

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP

**EFEITO DA DISTRIBUIÇÃO DA MACRÓFITA
Eichhornia crassipes NO TRATAMENTO DA
ÁGUA UM VIVEIRO RECEPTOR DE
RESÍDUOS DE UMA FAZENDA DE
AQUICULTURA**

Msc. Mayara Galatti Tedesque

Jaboticabal, SP

Fevereiro/2023

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP

**EFEITO DA DISTRIBUIÇÃO DA MACRÓFITA
Eichhornia crassipes NO TRATAMENTO DA
ÁGUA UM VIVEIRO RECEPTOR DE
RESÍDUOS DE UMA FAZENDA DE
AQUICULTURA**

Msc. Mayara Galatti Tedesque

Orientadora: Profa. Dr. Lúcia Helena Sipaúba Tavares

Tese de doutorado apresentada ao
Programa de Pós-graduação em
Aquicultura do Centro de Aquicultura
da UNESP - CAUNESP, como parte
dos requisitos para obtenção do
título Doutor.

Jaboticabal, SP

Fevereiro/2023

D155a Tedesque, Mayara Galatti
Efeito da distribuição da macrófita *Eichhornia crassipes* no tratamento de um viveiro receptor de resíduos da aquicultura / Mayara Galatti
Tedesque. -- Jaboticabal, 2023
x, 71 p. : il. ; 29 cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, 2018
Orientadora: Lúcia Helena Sipaúba Tavares
Banca examinadora: Rodrigo Ney Millan, Maria Stela Maioli Castilho Noll, Antonio Fernando Manteiro Camargo, Claudinei da Cruz.
Bibliografia

1. Fitorremediação. 2. Remoção de nutrientes. 3. planta aquática. 4. qualidade da água. 5. zooplâncton. I. Título. II. Jaboticabal-Centro de Aquicultura.

CDU 636.3.043

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: EFEITO DA DISTRIBUIÇÃO DA MACRÓFITAS *Eichhornia crassipes* NO TRATAMENTO DA ÁGUA DE UM VIVEIRO RECEPTOR DE RESÍDUOS DE UMA FAZENDA DE AQUICULTURA

AUTORA: MAYARA GALATTI TEDESQUE

ORIENTADORA: LÚCIA HELENA SIPAÚBA TAVARES

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em Aquicultura, pela Comissão Examinadora:


Profa. Dra. LÚCIA HELENA SIPAÚBA TAVARES (Participação Presencial)
Laboratório de Limnologia / Centro de Aquicultura da UNESP, Jaboticabal-SP

Prof. Dr. RODRIGO NEY MILLAN (Participação Virtual)
Departamento de Ciências Exatas / Universidade do Estado de Minas Gerais, UEMG, Frutal-MG

Prof. Dra. MARIA STELA MAIOLI CASTILHO NOLL (Participação Virtual)
Departamento de Zoologia e Botânica / IBILCE/Unesp, São José do Rio Preto-SP



Documento assinado digitalmente
MARIA STELA MAIOLI CASTILHO NOLL
Data: 25/04/2023 10:40:00-0300
Verifique em <https://validar.digov.br>

Prof. Dr. ANTONIO FERNANDO MONTEIRO CAMARGO (Participação Virtual)
Departamento de Ecologia / IB/Unesp, Rio Claro-SP



Documento assinado digitalmente
ANTONIO FERNANDO MONTEIRO CAMARGO
Data: 25/04/2023 09:32:49-0300
Verifique em <https://validar.digov.br>

Prof. Dr. CLAUDINEI DA CRUZ (Participação Presencial)
Departamento de Ciências Biológicas / Centro Universitário da Fundação Educacional de Barretos, Barretos-SP

Jaboticabal, 28 de fevereiro de 2023

**Dedico esta obra aos
meus pais José Antônio
Tedesque e Hosana Galatti
Tedesque, que tanto me
apoiam e incentivam nesta
vida!**

Agradecimentos

Primeiramente quero agradecer a Olorum, a todos os orixás e entidades que me ajudaram e me guiaram para que eu chegasse até aqui.

Agradecer a pessoa mais importante para a aquisição deste título, minha orientadora Profa. Dr. Lúcia Helena Sipaúba Tavares, que com todo seu carinho, dedicação e ensinamentos pode me proporcionar não só títulos, mas me moldou e me transformou em uma pessoa e um profissional melhor, hoje a senhora faz muito mais parte dos meus caminhos, não só como minha orientadora mais como um membro da minha família. Obrigada Professora.

Ao prof. Dr. Eduardo Custódio Gasparino que me proporcionou meu estágio docência e uma grande experiencia em sala de aula me dando muitas oportunidades de ministrar aulas e atuar como professora, muito obrigada por todo seu apoio, ensinamentos e paciência.

Ao prof. Dr. Rodrigo Ney Millan que nos apoia e ajuda tanto, sendo um irmão mais velhos de todos nós do lab Limno. Sempre nos ajudando e tirando todas as dúvidas, meu muito obrigada.

Aos meus amigos de Limnologia que estão comigo todos os dias nas alegrias e nas tristezas, nas análises certas e erradas, nas coletas malucas e nos dias de lanche, vou carregar vocês no meu coração pela eternidade... Obrigada Débora por ser essa amiga maravilhosa, conselheira, carinhosa, uma irmã mais nova que apareceu nos meus caminhos de repente, parceira que levarei para o resto dos meus dias. Obrigada Juliane por ser essa pessoa incrível que você é, uma pessoa evoluída, cheia de carinho e muito amiga, você me surpreende a cada dia, queria ter essa paciência que você tem kkk, obrigada por me ajudar tanto. Obrigada Livia pelos dias de risadas, você sempre me faz rir, amiga, parceira, topa tudo, não importa o buraco que nos metemos, você sempre está lá rindo e nos mostrando que no final da tudo certo. Obrigada a TUTU (Livia) e ao MOLEJO (Iago) espero ter proporcionado meus conhecimentos a vocês e conte comigo... como sempre digo tenho cara de louca mais sou um amorzinho. A todos aqueles que passaram meu muito obrigada, pois vocês também fizeram parte desta História. Obrigada Laboratório de Limnologia e Produção de Plâncton... Esses anos foram incríveis.

Ao Juninho e a todos os funcionários do setor da Fazenda da UNESP de Jaboticabal que me deram o maior apoio nas atividades de campo me ajudando na manutenção da área estudada.

A todos os funcionários do CAUNESP.

A CAPES e a CNPq pelo financiamento deste projeto meu muito obrigada.

Aos meus pais, José e Hosana que sempre me apoiaram, me dando muito amor e carinho, e que sempre me deram forças para continuar e nunca desistir dos meus sonhos. Ao santo do meu pai, que topou me ajudar em cada detalhe deste projeto, nunca medindo esforços para me apoiar, e a minha mãe que tomou até chuva para me ajudar nesse doutorado, meu muito obrigada.

Ao meu marido Ruan (outro santo) que me apoia diariamente nas minhas decisões, me acompanhando em dias de coletas, idas ao laboratório tardar da noite, participando de cada detalhe e me ajudando muito. Hoje sei o quanto você é importante nos meus caminhos e o quanto sou grata a nosso pai maior por você estar do meu lado, meu eterno obrigada.

A minha Filha Helen, não tenho palavras para descrever esse amor, obrigada por fazer meus dias melhores e por dar um sentido a minha vida que eu nunca imaginei que tomaria, como eu te amo.

Ao meu grande amigo e irmão Alfredo que são quase 10 anos de uma amizade e no meio de toda a loucura do seu doutorado ainda teve tempo para me ajudar a montar e fazer as coletas de campo, muito obrigada.

Aos meus amigos e familiares que sempre estão no meu coração, e de alguma forma participaram dessa minha jornada.

Muito Obrigada!

SUMÁRIO

Sumário

LISTA DE FIGURAS	9
LISTA DE TABELAS.....	11
RESUMO	12
ABSTRACT	13
1. INTRODUÇÃO	14
2. OBJETIVOS	16
3. HIPÓTESES	16
4. REVISÃO DE LITERATURA.....	17
4.1 O Uso de Macrófitas como Retentoras de Resíduos.....	17
4.2 <i>Eichhornia crassipes</i>	20
4.3 Resíduos da Aquicultura e seus Impactos.....	22
4.4. Comunidade Zooplânctônica	26
5. MATERIAL E MÉTODOS.....	27
5.1 Fazenda de Aquicultura.....	27
5.2 Local de Estudo e Período Experimental	28
5.3 Cuidados na montagem do experimento	30
5.4 Clima, água e sedimento	33
5.5 Eficiência de remoção.....	34
5.6 Zooplâncton	34
5.7 Biometria do desenvolvimento das plantas	34
5.8 Análise Estatística dos Dados	35
6. RESULTADOS.....	35
6.1 Variação meteorológicas.....	35
6.2 Variáveis limnológicas.....	36
6.3 Eficiência de remoção.....	41
6.4 Análise de Sedimento	42
6.5 Zooplâncton	44
6.4 Biomassa da <i>Eichhornia crassipes</i>	46
7. DISCUSSÃO	48
8. CONCLUSÃO	52
9. REFERÊNCIAS	52
10. ANEXOS	67

