e detalhe do saco ovífero (b).

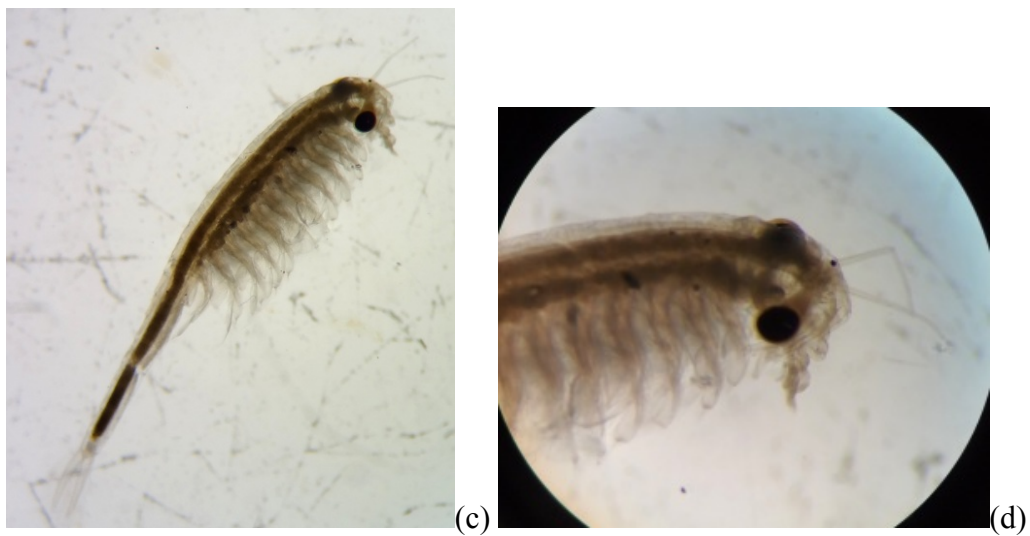


Figura 11: Macho de *Dendrocephalus brasiliensis* (c) e detalhe do aparelho bucal (d). (Fotos: Carolina P Braga, 2012).

Após o estabelecimento das populações zooplanctônicas no tanque, o qual se deu entre agosto e dezembro de 2011, foi colocada uma divisória no tanque no dia 16 de dezembro de 2011. O tanque ficou, então, dividido em dois compartimentos experimentais, denominados A e B. O compartimento A do tanque experimental continuou com a mesma comunidade zooplanctônica já estabelecida, enquanto que o compartimento B, teve adição de cistos de resistência de branconetas (Fig. 13).

Antes da adição dos cistos de branconetas no compartimento B do tanque experimental, foi realizado um experimento preliminar para a determinação da taxa de eclosão do lote de cistos utilizado no experimento. Dessa forma, o número de cistos a ser adicionado no experimento pôde ser calculado. Esse experimento foi realizado em um tubo de acrílico de 10 cm de diâmetro, 1m de altura e aproximadamente 8 L de capacidade, fechado na extremidade inferior e aberto na superior (Fig. 12b). O tubo ficou parcialmente submerso no tanque (Figura 12a), nas mesmas condições experimentais.

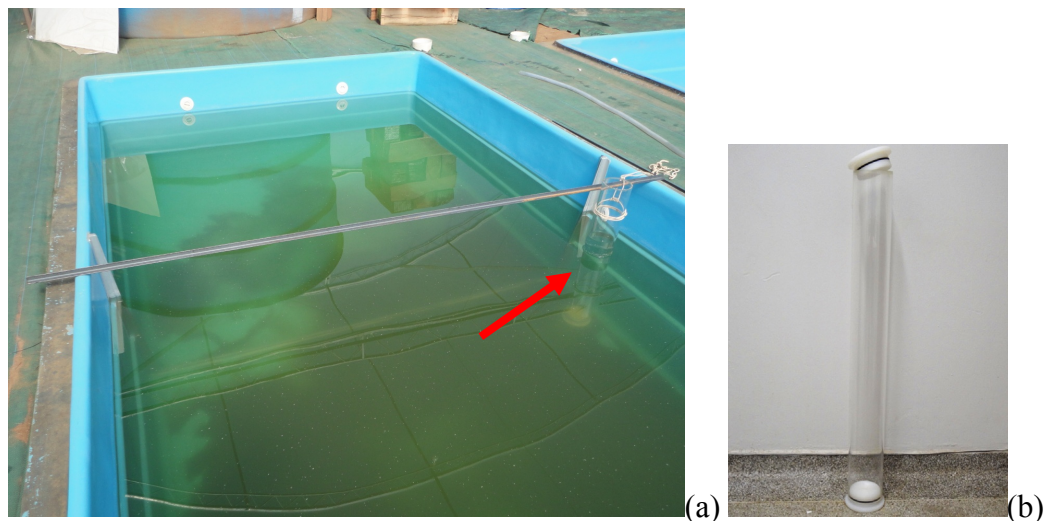


Figura 12: (a) e (b) Tubo de acrílico (seta vermelha) utilizado no experimento preliminar de taxa de eclosão de cistos de resistência de branconeta. (Fotos: Yeda C. Paccagnella, 2011)

No dia 06/12 foi colocado dentro do cilindro 0,2 g de sedimento contendo aproximadamente 50 a 55 cistos, os quais foram previamente molhados durante 12 horas e depois colocados ao sol para secar.

Dez dias depois da adição dos cistos, foi feita a primeira contagem dos indivíduos que eclodiram. O cilindro foi retirado da água e seu conteúdo passado em rede de plâncton de 45 μm de abertura de malha, após o que a água foi devolvida ao cilindro para prosseguimento do experimento. Esse procedimento foi repetido após uma

semana. Esse experimento preliminar resultou em uma taxa de eclosão do lote de cistos de 49,12%.

Após o experimento preliminar descrito acima, foi depositado no compartimento B do tanque, sedimento contendo aproximadamente 210.000 cistos de *D. brasiliensis*, previamente peneirado em peneira de 1000 μm e depois de 200 μm de abertura de malha. Antes de ser depositado no fundo do tanque experimental, o sedimento contendo os cistos foi hidratado por 12 horas e novamente desidratado (Lopes, 2007). Iniciou-se, então, o estabelecimento de uma população de *D. brasiliensis* (Figuras 10, 11 e 14) no compartimento B do tanque experimental. Os cistos de branconeta começam a apresentar eclosão após 24 horas, em média. Nesse experimento, as coletas foram iniciadas 3 dias após a introdução dos cistos no compartimento experimental B. A partir de 19 de dezembro, foram realizadas coletas diárias nos dois compartimentos experimentais, até o dia 26 de janeiro de 2012, sendo coletados aproximadamente 10L de cada lado, entre 17h30 e 19h30. As coletas foram realizadas da mesma forma descrita no item 4.3.2., a fim de comparar a dinâmica populacional do zooplâncton e as interações competitivas entre as espécies, na ausência e na presença da branconeta.

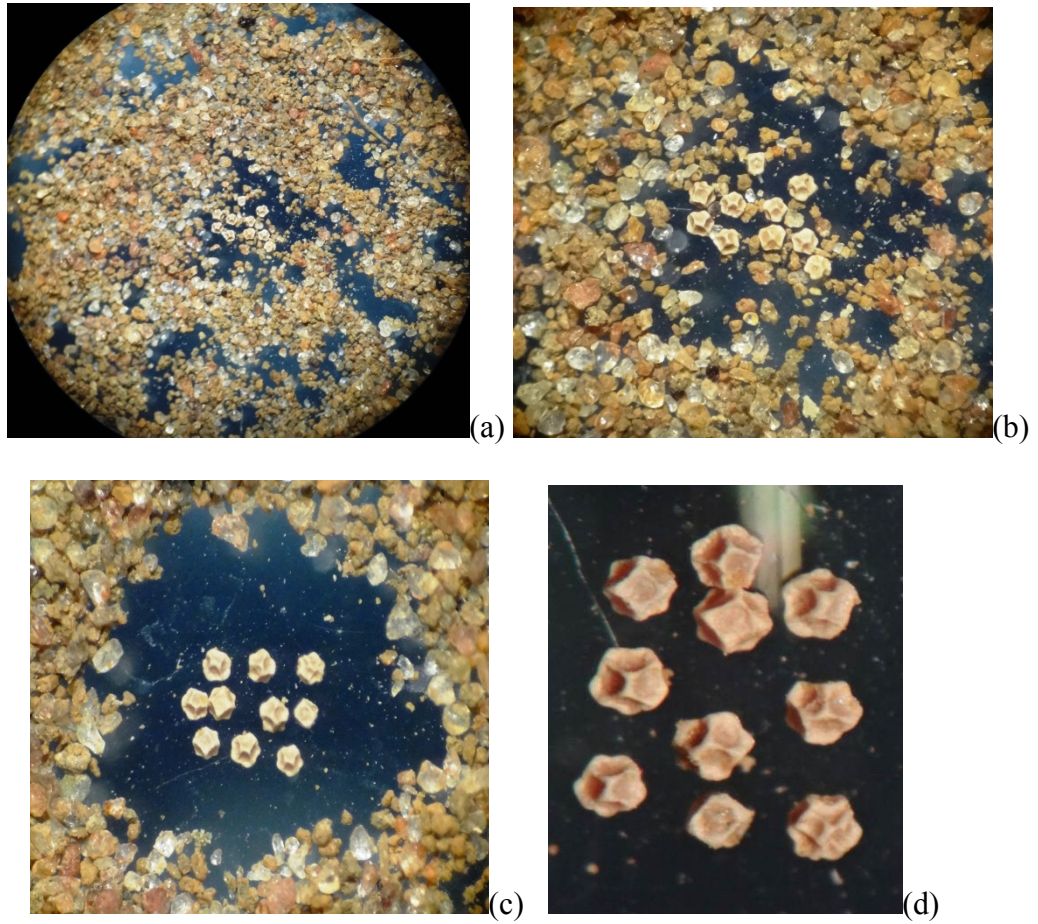


Figura 13: Cistos de resistência de *D. brasiliensis* (a), (b), (c), (d). (Fotos: Carolina P. Braga,

2012)



Figura 94: População de branconeta em ambiente experimental (Foto: Lays Alho, 2012).

4.3.4. Variáveis ambientais

Variáveis físicas e químicas da água, tais como temperatura, pH, concentração de oxigênio dissolvido e condutividade elétrica foram medidas *in situ* através de sonda multiparâmetros YSI 6600 (Fig. 15).



Figura 15: Sonda multiparâmetros YSI 6600. (Foto: Carolina P. Braga, 2012)

Além disso, foram coletadas amostras de água para posteriores análises laboratoriais. Essas amostras foram coletadas com auxílio de uma garrafa de Van Dorn (5,0 L), na superfície e no fundo (15 cm acima do sedimento) da coluna d'água, acondicionadas em frascos plásticos e transportados até o laboratório para processamento e congelamento até o momento das análises. Posteriormente, foram analisadas as concentrações de nutrientes, material em suspensão e clorofila *a*.

Com relação aos nutrientes, foram determinadas as concentrações de nitrito, nitrato, amônio e fósforo dissolvido, de acordo com metodologias descritas por: Nanzel & Valano, 1964 e Nanzel & Corvin, 1965 *apud* Golterman *et al.*, 1978 (fosfato dissolvido); Koroleff, 1976 (amônio); Dendchneider & Robinson, 1952 *apud* Golterman *et al.*, 1978 (nitrito); e Mackereth *et al.*, 1978 (nitrato). As leituras foram feitas em espectrofotômetro HACH DR5000 (Loveland, Co., USA)

Na técnica utilizada para a determinação de amônio, o mesmo reage com o fenol e o hipoclorito de sódio em uma solução alcalina para formar o indofenol azul. A reação é catalisada pelo nitroprussiato de sódio. A intensidade da coloração resultante é proporcional ao amônio presente e é medido espectrofotometricamente a 635 nm.

O nitrito é medido pela reação com a sulfanilamida em meio fortemente ácido, formando um composto que reage com o bicloridrato de N-1-naftil-etilenodiamina, resultando num composto róseo, cuja absorbância é medida espectrofotometricamente a 543 nm.

O nitrato é reduzido a nitrito pela reação com cádmio amalgamado. O nitrito é então determinado da mesma forma acima descrita. Do valor final obtido, subtrai-se a quantidade de nitrito presente na amostra antes da redução.

Para o fosfato dissolvido, é feita a digestão da amostra, autoclavando-a com persulfato de potássio, a fim de oxidar a matéria orgânica e converter todo o fosfato à forma inorgânica solúvel (ortofosfato), que é então quantificado segundo a técnica acima descrita.

Para a determinação do material em suspensão, utilizou-se o método gravimétrico descrito por TEIXEIRA *et al.* (1965), que consiste na verificação da diferenças de peso entre filtros previamente calcinados em mufla (450°C) e, após a filtração de um volume conhecido de água do ambiente, sendo submetidos primeiramente à temperatura de 60°C por 24 horas e, logo após, a 450°C por 1 hora. Essas diferenças de peso fornecem as quantidades de material em suspensão total, inorgânico e orgânico. Para isto, as amostras de água foram filtradas em filtros de fibra GF-F, com 0,7 µm de abertura de poro. Para as pesagens, utilizou-se uma balança microanalítica de alta precisão (Sartorius MC21S, com acuracidade de 1 µg). Os resultados foram expressos em mg. L⁻¹.

A concentração de clorofila *a* foi determinada segundo método descrito por Shoaf e Lium (1976). Para cada análise, foram filtrados 1.000 mL da amostra através de filtros de membrana de acetato de celulose Millipore(0,45µm de abertura de poro).Os filtros foram armazenados em freezer até o momento de iniciar o procedimento da extração da clorofila *a*, quando foram colocados em tubetes plásticos com 5 mL de dimetilsulfóxido (DMSO). Os tubetes foram mantidos no escuro por 30min, agitados novamente e colocados por mais 15min no escuro. A absorvância foi lida com auxílio de espectrofotômetro HACH DR5000 (Loveland, Co., USA) e a concentração de clorofila *a* calculada através da equação 3 apresentada por Jeffrey e Humphrey (1975).

4.3.5. Análises estatísticas

Foi utilizado o método estatístico da Análise de Correspondência Canônica (CCA) para correlacionar os grupos zooplanctônicos com as variáveis ambientais (físicas, químicas e clorofila *a*).

4.4. Amostragem de ambientes naturais no entorno das estações de Piscicultura de Tabatinga e Arealva

Foram amostrados ambientes naturais próximos a duas Estações de Piscicultura “contaminadas” com branconeta, localizadas nos municípios de Arealva (Sítio Corvo Branco, de propriedade de Sílvio Izar, Distrito de Marilândia – Figura 16) e Tabatinga (Piscicultura Talarico, Sítio São João, de propriedade de Marcel Talarico - Figuras 17 e 18), no estado de São Paulo, a fim de se verificar uma possível invasão desses ambientes naturais por essa espécie exótica proveniente das referidas pisciculturas.

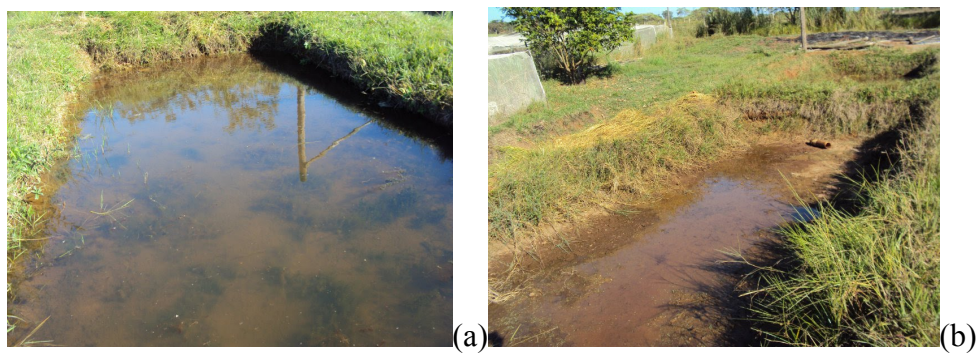


Figura 106: Tanques da Estação de Piscicultura do município de Arealva, estado de São Paulo, onde ocorreu a introdução acidental da branconeta: (a) tanque cheio de água com população de branconetas; (b) tanque seco com cistos de resistência de branconeta no sedimento. (Fotos: Giseli Swerts Rocha, 2011)



Figura 117: Vista aérea da Piscicultura Talarico, no Sítio São João, de propriedade de Marcel Talarico, no município de Tabatinga (Fonte: <http://www.revistacoopercitrus.com.br/?pag=materia&codigo=272>).



Figura 18: Tanques da Estação de Piscicultura no município de Tabatinga, estado de São Paulo, onde ocorreu a introdução acidental da branconeta: (a) e (c) tanques cheios de água com população de branconetas; (b), (d) e (e) tanques secos com cistos de resistência.

Foram realizadas coletas de sedimento nos riachos que recebem água dos dutos de saída (Figura 19) que drenam os tanques das Estações de Piscicultura nos dois municípios paulistas onde foi registrada a introdução acidental da branconeta.



Figura 129: Duto de drenagem de tanque da Estação de Piscicultura Talarico, localizada no município de Tabatinga. Esse canal leva a água dos tanques para riachos próximos. (Fotos: Giseli Swerts Rocha, 2011).

Na Estação de Piscicultura Talarico, em Tabatinga, o duto de saída que recebe os drenos dos tanques desemboca num riacho (S 21° 71' 234 W 48° 70' 184) que vai para o Córrego do Cavalo, o qual, por sua vez, desemboca no Rio Tietê. O riacho amostrado encontra-se a 486m de altitude. No momento da coleta do sedimento, foram feitas medidas de algumas variáveis ambientais da água do córrego com sonda multiparâmetros YSI 6600, quais sejam: pH (6,69), concentração de oxigênio dissolvido (8,03 mg.L⁻¹), turbidez (15,7 NTU) e clorofila *a* (0,9 µg.L⁻¹). Foram coletados 693,73g de sedimento.

No Sítio Corvo Branco (Arealva), o duto de saída que recebe água dos drenos dos tanques de piscicultura desemboca em riacho que chega ao Rio Tietê. Nesse riacho foram coletados 1.636,38g de sedimento e medidas as seguintes variáveis: pH (7,45), concentração de oxigênio dissolvido (8,47 mg.L⁻¹), turbidez (7,05 NTU), clorofila *a* (4,35 µg.L⁻¹) e temperatura da água (25,15 °C).

O sedimento foi amostrado com o auxílio de uma draga tipo Van Veen (Fig. 20), acondicionado em sacos plásticos e transportado até o laboratório para análises de granulometria e para avaliação da presença de cistos de resistência de *D. brasiliensis*.



Figura 20: Draga de Van Veen utilizada para coleta de sedimento nas Estações de Piscicultura de Tabatinga e Arealva. (Foto: Giseli Swerts Rocha, 2011).

O sedimento coletado foi seco ao sol, peneirado com peneiras de 1000 e 200 μ m (Fig. 21) e analisado com o auxílio de estereomicroscópio Leica MZ-6, em placas acrílicas quadriculadas, onde os cistos foram quantificados em subamostras de sedimento.



Figura 21: Peneiras de 1000 e 200 μ m. (Foto: Carolina P. Braga, 2012)

4.5. Disposição de resíduos químicos e biológicos.

Os resíduos químicos e biológicos gerados no trabalho foram dispostos na Central de Resíduos da UFSCar, para a destinação apropriada, de acordo com projeto analisado pela Comissão de Ética Ambiental da UFSCar.

Em especial no que se refere aos cultivos de *D. brasiliensis*, todo o cuidado foi tomado para que os resíduos biológicos, em especial cistos de resistência da branconeta, não atingissem acidentalmente os corpos d'água da região. Os tanques da EA-DHb possuem um sistema de recirculação de água e de filtros que evitam o escape de organismos e cistos. Periodicamente, esses filtros são trocados e os antigos incinerados. No laboratório, todos os meios de cultura com animais e ou cistos foram filtrados em pré-filtros, os quais foram secos e encaminhados à Central de Resíduos para incineração.

5. RESULTADOS

5.1. Fase I

Durante a Fase I do período experimental (sucessão do zooplâncton) compreendido entre 06/08/2011 e 16/12/2012, a temperatura do ar variou entre 24,4 e 41,0°C e a da água, entre 19,85 e 27,57°C. A condutividade da água variou entre 53 e 109 $\mu\text{S cm}^{-1}$, as concentrações de oxigênio dissolvido entre 3,63 e 11,5 mg.L^{-1} , o pH entre 5,92 e 8,32 e a concentração de clorofila *a*, entre 1,4 e 15,66 $\mu\text{g L}^{-1}$. A Tabela 1 mostra os valores médios das variáveis ambientais para o período experimental (133 dias). No Anexo 1, são apresentados os valores diários dessas variáveis.

Tabela 1: Valores das médias e desvios-padrão das variáveis ambientais e clorofila *a* medidas no tanque durante a FASE I (n = 133 dias) experimental.

FASE 1		
Variáveis ambientais	Média	Desvio Padrão
Temperatura do ar (°C)	31,42	4,08
Temperatura da água (°C)	25,25	1,66
Condutividade ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	89,21	18,97
Porcentagem de saturação do oxigênio	96,24	23,61
Oxigênio dissolvido (mg L^{-1})	7,98	2,06
pH	7,38	0,68
clorofila <i>a</i>	7,04	4,92
N-NH ₄ ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	1217,18	292,29
N-NO ₂ ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	187,84	54,20
N-NO ₃ ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	1069,23	206,32
P-dissolvido ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	325,00	101,65

As espécies presentes na comunidade zooplancônica encontradas no tanque experimental durante a Fase I, foram agrupadas por grupos taxonômicos como Rotifera, Cladocera, Copepoda, Protozoa e Outros (meroplâncton). Durante a sucessão zooplancônica nesses 133 dias, a abundância relativa entre os grupos variou. Entre os dias 1 e 14 do período de coletas, houve predomínio dos organismos Copepoda Calanoida (náuplios); entre os dias 18 e 32 o grupo Protozoa predominou; entre os dias 35 a 49, os Cladocera; entre os dias 53 e 67, os Copepoda Cyclopoida (náuplios) predominaram; entre os dias 74 e 80, os Rotifera, que finalmente foram sucedidos pelos Cladocera, os quais predominaram entre os dias 94 e 133, como pode ser observado na Figura 22. Na figura 23 são apresentados os resultados da Fase I em termos de abundância relativa dos grupos zooplancônicos presentes.

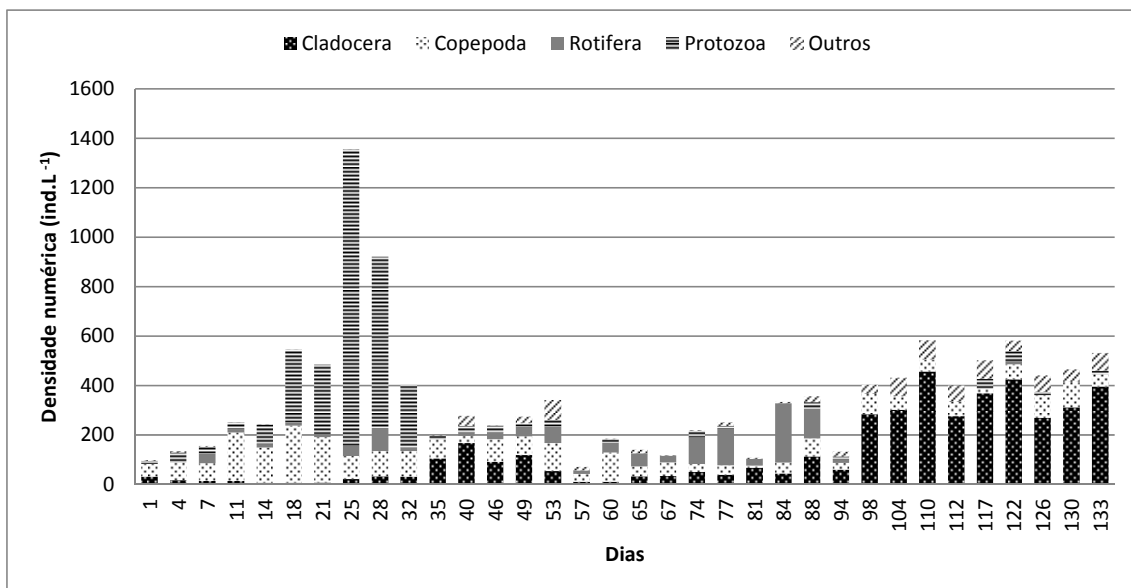


Figura 22: Densidade numérica (ind.L-1) dos grupos zooplancônicos presentes no tanque experimental durante o período analisado da Fase I (133 dias).

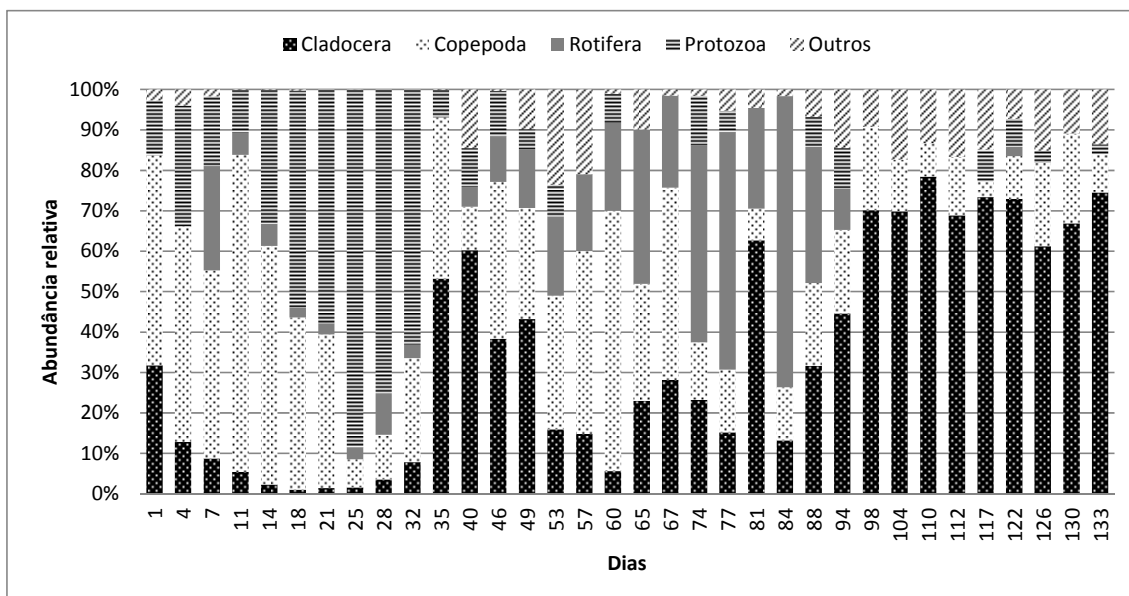


Figura 23: Abundância relativa dos grupos zooplantônicos durante o período experimental da Fase I.

Em relação às espécies presentes no tanque na Fase I, algumas delas ocorreram no período inicial do experimento, enquanto outras somente tiveram sua ocorrência no período intermediário e/ou final, variando também a abundância relativa entre as mesmas (ANEXO 2).

Entre os cladóceros, as espécies consideradas de grande porte foram frequentes durante todo o experimento. Uma sucessão entre as espécies *Scapholeberis armata* e *Simocephalus serrulatus* pôde ser observada. *Scapholeberis armata* teve ampla ocorrência durante o período inicial do experimento e, com o passar do tempo, teve sua densidade e ocorrência diminuídas à medida que a densidade *Simocephalus serrulatus* aumentava. O Cladocera *Diaphanosoma birgei* apareceu a partir do dia 28, sendo também bastante abundante até o período final do experimento da fase I, quando houve predomínio da espécie *Macrothrix triserialis*, a qual teve seu primeiro registro no dia 94 (Anexo 2). A pequena espécie *Alona guttata*, pertencente à família Chydoridae, aparece entre os dias 88 e 122, não sendo mais encontrada na última coleta (Fig. 24).

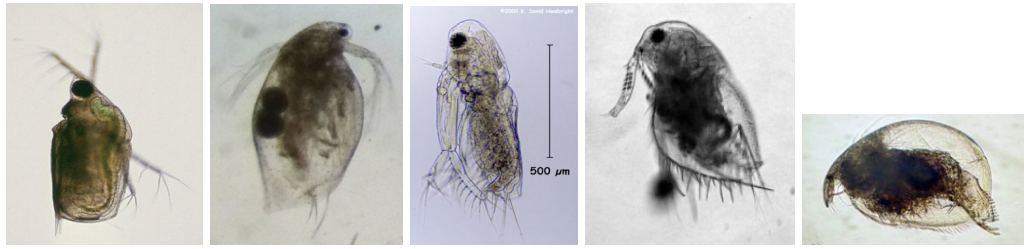


Figura 24: Sequência de imagens de cladóceros: *Scapholeberis armata* (Fonte: <http://bie.ala.org.au/species>); *Simocephalus serrulatus* (Foto: Carolina P. Braga, 2012); *Diaphanosoma birgei* (Fonte: <http://www.aslo.org/photopost/showphoto.php/photo/84/title/diaphanosomabirgei/cat/518>); *Macrothrix triserialis* (Foto: Marcos Vinicius Nunes, 2011); *Alona guttata* (Fonte: <http://cladocera.wordpress.com/category/a/alona-guttata>).

Para os Copepoda, as espécies maiores representantes da ordem Calanoida foram mais abundantes e frequentes do que os Cyclopoida, com a ocorrência de *Notodiaptomus iheringi* durante quase todo o período de coletas, predominando no final. Entre as duas espécies da ordem Cyclopoida que ocorreram no tanque, foi observado que a espécie *Mesocyclops meridianus* ocorreu no começo do experimento, *Ectocyclops herbsti* ocorreu na fase intermediária e, no final, não houve registro das mesmas (Fig 25 e Anexo 2).

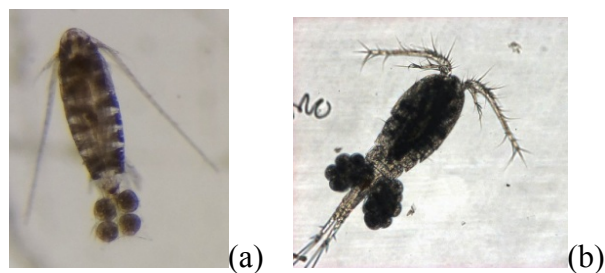


Figura 25: Fêmea ovada de *Notodiaptomus iheringi* (a) (Foto: Carolina P. Braga, 2012) e fêmea ovada de *Cyclopoida* (b) (Fonte: http://zoology.fns.uniba.sk/poznavacka/images/16_Cyclops_strenuus.jpg).

Para o grupo Rotifera, os representantes da ordem Bdelloidea foram mais abundantes durante o período intermediário do experimento e, no final do período, foi observado o seu desaparecimento (Fig. 26 e Anexo 2).

Entre os Protozoa, poucas espécies foram identificadas, entre elas *Astramoeba* sp., *Vorticella* sp. e *Diffugia corona*, a qual foi mais frequente e abundante até o dia 32, quando sua ocorrência diminuiu drasticamente, variando entre ausência ou baixas densidades numéricas até o final (Fig 26).

Os representantes do grupo Outros foram pouco abundantes. Entretanto, houve registros de larvas de Chironomidae principalmente no período intermediário e, após o dia 77, ocorreu predomínio de Ostracoda até o período final das coletas (Fig. 26).

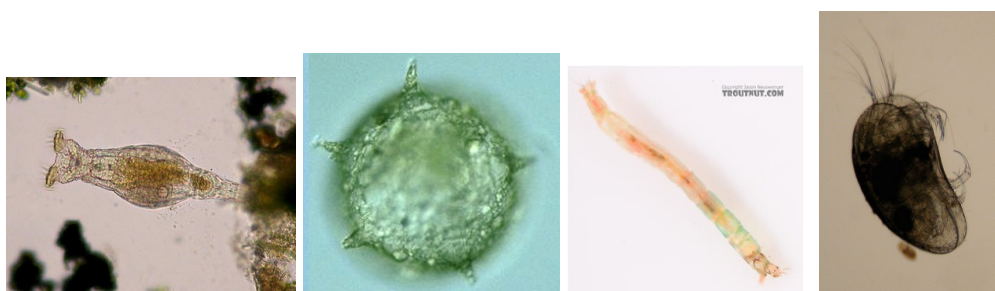


Figura 26: Sequência de imagens: rotífero Bdelloidea (Fonte: Negreiros, 2010 - Dissertação UFSCar); protozoário *Diffugia corona* (Fonte: <http://www.arcella.nl/> Difflugia-corona); larva de Chironomidae (Fonte: <http://www.troutnut.com/hatch/887/True-Fly-Chironomidae-Midges/2>) e Ostracoda (Fonte: <http://nml.uib.no/virtue/img/2005/pages/035F%20Ostracoda-%20Musselkrafta%20002.php>).

Na Figura 27 é apresentado o diagrama de ordenação CCA com base nas densidades dos grupos da comunidade zooplanctônica com variáveis ambientais e clorofila *a*.

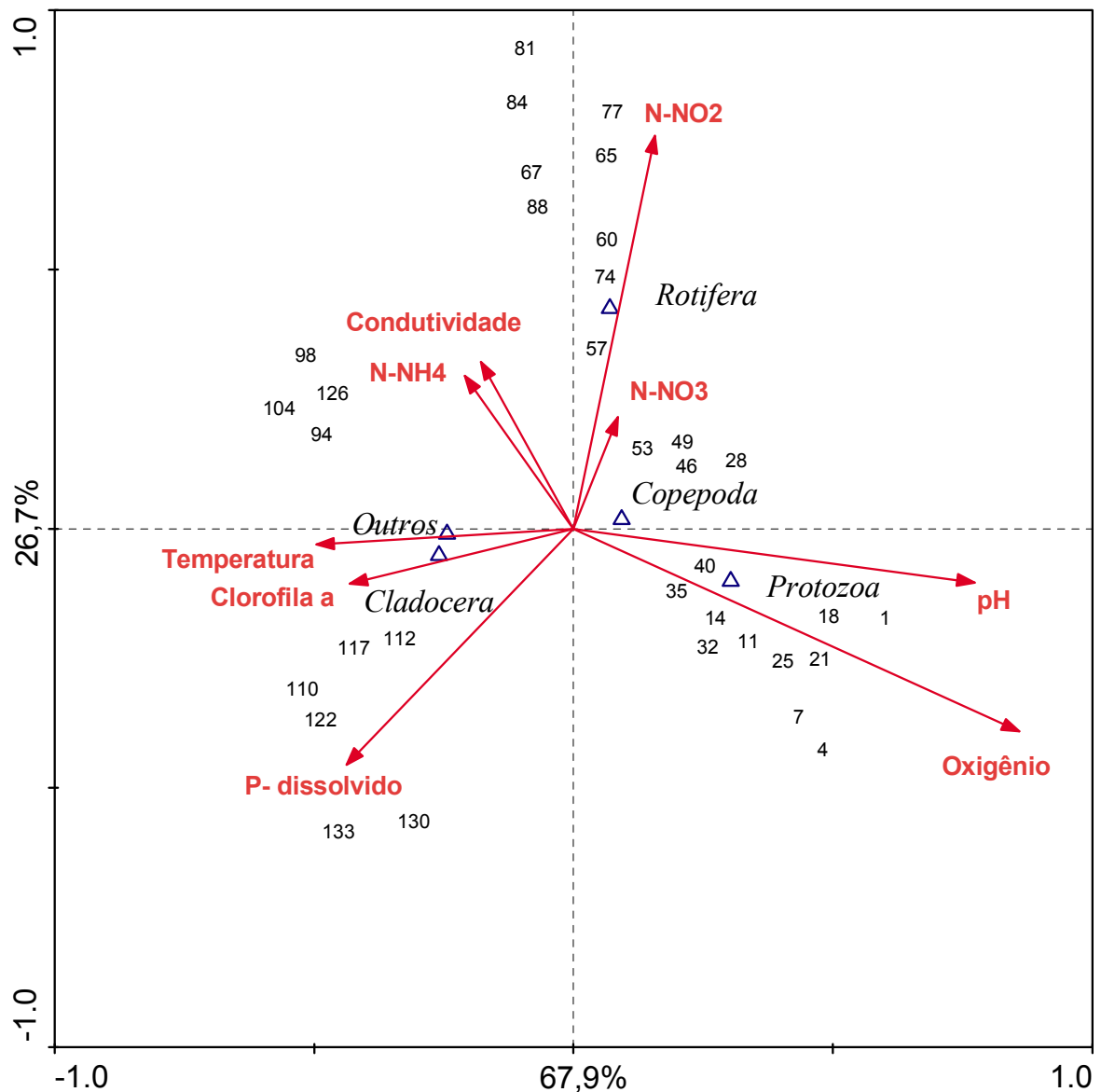


Figura 27: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplancônica com variáveis ambientais e clorofila *a* da Fase I.

Os dois eixos da CCA (Figura 27) explicaram conjuntamente 94,6% da variabilidade dos fatores ambientais e dos grupos zooplancônicos correlacionados. Os grupos Cladocera e Outros (meroplancônicos) tiveram correspondência positiva com as variáveis temperatura, concentração de clorofila *a* e fósforo dissolvido, os grupos Copepoda e Rotifera, com nitrato e nitrito, e o grupo Protozoa, com pH e oxigênio dissolvido. No lado positivo do primeiro eixo, os grupos Protozoa, Copepoda e Rotifera

se associaram com as variáveis pH, concentração de oxigênio dissolvido, nitrito e nitrato. No lado positivo do segundo eixo, os grupos Copepoda e Rotifera se associaram com as variáveis nitrato, nitrito, amônia e condutividade. A distribuição espacial dos grupos zooplanctônicos e dos dias de coleta refletem a sucessão destes grupos ao longo do tempo experimental.

Pelo teste de Monte Carlo com 999 permutações irrestritas, as variáveis ambientais que foram significativamente ($p < 0,05$) relacionadas com as densidades dos grupos zooplanctônicos foram: amônia, fósforo dissolvido e oxigênio dissolvido ($p = 0,001$).

5.2. Fase II

As espécies zooplanctônicas encontradas na Fase II do experimento foram agrupadas como Rotifera, Cladocera, Copepoda, Protozoa e Outros (meroplâncton), conforme Tabelas 2 e 3.

5.2.1. Composição de espécies zooplanctônicas no Compartimento A (sem *Dendrocephalus brasiliensis*)

Os dados de composição e densidade numérica do zooplâncton no compartimento A (sem *D. brasiliensis*) do tanque experimental, estão apresentados na Tabela 2, onde se podem observar os seguintes resultados por grupo:

Cladocera: durante o período de coletas, houve predomínio, em termos de densidade numérica, dos organismos representantes da espécie *Macrothrix triserialis*, com menor valor de 48 ind.L⁻¹ no dia 27, e maior valor de 912 ind.L⁻¹ no dia 15 do

período experimental, seguido de *Simocephalus serrulatus* que apresentou o menor e o maior valor de densidade numérica, respectivamente, de 8 ind.L⁻¹ para o dia 10, e de 372 ind.L⁻¹ para o dia 15. *Diaphanosoma birgei* apresentou valores de densidade numérica de 0,67 ind.L⁻¹ no dia 19, e 288 ind.L⁻¹ no dia 1, não sendo encontrados exemplares da espécie nas amostras entre os dias 10 e 17. *Scapholeberis armata* se manteve com menores densidades, entre 0,4 ind.L⁻¹ e 20 ind.L⁻¹, durante todo o período experimental.

Copepoda Calanoida: foi encontrado em todas as amostras, unicamente a espécie *Notodiaptomus iheringi*, que apresentou valores de densidade numérica de 8 ind.L⁻¹ nos dias 12, 17 e 25, e 40 ind.L⁻¹ no dia 6. Foi observada a ocorrência de copepoditos de Calanoida durante todo o período amostral, com valores de densidade que variaram entre 4 ind.L⁻¹ e 120 ind.L⁻¹. Os náuplios apareceram em 5 amostras intercaladas, com valores que variaram entre 20 ind.L⁻¹ e 80 ind.L⁻¹.

Copepoda Cyclopoida: *Mesocyclops meridianus* foi a única espécie encontrada, apenas em 4 dias do período amostral, com densidade numérica muito baixa, de 0,2 ind.L⁻¹. Entretanto, os copepoditos foram encontrados em 13 dias intercalados, com valores de 1 ind.L⁻¹ a 16 ind.L⁻¹. Os náuplios apareceram em 5 amostras intercaladas, com valor de 20 ind.L⁻¹.

Rotifera: representantes da espécie *Brachionus calicyflorus* foram encontrados apenas no dia 21, com densidade de 20 ind.L⁻¹.

Protozoa: foi identificada apenas a espécie *Diffugia corona* em 12 dias, com valores de 20 ind.L⁻¹ a 280 ind.L⁻¹; os períodos de ocorrência da espécie foram intercalados com períodos de ausência.

Outros: neste grupo, houve ocorrência significativa de indivíduos da Ordem Ostracoda durante todo o período amostral, cujas densidades variaram de 24 ind.L⁻¹ a 208 ind.L⁻¹.

Tabela 2: Composição e densidade numérica (ind.L⁻¹) das espécies zooplancônicas no compartimento A do tanque experimental, sem *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.*).

Lado A sem (<i>D. b.</i>)																			
Dias coletados	1	4	6	8	10	12	15	17	19	21	23	25	27	29	31	33	35	37	39
Táxons																			
Cladocera																			
<i>Diaphanosoma birgei</i>	288	216	172	4					0,67	4	16	8	48	24	160	152	112	98	80
<i>Ilyocryptus spinifer</i>		1																	
<i>Macrothrix triserialis</i>	864	552	576	608	248	344	912	124	172	328	200	112	48	264	88	124	176	194	224
<i>Scapholeberis armata</i>	4	16	8	20	16	1	12	1,6	4	0,4	8	6	2	2	8	6	2	4	2
<i>Simocephalus serrulatus</i>	100	52	188	20	8	12	372	140	124	280	216	40	144	184	104	126	152	162	184
Total Cladocera	1256	837	944	652	272	357	1296	265,6	300,67	612,4	440	166	242	474	360	408	442	458	490
Copepoda																			
Calanoida																			
<i>Notodiaptomus iheringi</i>	16	12	40	16	16	8	20	8	16	12	16	8	32	16	16	14	16	14	12
copepodito calanoida	72	28	44	28	4	4	24	72	120	80	16	64	96	56	88	54	48	36	24
náuplios calanoida		20			20		80	60			20								
Cyclopoida																			
<i>Mesocyclops meridianus</i>										0,2		0,2			0,2	0,2			
copepodito cyclopoida		4	4	4	1						16	2	2	8	8	6	2	12	16
náuplios cyclopoida			20			20	20					20					20		
Total Copepoda	88	64	108	48	41	32	144	140	136	92,2	68	94,2	130	80	112,2	74,2	86	62	52
Rotifera																			
Bdelloidea																			
<i>Brachionus calyciflorus</i>										20									
Total Rotifera	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Protozoa																			
<i>Diffugia sp</i>	20	40	20	140	40					20	20	20	20				60	280	140
Total Protozoa	20	40	20	140	40	0	0	0	0	20	20	20	20	0	0	0	60	280	140
Outros																			
larva de Chironomidae	1																		
Oligochaeta																0,4	0,5	0,5	0,5
Ostracoda	76	60	36	100	64	24	92	28	32	208	40	64	96	120	88	64	112	160	192
Total Outros	77	60	36	100	64	24	92	28	32	208	40	64	96	120	88	64,4	112,5	160,5	192,5
Total Geral A	1441	1001	1108	940	417	413	1532	433,6	468,67	952,6	568	344,2	488	674	560,2	546,6	700,5	960,5	874,5

5.2.2. Composição de espécies zooplanctônicas no Compartimento B

(com *Dendrocephalus brasiliensis*)

Os dados de composição e densidade numérica do zooplâncton no compartimento B (com *D. brasiliensis*) do tanque experimental estão apresentados na Tabela 3, onde se podem observar os seguintes resultados por grupo:

Cladocera: durante o período de coletas, houve predomínio, com maior densidade numérica, dos organismos representantes da espécie *Macrothrix triserialis*, com menor valor de 96 ind.L⁻¹ no dia 33, e maior valor de 1064 ind.L⁻¹ no dia 1 do período experimental, seguido de *Simocephalus serrulatus*, que apresentou os menores e maiores valores de densidade numérica, respectivamente, 8 ind.L⁻¹ para o dia 10, e 208 ind.L⁻¹ para o dia 6. *S. serrulatus* apresentou queda nos seus valores de densidade numérica, quando comparados ao compartimento A (sem *D. brasiliensis*). *Diaphanosoma birgei* apresentou valor mínimo de densidade numérica de 12 ind.L⁻¹, valor máximo de 376 ind.L⁻¹, e ausência entre os dias 8 e 10.

Copepoda Calanoida: foi encontrada em todas as amostras, unicamente a espécie *Notodiaptomus iheringi*, que apresentou valor inferior de densidade numérica de 8 ind.L⁻¹ nos dias 12, 17 e 25, e maior valor 40 ind.L⁻¹. Foi observada a ocorrência de copepoditos de Calanoida durante todo o período amostral, com valores de densidade que variaram entre 4 ind.L⁻¹ e 120 ind.L⁻¹. Os náuplios apareceram em cinco amostras, com valores que variaram entre 20 ind.L⁻¹ e 80 ind.L⁻¹.

Copepoda Cyclopoida: *Mesocyclops meridianus* foi a única espécie encontrada, com densidade numérica muito baixa, de 0,2 ind.L⁻¹, apenas em 4 dias do período amostral; entretanto, os copepoditos foram encontrados em 13 dias, com valores

que variaram entre 1 ind.L⁻¹ e 16 ind.L⁻¹. Os náuplios apareceram em 5 amostras intercaladas, com valor de 20 ind.L⁻¹.

Rotifera: representantes da Superfamília Bdelloidea foram encontrados apenas no dia 33, com 20 ind.L⁻¹.

Protozoa: foi identificada apenas a espécie *Diffugia corona* com ocorrência em todas as amostras do período experimental, com valores entre 20 ind.L⁻¹ e 400 ind.L⁻¹.

Outros: neste grupo, houve ocorrência significativa de indivíduos da Ordem Ostracoda durante todo o período amostral, cujas densidades variaram de 24 ind.L⁻¹ a 268 ind.L⁻¹. No final do período experimental, foram identificados organismos representantes da Ordem Oligochaeta, com baixos valores de densidade numérica, que variaram entre 0,5 ind.L⁻¹ e 1,33 ind.L⁻¹.



Figura 28: *Dendrocephalus brasiliensis* e organismos zooplanctônicos. (Foto: Carolina P. Braga, 2012).

5.2.3. Densidade numérica

Os valores das densidades numéricas (ind.L⁻¹) para os grupos zooplanctônicos e as diversas espécies identificadas na Fase II do experimento, estão representados nas Figuras 29 e 30 para os compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*) do tanque experimental, respectivamente.

Foi observada uma equivalência aproximada de valores de densidade numérica (ind.L^{-1}) para os dois compartimentos do tanque experimental. Nos dias 1 e 15, foram obtidos os maiores valores para ambos os compartimentos, os quais estiveram entre 1400 e 1600 ind.L^{-1} .

Entre os dias 17 e 31, a densidade numérica oscilou entre 300 e 1000 ind.L^{-1} para os compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*) e, no final do período analisado, a densidade numérica aumentou em ambos os compartimentos do tanque experimental, variando entre 500 e 1200 ind.L^{-1} .

Tabela 3: Composição e densidade numérica (ind. L⁻¹) das espécies zooplancônicas no compartimento B do tanque experimental, com *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.*).

Lado B com (<i>D. b.</i>)																			
Dias coletados	1	4	6	8	10	12	15	17	19	21	23	25	27	29	31	33	35	37	39
Táxons																			
Cladocera																			
<i>Diaphanosoma birgei</i>	200	376	240			12	12	20	36	36	140	132	76	148	84	212	88	284	128
<i>Ilyocryptus spinifer</i>																			
<i>Macrothrix triserialis</i>	1064	560	288	424	420	508	880	372	368	172	292	152	144	104	176	96	120	136	224
<i>Scapholeberis armata</i>	2	8	32	48	24	60	28	8	4	4	12	12	8	16	24	8	4	4	8
<i>Simocephalus serrulatus</i>	104	16,8	208	24	8	56	172	120	76	92	176	84	72	56	76	60	24	44	64
Total Cladocera	1370	960,8	768	496	452	636	1092	520	484	304	620	380	300	324	360	376	236	468	424
Copepoda																			
Calanoida																			
<i>Notodiaptomus iheringi</i>	16	8	16	16	4	16	4	4	20	16	4	12	8	8	8	20	16	20	16
copepodito calanoida	16	8	24	4	4	16	28	32	40	60	64	52	16	44	32	16	32	28	20
náuplios calanoida	20	20	20		20	120	80	20	60	20	60								
Cyclopoida																			
<i>Mesocyclops meridianus</i>																			
copepodito cyclopoida	1	1						8		4	4	8	4	8	20	4	12	16	16
náuplios cyclopoida	20				60		20				20								
Total Copepoda	73	37	60	20	88	152	132	64	120	100	152	72	28	60	60	40	60	64	52
Rotifera																			
Bdelloidea																	20		
<i>Brachionus calyciflorus</i>																			
Total Rotifera	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	0	0	0
Protozoa																			
<i>Diffugia sp</i>	20	20	40	60	100	60	20	20	20	20	20	40	60	400	120	260	200	320	440
Total Protozoa	20	20	40	60	100	60	20	20	20	20	20	40	60	400	120	260	200	320	440
Outros																			
larva de Chironomidae																			
Oligochaeta														0,5	1	0,5	1,33	1	1
Ostracoda	76	88	64	96	68	40	80	24	124	128	152	72	92	160	172	140	100	140	268
Total Outros	76	88	64	96	68	40	80	24	124	128	152	72	92	160,5	173	140,5	101,33	141	269
<i>D. brasiliensis</i>																			
náuplios			16	4	8	44	68	32	12	4	16	8	4	4					8
jovens				2	20	0,5	0,6	0,4	1,4	0,3	0,1	0,8	0,9	1					0,2
adultos						0,6	1,9	2	6,1	1,6	1,7	3	3,8	1,2	0,7	1,6	2	1,8	1
Total <i>D. brasiliensis</i>	0	0	16	6	28	45,1	70,5	34,4	19,5	5,9	17,8	11,8	8,7	6,2	0,7	1,6	2	1,8	9,2
Total Geral B	1539	1105,8	948	678	736	933,1	1394,5	662,4	767,5	557,9	961,8	575,8	488,7	950,7	713,7	838,1	599,33	994,8	1194,2

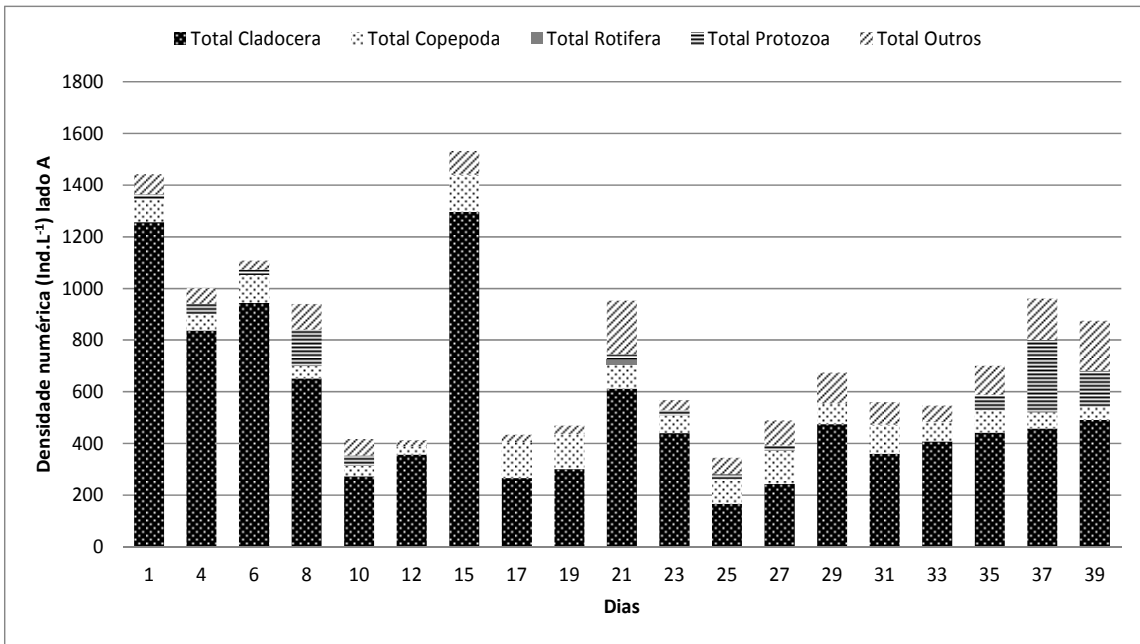


Figura 29: Densidade numérica da comunidade zooplancônica no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*.