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Viveiro de captação de água na fazenda de aquicultura do Caunesp povoado por <i>Eichhornia azurea</i> , <i>E. crassipes</i> e <i>Salvinia sp.</i>	17
Figura 2: Esquema da estrutura da macrófita <i>Eichhornia crassipes</i>	20
Figura 3: Macrófita <i>Eichhornia crassipes</i>	21
Figura 4: Excesso de ração na alimentação de tilápia em tanque rede.....	24
Figura 5: Imagem via satélite da Fazenda de aquicultura do CAUNESP, com vista dos seis viveiros sequenciais (Google Earth, 2020).....	28
Figura 6: Localização geográfica (A), desenho esquemático dos viveiros da fazenda de aquicultura (B), evidenciando o viveiro estudado (C), destacando os dois tratamentos (T1 e T2) com a distribuição das macrófitas em cercado (T1, E) e em quadrante (T2, F).....	29
Figura 7. Preparação da área experimental.....	30
Figura 8: Imagens do viveiro depois das fortes chuvas de dezembro de 2019, onde: A= Erosão na entrada do viveiro, B= Deslocamento de terra para dentro da entrada do viveiro, C= Coloração d'água após a chuva.....	30
Figura 9: Esquema de distribuição das plantas na primeira fase experimental (T1), onde: A- entrada de água, B- macrófita na entrada do viveiro, C- saída de água e D- cobertura de macrófita na saída do viveiro.....	31
Figura 10. Materiais utilizados para o isolamento das plantas e instalação da tela....	32
Figura 11: Esquema de distribuição das plantas na segunda fase experimental (T2), onde: A- entrada de água, B- macrófita já adicionada na entrada do viveiro, C- saída de água e D- distribuição dos quadrantes na superfície do viveiro.....	32
Figura 12. Montagem dos quadrantes.....	33
Figura 13. Variação média mensal da precipitação e temperatura do ar durante o período experimental (T1 e T2).....	35
Figura 14. Variação mensal de coliformes termotolerantes (NMP.100mL ⁻¹) nas amostras de água nos dois tratamentos (T1 e T2).....	40
Figura 15. Análise dos componentes principais das variáveis limnológicas e coliformes termotolerantes dos dois tratamentos (T1 e T2) comparando os pontos de coletas para os destinados meses.....	41
Figura 16. Abundância relativa da comunidade zooplanctônica da entrada (IW) e saída (WO) de água nos dois tratamentos (T1 e T2).....	44

Figura 17. Flutuação da comunidade zooplanctônica durante os cinco dias de coleta de referente a cada mês nos dois tratamentos (T1 e T2) na entrada (IW) e saída (WO) de água.....	45
Figura 18: Avaliação semanal do crescimento das macrófitas nos dois tratamentos (T1 e T2) na IW e WO.....	48

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Média e desvio padrão das variáveis limnológicas entre os meses analisados no tratamento T1 (2019).....	38
Tabela 2. Média e desvio padrão das variáveis limnológicas entre os meses avaliados no tratamento T2 (2020).....	40
Tabela 3. Concentração das variáveis limnológicas na entrada (IW e saída (WO) de água do viveiro e a eficiência de remoção (ER%) durante o período experimental.....	41
Tabela 4: Valores obtidos para os parâmetros medidos no sedimento na entrada (IW) e saída (WO) da água do viveiro nos dois tratamentos utilizados (T1 e T2) durante os meses experimentais.....	43
Tabela 5. Índices ecológicos, espécies abundantes e número total da comunidade de Zooplânctônica na entrada (IW) e Saída (WO) de água nos dois tratamentos (T1 e T2).....	46
Tabela 6: Variáveis medidas nas plantas <i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms antes (controle) e durante o período experimental nos tratamentos T1 e T2 na entrada (IW) e saída (WO) de água do viveiro.....	47
ANEXOS	
Tabela 7. Eficiência de remoção (%) ao longo dos meses nos dois tratamentos T1 (2019) e T2 (2020).....	67
Tabela 8. Composição da taxa de zooplâncton do tratamento T1 aos variados meses nos dois pontos de coleta.....	68
Tabela 9. Composição de taxa de zooplâncton do tratamento T2 aos variados meses nos dois pontos de coleta.....	70

RESUMO

O objetivo deste estudo foi utilizar a macrófita *Eichhornia crassipes* para o tratamento de água de um viveiro receptor de resíduo em uma fazenda de aquicultura. O trabalho foi dividido em duas partes (T1 e T2) avaliando dois pontos de coleta: entrada (IW) e saída (WO) de água do viveiro. Cada tratamento, está relacionado com a distribuição das macrófitas na superfície da água, sendo que no tratamento T1 as macrófitas ficaram dispostas na entrada de água no viveiro ocupando 25 m² e outra na saída com 284 m², ambos cercados por telas. No tratamento T2, a entrada de água permaneceu idêntica ao T1 com 25 m² e a outra distribuição das plantas ficaram dispostas ao longo de toda a superfície, colocados em 15 quadrantes de 2,5 m² totalizando 37,5 m² de tratamento com macrófita. Foram realizadas coletas em dois períodos: agosto a dezembro 2019 (T1) e agosto a dezembro de 2020 (T2), com análises de água, sedimento, macro e micronutrientes nas plantas e a avaliação da comunidade zooplancônica. A macrófita foi eficiente nos dois tratamentos. No tratamento T1 ocorreu a diminuição de nutrientes, DBO₅, clorofila-*a* e alterações nos fatores físicos da água com condutividade elevada, grande incorporação de nutrientes pelas plantas em sua biomassa, principalmente o fósforo. No tratamento T2, houve maior remoção para fósforo, amônia, ortofosfato, clorofila-*a* e DBO₅, com grande absorção do fósforo além do nitrogênio e fósforo. Para os dois tratamentos altas taxas de remoção foram encontradas para coliformes termotolerantes e, apenas no mês de agosto no tratamento T1 não apresentou remoção, podendo estar relacionado ao período de manejo das plantas. Para análise de sedimento altas taxas de matéria orgânica e fósforo foram encontradas na saída (WO) de água no T2. A comunidade zooplancônica não foi influenciada pelos tratamentos, com dominância de Rotífera, seguido de Copepoda e Cladocera, este último representado apenas por duas espécies, *Bosmina longirostris* e *Diaphanosoma birgei*, presente em todos os meses de coleta nos dois tratamentos. Assim, conclui-se que o uso de *E. crassipes* tem grande eficiência no tratamento de resíduos da aquicultura, com função promissora nas atividades de fitorremediação, sendo eficaz como ferramenta da ecotecnologia.

Palavra-chave: Fitorremediação, remoção de nutrientes, planta aquática, qualidade da água, zooplâncton.

ABSTRACT

The objective of this work was to use the macrophyte *Eichhornia crassipes* in the treatment of a nursery receiving waste in an aquaculture farm. The work was divided into two parts (T1 and T2) evaluating two collection points: input (IW) and output (WO) of pond water. Each treatment is related to the distribution of macrophytes on the surface of the water, and in treatment T1 the macrophytes were discarded at the water inlet in the nursery occupying 25 m² and another at the exit with 284 m², both surrounded by screens. In the T2 treatment, the water input considering the T1 with 25 m² and the other distribution of the plants were discarded along the entire surface, positioned in 15 quadrants of 2.5 m² totaling 37.5 m² of treatment with macrophyte. Collections were carried out in two different periods: August to December 2019 (T1) and August to December 2020 (T2), with analyzes of water, sediment, macro and micronutrients in the plants and the evaluation of the zooplankton community. Through the results obtained, it was observed that the macrophytes were efficient in both treatments. In the T1 treatment, the removal of nutrients, BOD₅, chlorophyll-a and alterations in the physical factors of the water with high conductivity, great incorporation of nutrients by the plants in their biomass, mainly phosphorus, occurred. In the T2 treatment, there was greater removal of phosphorus, ammonia, orthophosphate, chlorophyll-a and BOD₅, with a large incorporation of phosphorus in addition to phosphorus and phosphorus. For the two treatments, high removal rates were found for thermotolerant coliforms and, only in the month of August, treatment T1 did not show removal, which may be related to the period of plant exchange. For sediment analysis high rates of organic matter and phosphorus were found in the water output (WO) in T2. The zooplankton community was not influenced by treatments, with dominance by Rotifera, followed by Copepoda and Cladocera, the latter represented by only two species, *Bosmina longirostris* and *Diaphanosoma birgei*, present in all months of collection in both treaties. Through the data obtained, it was concluded that the use of the macrophyte *Eichhornia crassipes* is highly effective in the treatment of aquaculture waste, with a promising function in phytoremediation activities, being effective as an ecotechnology tool.

Key-words: Phytoremediation, nutrient removal, aquatic plant, water quality, zooplankton.

1. INTRODUÇÃO

A aquicultura é uma atividade importante na produção de alimentos que proporciona benefícios econômicos e sociais, mas tem despertado preocupação quanto aos impactos ambientais especialmente com os efluentes gerados por suas atividades e a disposição desses resíduos em ambientes aquáticos (Henry-Silva; Camargo, 2008).

O efluente da aquicultura é tipicamente enriquecido com nitrogênio, fósforo, matéria orgânica e material particulado, podendo ainda conter produtos químicos utilizados no controle de doenças dos organismos cultivados (Lin et al., 2002; Anh et al., 2010; Sipaúba-Tavares, 2013). Entre os principais compostos nitrogenados o nitrogênio amoniacal e o nitrito são compostos oxidação da amônia a nitrato com elevadas concentrações nos tanques de piscicultura que apresentam altas concentrações de nutrientes (Midlen e Redding, 2000).

O lançamento de efluentes sem tratamento em ambientes aquáticos pode resultar na acumulação crônica de nutrientes, causando a eutrofização artificial, provocando mudanças nas condições físicas e químicas dos ambientes aquáticos, com alterações qualitativas e quantitativas nas comunidades aquáticas (Tundisi et al., 2008).