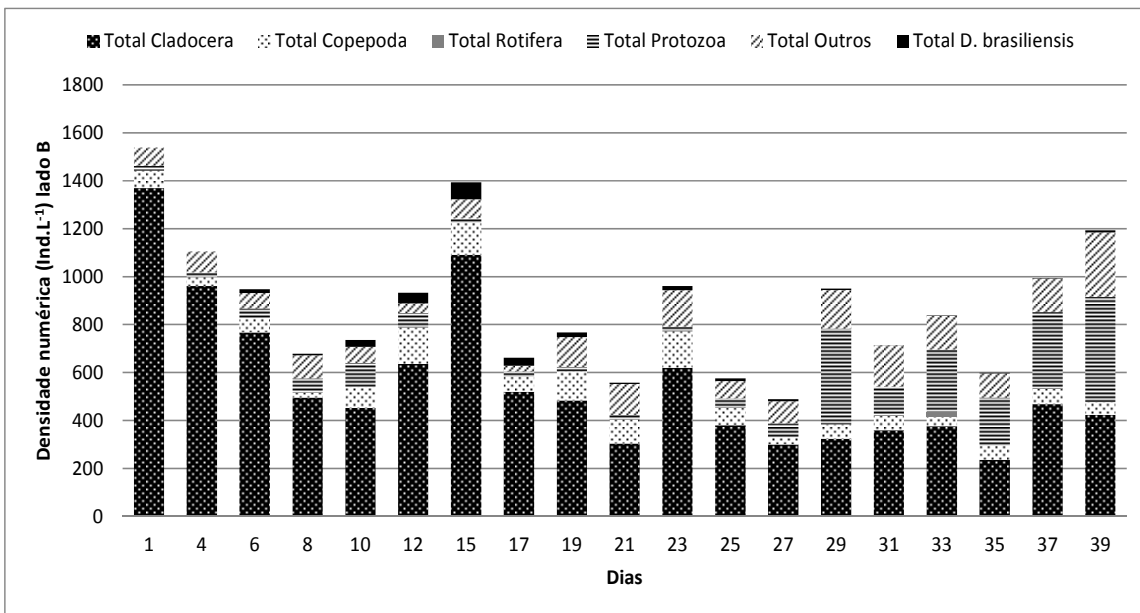


Figura 30: Densidade numérica da comunidade zooplancônica no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*.

5.2.3.1. Densidades numéricas correlacionadas

Os valores das densidades numéricas (ind.L⁻¹) correlacionadas entre espécies ou grupos zooplancônticos e *Dendrocephalus brasiliensis* que foram mais significativos na Fase II do experimento, estão representados nas Figuras 31 a 42 .

Diaphanosoma birgei – Embora os menores valores da densidade numérica (ind.L⁻¹) de *D. birgei* tenham coincidido com o valor máximo de *D. brasiliensis*, não é possível atribuir este fato a uma eventual competição entre as duas espécies, considerando que as densidades numéricas (ind.L⁻¹) de *D. birgei* na presença de *D. brasiliensis*, foram em geral maiores do que na ausência deste (Fig. 31).

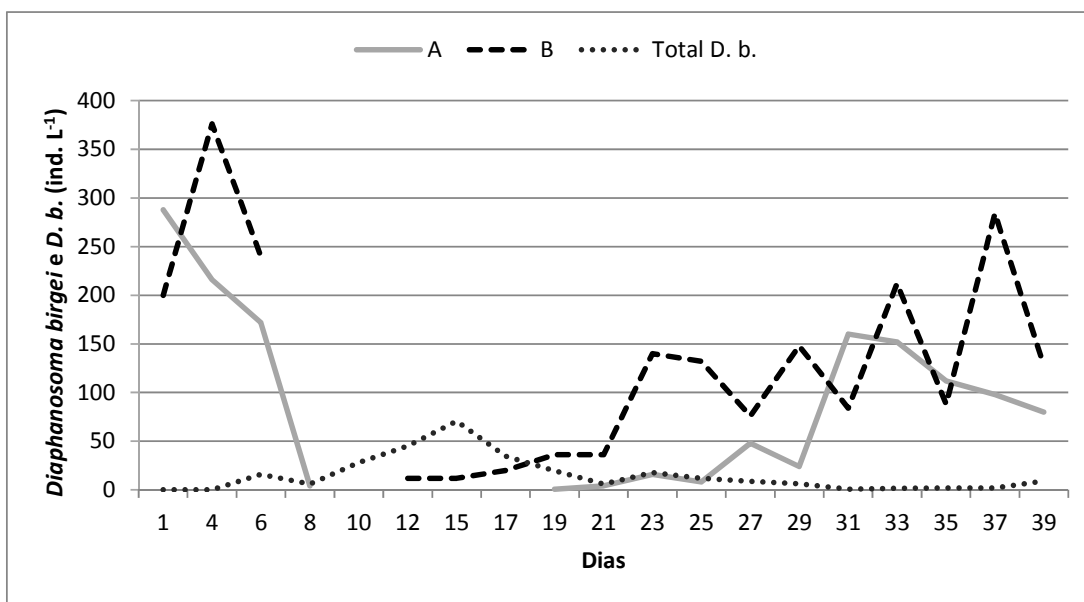


Figura 31: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Diaphanosoma birgei* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Macrothrix triserialis – Aparentemente não houve competição entre as duas espécies, tendo em vista que o padrão de variação populacional de *M. triserialis* foi semelhante tanto na ausência quanto na presença de *D. brasiliensis* (Fig. 32).

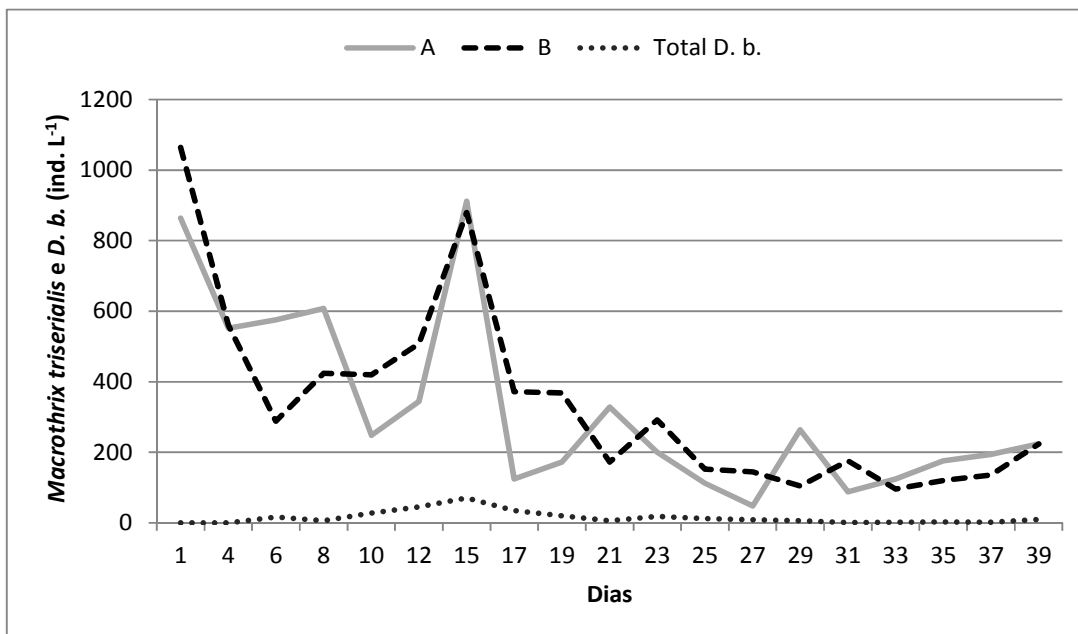


Figura 32: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Macrothrix triserialis* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Scapholeberis armata – Aparentemente durante este experimento não ocorreu competição por alimento entre *S. armata* e *D. brasiliensis*. (Fig. 33).

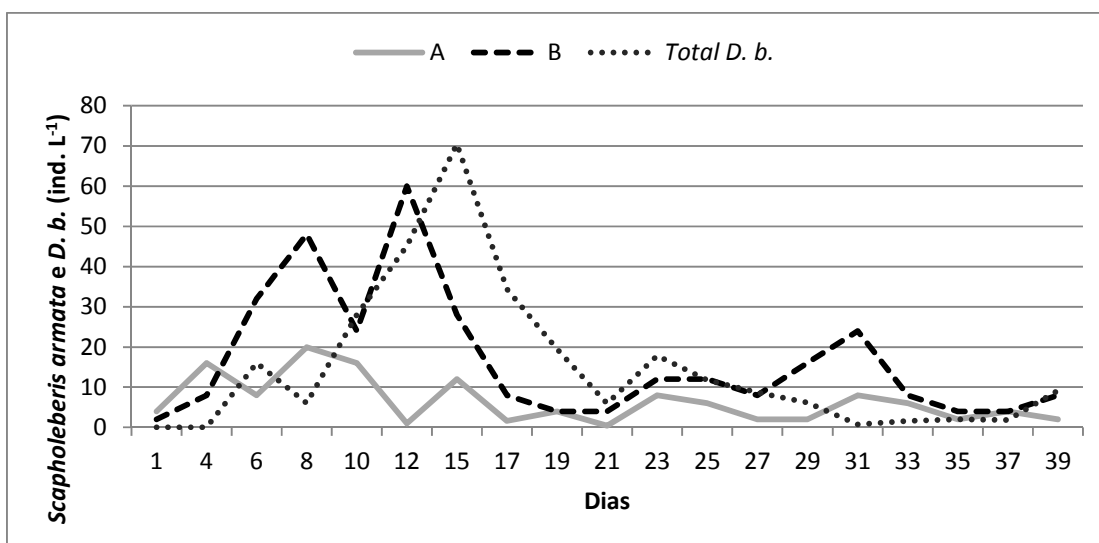


Figura 33: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Scapholeberis armata* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Simocephalus serrulatus – *S. serrulatus* foi o cladócero de maior tamanho na comunidade zooplancônica, e as maiores densidades populacionais dessa espécie foram observadas no compartimento sem *D. brasiliensis*, o que poderia indicar uma forte competição por alimento (Fig. 34).

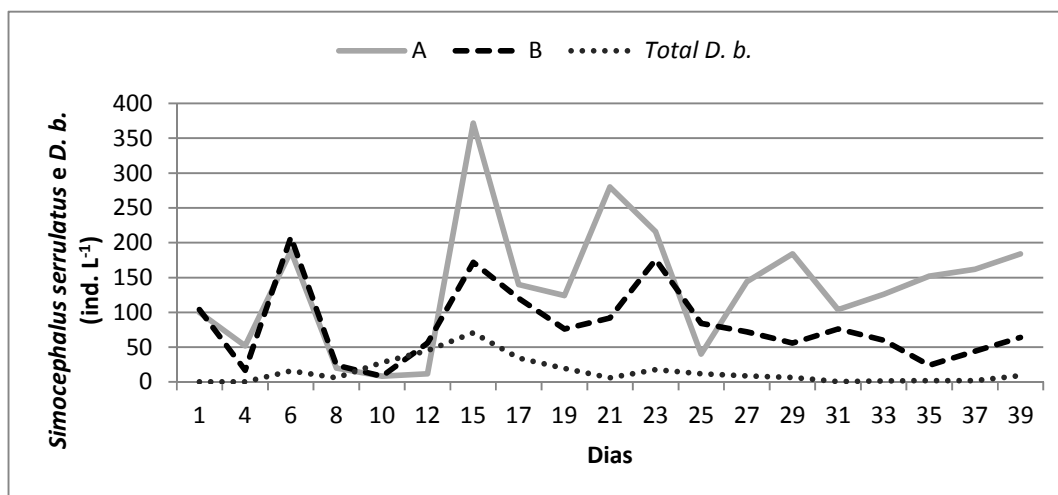


Figura 34: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Simocephalus serrulatus* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Total Cladocera – Considerando-se o conjunto total de espécies de cladóceros e *D. brasiliensis*, o padrão de variação foi bastante similar ao longo do período estudado. Entretanto foi observado que a presença de *D. brasiliensis* pode favorecer o desenvolvimento de algumas espécies, e também inibir o desenvolvimento de outras por competição ou outro tipo de interferência, contrabalaneando a densidade total deste grupo (Fig. 35).

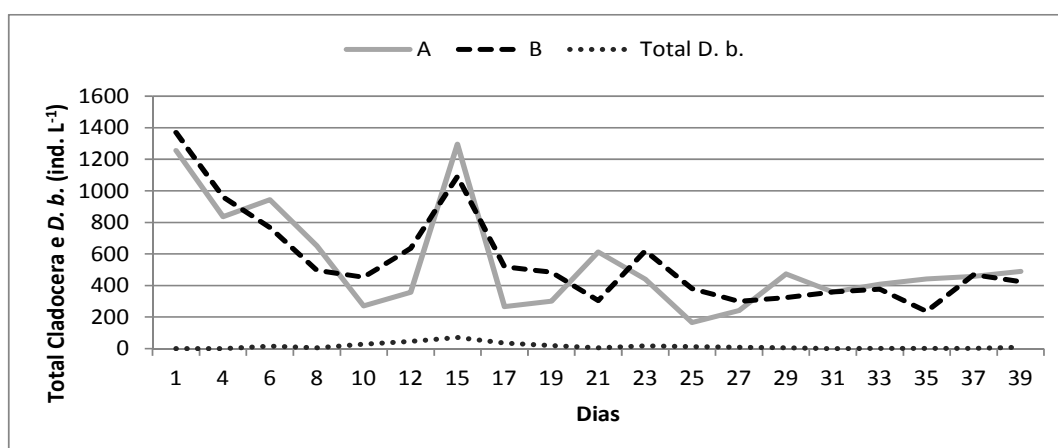


Figura 35: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de Total Cladocera em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Total Copepoda – Neste estudo não houve uma relação muito clara de uma possível competição entre *D. brasiliensis* e as populações de Copepoda (Fig. 36).

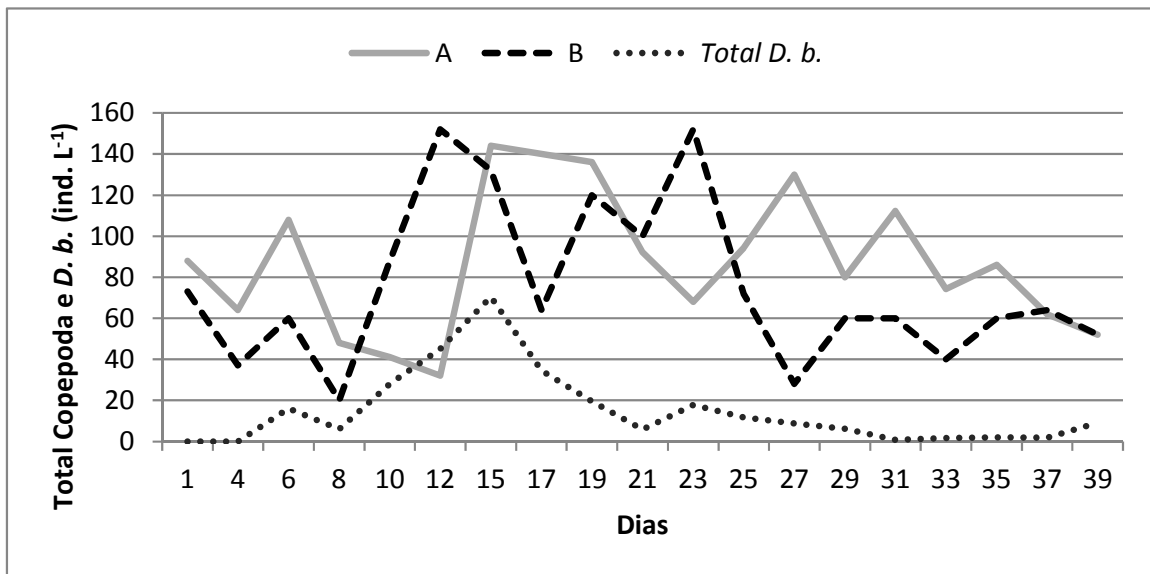


Figura 36: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de Total Copepoda em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Notodiaptomus iheringi – A densidade populacional de *N. iheringi* (para os indivíduos adultos e copepoditos), apresentou uma relação inversa com a densidade populacional de *D. brasiliensis*, evidenciando uma possível competição entre estas duas espécies de crustáceos filtradores (Fig. 37).

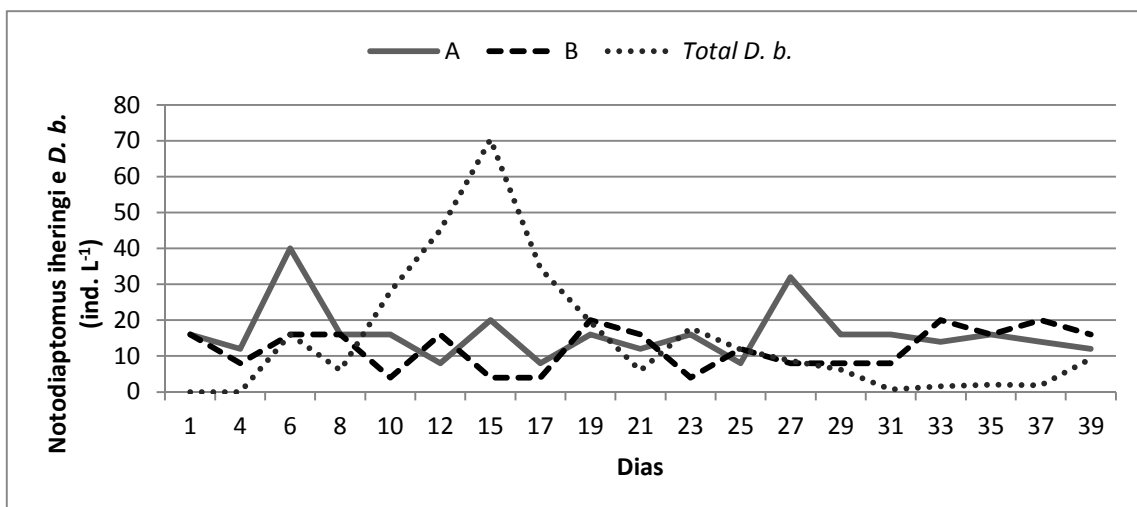


Figura 37: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Notodiaptomus iheringi* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Copepodito Calanoida – A densidade populacional dos copepoditos de Calanoida, foi maior no compartimento sem a presença de *D. brasiliensis*, evidenciando que possa ter ocorrido competição por alimentação, já que ambas espécies são filtradoras (Fig. 38).

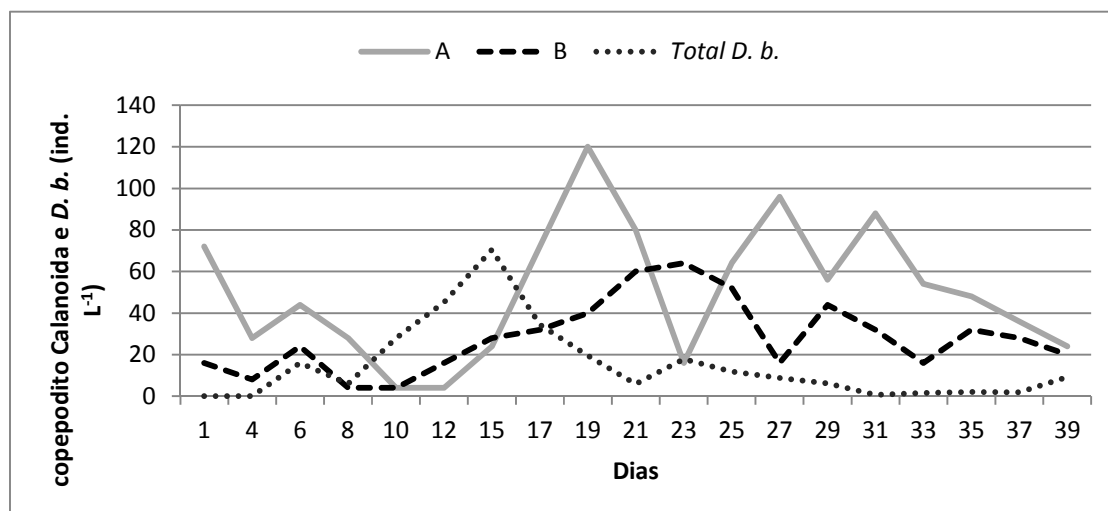


Figura 38: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de copepoditos Calanoida em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Náuplios Calanoida - Aparentemente a densidade dos náuplios de Calanoida não foi afetada pela presença de *D. brasiliensis*, entretanto sua ausência foi notada em praticamente todo o período experimental, no compartimento sem *D. brasiliensis* (Fig. 39).

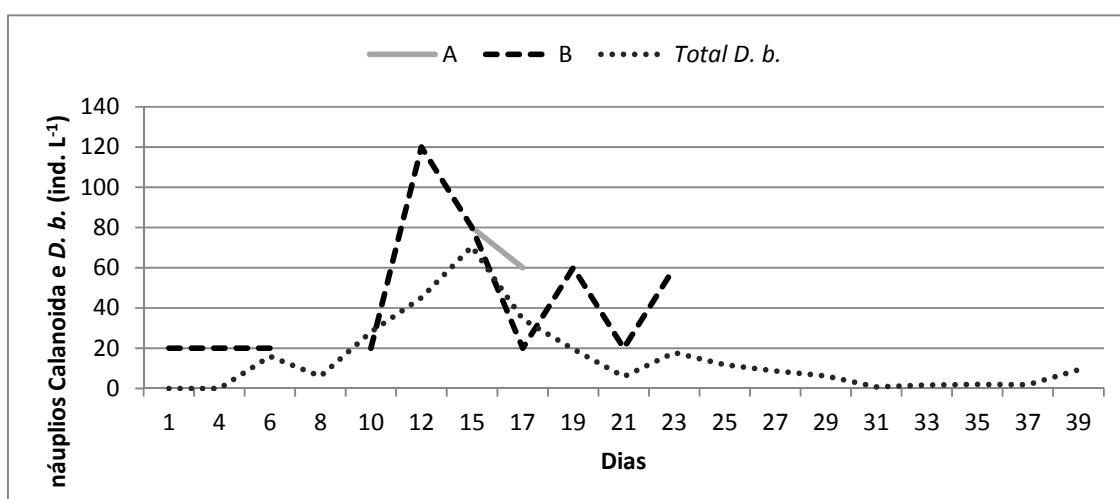


Figura 39: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de náuplios Calanoida em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Copepodito Cyclopoida – Embora os copepoditos de Cyclopoida não tenham ocorrido durante o maior pico de abundância de *D. brasiliensis*, eles ocorreram durante os períodos em que sua densidade foi menor, e em ambos os compartimentos, com e sem a presença do anostráceo (Fig. 40).

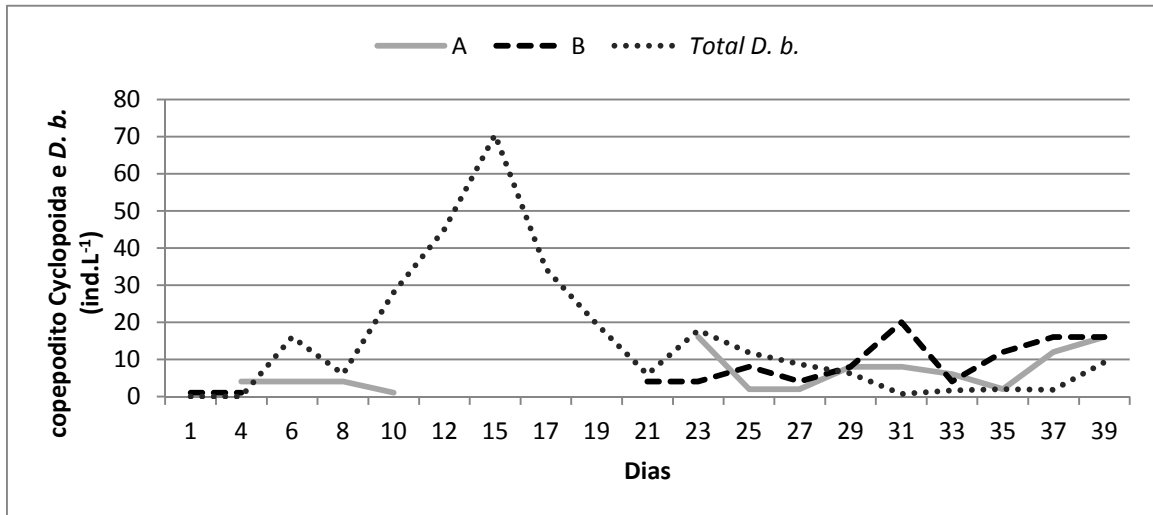


Figura 40: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de copepoditos Cyclopoida em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Diffugia sp – As maiores densidades populacionais de *Diffugia sp* ocorreram no compartimento com a presença de *D. brasiliensis*. (Fig. 41).