As fazendas de aquicultura geram grande impacto com a introdução rotineira de quantidades elevadas de nitrogênio e fósforo via ração e/ou fertilizantes, causando a eutrofização artificial e favorecendo o crescimento descontrolado de macrófitas e microalgas, em especial de Cyanobacteria. Estes microrganismos apresentam grande importância sanitária, podendo ser prejudicial ao ambiente e contaminar a musculatura dos peixes com cianotoxinas, proporcionando inviabilidade na comercialização inviável a comercialização (Costa et al., 2017b). Avaliações limnológicas destes corpos d'água devem ser realizadas periodicamente, para que as ações antropogênicas sejam controladas evitando sérias alterações ambientais (Sipaúba-Tavares, 2013).

A aplicação de boas práticas de manejo hídrico e alimentar se faz necessária no tratamento do efluente aquícola com a finalidade de adequar as atividades com a legislação ambiental vigente. Nesse contexto, tecnologias visando o equilíbrio do ambiente podem gerar melhoria na qualidade da água nos sistemas produtivos (Aguilar-Alarcón et al., 2020; Pedersen e Wik, 2020).

Ecotecnologias são técnicas que podem ser aplicadas para controlar os impactos, como por exemplo, o uso de macrófitas aquáticas que removem os nutrientes da água necessário ao seu metabolismo. Quando manejadas de forma correta macrófitas removem

metais tóxicos que são elementos prejudiciais aos corpos hídricos (Esteves, 1998). A fitorremediação utiliza plantas hiperacumuladoras para retirar o máximo volume de um elemento ou substância no menor tempo possível de áreas contaminadas (água e solo), diminuindo assim, os teores de poluentes no ambiente (Costa et al., 2017a).

Baker e Brooks (1989) afirmaram que as plantas com capacidade de acumular e suportar grandes concentrações de metais em suas raízes são chamadas de hiperacumuladoras. Estas plantas são capazes de acumular nos tecidos concentrações de cobalto (Co), cobre (Cu), cromo (Cr), chumbo (Pb) ou níquel (Ni) por até 0,1% de massa seca, enquanto zinco (Zn) ou manganês (Mn) alcançam até 1%.

Pontederia parviflora alexander é um exemplo de macrófita que tem a capacidade de absorver concentrações superiores ao limite de toxicidade do Cu, sendo classificada como resistente ao metal. Essa macrófita acumula cerca de 1.200 mg kg⁻¹ na raiz e é considerada como hiperacumuladora (Souza et al., 2009).

A fitorremediação tem sido considerada uma opção ecologicamente correta para restaurar recursos aquáticos poluídos, sendo uma alternativa econômica em comparação a maioria dos tratamentos já estabelecidos em áreas contaminadas (Costa et al., 2017a). A aplicação desta tecnologia tem sido sugerida para remoção de metais tóxicos (Odjegba e Fasidi, 2004; Tangahu et al., 2011; Malignani et al., 2015) e na remoção de toxinas da água (Pflugmacher et al., 2015).

Eichhornia crassipes conhecida como aguapé, é uma macrófita flutuante, com a capacidade de armazenar nutrientes além do necessário, úteis ao seu desenvolvimento (Denículi et al., 2000). Encontrada em represas, lagos ou viveiros, reduz grande parte da carga orgânica contida no meio aquático, sendo utilizada para tratamentos de efluentes através da bioacumulação (Sipaúba-Tavares et al., 2002).

Ao realizar análises nos corpos hídricos das fazendas de aquicultura estaremos sempre um passo à frente de grandes impactos, prevenindo complicações e apresentando melhores perspectiva de qualidade de água. O principal objetivo deste trabalho foi avaliar o uso da macrófita *Eichhornia crassipes* com a finalidade no tratamento de um viveiro receptor de resíduos em uma fazenda de aquicultura.

2. OBJETIVOS

1. Avaliar o potencial da macrófita *Eichhornia crassipes* como retentora de nutrientes comparando a entrada com a saída de água de um viveiro receptor de resíduo da aquicultura;
2. Comparar dois modelos de distribuição da macrófita na superfície do viveiro e seu efeito nas condições da água;
3. Avaliar a macrófita *E. crassipes* em relação ao seu crescimento e influência na comunidade zooplanctônica;
4. Verificar se a macrófita flutuante afeta nas condições do sedimento do viveiro.

3. HIPÓTESES

1. A *Eichhornia crassipes* tem potencial para ser empregada em processos de fitorremediação em viveiro receptor de resíduos de aquicultura;
2. Assimilação de resíduos poderia ser influenciada pela disposição das plantas no corpo hídrico, com efeito na remoção de nutrientes, qualidade e microbiologia da água;
3. Processos de redução de nutrientes no sedimento e potencial de absorção de macro e micronutrientes pelas plantas;

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1 O Uso de Macrófitas como Retentoras de Resíduos

As macrófitas aquáticas são, em sua grande maioria, vegetais terrestres que ao longo de seu processo evolutivo adaptaram-se ao ambiente aquático, apresentando algumas características de grande capacidade de adaptação em diferentes condições ambientais (Esteves, 1998).

As plantas aquáticas estão presentes em todos os tipos de massas de água, mesmo em águas com baixa carga nutricional, sendo fundamentais no metabolismo dos ecossistemas, na ciclagem de nutrientes e fluxo de energia (Figura 1). Na maioria dos casos as macrófitas aquáticas colonizam extensas áreas, e de fato trazem prejuízos ao uso múltiplo dos reservatórios (Straškraba e Tundisi, 2013). Com adequado manejo e monitoramento constante, é possível antecipar-se aos problemas, minimizando as consequências adversas utilizando-as como ferramenta ecológica para diminuir processos de eutrofização (Pompêo, 2017).

Figura 1: Viveiro de captação de água na fazenda de aquicultura do Caunesp povoado por *Eichhornia azurea*, *E. crassipes* e *Salvinia* sp.



Fonte: Viveiro de abastecimento do Caunesp (Imagem do autor).

A adição constante de poluentes nos corpos hídricos advindo de atividades antropogênicas acaba contaminando o ambiente. Partindo dessa premícia, vários tratamentos são utilizados para limpar esses resíduos, um deles é a fitorremediação, sendo eficaz e de baixo custo. Esta técnica utiliza as plantas para descontaminar áreas com o acúmulo de metais tóxicos, efluentes domésticos e industriais no entanto, o mecanismo utilizado pelas plantas, na maioria das vezes, é a rizofiltração, que consiste na absorção dos contaminantes pela raiz das macrófitas (Rai, 2009; Sharma, et al., 2015; Sood et al., 2012).

A fitorremediação além do baixo custo é uma tecnologia sustentável comparada aos processos tradicionais com a possibilidade de tratamento *indoor* ou *outdoor*, um produto natural para remoção de poluentes. O sucesso da fitorremediação depende da capacidade de tolerância de uma espécie a determinados poluentes. A limitação desse tratamento está atrelada às condições adequadas de crescimento para as plantas, além disso, clima e intensidade luminosa influenciam no seu desenvolvimento (Sood et al., 2012). Neste contexto, os estudos de fitorremediação em macrófitas permitem avaliar o grau de contaminação do ambiente aquático, podendo ser uma alternativa viável para tratar corpos hídricos eutrofizados.

A implantação da fitorremediação para tratamento de efluentes vem sendo utilizada com a finalidade de remoção dos resíduos descartados nos corpos d'água. Muitos estudos vêm mostrando que essa alternativa apresenta custo reduzido e assim, o poder das plantas pode ser potencializado com aplicação de espécies adaptadas à bioacumulação de poluentes específicos (Sipaúba-Tavares et al., 2002; Henry-Silva e Camargo, 2006).

A utilização de macrófitas aquáticas no tratamento de efluentes tem demonstrado resultados satisfatórios na redução de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo, além de metais pesados (Pereira et al., 2012). Borges e Sipaúba-Tavares (2017) utilizaram três macrófitas, sendo uma flutuante (*Eichhornia crassipes*) e duas emergentes (*Typha domingensis* e *Cyperus giganteus*) em um *wetland* para tratamento de efluente de ricultura, com a remoção de 90% dos coliformes termotolerantes, 50% de nitrato, 40% de nitrito e 15% de fósforo. Guedes-Alonso et al. (2020) testaram algumas macrófitas na eficiência de remoção de poluentes de um sistema de lagoas que trata águas residuais no campus de Tafira, da Universidade de Las Palmas de Gran Canaria (Ilhas Canárias, Espanha), onde utilizaram as plantas *Phragmites*, *Cyperus*, *Pontederia*, *Canna* e *Typha*. O desempenho do sistema foi eficiente para sólidos suspensos totais (TSS) (98%), DBO

(92%), íons sulfato (85%), turbidez (83%) e indicadores fecais ($> 99,9\%$), N-amônio (12%), N-total (26%) e P-total (9,5%). Outra vantagem de utilizar macrófitas aquática no tratamento de efluentes inclui o apelo para a estética ecológica, o controle de insetos e mau cheiro, com remoção de sólidos suspensos e microrganismos patogênicos, atuando como biofiltro e permitindo a instalação do sistema próximo à comunidade (Henry-Silva e Camargo, 2006).

Além do acúmulo de metais tóxicos, de acordo com avaliações de Greco (2010), o aguapé apresenta uma eficiência de remoção de 87,98% de nitrogênio amoniacal (N-NH_3) e teor de celulose de 20,2%. A autora ainda aponta que espécies utilizadas em tratamento de efluentes, através da técnica de fitorremediação, têm grandes potenciais de serem reaproveitadas como futuros combustíveis e geradores de energia, devido a seus elevados teores de celulose. Sipaúba-Tavares e Braga (2007), reutilizaram a macrófitas (*E. crassipes*) de um tratamento de efluente de aquicultura como fertilizante para tanques de piscicultura e, em estudo posterior (Sipaúba-Tavares et al., 2009), como meio de cultura para microalga.

As macrófitas aquáticas apresentam um fundamental desempenho na transformação e redução de nutrientes, sendo responsáveis por até 75% da remoção de nitrogênio e 73% da remoção de fósforo, influenciando diretamente no crescimento vegetal e em uma gama de variedades de processos químicos, físicos e biológicos (Reddy e Debusk, 1987).

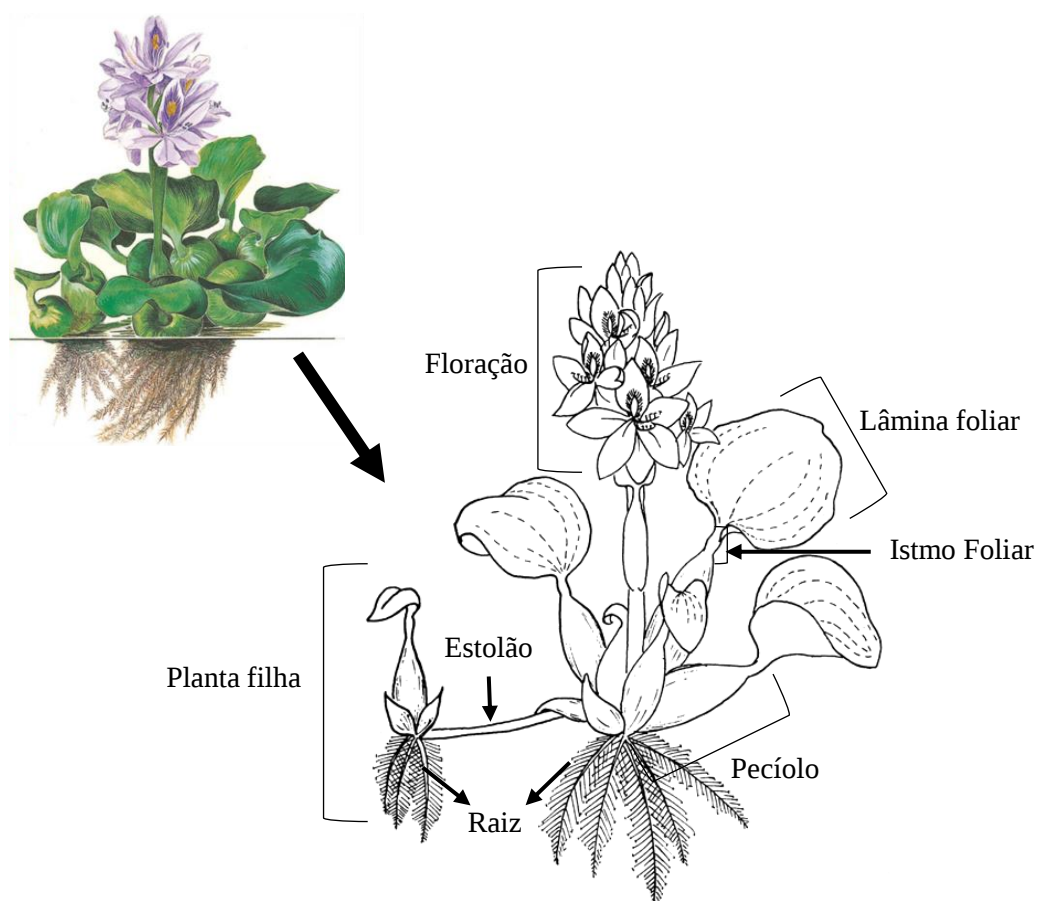
Devido ao fato das macrófitas aquáticas constituírem um grupo muito grande, são utilizadas em diferentes tratamentos, como por exemplo: espécies emergentes como *Phragmites australis*, *Typha latifolia*, *Oryza sativa* e *Scirpus lacustris*, são adaptadas para crescerem em sedimento saturado e anóxico, encontradas em diferentes fluxos hídricos e profundidades (Brix, 1994). Em sistemas dominados por macrófitas submersas, espécies de alta produtividade como *Elodea canadensis* e *Egeria densa*, absorvem nutrientes de águas que muitas vezes se encontram eutrofizadas, porém, não sobrevivem em águas com alto teor de matéria orgânica. As macrófitas flutuantes, são atualmente o grupo mais utilizado no tratamento d água, adaptam-se em diferentes habitats, usando desde espécies de grande porte como a *Eichhornia crassipes*, até plantas diminutas, como *Lemna sp.* A alta produtividade da *E. crassipes* é muito explorada em tratamentos de depuração de efluentes (Brix, 1994; Salati et al., 2003). Esta macrófita é uma grande aliada da microbiota, propiciando o aumento da remoção de nutrientes e na diminuição da demanda bioquímica de oxigênio (Sipaúba-Tavares et al., 2017a).

4.2 *Eichhornia crassipes*

Pontederiaceae, possui nove gêneros incluindo *Eichhornia*. Sendo composta por oito espécies de plantas aquáticas, entre elas *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, comumente conhecida como aguapé, é uma planta aquática monocotiledônea flutuante, nativa da América do Sul tropical, abundante no pantanal, hoje introduzida em todos os continentes (Parsons e Cuthbertson, 2001; Dersseh et al., 2019). É uma planta flutuante, com capacidade de armazenar nutrientes além do necessário, onde estes elementos químicos são utilizados para o seu desenvolvimento (Denículi et al., 2000).

A morfologia radicular é altamente plástica e fibrosa, possuindo uma única raiz principal com muitas laterais. O sistema radicular de *E. crassipes*, funciona como um filtro, retirando o material particulado da água e armazenando para seu metabolismo (Pott e Pott, 2000) (Figura 2).

Figura 2: Esquema da estrutura da macrófita *Eichhornia crassipes*.



Adaptado de: <https://www.floravascular.com/index.php?spp=Eichhornia%20crassipes>

Os pecíolos de *E. crassipes* são eretos e horizontais como estolões. Existem dois tipos de folhas, finas e redondas. As folhas finas ficam eretos enquanto as redondas possuem uma borda levemente ondulada, com os dois tipos de folhas podendo ser macios, brilhantes e glabros. As folhas possuem nervuras semiparalelas seguindo sua curvatura (Parsons e Cuthbertson, 2001). A planta possui lindas flores violetas com seis pétalas que podem ser encontradas durante todo o ano em condições favoráveis. No entanto, a intensidade da floração pode diferir ao longo das quatro estações. A fruta contém 300 sementes em uma cápsula fina de três células que mede 1-1,5 mm de comprimento com muitas costelas longitudinais. Em regiões com temperaturas em torno de 25°C, as sementes podem permanecer inativas por até 20 anos e depois germinar com água (Dersseh et al., 2019) (Figura 3).

Figura 3: Macrófita *Eichhornia crassipes*.



Fonte: Imagem do autor.

Geralmente, temperaturas entre 20 e 35°C aumentam a germinação, enquanto temperaturas em torno de 35°C acelera o crescimento (Parsons e Cuthbertson, 2001; Malik, 2007). Adapta-se facilmente às diferentes condições aquáticas e desempenha um importante papel na extração e acumulação de metais (Bakrim et al., 2022). Assim, *E. crassipes* é considerada ideal para utilização na rizofiltração de metais, bem como, outros elementos tóxicos. Bakrim et al., (2022) estudando a fitorremediação de metais pesados por *E. crassipes* em Taiwan verificaram que esta espécie é capaz de absorver elevadas concentrações de Cu, Zn, Ni e Pb, acumulando esses elementos, principalmente, nas raízes.

Esta planta é caracterizada por seu elevado crescimento, rápida e extensa disseminação e forte tolerância às variações de pH e nutrientes, bem como, às condições

de temperatura (Téllez et al., 2008). Pode dobrar de peso rapidamente, alcançando uma produtividade de 150 toneladas/hectare/ano (Westlake, 1963) com alto potencial para reter material inorgânico e orgânico em sua biomassa, sendo frequentemente considerada uma espécie invasora (Villamagna e Murphy, 2009). Por isso, foi reconhecida pela União Internacional para a Conservação da Natureza como uma das 100 espécies invasoras mais agressivas e identificada como uma das 10 plantas daninhas mais severas do mundo (Patel, 2012).

No entanto, *E. crassipes* possui muitos benefícios potenciais, mas com consequências financeiras e ambientais (Yan et al., 2017; Su et al., 2018). Tem sido utilizado como agente fitorremediador para tratamentos de águas residuais devido à sua capacidade de absorver metais tóxicos e crescer em águas poluídas (Mishra e Maiti, 2017; Mustafa e Hayder, 2021). Também tem sido considerada como uma fonte potencial de bioenergia (Carreño-Sayago e Rodríguez, 2018) e biofertilizante (Manyuchi et al., 2019). *Eichhornia crassipes*, pode ser excelente fonte de aminoácidos, vitaminas e minerais na dieta alimentar de muitos organismos (Wolverton e McDonald, 1979; Sipaúba-Tavares et al., 2019); no caso do excesso de biomassa vegetal pode ser aproveitada na produção de papel (Morton, 1975), na produção de biogás (Wolverton e McDonald, 1979) e atualmente na produção de microalgas devido ao seu elevado valor proteico e lipídico (Sipaúba-Tavares et al., 2009)

Tradicionalmente, a planta é usada para tratar distúrbios gastrointestinais, como diarreia, vermes intestinais, distúrbios digestivos e flatulência. Além disso, os grãos foram aproveitados para o funcionamento saudável do baço. A planta também é rica em vários compostos bioativos que exibem uma ampla gama de propriedades farmacológicas (Sharma et al., 2020).