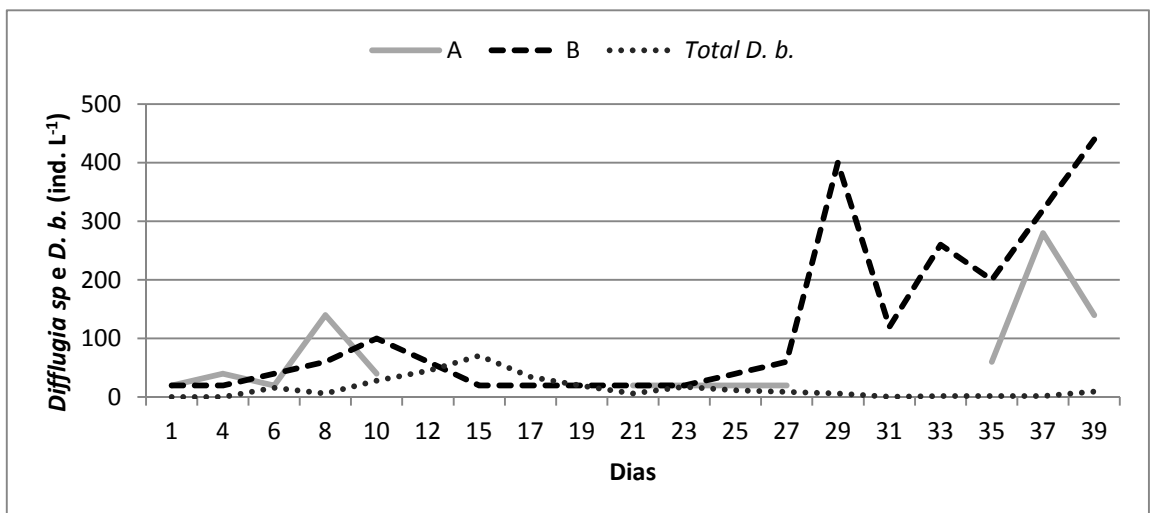


Figura 41: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de *Diffugia sp* em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

Ostracoda – A densidade populacional deste grupo foi similar em ambos os compartimentos, sem e com *D. brasiliensis*, e aparentemente não está relacionada à população do anostráceo (Fig. 42).

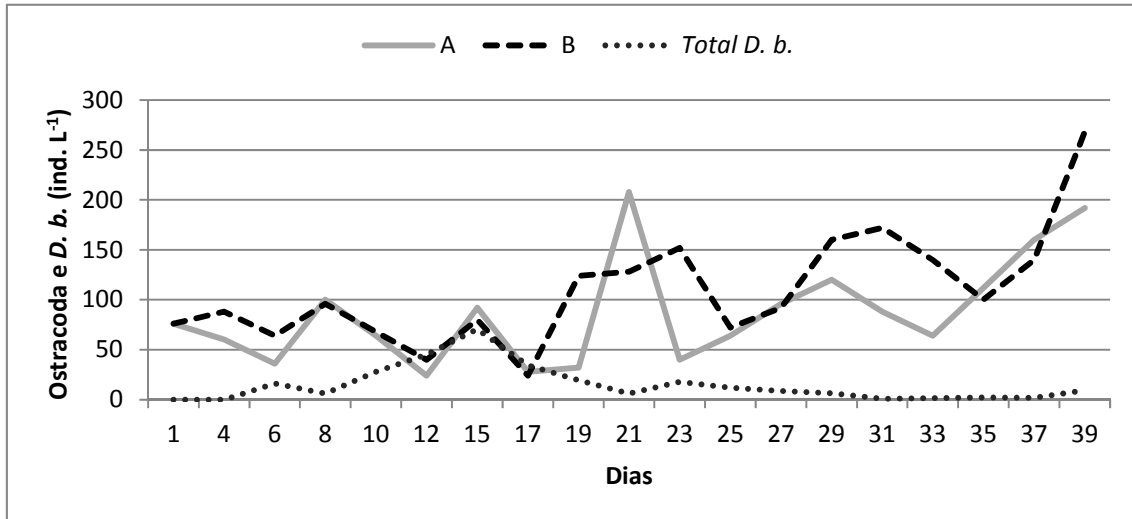


Figura 42: Densidade numérica de *Dendrocephalus brasiliensis* (*D. b.* no compartimento B) e de Ostracoda em ambos compartimentos A e B (sem e com *D. b.* respectivamente).

5.2.4. Abundância relativa

Os valores obtidos para a abundância relativa (%) dos grupos da comunidade zooplanctônica registrados nos dois compartimentos do tanque experimental, são apresentados nas Figuras 43 e 44 para os compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*), respectivamente.

Foi observado que, no compartimento A (sem *D. brasiliensis*), durante todo o período experimental, o grupo Cladocera apresentou dominância em relação aos outros grupos zooplanctônicos, com exceção dos dias 25, 27 e 37, quando a abundância relativa ficou em torno de 50%.

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), o grupo Cladocera apresentou abundância relativa acima de 50%, até o dia 27 e, na fase final, esse valor ficou abaixo dos 50%, com exceção do dia 33, quando esse valor se manteve.

Para o grupo Calanoida, no compartimento A (sem *D. brasiliensis*), a abundância relativa foi maior, por volta dos 30%, apenas em 4 dias do período experimental, enquanto que nos outros dias, esse índice variou aproximadamente entre 5 e 20%.

No compartimento B (com *D. brasiliensis*), o grupo Calanoida apresentou valores menores de abundância relativa, entre 3 e 20% durante o período experimental.

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), grupo Protozoa apresentou ausência em 7 amostras, intercaladas com abundância relativa baixa até o dia 35, variando entre 1 e 9% e, nos dias 37 e 39, esses valores subiram para 25 e 12%, respectivamente.

No compartimento B (com *D. brasiliensis*), ocorreram valores abaixo de 10% até o dia 27 e, no período final do experimento, esses valores aumentaram, chegando a 33% aproximadamente.

O grupo Outros, para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), apresentou abundância relativa baixa durante o período experimental, chegando a pouco mais de 20% apenas em dois dias. O compartimento B (com *D. brasiliensis*) apresentou valores maiores na fase final do experimento, chegando a representar 40% de abundância relativa no dia 29, sendo representados principalmente por organismos da Ordem Ostracoda.

O grupo Rotifera esteve ausente durante todo o período experimental, com exceção dos dias 21 para o compartimento A e dia 33 para o compartimento B, quando foi registrada abundância relativa de 1% aproximadamente.

A espécie *Dendrocephalus brasiliensis*, presente apenas no compartimento B (com *D. brasiliensis*), teve abundância relativa baixa, chegando no máximo a 5% em 3 dias do período experimental.

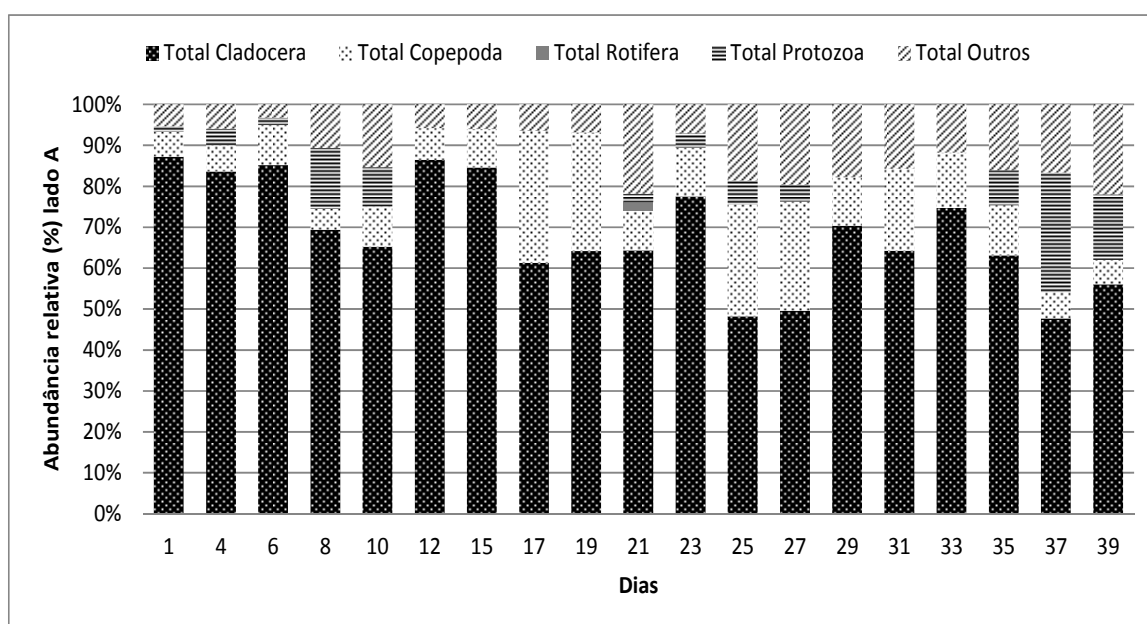


Figura 43: Abundância relativa da comunidade zooplancônica no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*.

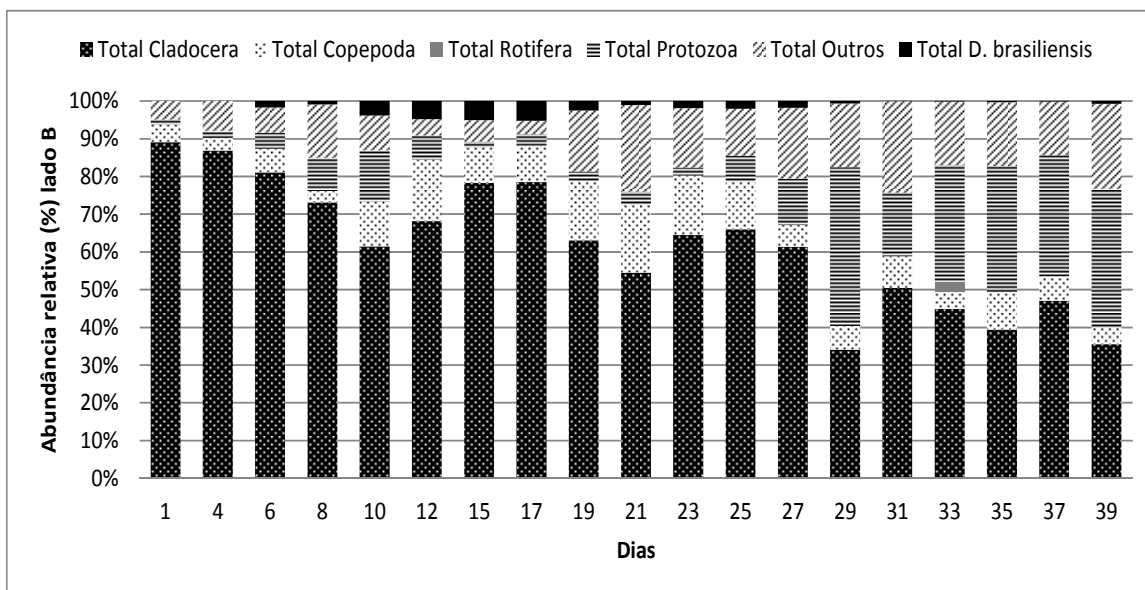


Figura 44: Abundância relativa da comunidade zooplanctônica no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*.

5.2.5. Ocorrência das espécies e Índice de constância de Dajoz

Na Tabela 4, está apresentada a relação das espécies da comunidade zooplanctônica, sua frequência e ocorrência no tanque experimental.

Durante o período experimental, as espécies de Cladocera consideradas constantes, ocorrendo em mais de 80% das amostras, foram *Macrothrix triserialis*, *Scapholeberis armata* e *Simocephalus serrulatus*, nos dois compartimentos do tanque experimental A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente), e *Diaphanosoma birgei* foi considerada constante no compartimento B (com *D. brasiliensis*) e frequente no compartimento A (sem *D. brasiliensis*), presentes em 50% ou mais e em menos de 80% das amostras. *Ilyocryptus spinifer* foi considerada rara, ocorrendo em menos de 20% das amostras nos 2 compartimentos do tanque.

Para os organismos do grupo Copepoda, a espécie *Notodiaptomus iheringi* e os copepoditos de Calanoida foram classificados como constantes em ambos os

compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*) do tanque; os copepoditos de Cyclopoida foram considerados frequentes nos 2 compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*) do tanque experimental, enquanto que os náuplios de Calanoida, foram considerados frequentes somente no compartimento B (com *D. brasiliensis*). Os náuplios de Calanoida e de Cyclopoida e a espécie *Mesocyclops meridianus* foram considerados comuns apenas no compartimento A (sem *D. brasiliensis*), enquanto que essa mesma espécie foi considerada rara no compartimento B (sem *D. brasiliensis*).

Para os organismos do grupo Rotifera, os representantes da Superfamília Bdelloidea foram inexistentes no compartimento A (sem *D. brasiliensis*) e raros no compartimento B (com *D. brasiliensis*), e a espécie *Brachionus calyciflorus* foi classificada como rara no compartimento A (sem *D. brasiliensis*) e inexistente no compartimento B (com *D. brasiliensis*).

Os representantes da espécie *Diffugia sp*, pertencentes ao grupo Protozoa, apresentaram ocorrência frequente para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), e constante para o compartimento B (com *D. brasiliensis*).

Os organismos do grupo Outros apresentaram ocorrência constante nos 2 compartimentos do tanque para a Ordem Ostracoda, Oligochaeta, ocorrência comum também para os 2 compartimentos, e as larvas de Chironomidae apresentaram frequência rara no compartimento A (sem *D. brasiliensis*) e inexistência no compartimento B (com *D. brasiliensis*).

A espécie *Dendrocephalus brasiliensis* apresentou ocorrência frequente para as formas de náuplios, jovens e adultos no compartimento B (com *D. brasiliensis*) e inexistência no compartimento A (sem *D. brasiliensis*).

5.2.6. Índices de Diversidade, Dominância e Equitabilidade

a) Índice de Diversidade de Shannon

De acordo com o Índice de Diversidade de Shannon, os dois compartimentos do tanque experimental apresentaram valores aproximados para a diversidade das espécies durante o experimento. O compartimento A (sem *D. brasiliensis*) apresentou o menor índice de diversidade no dia 12, e o maior no dia 35, enquanto que o compartimento B (com *D. brasiliensis*) apresentou o menor índice no dia 1 e o maior, no dia 31. Na fase inicial do experimento, entre os dias 1 e 10, os dois compartimentos apresentaram valores aproximados. Na fase intermediária, entre os dias 15 e 27, os dois compartimentos apresentaram elevação nos valores do Índice de Diversidade. No dia 29, ocorreu uma leve queda para a diversidade das espécies em ambos os compartimentos do tanque e, na fase final, entre os dias 31 e 39, os dois compartimentos mantiveram valores aproximados mais altos. Ver Figuras 45 e 46.

Tabela 4: Índice de frequência de Dajoz – compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis* respectivamente).

	lado A (sem <i>D. b.</i>)		lado B (com <i>D. b.</i>)	
Táxons	freq. (%)	classificação	freq. (%)	classificação
	A	A	B	B
Cladocera				
<i>Diaphanosoma birgei</i>	79	frequente	90	constante
<i>Ilyocryptus spinifer</i>	5	rara	0	inexistente
<i>Macrothrix triserialis</i>	100	constante	100	constante
<i>Scapholeberis armata</i>	100	constante	100	constante
<i>Simocephalus serrulatus</i>	100	constante	100	constante
Copepoda				
Calanoida				
<i>Notodiaptomus iheringi</i>	100	constante	100	constante
copepodito calanoida	100	constante	100	constante
náuplios calanoida	21	comum	53	frequente
Cyclopoida				
<i>Mesocyclops meridianus</i>	21	comum	5	rara
copepodito cyclopoida	68	frequente	68	frequente
náuplios cyclopoida	26	comum	21	comum
Rotifera				
Bdelloidea	0	inexistente	5	rara
<i>Brachionus calyciflorus</i>	5	rara	0	inexistente
Protozoa				
<i>Diffugia sp</i>	63	frequente	100	constante
Outros				
larva de Chironomidae	5	rara	0	inexistente
Oligochaeta	21	comum	32	comum
Ostracoda	100	constante	100	constante
<i>D. brasiliensis</i>				
Náuplios	0	inexistente	68	frequente
Jovens	0	inexistente	63	frequente
Adultos	0	inexistente	74	frequente

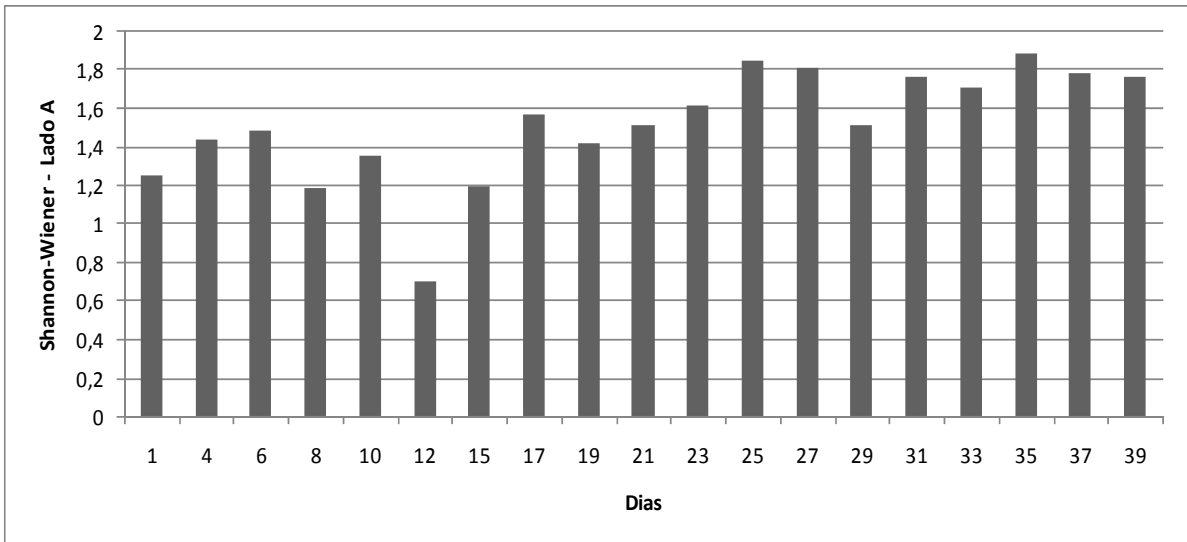


Figura 45: Valores do índice de Shannon para a comunidade zooplancônica no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*.

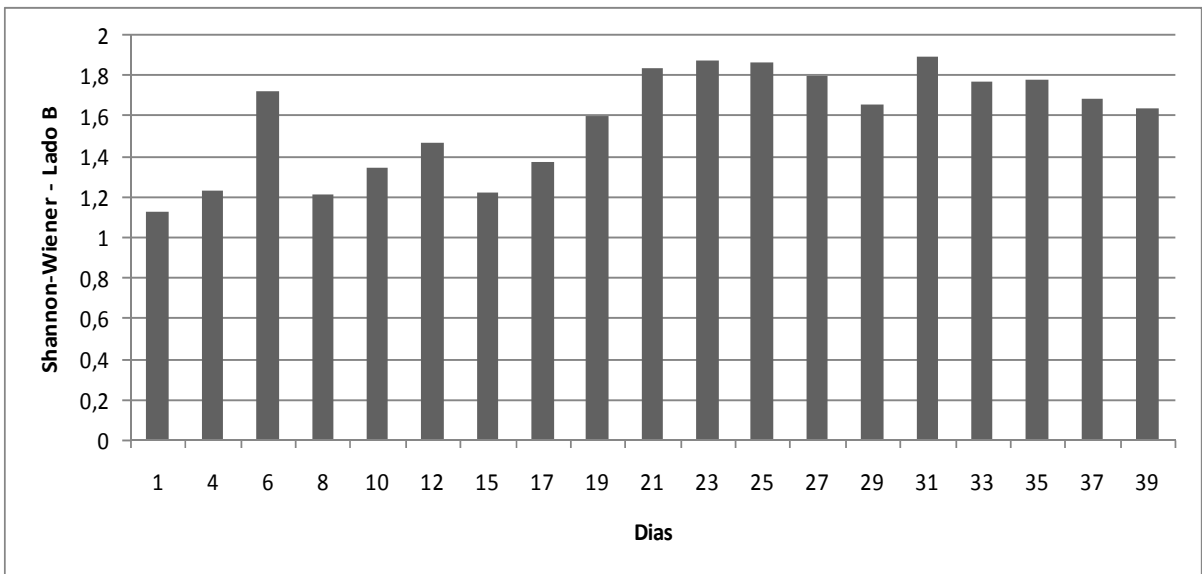


Figura 46: Valores do índice de Shannon para a comunidade zooplancônica no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*.

Índice de Dominância

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), na fase inicial do experimento, até o dia 10, os Índices de Dominância da comunidade zooplanctônica apresentaram valores baixos, entre 0,3 e 0,5. No dia 12, foi registrado o maior valor, chegando a 0,7 e, do dia 17 até o final do período experimental, os valores se mantiveram mais baixos, variando entre 0,28 e 0,18.

Para o lado B (com *D. brasiliensis*), os valores do Índice de Dominância também se mantiveram baixos durante todo o período experimental. O valor máximo de 0,5 foi observado no dia 1. Entre os dias 8 e 19, os valores variaram entre 0,3 e 0,5 e, entre os dias 21 e 39, os Índices de Dominância abaixaram, com valores entre 0,2 e 0,3. Ver Figuras 47 e 48.

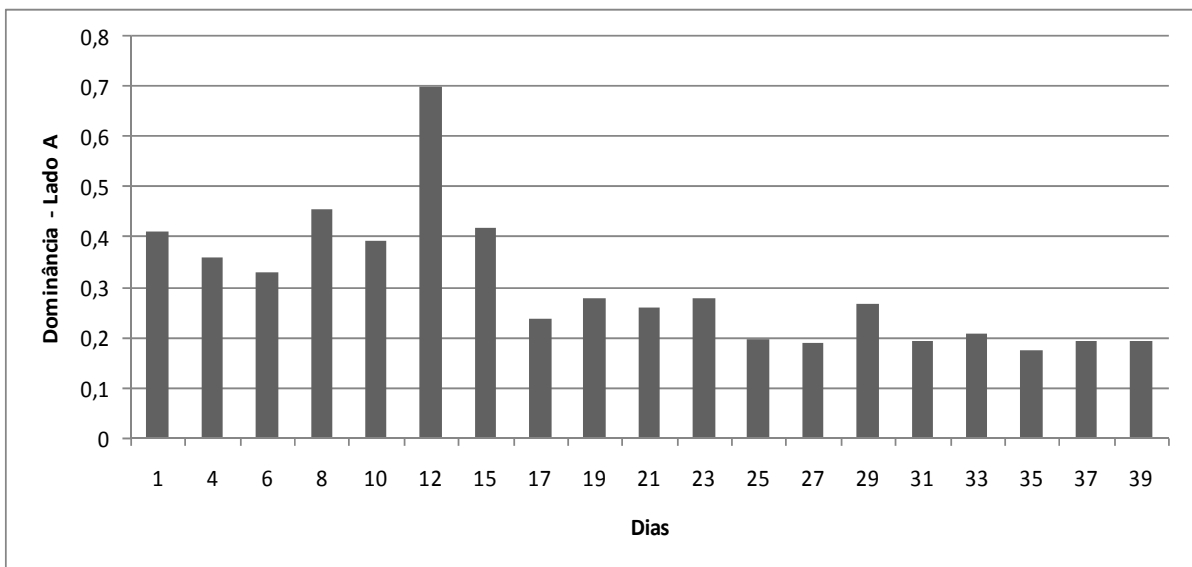


Figura 47: Valores do Índice de Dominância para a comunidade zooplanctônica no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*.

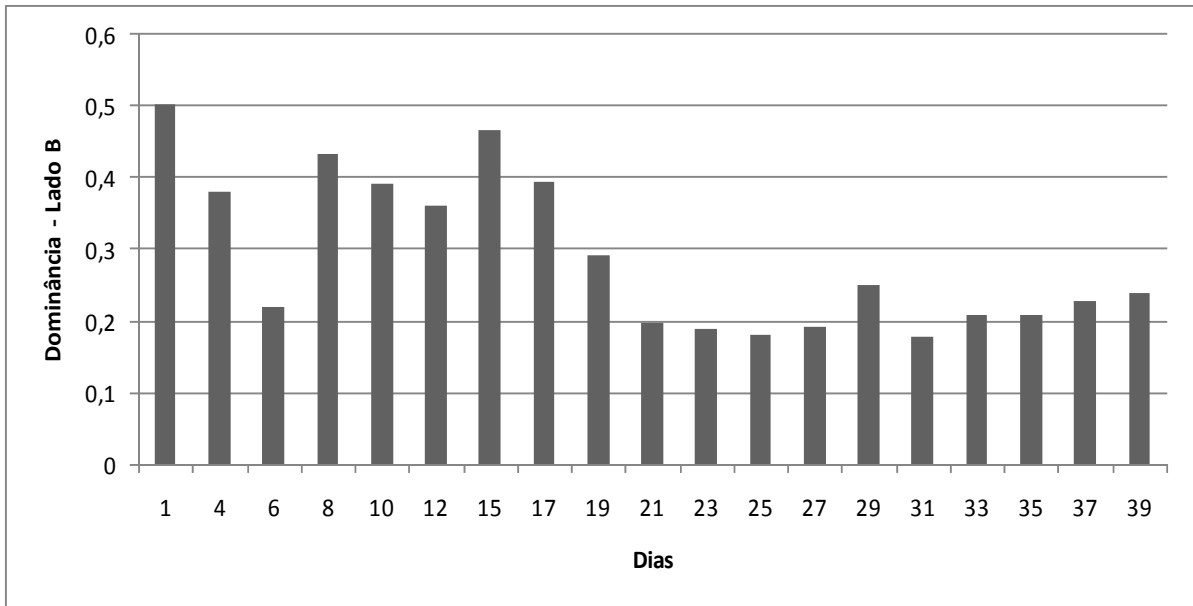


Figura 48: Valores do Índice de Dominância para a comunidade zooplanctônica no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*.

b) Índice de Equitabilidade

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), a diversidade de espécies da comunidade zooplanctônica foi menor até o dia 15 do período experimental, apresentando valores entre 0,36 e 0,65. A partir do dia 17 até o final, a equitabilidade entre as espécies se elevou, apresentando valores entre 0,65 e 0,82. Ver Figura 49.

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), os valores para a diversidade das espécies zooplanctônicas se mantiveram mais baixos até o dia 17, entre 0,48 e 0,75 e, a partir do dia 19 até o final do período experimental, esses valores se elevaram, variando entre 0,71 e 0,85. Ver Figura 50.

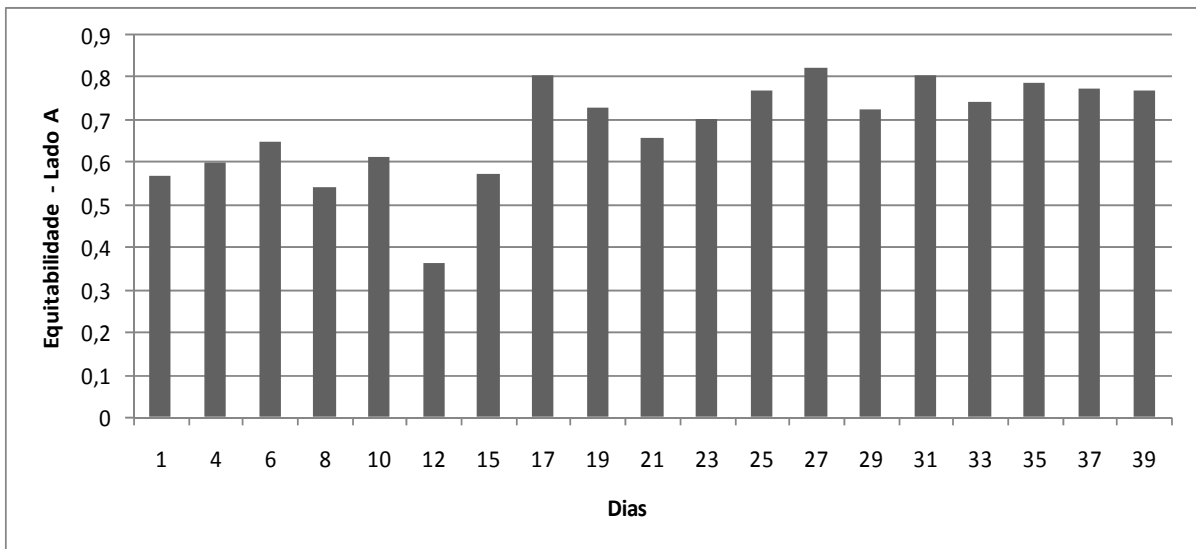


Figura 49: Valores do índice de Equitabilidade para a comunidade zooplanctônica no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*.

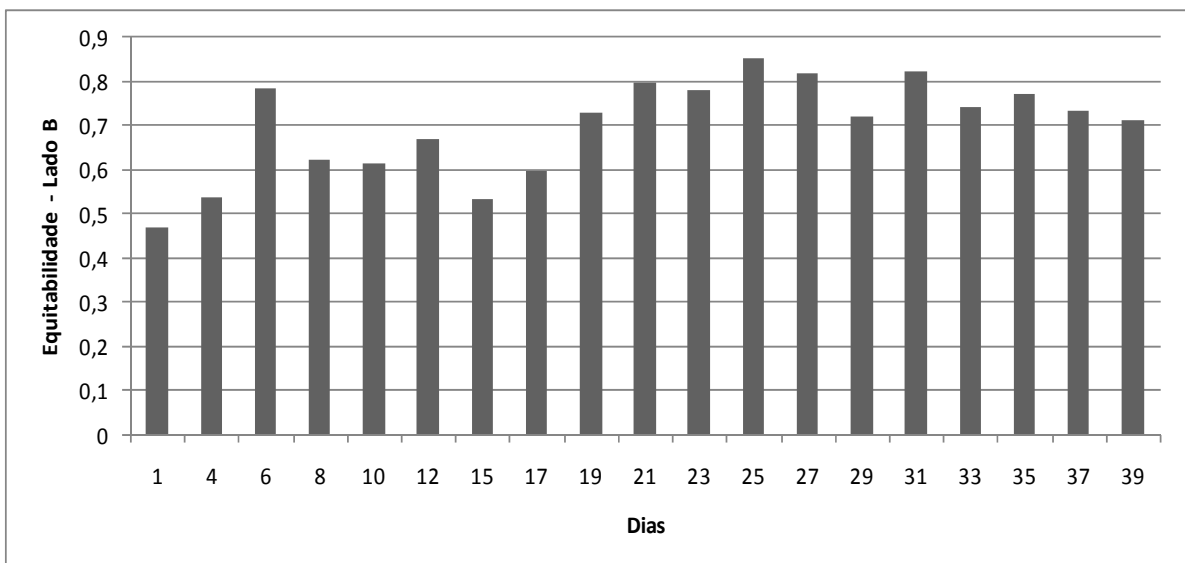


Figura 50: Valores do índice de Equitabilidade para a comunidade zooplanctônica no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*.

5.3. Variáveis ambientais

Nas Tabelas 5 e 6, são apresentados os valores médios e seus respectivos desvios padrão das variáveis ambientais da Fase II do experimento (39 dias). Nos Anexos 3 e 4 são apresentados os valores diários dessas variáveis.

Tabela 5: FASE II - Média e desvio padrão das variáveis ambientais e clorofila *a* da Fase II do experimento (n = 39 dias), no compartimento A, sem *D. brasiliensis*.

A		
Variáveis ambientais	Media	Desvio Padrão
Temp. da água °C	27,61	1,78
condutividade ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	103,46	4,52
Oxigênio (%)	114,59	16,94
OD ($\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$)	9,05	1,30
pH	7,52	0,42
clorofila <i>a</i> ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	11,34	6,18
N-NH ₄ ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	555,92	419,76
N-NO ₂ ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	70,17	14,67
N-NO ₃ ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	914,28	260,04
P-diss ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	602,23	38,69

Tabela 6: FASE II - Média e desvio padrão das variáveis ambientais e clorofila *a* da Fase II do experimento (n = 39 dias), no compartimento B, com *D. brasiliensis*.

B		
Variáveis ambientais	Media	Desvio Padrão
Temp. da água °C	27,95	1,87
condutividade ($\mu\text{S.cm}^{-1}$)	103,84	4,11
Oxigênio (%)	118,84	17,44
OD ($\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$)	9,26	1,38
pH	7,64	0,51
clorofila <i>a</i> ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	14,06	5,83
N-NH ₄ ($\mu\text{g.L}^{-1}$)	443,13	345,37
N-NO ₂ ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	78,55	12,02
N-NO ₃ ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	853,40	199,88
P-diss ($\mu\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)	592,68	42,53

5.3.1 Clorofila

A Figura 51 (e também Anexos 3 e 4) apresenta a variação da concentração de clorofila *a* durante o período experimental, nos compartimentos A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente) do tanque. As duas curvas apresentam valores aproximados durante todo o período analisado, entretanto no dia 6, o valor da concentração de clorofila *a* no compartimento A (sem *D. brasiliensis*), de 17 $\mu\text{g.L}^{-1}$, foi inferior ao compartimento B (com *D. brasiliensis*), que apresentou valor de 27 $\mu\text{g.L}^{-1}$ e, no final do período experimental, o compartimento A (sem *D. brasiliensis*) apresentou valores um pouco superiores quando comparados ao compartimento B (com *D. brasiliensis*), no entanto como as algas foram sendo inoculadas ao longo do experimento em ambos os compartimentos, a variação na concentração de clorofila é interpretada apenas como um indicador da biomassa algal.

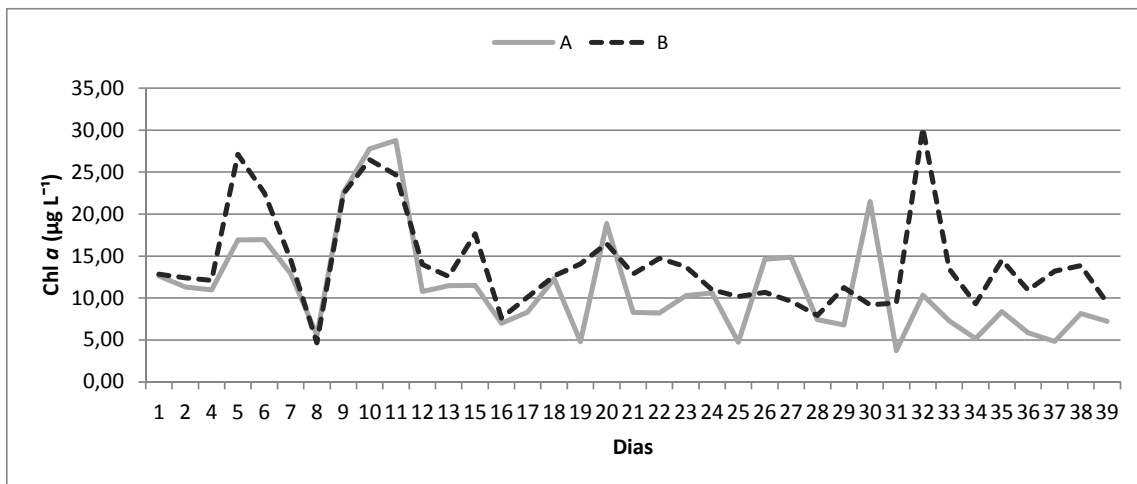


Figura 51: Variação da concentração de clorofila *a* nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.2. Temperatura

a) Temperatura do ar

Os valores das variações diárias das temperaturas do ar ($^{\circ}\text{C}$) máximas e mínimas na Fase II estão apresentados na Figura 52 (e também Anexos 3, 4 e 5). A temperatura mínima oscilou entre os valores de 14,2 e 18,5 $^{\circ}\text{C}$, refletindo o período mais fresco do dia, durante a madrugada. A temperatura máxima oscilou entre os valores de 30,9 e 50,5 $^{\circ}\text{C}$, refletindo o período mais quente do dia, entre 12:00 e 14:00h.

A temperatura do ar no momento da coleta oscilou entre 22 e 40 $^{\circ}\text{C}$, com exceção do dia 28, quando a temperatura chegou a 44,8 $^{\circ}\text{C}$.

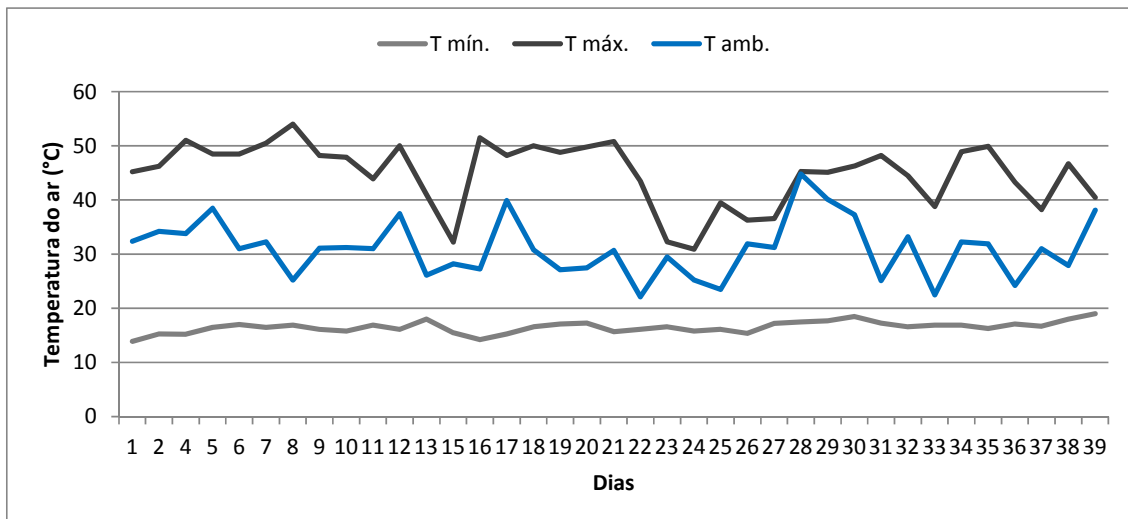


Figura 52: Variação diária das temperaturas do ar, máxima, mínima e durante as coletas, na Fase II do experimento.

b) Temperatura da água

Para a temperatura da água, os compartimentos A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente) do tanque experimental apresentaram valores semelhantes durante o período experimental. A temperatura da água apresentou valor mínimo de 24 $^{\circ}\text{C}$ no dia 15 e máximo valor de 32 $^{\circ}\text{C}$ no dia 6 em ambos os compartimentos do tanque experimental. Ver Figura 53 (e também Anexos 3 e 4).

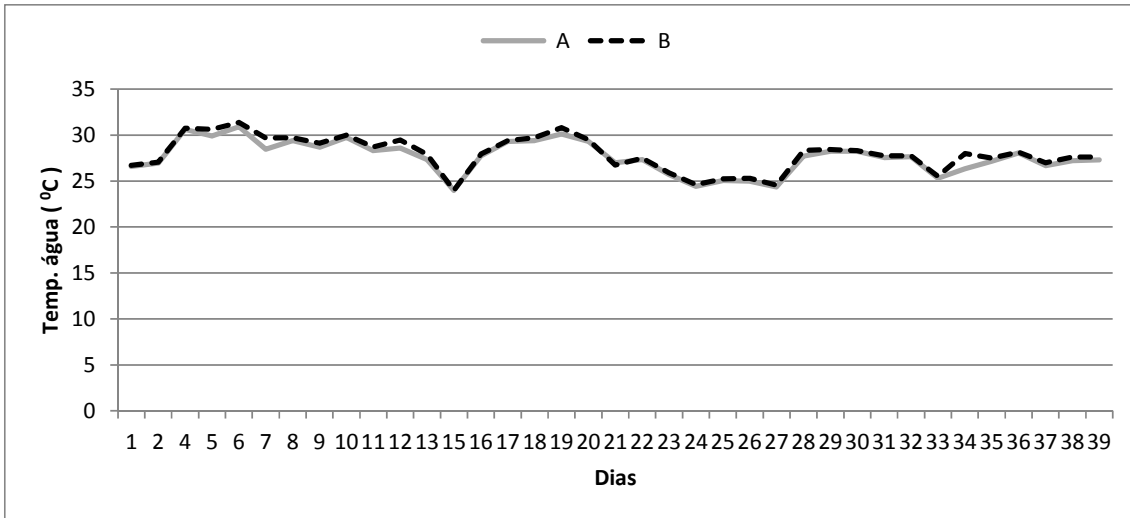


Figura 53: Variação da temperatura da água nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.3. Oxigênio dissolvido

Os valores de oxigênio dissolvido foram aproximadamente equivalentes para ambos compartimentos A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente) do tanque experimental, durante todo o período analisado. O valor máximo apresentado foi de 14 mg.L⁻¹ no dia 10 e mínimo de 6,2 mg.L⁻¹ no dia 1, para ambos os compartimentos. Ver Figura 54 (e também Anexos 3 e 4).

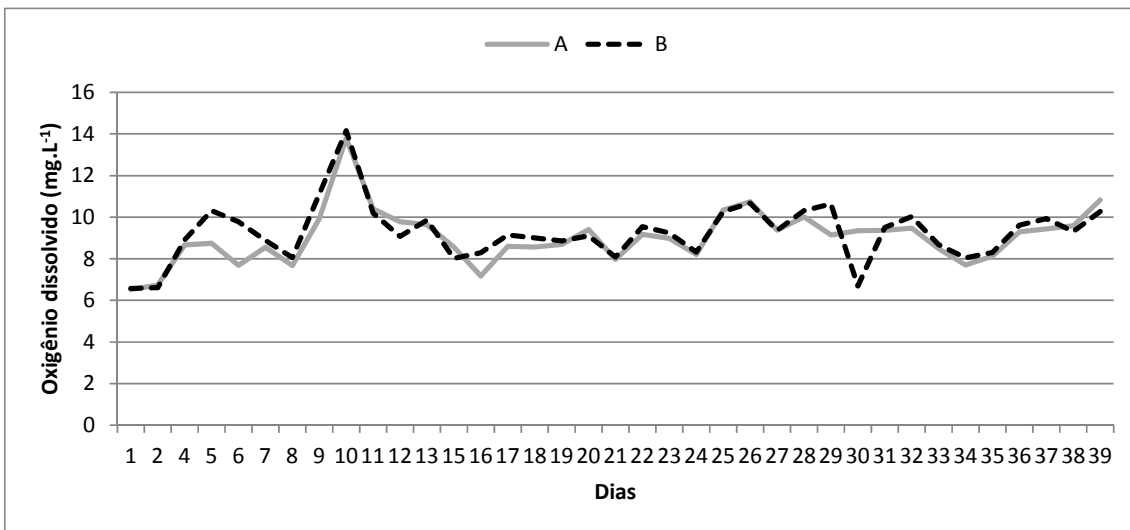


Figura 54: Variação do oxigênio dissolvido nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.4. Condutividade elétrica

A condutividade elétrica variou diferentemente para os dois compartimentos A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente) durante o período experimental. O compartimento A (sem *D. brasiliensis*), apresentou valores maiores entre os dias 1 e 22, com mínimo de $100 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ no dia 1 e máximo de $113 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ no dia 6 e, do dia 23 até o final do período amostrado, a condutividade apresentou valores mais baixos, entre 103 e $94 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. Ver Figura 55 (e também Anexos 3).

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), a condutividade apresentou amplitude maior de variação entre os dias 1 e 21, com valor mínimo de $95 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ e máximo de $113 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. Entre os dias 22 e 39, o valor mínimo encontrado foi de $96 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ e o valor máximo, $106 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. Ver Figura 55 (e também Anexo 4).

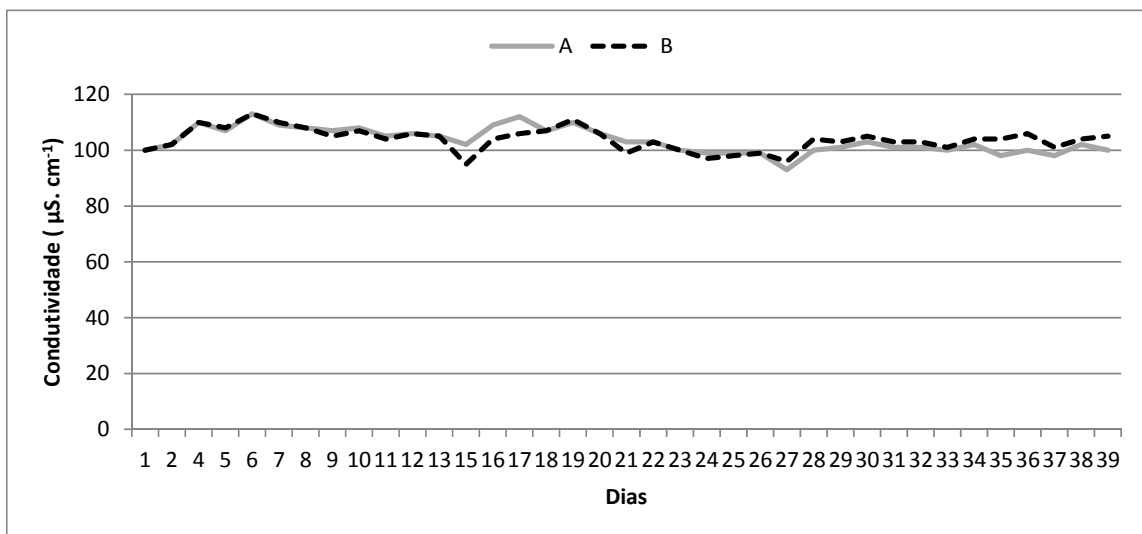


Figura 55: Variação da condutividade elétrica nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.5. Potencial hidrogeniônico (pH)

Os valores de pH encontrados para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), variaram durante o período experimental, apresentando valor mínimo de 7,02 no dia 2, e valor máximo de 8,6 no dia 34. Ver Figura 56 (e também Anexo 3).

Os valores de pH observados para o compartimento B (com *D. brasiliensis*) no decorrer do experimento, foram um pouco superiores quando comparados aos do compartimento A (sem *D. brasiliensis*). O valor mínimo encontrado foi de 7,04 e o valor máximo foi de 8,87 durante o período experimental. Ver Figura 56 (e também Anexo 4). De maneira geral, os valores de pH não apresentaram variações significativas para ambos os compartimentos.

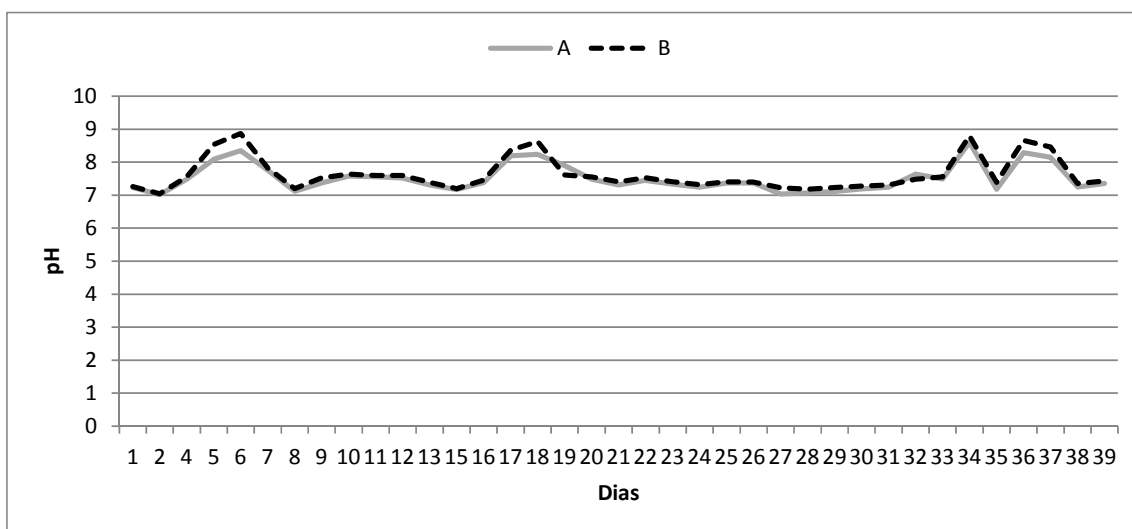


Figura 56: Variação do pH nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.6. Nutrientes

a) Amônia

Os resultados de amônia observados para os compartimentos A e B (sem e com *D. brasiliensis* respectivamente), de modo geral, decaíram desde o princípio até o final do experimento, sendo que o compartimento B apresentou valores ligeiramente inferiores durante o período analisado. No compartimento A (sem *D. brasiliensis*), a fase inicial apresentou os maiores valores na concentração de amônia, entre 1000 e 1241 $\mu\text{g.L}^{-1}$ até o dia 8, decaindo progressivamente até 72 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 33, chegando a

valores mais baixos que $10 \mu\text{g.L}^{-1}$ no final do período experimental. Ver Figura 57 (e também Anexo 3).

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), a amônia também apresentou valores de concentração mais altos na fase inicial do experimento, entre 1000 e $11280 \mu\text{g.L}^{-1}$ até o dia 8, ocorrendo entretanto nessa fase, uma amplitude maior de variação, com valores em torno de $800 \mu\text{g.L}^{-1}$ em 3 amostras. Os valores da concentração de amônia foram decaindo progressivamente até o dia 32, quando o valor chegou a $52 \mu\text{g.L}^{-1}$. No final do período experimental, a concentração de amônia decaiu a valores mais baixos, chegando a $8,5 \mu\text{g.L}^{-1}$ no último dia. Ver Figura 57 (e também Anexo 4).

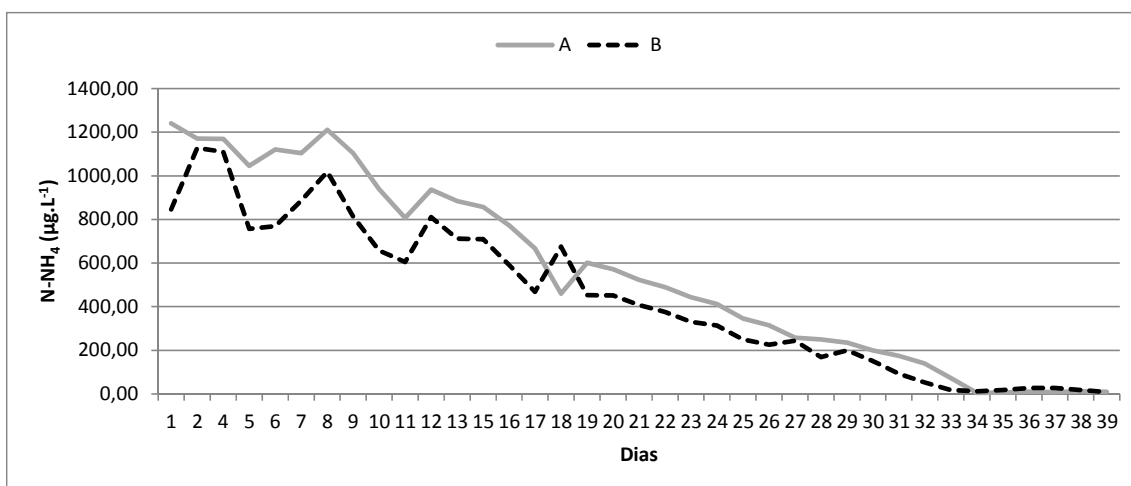


Figura 57: Variação da amônia nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

b) Nitrito

As concentrações de nitrito, para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), de maneira geral, decaíram durante o período experimental, apresentando valor máximo de $96 \mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 1, e valor mínimo de $50 \mu\text{g.L}^{-1}$, no dia 36. Ver Figura 58 (e também Anexo 3).

As concentrações de nitrito para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), de modo geral, apresentaram valores ligeiramente mais elevados quando comparados ao compartimento A. Com exceção do dia 1, iniciaram com valores mais altos, chegando a 99,4 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 6, na fase intermediária, entre os dias 18 e 32 ocorreu um declínio, chegando a 53 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 32 e aumentando novamente na fase final, quando o valor máximo foi de 85 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 36. Ver Figura 58 (e também Anexo 4).