4.3 Resíduos da Aquicultura e seus Impactos

Água é o recurso mais importante em todos os aspectos da vida. Seu correto manejo conduz a excelentes resultados nas atividades humanas. Porém seu mau uso pode provocar degeneração do meio físico natural, bem como, afetar as relações humanas (Casarin e Santos, 2018).

Segundo Pillay (1992), impacto ambiental é qualquer alteração das propriedades físicas, químicas e biológicas do meio ambiente, resultante das atividades humanas que direta ou indiretamente afetam a saúde, a segurança e o bem-estar da população, sendo

causada por qualquer forma de matéria ou energia que altera as condições estéticas, sanitárias do meio ambiente e a qualidade dos recursos ambientais.

A aquicultura é uma atividade de produção de organismos aquáticos, tais como peixes, camarões, rãs e algas, cuja a produção acarreta muitos impactos devido à descarga de elevadas concentrações de nitrogênio e fósforo, em função do manejo alimentar e fertilização (Sipaúba-Tavares et al., 2010).

A produção de organismos aquáticos, vem ganhando espaço nas estatísticas de fornecimento de pescados há décadas, representando em 2016 a parcela de 47% das 171 milhões de toneladas de pescados atingidas ao ano (FAO, 2018). A pesca por captura está limitada por fatores como o período de reprodução dos peixes, quantidade de pescado por metro quadrado que prejudica a logística e diante de tais desafios, a aquicultura tem se tornado uma alternativa para suprir a demanda (Sidonio et al., 2012).

A tendência de crescimento da aquicultura vem crescendo com o desenvolvimento de novos pacotes tecnológicos, melhoramento genético e esforços públicos e privados, certamente em alguns anos a atividade será mais relevante no fornecimento de pescados para o mundo em termos de volumes produzidos, em comparação com a pesca extrativista (Montaño e Souza, 2016).

Matos et al. (2016) afirmaram que a produção máxima permissível de pescado não pode ultrapassar a capacidade de absorção do ambiente, isto ocorre quando há um aumento do fluxo de partículas e dos nutrientes que estão dissolvidos na água, estes são provenientes da dieta e metabolismos dos peixes e sendo os principais responsáveis pelos impactos relacionados a aquicultura.

Porém, com o aumento da produção, os impactos negativos também vêm ganhando força, principalmente pelo acréscimo excessivo de nitrogênio e fósforo, eutrofizando o corpo d'água (Martinez-Porchas e Martinez-Cordova, 2012). Erundu e Anyanwu (2005) também destacaram como impactos a introdução de agentes patogênicos exóticos em ambientes naturais junto à introdução de espécies invasoras, além de possíveis mudanças na paisagem de locais onde empreendimento aquícolas são instalados, resultando na destruição de habitats e perda da biodiversidade local.

Para a produção de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), comumente cultivada em tanques escavados ou tanques-rede, não mais do que 34% do nitrogênio e 55% do fósforo existente nas rações são retidos pelos animais ao longo do seu desenvolvimento (David et al., 2017). As elevadas concentrações de matéria orgânica e nutrientes, podem

comprometer a qualidade da água e a composição do sedimento dos viveiros (Queiroz et al., 2005) O mau uso de arraçoamento pode ser visualizado na Figura 4.

Figura 4: Excesso de ração na alimentação de tilápia em tanque rede.



Fonte: <http://www.snatural.com.br/doencas-peixes-tratamentos/>, (última visualização 11/02/2022).

Estimativas indicam que cerca de 133 kg de N (nitrogênio) e 25 kg de P (fósforo) são liberados para o ambiente a cada tonelada de peixe produzido em sistemas de aquicultura superintensiva (Islam, 2005; Nyanti et al., 2012). De acordo com Minucci et al. (2005), esses fatores influenciam o oxigênio dissolvido, condutividade elétrica, matéria orgânica, pH, biomassa bentônica e planctônica.

O nitrogênio geralmente é proveniente do arraçoamento, sendo que uma parte é excretada pelos organismos na forma de amônia, enquanto o restante é excretado na forma de nitrogênio orgânico (Queiroz et al., 2005). O fósforo é encontrado nos fertilizantes orgânicos, utilizados como forma de adubo para aumentar a produtividade primária dos viveiros de aquicultura (Sipaúba-Tavares, 2013).

De acordo com Pereira e Mercante (2005), o nitrogênio amoniacal é resultante do catabolismo dos peixes, sua concentração é diretamente proporcional à biomassa do sistema e possui forte influência do pH, quando em ambiente ácido, maior será a porcentagem do íon amônio (NH_4^+) e, quanto mais básico o meio maior será a amônia (NH_3) que é forma mais tóxica.

O nitrogênio pode estar presente no ambiente aquático na forma de amônia, amônio, nitrito, nitrato, amoníaco e óxido nitroso e, apesar das formas nitrogenadas serem um fator limitante à produção primária, a concentração elevada é tóxica aos organismos aquáticos podendo alterar a dinâmica local pela floração de algas (Pereira e Mercante, 2005).

A eutrofização antrópica ou artificial pode ser consequência da criação de organismos aquáticos, em função do aumento da biomassa e lançamento de efluentes que alteram a estrutura da dinâmica ecológica do ambiente, aumentando a produtividade primária. O grau de trofia e a qualidade da água da aquicultura depende da água de origem, das boas práticas de manejo, dos alimentos inseridos e da capacidade do meio assimilar os resíduos (Macedo e Sipaúba-Tavares, 2010). O aumento da comunidade fitoplanctônica ocasionado por este processo pode provocar um acúmulo de matéria orgânica na sua decomposição, tendem a diminuir os níveis de oxigênio dissolvido (Esteves, 1998).

A eutrofização é o aumento das concentrações de nutrientes, principalmente fósforo e nitrogênio. Com a decorrência das ações no ecossistema aquático, a passagem de oligotrófico e/ou mesotrófico para eutrófico ou mesmo hipereutrófico tem como consequência o aumento da produtividade primária no sistema (Esteves, 2011). Quando induzida pelo homem, é denominada artificial, cultural ou antrópica, onde os nutrientes são originados de diversas fontes como efluentes domésticos e industriais, aquicultura, atividades agrícolas, entre outras (Sipaúba-Tavares, 2013). Em águas continentais, o fósforo é um fator limitante da produtividade primária, sendo apontado como o principal responsável pela eutrofização artificial destes ecossistemas (Esteves, 2011). A eutrofização tem ainda, como consequência, a floração de espécies de Cyanobacteria que produzem e eliminam toxinas (Calijuri et al., 2006).

A eutrofização pode causar alterações na composição e influenciar na distribuição das comunidades aquáticas, causando desequilíbrio na biodiversidade desses ecossistemas aquáticos continentais, muitas vezes em um curto período (Rigozini e Rueda, 2012). Tratar os efluentes, pode favorecer a diminuição ou a não ocorrência da eutrofização, assim, promovendo a redução dos impactos nos corpos d'água, mantendo o funcionamento do ecossistema aquático e possibilitando o reuso para diversas atividades.

A piscicultura é uma atividade que utiliza os recursos hídricos de forma intensiva, sendo considerada potencialmente poluidora, portanto, é necessário utilizar métodos de tratamentos que garantam a boa qualidade do efluente (Rauh, 2018). A redução dos

resíduos gerados a partir das atividades de aquicultura será cada vez mais importante à medida que as normas ambientais se tornam mais rigorosas, sendo indispensável o uso de tecnologias para o manejo de resíduos, de modo a manter a legalidade, a rentabilidade de qualquer empreendimento (Henry-Silva e Camargo, 2008).

4.4. Comunidade Zooplanctônica

O zooplâncton é um grupo de invertebrados microscópicos que está presente nos mais variados ecossistemas aquáticos (Von-Dassow e Montresor, 2011). A sua importância está diretamente relacionada ao fluxo de energia nos ecossistemas aquáticos, constituindo um elo essencial entre os produtores primários e os consumidores de níveis tróficos superiores. Esses organismos são responsáveis pela produtividade secundária no transporte e regeneração de nutrientes pelo seu elevado metabolismo (Tundisi et al., 2008).

A comunidade zooplanctônica é composta por diferentes grupos de organismos, sendo livre natante e solitária, podendo viver associadas às plantas aquáticas ou no sedimento e de modo colonial, apresenta grande sensibilidade as alterações ambientais, por isso, muitas espécies são usadas como bioindicadoras de qualidade da água (Souza et al., 2013). São organismos com curto ciclo de vida e grande número de prole, muitas espécies são definidas como estrategistas “r” (Neves et al., 2003). Alterações na qualidade da água, composição e abundância do fitoplâncton, podem aumentar ou diminuir sua densidade e riqueza de espécies (Eler et al., 2003). A biomassa zooplanctônica é representada na grande maioria pelos Rotifera, Cladocera e Copepoda (Cardoso, et al., 2008).