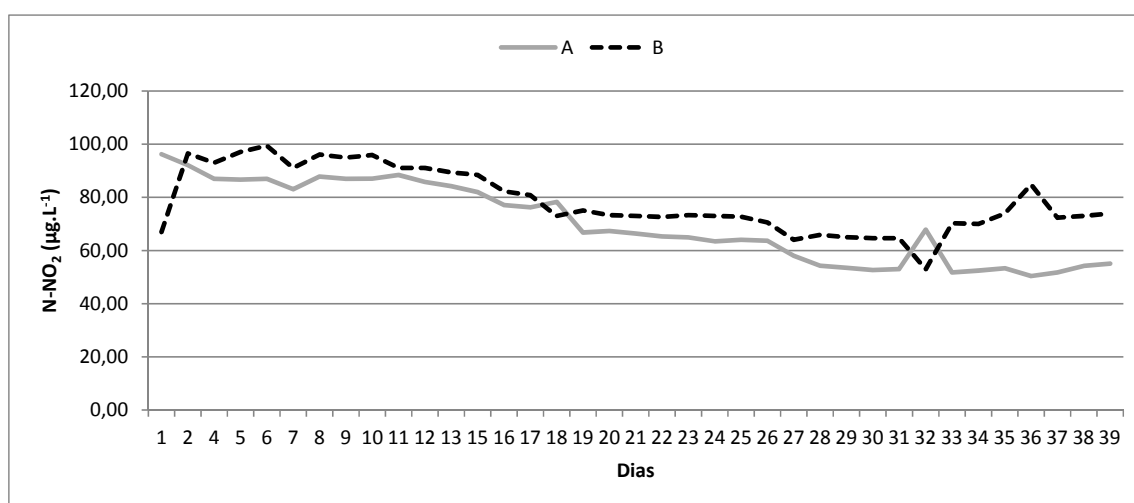


Figura 58: Variação de nitrito nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

c) Nitrato

As concentrações de nitrato para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), de modo geral, variaram entre 537 $\mu\text{g.L}^{-1}$ e 1187 $\mu\text{g.L}^{-1}$, iniciando o período analisado com valores maiores e apresentando queda dos mesmos no período final, com a exceção de dois dias intermediários, que apresentaram valores maiores, com pico de 1915 $\mu\text{g.L}^{-1}$ no dia 24. Ver Figura 59 (e também Anexo 3).

As concentrações de nitrato para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), de modo geral, apresentaram valores aproximados aos do compartimento A, com exceção

dos dois dias acima citados. Desde o período inicial até o último dia, as concentrações declinaram com algumas oscilações, de $1247 \mu\text{g.L}^{-1}$ a $532 \mu\text{g.L}^{-1}$, com exceção do máximo valor de $1252 \mu\text{g.L}^{-1}$ apresentado no dia 24 e mínimo valor de $411 \mu\text{g.L}^{-1}$, no dia 30. Ver Figura 59 (e também Anexo 4).

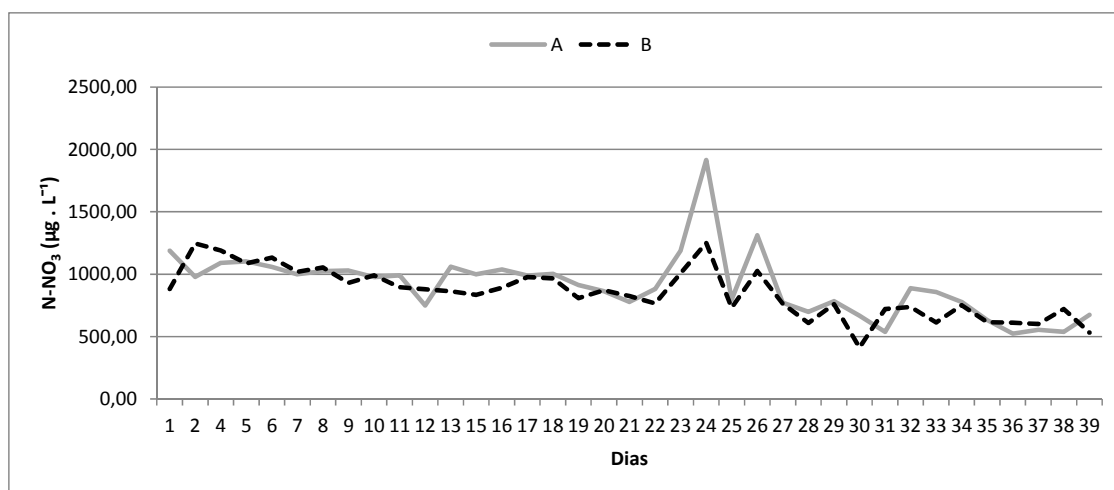


Figura 59: Variação de nitrato nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

d) Fósforo dissolvido

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), de modo geral, as concentrações de fósforo dissolvido se mantiveram na faixa que variou entre $548 \mu\text{g.L}^{-1}$ e $738 \mu\text{g.L}^{-1}$, durante o período analisado. Ver Figura 60 (e também Anexo 3).

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), a partir do dia 2 até o final do período analisado, as concentrações de fósforo dissolvido se mantiveram na faixa que variou entre $520 \mu\text{g.L}^{-1}$ e $730 \mu\text{g.L}^{-1}$. Ver Figura 60 (e também Anexo 5). O padrão de variação dos valores apresentados em ambos os compartimentos foi bastante similar.

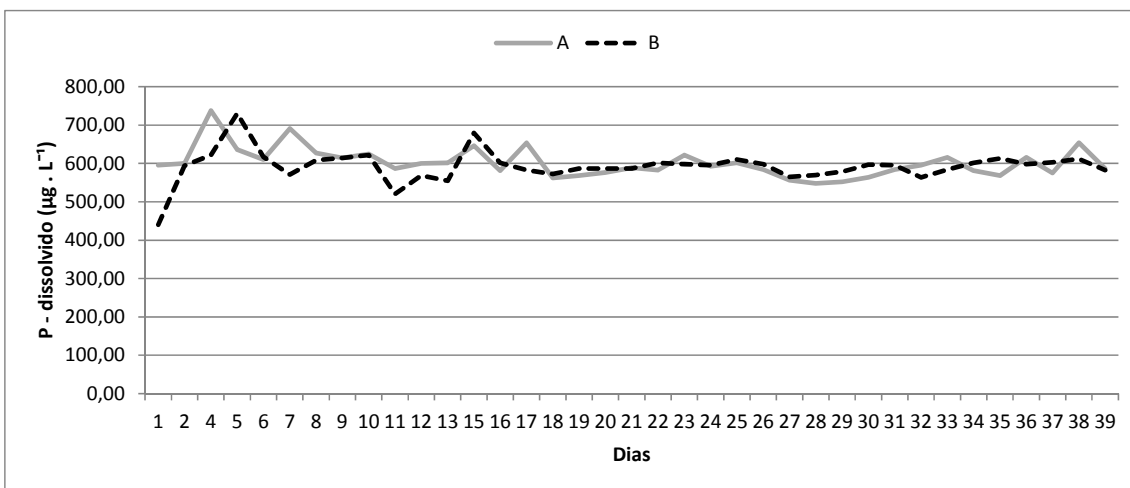


Figura 60: Variação de Fósforo dissolvido nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis*, respectivamente), na Fase II do experimento.

5.3.7. Material em suspensão

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), as concentrações de material em suspensão total (mg.L^{-1}) apresentaram valores que oscilaram bastante durante todo o período analisado, variando entre o mínimo de $1,5 \text{ mg.L}^{-1}$ no dia 24 e o máximo de $4,6 \text{ mg.L}^{-1}$ no dia 10. Ver Figura 61 (e também Anexo 4).

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), as concentrações de material em suspensão total (mg.L^{-1}) também apresentaram valores que oscilaram bastante durante todo o período analisado, variando entre o mínimo de $1,5 \text{ mg.L}^{-1}$ no dia 24 e o máximo de $6,0 \text{ mg.L}^{-1}$ no dia 5. Ver Figura 62 (e também Anexo 5).

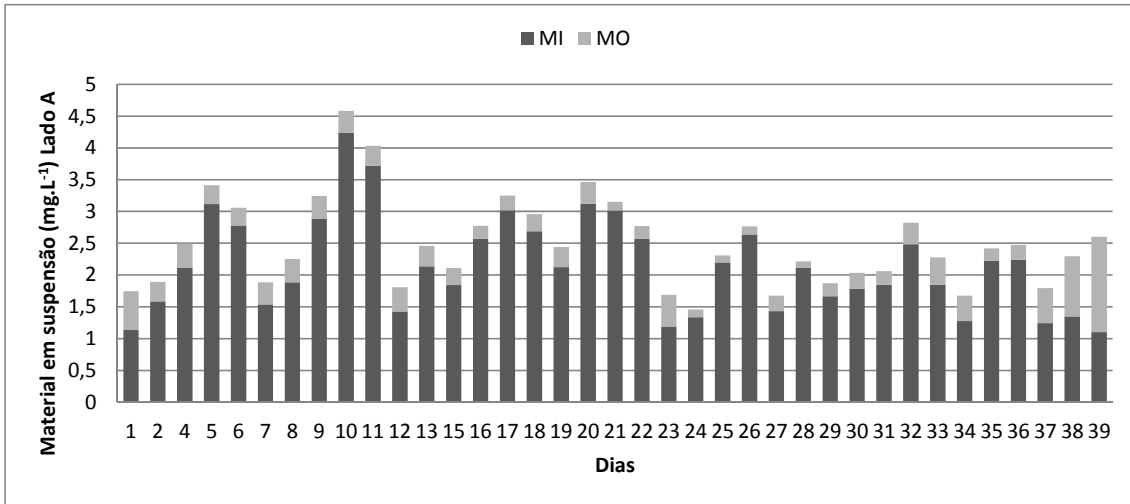


Figura 61: Variação da concentração de Material em suspensão (MI - matéria inorgânica e MO - matéria orgânica) no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*, na Fase II do experimento.

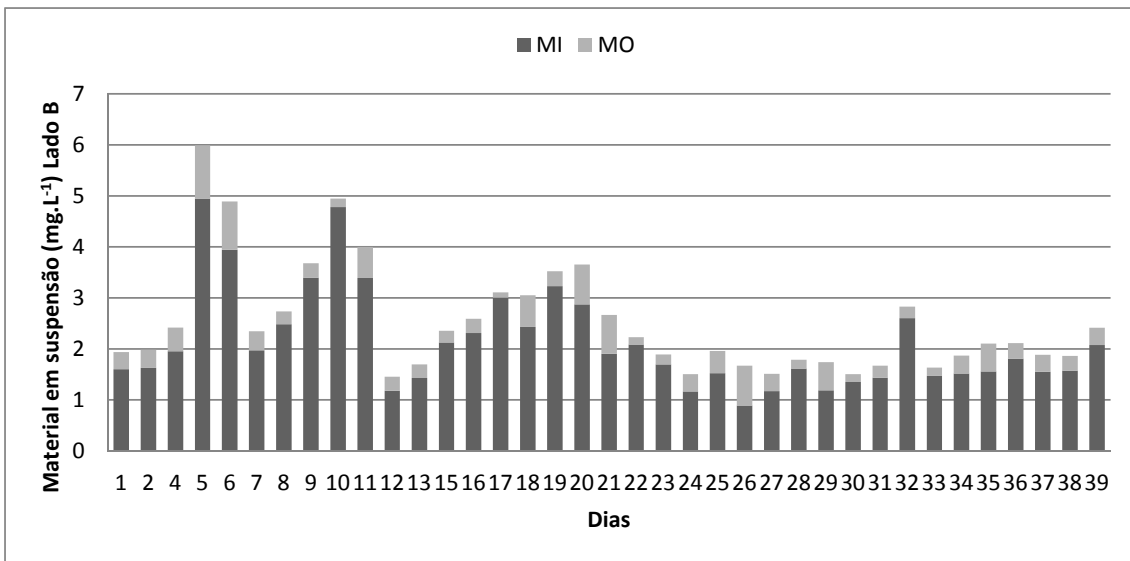


Figura 62: Variação da concentração de Material em suspensão (MI - matéria inorgânica e MO - matéria orgânica) no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*, na Fase II do experimento.

5.3.7. 1. Material em suspensão – compartimentos correlacionados

No período inicial, as concentrações de material em suspensão foram mais elevadas, apresentando também maior variabilidade. No restante do período, as concentrações foram mais estáveis. (Fig. 63)

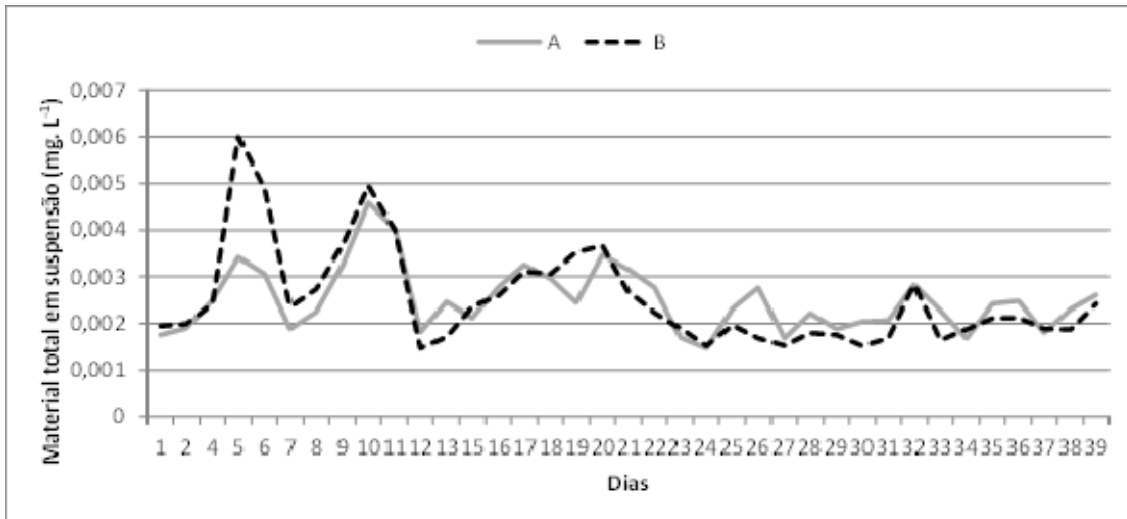


Figura 63: Variações diárias de Material total em suspensão nos compartimentos A e B (sem e com *Dendrocephalus brasiliensis* respectivamente).

5.3.8. Material em suspensão (%)

Para o compartimento A (sem *D. brasiliensis*), a fração inorgânica do material em suspensão predominou em relação à fração orgânica em todas as amostras observadas, exceto na amostra do último dia, que apresentou 42%. Ver Figura 64.

Para o compartimento B (com *D. brasiliensis*), a fração inorgânica do material em suspensão predominou em relação à fração orgânica em todas as amostras observadas. O menor valor registrado foi no dia 26, que apresentou 53%. Ver Figura 65.

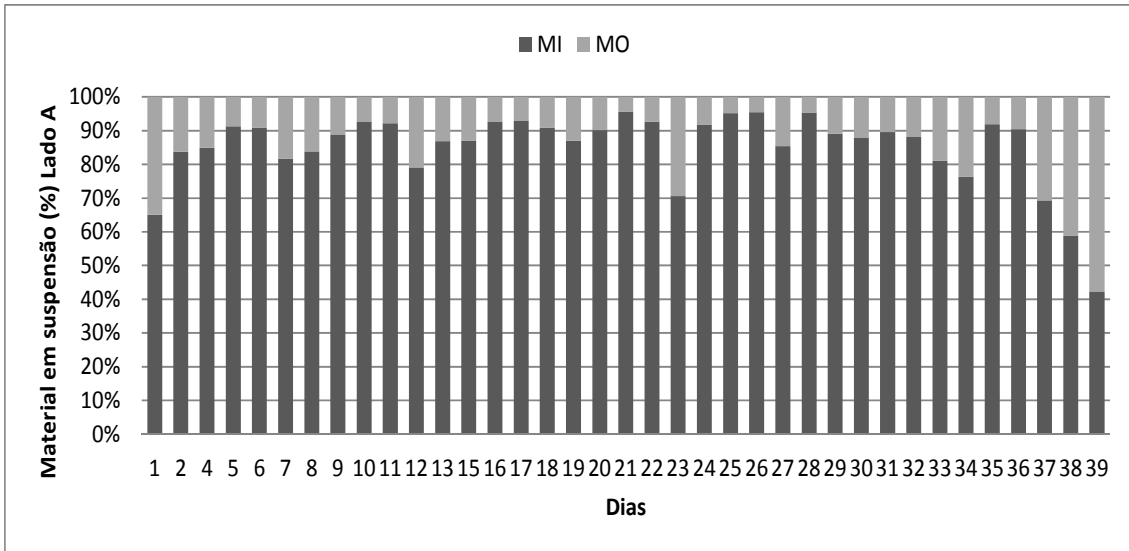


Figura 64: Variações percentuais de Material em suspensão no compartimento A, sem *Dendrocephalus brasiliensis*, na Fase II do experimento.

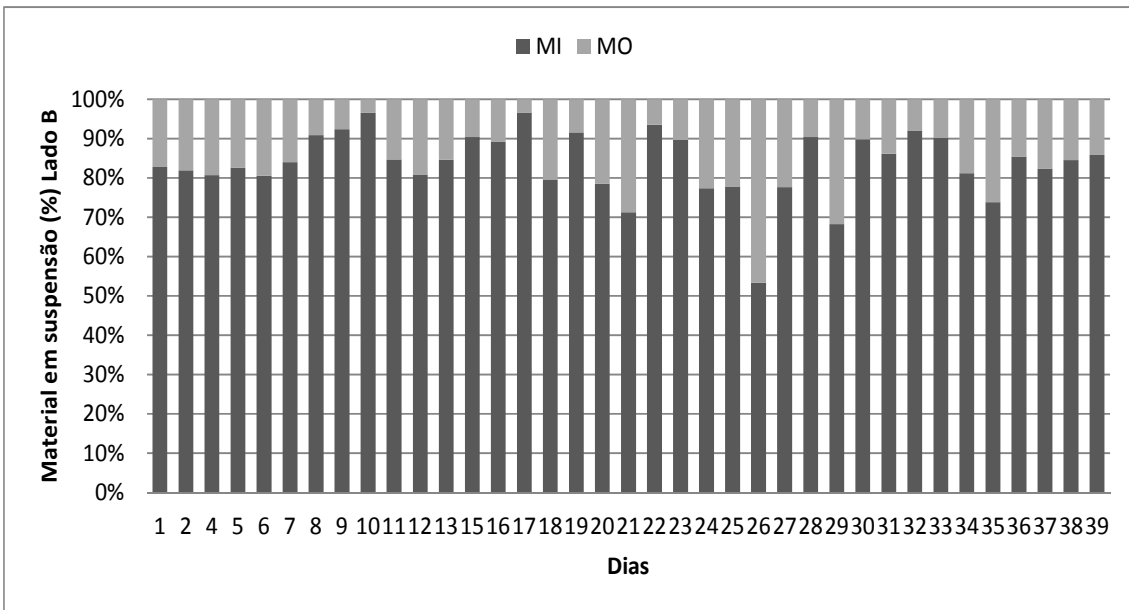


Figura 65: Variações percentuais de Material em suspensão no compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*, na Fase II do experimento.

5.4. Testes estatísticos

5.4.1. Análise de Correspondência Canônica (CCA)

5.4.1.1. Compartimento A (sem *Dendrocephalus brasiliensis*)

Os dois eixos da Análise de Correspondência Canônica (CCA) explicaram conjuntamente 91,3% da variabilidade dos fatores ambientais e dos grupos zooplanctônicos correlacionados. Com exceção do pH e do oxigênio dissolvido, todas as variáveis estiveram correlacionadas positivamente com o grupo Cladocera. O pH foi correlacionado positivamente com o grupo Protozoa e o Oxigênio dissolvido com Copepoda e Outros. O grupo Rotifera foi negativamente correlacionado com os valores de pH e com as demais variáveis a correlação foi positiva porém com pouca intensidade pois foram posicionados em quadrantes distantes.

De acordo com o teste de Monte Carlo, apenas a variável N-NO₃ foi significativamente correlacionada ($p < 0,05$) com as densidades dos grupos zooplanctônicos. Ver Figura 66.

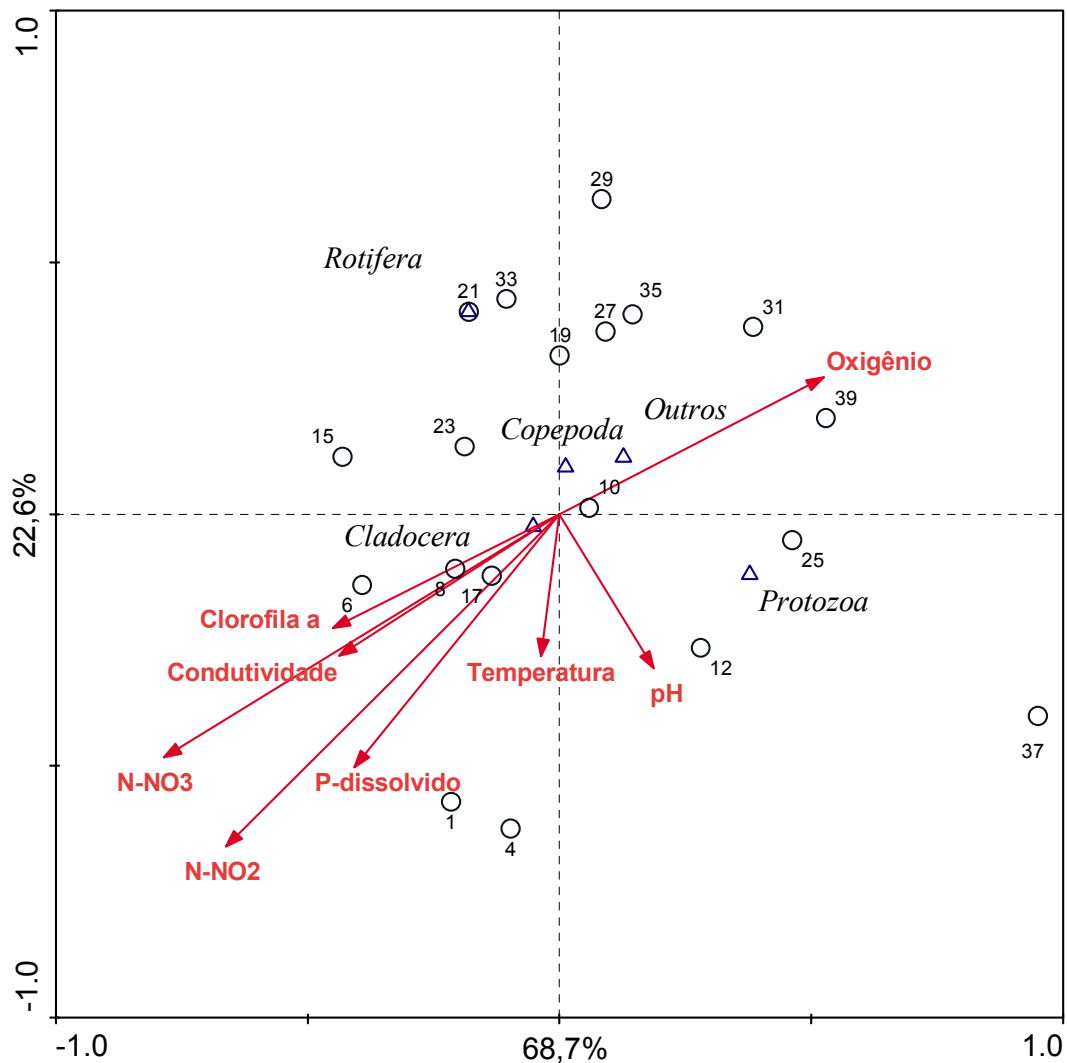


Figura 66: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplancônica e variáveis ambientais referente ao compartimento A, sem *D. brasiliensis*, na Fase II do experimento.

5.4.1.2. Compartimento B (com *Dendrocephalus brasiliensis*)

Os dois eixos da Análise de Correspondência Canônica (CCA) explicaram conjuntamente 90% da variabilidade dos fatores ambientais e dos grupos zooplancônicos correlacionados. O grupo Cladocera foi correlacionado positivamente com as variáveis N-NO₃, N-NH₄, temperatura e condutividade. *D. brasiliensis* e os representantes do grupo Copepoda foram correlacionados positivamente com a clorofila *a* e o N-NO₂. O grupo Protozoa foi correlacionado positivamente com as variáveis P-

dissolvido, pH e Oxigênio. Os grupos Rotifera e Outros foram negativamente correlacionados com a clorofila *a* e o N-NO₂ e, com as demais variáveis, esses dois grupos foram correlacionados positivamente, porém com menor intensidade.

De acordo o teste de Monte Carlo, as variáveis N-NO₃ e o oxigênio dissolvido foram significativamente correlacionadas ($p < 0,05$) com as densidades dos grupos zooplancônicos. Ver Figura 67.

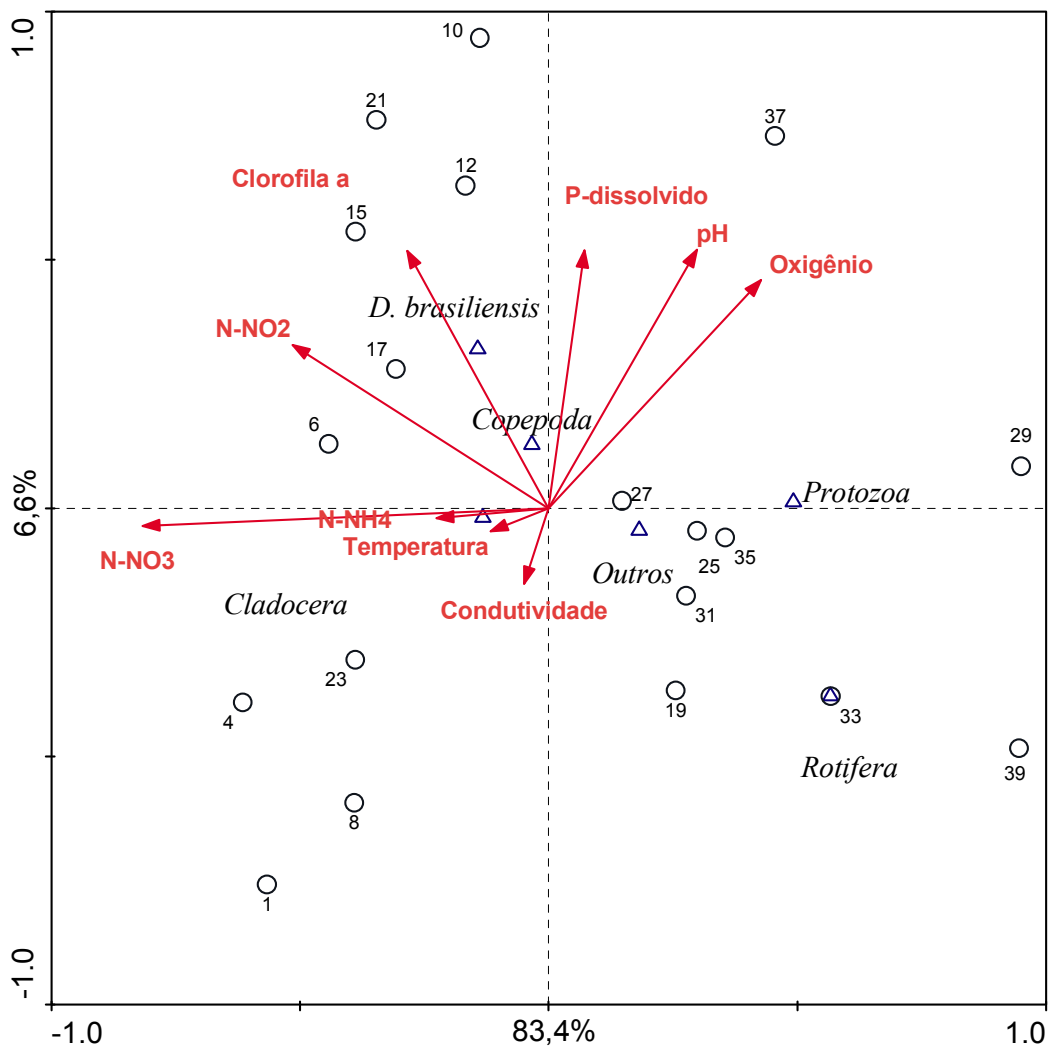


Figura 67: Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind. L-1) dos grupos da comunidade zooplancônica e variáveis ambientais, clorofila *a* e nutrientes, referente ao compartimento B, com *Dendrocephalus brasiliensis*, na Fase II do experimento.

5.5. Análise do sedimento de ambientes naturais no entorno das Pisciculturas de Tabatinga e Arealva

Pela análise do sedimento dos ambientes amostrados no entorno das Estações de Piscicultura de Tabatinga e Arealva, observou-se a ausência de cistos de resistência de *Branchionella* nesses ambientes, o que indica que, até o momento, essa espécie está restrita aos tanques de piscicultura e não ocorreu invasão nos ambientes lóticos analisados, pois essa espécie é própria de ambientes lênticos, e a probabilidade de se encontrarem cistos de resistência ou mesmo representantes adultos naqueles ambientes, é bastante remota.

6. DISCUSSÃO

O plâncton é o alimento básico de inúmeros organismos aquáticos, especialmente de peixes carnívoros nos primeiros dias do seu ciclo de vida, quando se verifica o maior índice de mortalidade. O zooplâncton tem papel central na dinâmica de um ecossistema aquático, especialmente na ciclagem de nutrientes e fluxo energético, sendo constituído principalmente por microcrustáceos pertencentes aos grupos Cladocera e Copepoda, por Rotifera e outros grupos como Protozoa, larvas de insetos, Ostracoda, etc. A diversidade de espécies do zooplâncton em tanques de aquicultura costuma ser elevada e muitas espécies podem ser utilizadas como indicadores de qualidade da água (Macedo e Sipaúba-Tavares, 2005). Os avanços da aquicultura dependem de um forte conhecimento da estrutura e do funcionamento dos corpos d' água, principalmente no que diz respeito às variáveis físicas e químicas da água e às comunidades biológicas (Sipaúba-Tavares et al., 1994).

A produção primária é o fator chave de toda a cadeia trófica aquática e uma estimativa grosseira pode ser realizada com base no teor de clorofila *a*. Esse pigmento constitui aproximadamente 0,5 a 3,0% do peso seco das algas planctônicas, e o conhecimento de suas concentrações pode ser usado como estimativa da biomassa algal nos corpos d'água. A determinação da clorofila também constitui uma importante ferramenta para a avaliação do estado trófico em ecossistemas aquáticos (Margalef, 1983; Reynolds, 1984; Esteves, 1998).

Em sistemas naturais, a comunidade zooplanctônica tem sido utilizada como indicadora das condições tróficas, tendo diversos trabalhos demonstrado o potencial de grupos e espécies do zooplâncton como indicadores da qualidade da água. Tanto em lagoas costeiras como em reservatórios de hidrelétricas, espécies de rotíferos e de

cladóceros têm sido associadas a distintas condições ambientais (Attayde e Bozzeli, 1998; Branco et al., 2002, 2008), sendo a dominância de rotíferos frequentemente associada ao aumento da eutrofização.

Nos ambientes em que predomina o nanofitoplâncton, os macroconsumidores como os indivíduos representantes das Ordens Calanoida e Cladocera, dominam a comunidade zooplancônica consumindo diretamente a maioria das algas, entretanto, nos ambientes cujo predomínio é de microfitoplâncton, os microconsumidores tais como os rotíferos, são mais abundantes, alimentando-se de bactérias e detritos (Hillbricht-Ilkowska, 1972). Resultado semelhante foi verificado neste estudo, com a presença de espécies consideradas nanofitoplanctônicas, como *Pseudokirschneriella subcapitata*, e *Monoraphidium sp* pertencente à Ordem Chlorococcales, as densidades de espécies de grande porte pertencentes às Ordens Calanoida e Cladocera foram abundantes em relação aos grupos de menor porte durante todo o período experimental, para o compartimento A. Para o compartimento B, foi observado que os grupos mais correlacionados com a clorofila *a* foram os Calanoida e a espécie *Dendrocephalus brasiliensis*, entretanto, nesse estudo foi oferecido fitoplâncton para a alimentação animal, em ambos os compartimentos, o que descaracteriza o ambiente experimental, daquele natural. Também do compartimento B, no final do período experimental, as abundâncias relativas dos grupos Calanoida e Cladocera decaíram para menos de 10 e 50% respectivamente, enquanto que no compartimento A, neste mesmo período, as abundâncias relativas destes grupos chegaram a valores de até 20 e 70% respectivamente.

A competição intraespecífica é descrita como causa de exclusão de espécies e consequente queda da riqueza em ambientes estáveis (Hardin, 1960; Hebert, 1982), entretanto neste estudo houve manipulação na concentração e composição das algas.

Comunidades de cladóceros são descritas tanto em ecossistemas aquáticos conservados quanto impactados (Maia-Barbosa & Bozelli, 2006) e parecem ser controladas mais por fatores *top-down*. A existência de formas jovens é de grande importância para a estrutura da comunidade, com respeito à dinâmica da população e também aspectos tróficos, uma vez que em fases iniciais, os organismos podem ocupar nichos diferentes daqueles em que estão os adultos. Um exemplo clássico é que os náuplios e copepodito I de Cyclopoida alimentam-se por filtração e são predominantemente herbívoros, enquanto que os últimos estágios de copepodito e os adultos, possuem hábito alimentar raptorial e são carnívoros (Neves et al., 2003). No presente experimento, foi observada a presença de náuplios e copepoditos Cyclopoida, mesmo que em baixas densidades, em praticamente todo o período de coletas, enquanto que a ocorrência de exemplares adultos foi observada em 4 amostras no compartimento A, e no compartimento B não foram encontrados. De modo geral, os Cladocera são filtradores sem preferência entre os diferentes tipos de alimentos, enquanto que os Copepoda são capazes de selecionar o alimento de melhor qualidade (Zhao et al., 2008).

A comunidade zooplancônica das águas continentais desempenha importante papel na cadeia alimentar, transferindo massa e energia de produtores primários (fitoplâncton) para níveis tróficos superiores (Odum & Barrett, 2007).

Os protozoários de vida livre estão presentes em diversos ambientes. Eles funcionam como elos de ligação nas redes tróficas de ambientes aquáticos, pois estão envolvidos na regeneração dos principais constituintes orgânicos celulares (carbono, nitrogênio, enxofre e fósforo), e podem mobilizar elementos essenciais, como vitaminas, para o crescimento e o metabolismo (Arndt, 1993; Brock et al., 1994 apud Gomes & Godinho, 2004). Controlam populações, principalmente de algas e bactérias, podendo também ser utilizados em estudos de bioindicação e biomonitoramento de

poluição. Dentre os protistas, o grupo das amebas testáceas pode regular a densidade fitoplanctônica em alguns lagos eutróficos (Arndt, 1993), podendo constituir mais de 30% da biomassa microbiana nestes ambientes (Gilbert et al., 1998; Mitchell et al., 2003). Espécies de protozoários como a tecameba *Diffflugia sp*, encontrada no presente estudo, podem ser referência de bioindicação ambiental, estando relacionados a ambientes pouco preservados, não sendo, entretanto, determinantes únicos do índice de preservação desse tipo de ambiente (Souza, 2008). No compartimento A do tanque experimental, na Fase II, sua presença foi frequente, chegando à máxima abundância relativa de 30% no final do período experimental, enquanto que no compartimento B, sua presença foi constante, aparecendo em todas as amostras, com aumento da abundância relativa a partir do dia 29 até o final do período, chegando a 40%. Estes resultados corroboraram os estudos acima citados (Arndt, 1993; Brock et al., 1994 apud Gomes & Godinho, 2004; Gilbert et al., 1998; Mitchell et al., 2003 e Souza, 2008), pois a elevação significativa da densidade populacional de *Diffflugia sp* no período final experimental, no compartimento B, coincidiu com a queda da densidade populacional de *D. brasiliensis*. É possível que os detritos oriundos do metabolismo e da decomposição dos indivíduos mortos, tenham favorecido o crescimento de bactérias, o principal alimento das tecamebas. Com relação aos protozoários, no entanto, há que se considerar que as coletas e preservação do material não foram específicas para esse grupo, o que pode ter ocasionado a destruição de organismos sem teca levando a uma falsa impressão de inexistência desses grupos.

Os Ostracoda são importantes nas cadeias alimentares dos sistemas aquáticos continentais (Rocha, 2003). Os ostrácodes dulcícolas, em sua maioria, são encontrados no bentos, raramente encontrados no plâncton (Delorme, 2001), e sua alimentação é restrita a algas e detritos orgânicos. O nível trófico desses animais é o mesmo de

herbívoros e detritívoros (Delorme, 2001). No presente experimento, sua presença foi observada em todas as coletas para ambos os compartimentos do tanque, entretanto no compartimento B, ocorreu um aumento tanto na densidade numérica quanto na abundância relativa, que chegou a 40% no final do período experimental, o que poderia ratificar os estudos acima citados.

A partir da CCA e dos valores registrados durante o experimento para as densidades do zooplâncton e para as variáveis físicas e químicas nota-se que, no período inicial do experimento, as concentrações de oxigênio dissolvido e pH foram mais altas e favoreceram o desenvolvimento das populações de Copepoda e Protozoa. Os copépodes, principalmente calanóides, podem se alimentar de pequenas partículas ($20\mu\text{m}$), tais como bactérias (Matsumura-Tundisi e Tundisi, 2005), portanto, não estão necessariamente correlacionados aos valores de clorofila *a*. Estudos realizados no reservatório de Corumbá (GO) mostraram que a abundância das formas jovens de calanóides da espécie *Notodiaptomus iheringi* foram relacionadas diretamente e de maneira significativa com o oxigênio dissolvido, o pH e a temperatura da água (Bonecker et al., 2001). Resultado semelhante foi verificado neste estudo, em que o copépode acima citado foi associado com o pH e o oxigênio dissolvido, no eixo 1 da CCA referente ao compartimento A (sem *D. brasiliensis*), e, no eixo 2 da CCA referente ao compartimento B (com *D. brasiliensis*), o mesmo também foi associado às variáveis ambientais pH e oxigênio dissolvido.

No período intermediário do experimento, entre os dias 65 e 88, quando a densidade do grupo Rotifera aumenta, também ocorre um aumento no valor da condutividade elétrica e uma diminuição dos valores de clorofila *a*. Os rotíferos destacam-se por serem organismos oportunistas, com altas taxas de consumo e

assimilação de uma ampla variedade de recursos alimentares, possibilitando a colonização de ambientes mais instáveis (Allan,1976).

No período final do experimento, as densidades de Cladocera foram maiores quando comparadas aos demais grupos. Isso pode estar relacionado ao aumento da clorofila *a* que também aumentou durante esse período. Sipaúba-Tavares et al. (2006), estudando as variáveis limnológicas e comunidade planctônica em viveiros com cultivo de tilápia, também observaram que a abundância de cladóceros acompanhou a abundância do fitoplâncton dominado principalmente pelas algas verdes.

O desaparecimento ou a drástica redução dos rotíferos e dos protozoários, ocorreu no período final das amostragens, coincidindo com os baixos valores de pH registrados (menores valores durante todo o estudo) e altas concentrações de clorofila *a*. Entretanto, estudos experimentais realizados por Frost et al. (1998) mostraram aumento na biomassa de rotíferos quando o pH esteve mais baixo, e também a ausência de relação entre a abundância dos rotíferos e do fitoplâncton. Os autores sugerem que essa relação pode prever a utilização de outro item alimentar pelos rotíferos que não seja a comunidade fitoplânctônica, visto que uma maior produtividade dessas algas estaria relacionada aos maiores valores de pH. No presente estudo, isso não foi constatado, já que, no período em que os valores de pH foram baixos, a concentração de clorofila *a* se manteve alta.

Os organismos representantes da Ordem Rotifera foram observados apenas em uma amostra em cada compartimento do tanque, com valores baixos de abundância relativa, em torno de 2%. No compartimento A, foi registrada a presença de *Brachionus caliciflorus* no dia 21, e no compartimento B, representantes da Família Bdelloidea foram encontrados no dia 33 do período experimental.

Rotíferos são organismos particularmente importantes da comunidade zooplanctônica, devido à sua capacidade de se adaptarem a mudanças nas condições ambientais, altas taxas de crescimento, e curto intervalo de tempo de renovação da população (Allan, 1976). A maioria dos estudos ecológicos de rotíferos mostra que variáveis limnológicas (p. ex., oxigênio dissolvido e pH) têm grande influência na diversidade deste grupo. Contudo, recentes estudos têm discutido a importância de outros fatores (p.ex., o pulso de inundação, morfometria ambiental e conectividade) afetando a estrutura e dinâmica de comunidades de rotíferos (Aoyagui & Bonecker, 2004).

Segundo Panarelli et al. (2003), a variabilidade de curto prazo da comunidade zooplanctônica é atribuída às variações e heterogeneidade também de curto prazo, na organização física e química do ecossistema. Sendo assim, as flutuações sazonais do zooplâncton são atribuídas a vários fatores, tais como: disponibilidade de fitoplâncton e matéria orgânica como alimento, mudanças na temperatura, oxigênio dissolvido, predação intrazooplânctônica e predação por peixes (Tundisi & Matsumura-Tundisi, 2008).

A piscicultura em tanques deve ser muito bem monitorada e manejada, visto que, como analisado no presente estudo, pequenas alterações das variáveis físicas e químicas podem modificar a estrutura zooplanctônica, o que pode afetar a produção de peixes. Além disso, o manejo desse tipo de sistema sempre deve ser monitorado a fim de diminuir os impactos relevantes como, por exemplo, disseminação de doenças de peixes e introdução de espécies exóticas.

No presente estudo, observou-se que as diversas espécies zooplanctônicas presentes no tanque experimental co-existiram com a branconeta, sem que essa convivência levasse ao desaparecimento de nenhuma delas. No entanto, algumas

espécies, especialmente de cladóceros, apresentaram queda significativa em suas densidades numéricas na presença desse anostráceo. Sendo *D. brasiliensis* um potente filtrador generalista, provavelmente tem uma forte competição por alimento com outras espécies zooplanctônicas filtradoras. Assim, caso essa espécie de Anostraca venha a ser futuramente introduzida em ambientes aquáticos do estado de São Paulo, é provável que cause impacto negativo sobre algumas populações zooplanctônicas, especialmente de cladóceros, podendo levar a algum desequilíbrio nos ecossistemas regionais, não sendo possível, neste momento, prever o grau desse impacto. Esse Anostraca tem, no entanto, a vantagem de seu ciclo de vida dependente de períodos de seca do ambiente, o que não é comum no estado de São Paulo, mas tampouco é impossível de ser encontrado. Mesmo não havendo os ambientes temporários típicos do nordeste brasileiro, a seca parcial de ambientes aquáticos que por ventura estejam “contaminados” com cistos de resistência de branconetas, com exposição do sedimento das margens, por exemplo, pode propiciar condições favoráveis para a eclosão dos cistos na época de cheias, quando os cistos são novamente hidratados. Embora os resultados da varredura do entorno de ambientes paulistas que já possuem populações de branconetas, realizada no presente trabalho, nos dê uma certa segurança de que a invasão dessa espécie não é tão fácil de ocorrer, uma vez que pelo menos uma das Estações de Piscicultura estudada (Talarico de Tabatinga) já possui a branconeta em seus tanques há vários anos e não foi registrado até o momento, escape desses organismos para os ambientes naturais próximos. Apesar disso, a partir dos resultados do presente estudo, não recomendamos a disseminação do uso da branconeta em locais onde a mesma não existe naturalmente, embora sejam necessários mais estudos nesse sentido para se ter total segurança na tomada de decisões importantes como essa.

7. CONCLUSÕES

- Durante a sucessão da população zooplanctônica sem a branconeta, os protozoários foram substituídos por cladóceros e copépodes Calanoida.
- Neste estudo foi possível concluir que a presença de *D. brasiliensis* pode interferir na comunidade planctônica, especialmente alterando as densidades populacionais dos microcrustáceos filtradores de maior porte, como o cladóceros *Simocephalus serrulatus*.
- O crescimento das populações de cladóceros e copépodes foi inibido pela presença de *D. brasiliensis*.
- Neste experimento, a presença de *D. brasiliensis* não excluiu quaisquer espécies zooplanctônicas, entretanto afetou suas abundâncias.
- Há indícios de forte competição entre *D. brasiliensis* e *Simocephalus serrulatus*.
- Nas estações de piscicultura nos municípios de Arealva e Tabatinga, as branconetas, provavelmente, estão restritas aos tanques de cultivo de peixes e não invadiram ambientes naturais do entorno.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABNT (Associação Brasileira de Normas Técnicas). Ecotoxicologia Aquática – Toxicidade crônica- Método de ensaio com *Ceriodaphnia* ssp (Cladocera, Crustacea) NBR13373. 2005.

ASSOCIATION FRANÇAISE DE NORMALISATION. AFNOR. Norme experimental T90-304: *Essais des eause. Determination de L'inhibition de Scenedesmus subspicatus par une substance.* 1980

AGOSTINHO, A. A. e H.F. JÚLIO JR. Ameaça ecológica: peixes de outras águas. *Ciência Hoje*, 21(124):36-44 . 1996.

AGOSTINHO, AA., THOMAZ, SM. AND GOMES LC. Conservation of the Biodiversity of Brazil's inland waters. *Conservation biology*, vol. 19, p. 646-652. 2005.

ALLEN, R.L. Method for comparing fish growth curves. *New Zeland Journal of Marine and Freshwater Research*, Wellington, 10 (SUPL. 4): 687-692. 1976.

AOYAGUI, A.S.M. & BONECKER, C.C. The art status of rotifers studies in natural environments of south américa: floodplains. *Acta Sci. Biol. Sci.* 26(4): 385-406. 2004.

ARNDT, H. Rotifers as predators on components of the microbial web (bacteria, heterotrophic, flagelates, ciliates) - a review. *Hydrobiologia*, 255/256, p.231-246. 1993.

ATENCIO-GARCÍA, V.; ZANIBONI-FILHO, E.; PARDO-CARRASCO, S. & ARIAS-CASTELLANOS. A influência da primeira alimentação na larvicultura e alevinagem do yamú, *Brycon siebenthalae* (characidae). *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, vol. 25(1), p. 61-72. 2003.

ATTAYDE, J. L. & BOZZELI, R. L. Assessing the indicator properties of zooplankton assemblages to disturbance gradients by canonical correspondence analysis. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 55: p. 1789-1797. 1998.

BASILE-MARTINS, M.A. Criação de organismos para alimentação de peixe. Anais iii simpósio brasileiro de aquicultura, p. 97-100. 1984.

BELK, D. SISSOM, S.L. New branchinella (anostraca) from texas, usa, and the problem of antenna-like processes. *J. Crustac. Biol.*, V.12, p. 312-316. 1992.

BELK, D.; BRTEK, J. Checklist of the Anostraca. *Hydrobiologia*, v.298, p. 315-353. 1995.

BRANCO, J.O.; M.J. LUNARDON-BRANCO & F.X. SOUTO. Estrutura populacional de *portunus spinimanuslatreille* (crustacea, portunidae) na armação do itapocoroy, Penha, Santa Catarina, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba, 19 (3): 731-738. 2002.

BYSTRÖM, P., KARLSSON, J., NILSSON, P., VAN KOOTEN, T., ASK, J. OLOFSSON, F. Substitution of top predators: effects of pike invasion in a subarctic lake. *Fresh. Biol.*, VOL. 52, p. 1271-1280. 2007.

CDB. Convenção da diversidade biológica, 1992.

CDB. Panorama da biodiversidade global 3. Brasília: ministério do meio ambiente, secretaria de biodiversidade e florestas (MMA), 2010.

COX, C.B., MOORE, P.D. Biogeography: An Ecological And Evolutionary Approach, 5th ed. Blackwell Scientific, London. 1993.

CRISPIM, M. C.; CAVALHEIRO, J. M. O. & PEREIRA, J. A. A influência do zooplâncton no crescimento de peixes em viveiros de aquicultura. Anais do XI CONBEP e do I CONLAEP. Vol. 1, p. 78-87. 1999.

DELORME, L. D. Ostracoda. In: THORP, J. H.; COVICH, A. P.(EDS). Ecology and classification of North American freshwater invertebrates. 2d. ed. San Diego, California. *Academic press*. p.811-842. 2001.

EDMONDSON, W.T. Freshwater Biology. 2 ed. New York John Wiley & Sons Inc., 1959. p 1248.

ELMOOR-LOUREIRO, L.M. Manual de identificação de cladóceros límnicos do Brasil. Brasilia: Editora Universa, p. 156. 1997.

ESTEVES, F.A. Fundamentos de limnologia. 2.ed. Rio de Janeiro: Interciência Ltda, 1998, p. 575.

FEIDEN, A. & HAYASHI, C. Desenvolvimento de juvenis de piracanjuba (*Brycon orbignyannus*), vallencienes (1849) (teleostei: characidae) em tanques experimentais fertilizados com adubação orgânica. semina: Ciências Agrárias, 26(4), p. 591-600. 2005.

GILBERT, D. T., PINEL, E. C., WILSON, T. D., BLUMBERG, S. J. & WHEATLEY, T. P. Immune neglect: a source of durability bias in affective forecasting. *Journal of Personality and Social Psychology*, 75, p. 617-638. 1998.

GOLTERMANN, H. L.; CLYMO, R. S.; OHNSTAD, M. A. M. Methods for physical and chemical analysis of freshwaters. London: *Blackwell Science Publication*. p. 214. 1978.

GOMES; E. A. T.; GODINHO, M. J. L. Structure of the protozooplankton community in a tropical shallow an eutrophic lake in Brazil. *Acta Oecologica*, v. 24, p. 5153-5161. 2003.

GISP - Programa global de espécies invasoras. américa do sul invadida. a crescente ameaça das espécies exóticas invasoras. p. 80. 2005.

GURGEL, J. J. S.; FERNANDO, C. H. Fisheries in semi-arid northeast Brazil with special reference to the role of tilapias. *internationale revue der gesamten, Hydrobiologie*, v. 79, n. 1. 1994.

HANEY, J. F. and HALL, D. J. Sugar – coated *Daphnia*: A preservation technique for Cladocera. *Limnol. Oceanogr.* vol. 18, p. 331-333. 1973.

HERBERT, P.D.N. The population biology of daphnia (Crustacea: Daphnidae). *Biology Review*, v.53, p. 387-426. 1978.

IGARASHI, M. A.; ARAGÃO, L. P. & CARVALHO, M. C. Aspectos para o desenvolvimento da aqüicultura. *Anais do XI CONBEP e do I CONLAEP.* vol. 1, p. 127-136. 1999.

JEFFREY, S. W., HUMPHREY, G. F. New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a, b, c, and c in higher plants, algae and natural phytoplankton. *biochem. physiol. PFL.* 167: 191-194. 1975.

KOROLEFF, F. Determination of nutrients. in: grasshoff, k. *methods of seawater analysis.* New York: *Verlag Chemie Weinheim*, p. 117-181. 1976.

KOSTE, W.; SHIEL, R.J. Rotifera from australian inland waters.i. bdelloidea (Rotifera: Digononta). *Aust. J. Mar. Freshw.res.*, v. 37, p. 765-792, 1986.

KOSTE, W. *Rotatoria die radertiere mitteleuropas, übeiordnung monogononta.* Berlim: *Gebriider Bernträger*, p. 1010. 1978.

LATINI, A, O.; PETRERE, M. Reduction of native fish fauna by alien species: an example from brazilian freshwater tropical lakes. *Fish. Manag. Ecol.*, vol. 11, p. 71-79. 2004.

LAVENS, P. & SORGELOOS, P. The history, present status and prospects of the availability of artemia cysts for aquaculture. *Aquaculture* 181: p. 397-403. 2000.

LEÃO, P. C. S., In: Anais da VI jornada de iniciação científica da embrapa semiárido, petrolina : Embrapa semiárido , 2011. p. 388. (embrapa semiárido. documentos, 238).

LINS, L.V.; A.B.M. MACHADO; C.M.R. COSTA & G. HERMANN. Roteiro metodológico para elaboração de listas de espécies ameaçadas de extinção: contendo a lista oficial de fauna ameaçada de minas gerais. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, p. 55. 1997.

LOPES, M. C.; FREIRE, R. A. B.; VICENSOTTO, J. R. M.; SENHORINI, J. A. alimentação de larvas de surubim pintado, *pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829), em laboratório, na primeira semana de vida. *Boletim Técnico Cepta*, Pirassununga, v. 9, p. 11-29, 1996.