O filo Rotifera é composto por animais cujo comprimento varia de 0.1 a 1 mm, a maioria das espécies são solitárias de vida livre-natante, sendo a principal característica a presença de um órgão ciliado denominado coroa utilizado na natação e alimentação, o tronco é envolto por uma epiderme de queratina conhecida como lórica (Ruppert e Barnes, 1996).

A subordem Cladocera da classe Branchiopoda atingem a maior diversificação ecológica. Quanto ao tamanho, podem variar de 0,2 e 2,0 mm (Ghidini et al., 2009). Possuem uma carapaça bivalva que cobre a maior parte do corpo, exceto a cabeça. Apresentam olho composto de tamanho variável de espécie para espécie, o olho é facilmente distinguível do ocelo quando presente (ElMoor-Loureiro et al., 1997).

Algumas são conhecidas como “pulgas d’água” e são alimento para peixes e outros invertebrados planctônicos, como os Copepoda (Duarte e Silva, 2008). Daphnidae, Bosminidae, Sididae e Moinidae são as mais representativas com ocorrência em variados corpos d’água (Rocha et al, 2011). O ciclo de vida dos Cladocera abrange tanto reprodução assexuada, por partenogênese, quanto reprodução sexuada. A maioria das espécies apresenta ampla distribuição em água doce (Rocha e Güntzel, 1999).

A subclasse Copepoda pertence ao subfilo Crustacea da classe Maxillopoda e é encontrado em praticamente todos os ambientes aquáticos e úmidos. Com comprimento podendo variar de 0.5 a 6 mm (Thorp e Covich, 2009) O nome do grupo vem do grego Kope= remo, fazendo referência à forma das pernas unidas por uma placa ou esclerito intercoxal que fornece movimento semelhante a de um remo (Amaral e Nalin, 2011). Copepoda da ordem Calanoida e Cyclopoida, podem ser encontrados tanto na região limnética como na litorânea de lagos e reservatórios. Cyclopoida consegue sobreviver em ambientes poluídos e/ou eutrofizados (Perbiche-Neves et. al. 2016), já Calanoida requer um ambiente com boa qualidade da água (Matsumura-Tundisi e Tundisi, 2003).

De acordo com Pinto-Coelho et al. (1999), o zooplâncton não é dependente direto do acúmulo de nutrientes que ocorre na eutrofização, mas depende indiretamente quando os obtêm em sua alimentação. Brito et al. (2011) afirmam que o aumento da biomassa zooplanctônica, junto às alterações na sua composição e densidade, está associado ao estado trófico da água, sugerindo que o grau de trofia pode disponibilizar maiores recursos alimentares, aumentando a comunidade fitoplanctônica. Em aquicultura o zooplâncton é dominado pelos Rotifera em função da água com características eutróficas (Millan e Sipaúba-Tavares, 2021).

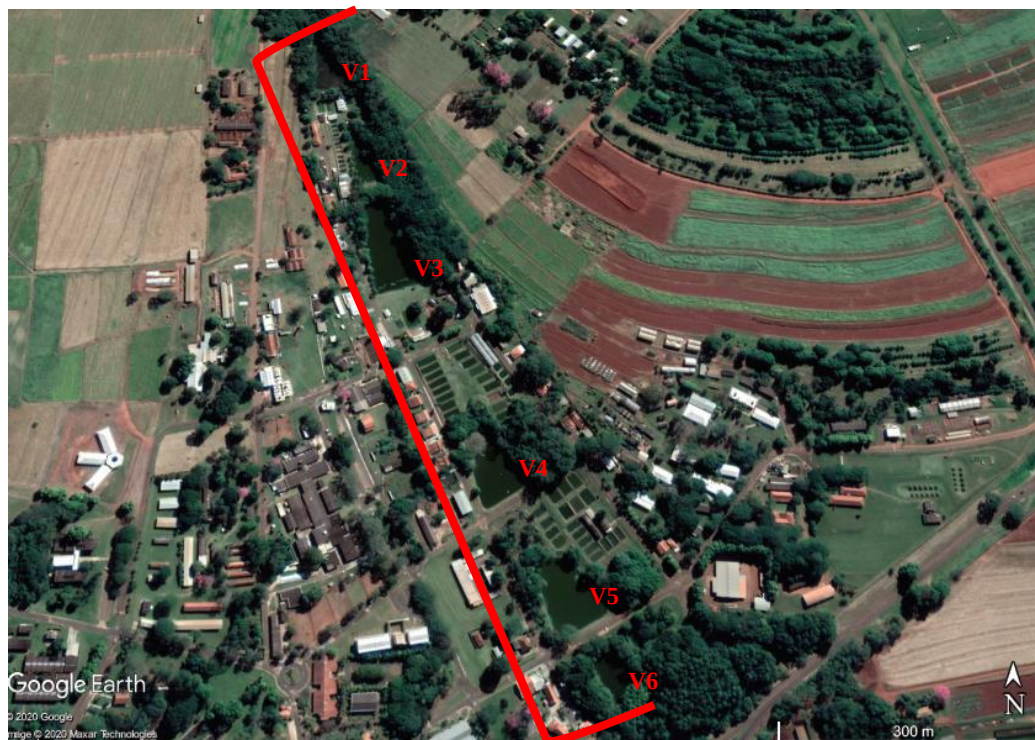
5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Fazenda de Aquicultura

O Centro de Aquicultura da UNESP (CAUNESP) é uma unidade complementar da Universidade Estadual Paulista (UNESP) campus Jaboticabal-SP (Figura 5). O CAUNESP é constituído por seis viveiros de criação semi-intensivo de peixes, dispostos em sequência com sistema de fluxo contínuo de água a qual, passa diretamente de um viveiro para o outro sem tratamento prévio. Estes viveiros também recebem água proveniente de outros tanques e viveiros menores, e dos laboratórios de nutrição,

reprodução e dos setores de ranicultura e carcinicultura (Sipaúba-Tavares et al., 1991; Macedo e Sipaúba-Tavares, 2005).

Figura 5: Imagem via satélite da fazenda de aquicultura do CAUNESP, com vista dos seis viveiros sequenciais (Google Earth, 2020).



Fonte: imagem retirada do aplicativo Google Earth Pro visualizado dia 13/04/2020.

A fazenda é abastecida por várias nascentes situadas na parte mais elevada do Caunesp, próxima aos setores de bovinos e caprinos. A piscicultura é composta por conjuntos de viveiros e tanques de fundo natural ou alvenaria, com berçários e estufas para a produção de alevinos, engorda e manutenção de reprodutores. Em geral, são realizados diversos experimentos com os peixes, sendo as espécies mais utilizadas: matrinxã (*Brycon cephalus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), piaçu (*Leporinus macrocephalus*) e tilápia (*Oreochromis niloticus*) (Sipaúba-Tavares et al., 1991; Macedo e Sipaúba-Tavares, 2005).

5.2 Local de Estudo e Período Experimental

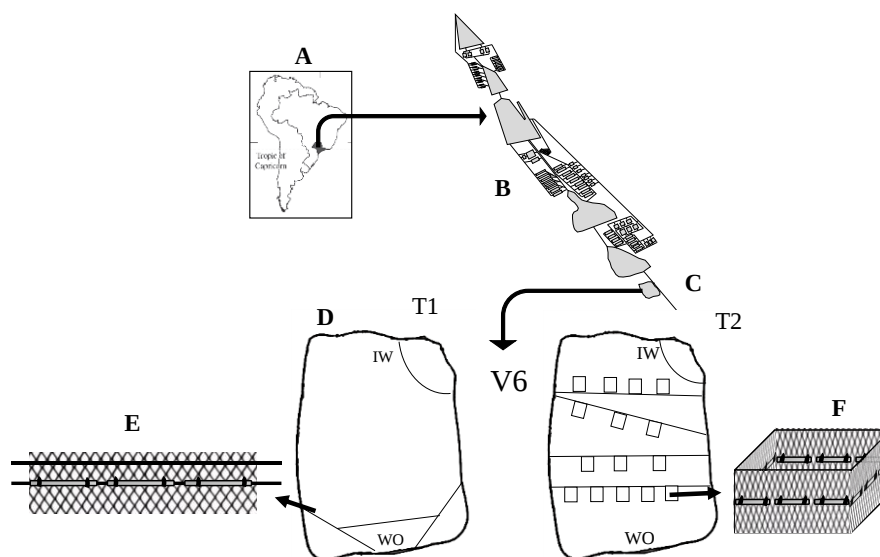
O CAUNESP conta com seis viveiros que variam de 1.822 e 8.068 m². Nos viveiros são desenvolvidos a criação de organismos aquáticos pertinentes as pesquisas do Caunesp, exceto o viveiro 6, que nos últimos vinte anos foi transformado num receptor de resíduos, porém algumas espécies de peixes ainda existem no local. Este viveiro,

recebe grande parte do aporte de águas residuais provenientes da fazenda de aquicultura (Macedo e Sipaúba-Tavares, 2005) (Figura 5).

O Viveiro 6 está localizado nas coordenadas 21°15'19" S e 48°18'21" O a uma altitude a 595 metros, área de 2.507 m², profundidade média de 1,6 m e comprimento máximo efetivo de 63 m, com renovação de água equivalente a 5% do volume total por dia (22 m³ h⁻¹ de fluxo) a 2 quilômetros do perímetro urbano (Macedo e Sipaúba-Tavares, 2005). Este viveiro é utilizado para abastecimento de vários setores da Universidade, principalmente, no período de seca, onde a água serve para irrigação de plantas e hortaliças e para a lavagem das ruas do campus. Parte da água deságua diretamente no córrego Jaboticabal (Sipaúba-Tavares 2013).

O período experimental foi dividido em duas etapas durante os meses de ago/dez de 2019 (T1) e 2020 (T2). Duas avaliações de distribuição da macrófita *Eichhornia crassipes* na superfície do viveiro foram realizadas da seguinte forma: no tratamento T1, foi introduzida uma cobertura de 25 m² na entrada do viveiro (IW) e outra de 284 m² na saída de água (WO) onde as macrófitas foram cercadas com uma tela. No tratamento T2, quinze quadrantes foram distribuídos na superfície do viveiro e, cada um contendo 2,5 m² no total de 37,5 m² de planta e, na entrada do viveiro também foi colocado 25 m² de área de cobertura vegetal (Figura 6).

Figura 6: Localização geográfica (A), desenho esquemático dos viveiros da fazenda de aquicultura (B), evidenciando o viveiro estudado (C), destacando os dois tratamentos (T1 e T2) (D) com a distribuição das macrófitas em cercado (T1, E) e em quadrantes (T2, F).



As amostras para análise de água e zooplâncton foram realizadas durante cinco dias consecutivos e o sedimento foi coletado três vezes por semana em cada mês de coleta.

5.3 Cuidados na montagem do experimento

A preparação da área experimental foi necessária para o início das atividades. A equipe do setor da Engenharia Rural da Unesp de Jaboticabal realizou poda de algumas árvores (A), limpeza no entorno do viveiro (B) e remoção de alguns entulhos que haviam dentro do viveiro, como: pedaços de redes, galhos e uma caixa d'água (C e D) (Figura 7).

Figura 7: Preparação da área experimental.



Fonte: Imagem do autor.

Inicialmente a proposta para este estudo foi manter uma estrutura de tratamento durante oito meses consecutivos, de agosto de 2019 a março de 2020, porém devido a fortes chuvas no mês de dezembro, 80% das plantas colocadas para o tratamento foram perdidas, além de um pequeno desmoronamento na entrada do viveiro (Figura 8).

Figura 8: Imagens do viveiro depois das fortes chuvas de dezembro de 2019, onde: A= Erosão na entrada do viveiro, B= Deslocamento de terra para dentro da entrada do viveiro, C= Coloração d'água após a chuva.

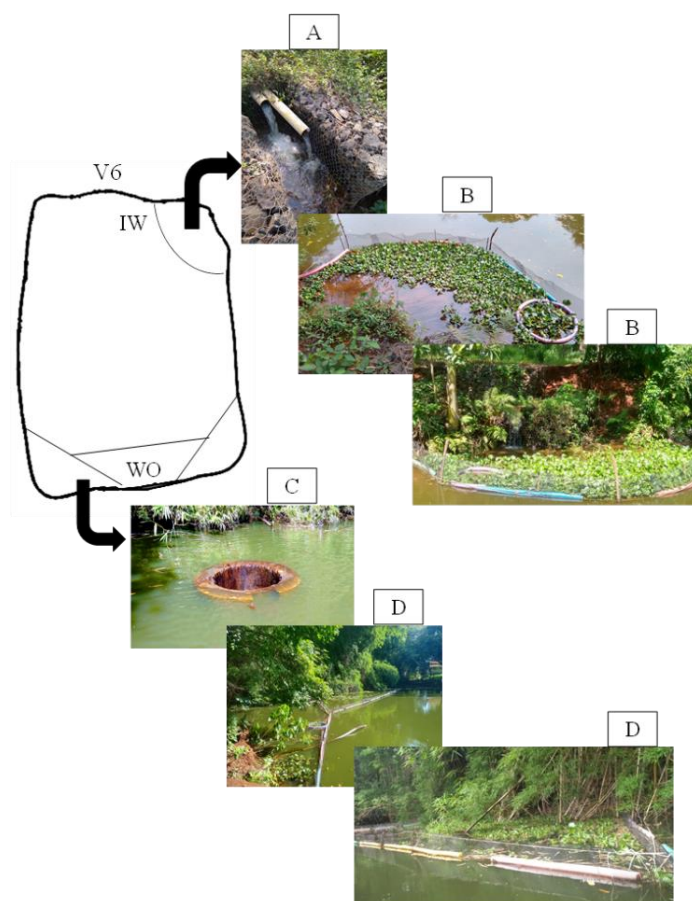


Fonte: Imagem autor.

Assim, ocorreu a necessidade de um replanejamento experimental (Figura 8). Quando o experimento foi retomado em março de 2020, ocorreu a pandemia por COVID-19, quando entramos em isolamento social, conseguindo retomar as atividades somente em agosto de 2020.

Na primeira etapa (T1), foi introduzida uma cobertura de 25 m² na entrada do viveiro (IW), (Figura 9A e B) e foi selecionado uma área de 284 m² na saída de água (WO) (Figura 9C e D).

Figura 9: Esquema de distribuição das plantas na primeira fase experimental (T1), onde: A- entrada de água, B- macrófita na entrada do viveiro, C- saída de água e D- cobertura de macrófita na saída do viveiro.



Fonte: Imagem do autor.

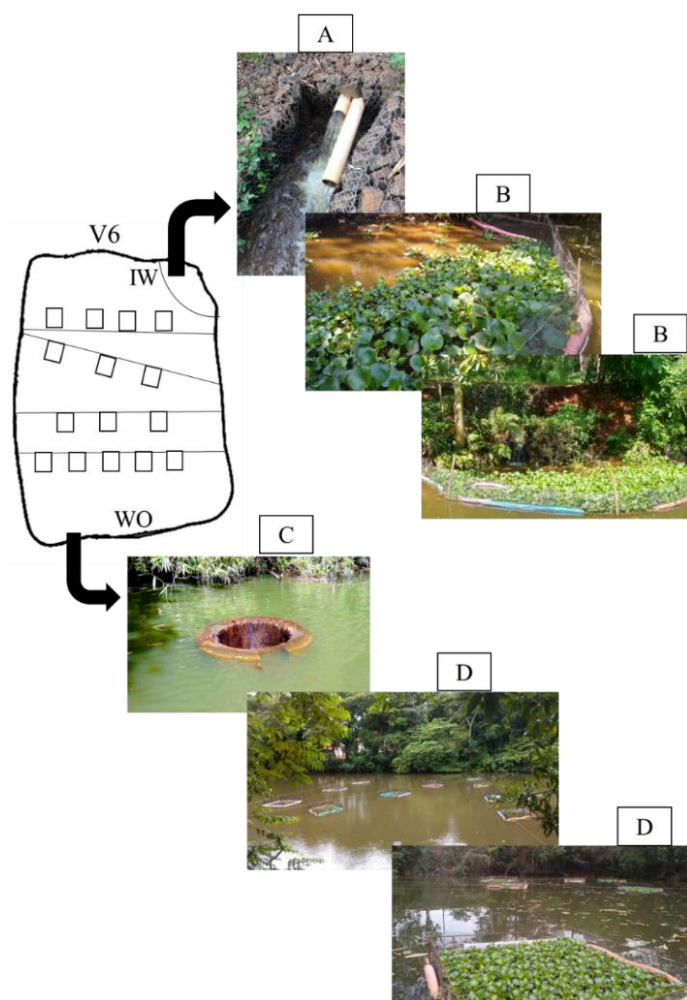
Foi criada uma cerca para isolar as plantas evitando o escape, utilizando uma tela plástica contendo dois cabos de aço de 3 mm, amarrados com braçadeiras de plástico e flutuadores de espuma para que a tela não afundasse. Além disso, foram enterrados ferros de construção redondo 3/8 para que a tela se mantivesse ereta, com 40 cm abaixo da superfície e 40 cm acima da superfície da água, evitando que as plantas escapassem (Figura 10).

Figura 10. Materiais utilizados para o isolamento das plantas e instalação da tela.

Fonte: Imagem do autor.

Na segunda etapa experimental (T2), a entrada do viveiro permaneceu idêntica à anterior (25 m^2) a saída do tratamento 1 foi removida e a distribuição das plantas aquáticas foi realizada por meio de 15 quadrantes de $2,5 \text{ m}^2$, cobrindo a parte mais central do viveiro entre a entrada (IW) e saída (WO) de água (Figura 11).

Figura 11: Esquema de distribuição das plantas na segunda fase experimental (T2), onde: A- entrada de água, B- macrófita já adicionada na entrada do viveiro, C- saída de água e D- distribuição dos quadrantes na superfície do viveiro.



Fonte: Imagem do autor.

Os quadrantes contendo as macrófitas foram confeccionado com tela plástica vazada com braçadeira presa aos canos de PVC mantendo 40 cm abaixo e 40 cm acima da superfície da água evitando o escape das macrófitas (Figura 12).

Figura 12. Montagem dos quadrantes.



Fonte: Imagem do autor.