LOPES, J. P.; DA SILVA, A. L. N.; DOS SANTOS, A. J. G & TENÓRIO, R. A. Branchoneta, uma notável contribuição à larvicultura e alevinagem de peixes carnívoros de água doce. *Panorama da Aqüicultura* nov/dez, p. 31-34, 1998.

LOVSHIN, L.L. 1997. TILAPIA FARMING: A growing worldwide aquaculture industry. In: Simpósio SOBRE manejo e nutrição de peixes, 1, Piracicaba, Anais... Piracicaba: cbna, 1997. p.137-164.

LUZ, R. K.; SALARO, A. L.; SOUTO, E. F.; REIS, A. & SAKABE, R. Desenvolvimento de alevinos de trairão alimentados com dietas artificiais em tanques de cultivo. *Rev. Bras. Zootec.* v.30 n.4. 2001.

MACEDO, C.F. e SIPAÚBA-TAVARES, L.H. Comunidade zooplanctônica em viveiros de criação de peixes, em disposição sequencial. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo, 31(1): 21–27. 2005.

MACKERETH, F.J.H., HERON, J., TALLING, J.F. Water analysis: some revised methods for limnologists. (freshwater biological association scientific publication, n. 36). Kendal: Titus Wilson & Sons ltd, p. 117. 1978.

MAI, M.G.; SILVA, T.A.S.; ALMEIDA, V.L.S. AND SERAFINI, R.L. First record of the invasion of *dendrocephalus brasiliensis* Pesta, 1921 (Crustacea: Anostraca: Thamnocephalidae) in São Paulo State, Brazil. *Pan-american Journal of Aquatic Sciences*, 3(3): 269-274. 2008.

MAIA-BARBOSA, P.M.; BRITO, S.; RIETZLER, A.C.; ESKINAZI-SANT'ANNA, E.M.S. Diversidade do zooplâncton de Minas Gerais. *Ciência Hoje*, v. 38, p. 67- 69, 2006.

MARGALEF, R. *Limnologia*. Omega , 1983, p. 1010.

NEVES, E.G., PETERSEN, J.B, BARTONE, R.N., & HECKENBERGER, M.J. The timing of terra preta formation in the central Amazon: archaeological data from three sites. In B. Glaser, & W.I. Woods (Eds.), *Explorations in Amazonian Dark Earths* (in press). Heidelberg, Springer Verlag. 2003.

NOGRADY, T. AND SEGERS, H. Rotifera 6. The Asplanchnidae, Gastropodidae, Lindiidae, Microcodinidae, Synchaetidae, Trochosphaeridae. In Dumont, HJ. *Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world* 18., Dordrecht, the Netherlands: Backhuys Publishers bv. p. 264. 2002.

ODUM, E.P.; BARRETT, GARY W. *Fundamentos de Ecologia*. 5 ed. São Paulo: Thomson Learning, 2007.

OGUTU-OHWAYO, R. The decline of the native fishes of lakes victoria and kyoga (east africa) and the impact of introduced species, especially the Nile perch, *Lates niloticus*, and the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Environ. Biol. Fish.* 27:81-96. 1990.

PESSOA, E. V. & KLEIN, V. L. M. Análise do valor protéico do rotífero *Brachionus plicatilis* submetido à diferentes dietas. ANAIS do XI CONBEP e do I CONLAEP. vol. 1, p. 262-269, 1999.

PEZZATO, L.E.O. Estabelecimento das exigências nutricionais das espécies de peixes cultivadas. In: Simpósio sobre manejo e nutrição de peixes, Piracicaba. Anais: p. 45-62, 1997.

PHILLIPSON, J. Introduction to ecological energetics. in: GRODSINSKI, W. et al (ed). Methods for ecological bioenergetics. Oxford: *Blackwell Scientific Publications*. 1975.

QUESADA, J. E., COELHO, M. A., AQUIN, E. N., CURIACOS, A. J.; Et al. Aquicultura sustentável: construindo um conceito. In: I Congresso Sul-americano de Aquicultura. Recife, 1998, Trabalhos científicos..., Recife, p. 515-525, 1998.

RABET, N. AND THIÉRY, A. The neotropical genus *Dendrocephalus* (Anostraca: Thamnocephalidae) in Brazil (South America), whit a description of two new species. *Journal of Natural History*, 30: 479-503. 1996.

REASER, J. K.; GALINDO-LEAL, C.; ZILLER, S. R. Visitas indesejadas: a invasão de espécies exóticas. IN: GALINDO-LEAL C.; CÂMARA IDG. (eds.). Mata atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas. fundação s.o.s. mata atlântica: São Paulo. Conservação Internacional: Belo Horizonte. 2005.

REID, J.W.; MORENO, I.H. The Copepoda (Crustacea) of the Southern Pantanal, Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensis*. v.3, p.721-739, 1990.

REYNOLDS, C.S. The ecology of freshwater phytoplankton. 1. ed. Cambridge: Cambridge University Press, p. 384. 1984.

ROCHA, O. (ORG.); ESPÍNDOLA, E. L. G. (ORG.) ; FENERICH-VERANI, N. (org.) ; VERANI, J. R. (ORG.) ; RIETZLER, A. C. (org.) . Espécies invasoras em águas doces - estudos de caso e propostas de manejo.. 1a.. ed. São Carlos: Universidade Federal de São Carlos, v. 500. 417, p. 2005.

ROSA, R. S.; GROTH, F. Ictiofauna dos ecossistemas de brejos de altitude de Pernambuco e Paraíba. In: K. C. PÔRTO; J. J. P. CABRAL; M. TABARELLI (eds). Brejos de altitude de Pernambuco e Paraíba. MMA, BRASÍLIA. 2004.

SANTIAGO, A. P.; HOLANDA, F. C. A. F.; SOUZA, J. DE A. & SILVA, L. A. C. DA. 1999. Análise de investimento em aquicultura: um estudo de caso. ANAIS do XI CONBEP e do I CONLAEP. vol. 1. Recife, 17 a 21 de outubro de 1999. p. 30-39.

SHOAF, W.T.; LIUM, B.W. Improved extraction of chlorophyll a and b from algae using dimethyl sulfoxide. *Limnology Oceanography*, v.21, p. 926-928. 1976.

SEGERS, H.; SHIEL, R.J. Microfaunal diversity in a biodiversity hotspot: new rotifers from Southwestern Australia. *Zool. Stud.*,v.42, n.4, p.516-521. 2003.

SEGERS, H. Rotifera: The Lecanidae (Monogononta) In: Dumont, H.J.F. Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world. Netherlands: *Spb Academic*, v. 2, 226 p., 1995.

SILVA, W.M.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Taxonomy, ecology, and geographical distribution of the species of the genus *Thermocyclops* Kiefer, 1927 (Copepoda, cyclopoida) in São Paulo State, Brazil, with description of a new species. *Braz. J. Biol.*, v. 65, n.3, p.521-531. 2005.

SILVA, W.M. Diversidade dos Cyclopoida (Copepoda, Crustacea) de água doce do estado de São Paulo: taxonomia, ecologia e genética. 154 f. tese (Doutorado em ciências) – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos. 2003.

SIMON, KS. AND TOWNSEND, CR. Impacts of freshwater invaders at different levels of ecological organisation, with emphasis on salmonids and ecosystem consequences. *Fresh. Biol.*, vol. 48, p. 982–994. 2003.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. Utilização do plâncton na alimentação de larvas e alevinos de peixes. São Carlos: Ufscar, 191p (tese). 1988.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; MORENO, S.Q. Variação dos parâmetros limnológicos em um viveiro de piscicultura nos períodos de seca e chuva. *Rev. Unimar*, v. 16, n. 4, p. 229-242. 1994.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; BACCARIN, A. E.; BRAGA, F. M. de S. Limnological parameters and plankton community responses in Nile tilapia ponds under chicken dung and NPK (4-14-8) fertilizers. *Acta Limnologica Brasiliensia*, Rio Claro, 18(3), p. 335-346. 2006.

SMIRNOV, N.N. Crustacea: Chydoridae. Jerusalém: Israel program for scientific translation, p. 644. 1974.

SOTO, D., ARISMENDI, I., GONZÁLEZ, J., SANZANA, J., JARA, F., JARA, C., GUZMAN, E. AND LARA, A. Southern Chile, trout and salmon history country: invasion patterns and threats for native species. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, vol. 79, p. 97-117. 2006.

SOUZA, P. C. G. & KLEIN, V. L. M. Velocidade de produção do rotífero *Brachionus plicatilis* em condições de laboratório. ANAIS DO XI CONBEP e do I CONLAEP. vol. 1. Recife, 17 a 21 de outubro de 1999. p. 56-63. 1999.

SOUZA, M. B. G. Guia das tecamebas bacia do rio Peruaçu Minas Gerais: subsídios para a conservação e monitoramento da bacia do rio São Francisco. Editora UFMG. 1ª edição, p. 159. 2008.

TEIXEIRA, C.; TUNDISI, J.G.; KUTNER, M.B. Plankton studies in a mangrove. ii: The Standing-stock and some ecological factors. *Bol. Inst. Oceanogr.* São Paulo, v. 24, p. 23-41. 1965.

TUNDISI, J. G. Água no século XXI - Enfrentando a escassez. São Carlos: Rima. 2003.

TUNDISI, J. G. & MATSUMURA-TUNDISI, T. Limnologia. São Paulo, Oficina de textos. p. 632. 2008.

WATANABE, T., KITAJIMA, C. and FUJITA, S. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: A review. *Aquacult.*, vol. 34, p. 115-143. 1983.

WILSON, E. O. 1997. A situação atual da diversidade biológica. In: E. O. WILSON (ed.) Biodiversidade. Nova Fronteira, Rio de Janeiro.

WELCOMME, R. L. International introductions of inland aquatic species. Fao Fisheries Technical Paper 294, p. 318. 1988.

ZAVALA-CAMIM, L.A. 1996. Introdução ao estudo sobre alimentação natural em peixes. Maringá, EDUEM, 1996, p. 129.

ZHAO, J.; RAMIN, M.; CHENG, V. & ARHONDITSIS, G. B. Plankton community patterns across a trophic gradient: the role of zooplankton functional groups. *Ecological Modelling*, 213(3-4), p. 417-436. 2008.

ZILLER, S. R.; ZALBA, S. Propostas de ação para prevenção e controle de espécies exóticas invasoras. *natureza e conservação*, v. 5, n. 2, 2007.

ZILLER, S. R.; ZALBA, S. M.; ZENNI, R. D. Modelo para o desenvolvimento de uma estratégia nacional para espécies exóticas invasoras. Programa de espécies exóticas invasoras para a América do Sul. The Nature Conservancy e Global Invasive Species Programme. Programa Global de Espécies Invasoras – Gisp, 2007, Paraná, Brasil. p. 56. 2007.

ANEXOS

ANEXO 1

FASE I – Variáveis ambientais e clorofila *a* durante o período experimental (133 dias)

Dias	Temp. ar oC	Temp. água oC	Cond. μS/cm	O%	OD mg L ⁻¹	pH	Clorofila a	N-NH4 (ug/L)	N-NO2 (ug/L)	N-NO3 (ug/L)	P-diss
											(ug/L)
1	28,5	19,85	59	125,5	11,5	7,53	3,79	828,57	108,64	1036,4	190,28
4	26,8	23,18	64	127,3	10,91	7,71	13,54	666,33	83,18	534,76	198,61
7	26,5	23,24	65	117,8	10,04	7,56	11,88	592,86	70,3	727,41	143,06
11	25,5	24,25	67	111,8	9,36	7,27	5,55	812,24	150	1104,96	206,94
14	27,7	24,77	69	112,7	9,34	7,54	6,39	810,2	158,18	954,03	209,72
18	24,4	23,05	66	112,5	9,65	7,35	7,73	782,65	166,82	942,34	223,61
21	27,9	24,22	68	113,7	9,52	7,5	8,71	788,78	160,91	1000,16	206,94
25	29,8	26,28	83	131,7	10,64	8,29	3,38	1155,1	174,55	1122,78	315,28
28	29,8	22,8	90	121,6	10,46	7,75	3,06	1400	183,94	1136,67	397,22
32	35,9	24,38	103	132,5	11,08	8,19	4,32	1535,71	221,97	1160,85	519,44
35	34	25,56	104	125,6	10,26	7,88	1,6	1482,65	216,21	1176,54	466,67
40	31,1	25,4	102	121,6	9,96	8,32	4,1	1459,18	229,09	1175,11	438,89
46	36,1	26,05	103	108,5	8,79	8,1	5,79	1377,55	206,82	1170,28	375
49	35,3	25,27	101	108,2	8,9	8,2	4,74	1395,92	206,06	1180,96	356,94
53	32,8	24,47	100	102,1	8,52	7,88	1,92	1313,27	215,76	1146,46	352,78
57	34,1	26,75	109	92,8	7,45	7,81	7,57	1393,97	237,58	1180,74	323,61
60	33,8	27,49	108	94,8	7,5	8,1	5,26	1580,17	237,27	1179,52	330,56
65	32,2	27,57	108	86,4	6,85	8,2	4,85	1624,14	248,79	1168	297,22
67	39,2	26,75	102	75,7	6,08	7,79	1,4	1565,52	238,79	1178	293,06
74	29,3	23,95	107	82,6	6,99	7,9	3,65	1255,17	254,85	1161,94	294,44
77	30,2	25,33	62	98,2	7,99	6,82	3,7	1521,55	248,18	1168,61	275
81	33,8	26,33	109	80	6,44	6,86	5,83	1549,14	248,48	1168,31	251,39
84	38	26,24	107	71,8	5,82	6,84	3,74	1388,79	251,21	1165,58	245,83
88	28,9	23,6	101	71,7	6,11	6,36	16,48	1058,62	265,76	1151,03	238,89
94	31,1	25,59	106	51,8	4,25	7,68	10,04	1089,66	240	1178,32	276,39
98	41	27,07	103	45,3	3,63	6,47	20,71	1033,62	204,55	1212,24	272,22
104	33,1	24,44	95	55,1	4,44	5,92	7,34	1050	174,55	1239,95	297,22
110	28,5	25,89	60	70	6,64	5,93	7,53	1023,28	175,45	1239,05	404,17
112	32,2	25,81	95	79,6	6,49	6,52	7,67	1102,59	180	1234,5	381,94
117	27,5	26,23	98	91,6	7,4	6,76	16,88	1328,72	149,71	684,96	479,71
122	36	27,3	101	96,5	7,65	6,82	2,12	1330,85	139,71	598,29	476,81
126	25,2	25,99	53	77,5	6,28	6,7	1,86	1439,36	115,36	547,97	330,43
130	31	27,4	65	82,2	6,51	7,29	16,62	1282,98	113,33	1038	471,01
133	31,2	25,87	100	95,3	7,74	7,03	9,64	1364,89	110,43	1288,9	508,7

ANEXO 3

Variáveis ambientais e clorofila *a* durante a Fase II do experimento, no compartimento A, sem *D. brasiliensis*.

Compartimento A (sem <i>D.b.</i>)										
Dias	Temp. água (°C)	Cond. (µS/cm)	O%	OD (mg · L ⁻¹)	pH	clorofila <i>a</i> (µg · L ⁻¹)	N-NH ₄ (µg · L ⁻¹)	N-NO ₂ (µg · L ⁻¹)	N-NO ₃ (µg · L ⁻¹)	P-diss (µg · L ⁻¹)
1	26,59	100	81,5	6,53	7,23	12,62	1241,49	96,23	1188,43	595,65
2	26,97	102	84,6	6,73	7,02	11,29	1170,21	92,17	979,16	600,00
4	30,62	110	116,1	8,67	7,48	10,98	1169,15	86,96	1090,38	737,68
5	29,9	107	113,1	8,74	8,09	16,93	1045,74	86,67	1103,33	636,23
6	30,91	113	103,2	7,69	8,35	16,94	1121,28	86,96	1059,04	610,14
7	28,45	109	112,3	8,55	7,75	12,91	1104,26	83,04	999,62	691,30
8	29,41	108	100,5	7,67	7,12	5,57	1210,64	87,83	1024,84	627,54
9	28,69	107	128,5	9,93	7,37	22,57	1104,26	86,96	1029,71	614,49
10	29,75	108	181,3	13,8	7,58	27,76	939,36	87,10	976,23	624,64
11	28,32	105	133,6	10,4	7,56	28,76	807,45	88,41	991,59	586,96
12	28,6	106	126,5	9,78	7,52	10,77	936,17	85,80	750,20	600,00
13	27,34	105	110,5	9,64	7,31	11,47	884,04	84,20	1059,80	601,45
15	23,98	102	106,5	8,55	7,17	11,51	857,45	82,03	999,30	646,38
16	27,75	109	94,3	7,18	7,38	6,99	772,34	77,10	1036,90	581,16
17	29,32	112	112,3	8,6	8,19	8,31	667,02	76,23	988,43	653,62
18	29,39	107	111,9	8,57	8,24	12,31	459,57	78,26	1003,07	562,32
19	30,11	110	115,2	8,69	7,9	4,81	601,06	66,81	913,86	568,12
20	29,3	106	123	9,41	7,48	18,89	571,28	67,39	863,28	576,81
21	26,99	103	100	7,98	7,31	8,28	522,34	66,38	777,62	588,41
22	27,35	103	115,9	9,17	7,45	8,21	489,36	65,36	881,30	582,61
23	25,72	100	110,1	8,98	7,34	10,27	443,62	64,93	1187,74	621,74
24	24,42	99	98,4	8,21	7,24	10,61	412,77	63,48	1914,52	592,75
25	25,05	99	125,3	10,35	7,37	4,75	345,74	64,06	795,94	601,45
26	24,99	99	130,1	10,74	7,37	14,64	314,89	63,62	1312,38	584,06
27	24,35	93	112,1	9,38	7,03	14,86	257,45	57,97	771,36	556,52
28	27,7	100	127,2	10,01	7,07	7,41	248,94	54,35	698,32	547,83
29	28,24	101	110,3	9,15	7,11	6,80	235,11	53,48	783,19	552,17
30	28,25	103	118,9	9,35	7,19	21,50	200,00	52,61	668,72	563,77
31	27,55	101	118,7	9,36	7,24	3,74	174,47	53,04	538,29	584,06
32	27,66	101	119,8	9,48	7,64	10,33	139,36	67,83	886,84	595,65
33	25,29	100	103,2	8,49	7,49	7,27	72,34	51,74	857,59	615,94
34	26,34	102	96,6	7,7	8,6	5,16	4,26	52,46	776,87	581,16
35	27,15	98	102,3	8,12	7,18	8,39	5,32	53,33	631,33	568,12
36	28,05	100	119,7	9,3	8,29	5,86	10,64	50,43	523,57	615,94
37	26,68	98	117,8	9,43	8,15	4,83	8,51	51,74	554,93	575,36
38	27,2	102	121,9	9,59	7,25	8,13	11,70	54,20	537,13	653,62
39	27,3	100	136,6	10,82	7,35	7,21	9,57	55,07	673,59	586,96

ANEXO 4

Variáveis ambientais e clorofila *a* durante a Fase II do experimento, no compartimento B, com *D. brasiliensis*.

Lado B (com D.b.)										
Dias	Temp. água (°C)	Cond. (µS/cm)	O%	OD (mg . L ⁻¹)	pH	clorofila <i>a</i> (µg . L ⁻¹)	N-NH ₄ (µg . L ⁻¹)	N-NO ₂ (µg . L ⁻¹)	N-NO ₃ (µg . L ⁻¹)	P-diss (µg . L ⁻¹)
1	26,71	100	82,2	6,57	7,26	12,82	845,74	66,96	881,71	440,58
2	27,05	102	83,1	6,61	7,04	12,39	1127,66	96,52	1247,48	594,20
4	30,76	110	119,3	8,91	7,56	12,11	1110,64	93,04	1190,29	621,74
5	30,62	108	132,4	10,32	8,54	27,11	757,45	97,10	1087,57	730,43
6	31,39	113	133,2	9,78	8,87	22,52	769,15	99,42	1133,91	617,39
7	29,68	110	117,7	8,89	7,82	14,56	887,23	91,01	1018,99	571,01
8	29,73	108	106,1	8,06	7,2	4,67	1018,09	96,09	1054,58	608,70
9	29,12	105	144,8	11,12	7,53	22,43	813,83	94,93	930,41	614,49
10	29,99	107	182,7	14,16	7,64	26,47	657,45	95,94	990,72	621,74
11	28,71	104	131,8	10,19	7,6	24,68	605,32	91,01	895,65	520,29
12	29,48	106	118,5	9,07	7,6	14,00	810,64	91,01	879,65	568,12
13	27,89	105	112,2	9,86	7,39	12,57	711,70	89,42	862,58	555,07
15	23,99	95	99,1	8,01	7,2	17,65	709,57	88,41	834,93	679,71
16	27,92	104	108,2	8,29	7,46	7,61	590,43	82,32	892,35	601,45
17	29,4	106	119,3	9,14	8,37	10,10	468,09	80,87	977,80	582,61
18	29,72	107	118,3	9,01	8,63	12,64	674,47	73,04	966,29	572,46
19	30,8	111	117,4	8,86	7,61	14,04	452,13	75,07	808,93	586,96
20	29,5	106	119,3	9,1	7,55	16,49	451,06	73,33	871,33	586,96
21	26,74	99	100,9	8,08	7,41	12,85	407,45	73,04	823,62	586,96
22	27,5	103	120,8	9,54	7,53	14,73	375,53	72,61	764,72	601,45
23	25,91	100	113,6	9,24	7,41	13,72	329,79	73,33	1008,00	598,55
24	24,63	97	99,3	8,32	7,32	10,98	313,83	73,04	1251,62	595,65
25	25,23	98	125	10,28	7,41	10,18	248,94	72,75	731,91	610,14
26	25,29	99	130,5	10,67	7,4	10,66	225,53	70,58	1026,09	598,55
27	24,54	96	112,4	9,37	7,22	9,62	243,62	64,06	762,61	565,22
28	28,33	104	132	10,32	7,18	7,91	168,09	65,94	608,72	569,57
29	28,42	103	133,1	10,63	7,23	11,24	200,00	65,07	759,59	578,26
30	28,32	105	125,9	6,69	7,28	9,19	151,06	64,64	411,36	597,10
31	27,76	103	120,4	9,5	7,31	9,40	92,55	64,64	721,36	595,65
32	27,75	103	127,8	10,03	7,48	30,25	52,13	52,90	737,10	563,77
33	25,53	101	106,1	8,68	7,55	13,48	17,02	70,29	612,38	584,06
34	27,99	104	101,6	8,05	8,8	9,30	11,70	70,00	750,67	601,45
35	27,49	104	105,1	8,3	7,39	14,51	18,09	73,91	614,75	613,04
36	28,16	106	123,8	9,62	8,66	10,93	26,60	84,78	611,88	598,55
37	27	101	124,7	9,93	8,46	13,18	26,60	72,32	601,01	602,90
38	27,61	104	118	9,31	7,35	13,85	18,09	73,04	720,96	611,59
39	27,61	105	130,6	10,28	7,43	9,40	8,51	73,91	532,09	582,61

ANEXO 5

Valores diários de temperatura do ar (máxima e mínima) durante a Fase II do experimento.

Dias	Temp. mín. ar	Temp. máx. ar
	°C	°C
1	13,9	45,2
2	15,3	46,2
4	15,2	51
5	16,5	48,5
6	17	48,5
7	16,5	50,5
8	16,9	54
9	16,1	48,2
10	15,8	47,9
11	16,9	43,9
12	16,1	50
13	18	41
15	15,5	32,2
16	14,2	51,5
17	15,3	48,2
18	16,6	50
19	17,1	48,8
20	17,3	49,8
21	15,7	50,8
22	16,1	43,5
23	16,6	32,3
24	15,8	30,9
25	16,1	39,5
26	15,4	36,3
27	17,2	36,6
28	17,5	45,3
29	17,7	45,1
30	18,5	46,3
31	17,3	48,2
32	16,6	44,5
33	16,9	38,8
34	16,9	48,9
35	16,3	49,9
36	17,1	43,3
37	16,7	38,2
38	18	46,7
39	19	40,5

ANEXO 6

Valores diários de material em suspensão ($\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$) durante a Fase II do experimento, para os compartimentos A (sem *D. brasiliensis*) e B (com *D. brasiliensis*) do tanque experimental.

Lado A (sem <i>D.b.</i>)			Lado B (com <i>D.b.</i>)		
Dias	MI $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$	MO $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$	Dias	MI $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$	MO $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$
1	1,137	0,611	1	1,607	0,334
2	1,585	0,308	2	1,628	0,359
4	2,118	0,375	4	1,956	0,467
5	3,116	0,298	5	4,951	1,041
6	2,781	0,278	6	3,942	0,949
7	1,538	0,345	7	1,971	0,376
8	1,886	0,365	8	2,486	0,249
9	2,883	0,363	9	3,401	0,278
10	4,239	0,341	10	4,781	0,171
11	3,721	0,314	11	3,392	0,611
12	1,429	0,379	12	1,179	0,278
13	2,136	0,321	13	1,435	0,261
15	1,841	0,272	15	2,131	0,225
16	2,569	0,207	16	2,314	0,277
17	3,018	0,233	17	3,006	0,105
18	2,688	0,273	18	2,432	0,623
19	2,125	0,317	19	3,231	0,295
20	3,123	0,342	20	2,874	0,785
21	3,016	0,138	21	1,904	0,767
22	2,569	0,202	22	2,087	0,144
23	1,191	0,495	23	1,696	0,195
24	1,339	0,119	24	1,167	0,341
25	2,198	0,111	25	1,527	0,435
26	2,639	0,126	26	0,892	0,781
27	1,433	0,244	27	1,175	0,337
28	2,113	0,103	28	1,616	0,172
29	1,668	0,206	29	1,192	0,554
30	1,785	0,248	30	1,355	0,153
31	1,847	0,215	31	1,441	0,231
32	2,486	0,337	32	2,604	0,223
33	1,845	0,432	33	1,472	0,161
34	1,277	0,397	34	1,518	0,351
35	2,223	0,195	35	1,557	0,551
36	2,239	0,237	36	1,811	0,308
37	1,244	0,552	37	1,553	0,332
38	1,351	0,947	38	1,576	0,288
39	1,101	1,501	39	2,074	0,341