5.4 Clima, água e sedimento

Os dados meteorológicos foram obtidos a partir da estação meteorológica Agrometeorologia do Departamento de Ciências Exatas da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias/UNESP (Jaboticabal-SP). A velocidade do vento foi medida utilizando um anemômetro Lutron AM-4201 em todas as coletas. As variáveis físicas e químicas da água foram avaliadas nos pontos de amostragem (IW e WO), com coletas de superfície em recipientes específicos para este fim. Nitrato, nitrito, amônia, fósforo total e ortofosfato foram quantificados por espectrofotômetro de acordo com Koroleff (1976) e Golterman et al. (1978). Clorofila-a foi determinada extraindo os pigmentos com álcool 90% e lida em espectrofotômetro (663nm e 750 nm) processada de acordo com Nusch (1980). A condutividade elétrica, pH, potencial oxi-redução e a temperatura foram mensurados com sonda multiparâmetros Horiba U-50G. Os sólidos totais suspensos, sólidos totais dissolvidos e demanda bioquímica de oxigênio (DBO_5) foram determinados segundo Boyd e Tucker (1992). Amostras para quantificação de coliformes totais foram coletadas em frascos de vidro previamente esterilizados e, a quantificação ocorreu pela

técnica de tubos múltiplos em meio A1 (Greenberg et al., 1992). O sedimento foi coletado nos dois pontos, utilizando um coletor de PVC de quatro centímetros de diâmetro na entrada de água (IW) e, com o auxílio da draga de Eckman na saída (WO). Para avaliação dos macro e micronutrientes e matéria orgânica do sedimento foi utilizada a metodologia do o manual de Fertilidade de Solos Tropicais (Silva, 2009).

5.5 Eficiência de remoção

A eficiência de remoção foi mensurada através da fórmula:

$$Er (\%) = \frac{(Ci-Co)}{Ci} \times 100$$

Er é a eficiência de remoção (%), Ci é a concentração de entrada e Co é a concentração na saída (Kadlec e Wallace, 2009).

5.6 Zooplâncton

O zooplâncton foi amostrado nos dois pontos amostrais, em cinco dias consecutivos de cada mês, filtrando 20 L de água (coletados por um balde) através de uma rede de plâncton (58 µm) e concentrado. As amostras foram preservadas em formalina 4% e deixadas em repouso. O volume total coletado foi mensurado e armazenado em frascos de vidro âmbar. Copepoda e Cladocera foram contados em câmara reticulada sob estereomicroscópio (40X). Amostras de Rotifera foram analisadas em câmara de Sedgewick-Rafter sob microscópio Leitz (100X). Espécies de Rotifera, Copepoda e Cladocera foram identificadas de acordo com a literatura especializada (Koste, 1978; Reid, 1985; Elmoor-Loureiro, 1997).

5.7 Biometria do desenvolvimento das plantas

O crescimento de *E. crassipes*, foi determinado a cada sete dias nos dois períodos de coleta, medindo o comprimento foliar e o comprimento do rizoma. Medidas foram realizadas em quinze plantas coletadas aleatoriamente no início do experimento que foram demarcadas e isoladas. As plantas foram coletadas em quadrante de 0,18 m², posteriormente, no laboratório foram lavadas em água corrente retirando o material aderido (perifiton e sedimento), secas a 60°C e pesadas até peso constante. A composição dos nutrientes foi analisada no início e no final do experimento segundo Bataglia et al. (1983).

5.8 Análise Estatística dos Dados

Os dados de pH, temperatura, condutividade elétrica, potencial redox, oxigênio dissolvido, sólidos totais solúveis e dissolvidos, alcalinidade, amônia, nitrato, nitrito, fósforo total, ortofosfato, clorofila-*a* e demanda biológica de oxigênio foram submetidos a ANOVA de dois fatores. Ocorrendo diferenças significativas o teste de Tukey foi aplicado, comparando os dados de IW x WO de cada mês (diferenciados pelas letras maiúsculas) e comparando os meses dentro de cada ponto de coleta (diferenciados pelas letras minúsculas), avaliado pelo programa AgroEstat, comparando os pontos amostrais, com nível de significância $p < 0,05$. Ao conjunto de dados limnológicos foram avaliados por análise de componentes principais para cada tratamento individualmente comparando IW e WO entre os meses coletados e entre os dois tratamentos no período experimental realizada através do programa STATISTICA versão 10 (Statsoft, 2010).

As análises de dominância e abundância foram realizadas para a comunidade zooplancônica. As espécies foram consideradas dominantes quando a densidade foi superior a 50% do número total de espécies na amostra, e abundantes quando o número de espécimes foi superior à densidade média de todas as espécies ocorrentes (Lobo e Leighton, (1986). A diversidade da comunidade planctônica foi calculada com o índice de Shannon-Wiener (H') (Pielou, 1975). A riqueza (S) foi calculada como o número de espécies presentes, uniformidade ou equitabilidade (E) foi determinada como: $H / H_{\max}$, onde H é o índice de Shannon-Wiener e $H_{\max} = \ln S$.

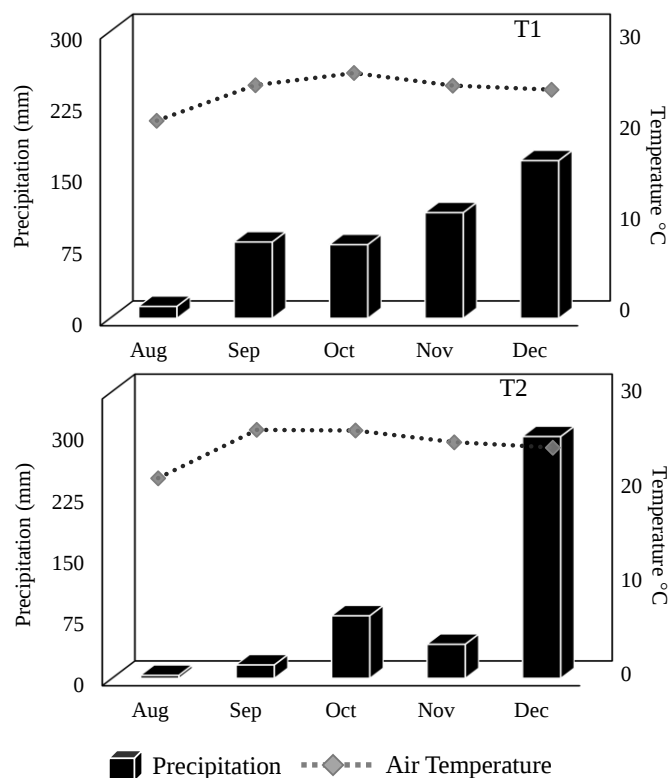
6. RESULTADOS

6.1 Variação meteorológicas

Durante o período experimental as condições climáticas variaram conforme os meses estudados, o mês de agosto apresentou a menor precipitação nos dois tratamentos.

A precipitação foi mais elevada em dezembro com 164,9 mm e 295 mm nos tratamentos T1 e T2. Tanto a temperatura quanto a precipitação apresentaram os mesmos valores em agosto com 20,8°C com 12,4 mm e 10,3 mm nos tratamentos T1 e T2. A média de temperatura foi de 26°C com tendência de maiores temperaturas no mês de outubro (Figura 13).

Figura 13. Variação mensal média da precipitação e temperatura do ar durante o período experimental (T1 e T2).



Os dados de vento variaram diariamente e mensalmente, sendo que nos dois tratamentos as maiores intensidade ocorreram na saída de água (WO), devido ao distanciamento da vegetação facilitando a circulação de ar, com média de 12 km/h no T1 e 8 km/h no T2.

6.2 Variáveis limnológicas

Em geral, foram observadas diferenças significativas em quase todos os parâmetros limnológicos, exceto ORT e STD no T2 ($p > 0,05$) (Tabelas 1 e 2).

O pH foi básico durante todo o experimento nos dois tratamentos, variando de $7,3 \pm 0,1$ a $8,1 \pm 1,0$ na IW e de $6,5 \pm 0,1$ a $7 \pm 0,3$ na WO do T1 ($p < 0,05$). No T2 somente o mês de outubro não apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) quando comparada IW e WO. A condutividade elétrica foi elevada durante todo o período experimental acima de $110 \pm 10 \mu\text{S cm}^{-1}$ (T2) ($p < 0,05$). O potencial oxidação-redução (ORP) foi menor para setembro ($p < 0,05$) na IW no T1 ($185 \pm 17 \text{ mV}^{-1}$) sendo que os valores mais elevados ocorreram em dezembro com $337 \pm 24 \text{ mV}^{-1}$ na IW e $308 \pm 29 \text{ mV}^{-1}$ na WO. No T2 a ORP

não apresentou diferença significativa ($p>0,05$) (Tabelas 1 e 2). A temperatura da água foi mais elevada nos meses mais chuvosos (novembro e dezembro) ($p<0,05$), variando de $26\pm0,6^{\circ}\text{C}$ (WO-dezembro) a $27,7\pm0,7^{\circ}\text{C}$ (IW-novembro) no T1 e de $25,9\pm0,6^{\circ}\text{C}$ a $27,7\pm0,4$ (IW-dezembro). No mês de agosto foi observada a menor temperatura em relação aos outros meses (Tabelas 2 e 3). O oxigênio dissolvido foi inversamente proporcional a temperatura, com maior concentração em agosto ($p>0,05$). Ao longo do período experimental no T2 o oxigênio apresentou um declínio nos meses de com maior precipitação (novembro e dezembro) com concentrações variadas de $3,5\pm0,6\text{ mg L}^{-1}$ (WO-novembro no T1) a $5\pm0,1\text{ mg L}^{-1}$ (IW-novembro no T2). O TSS foi mais elevado no mês de outubro na IW com $25\pm3\text{ mg L}^{-1}$ no T1 e, no T2 em setembro com $13,6\pm3\text{ mg L}^{-1}$ ($p<0,05$). Para TDS o mês de agosto foi o mais elevado com $231\pm80\text{ mg L}^{-1}$ (IW) no T1 e $127\pm16\text{ mg L}^{-1}$, e no T2 foi no mês de dezembro com $89\pm56\text{ mg L}^{-1}$ (IW) e $80,6\pm42\text{ mg L}^{-1}$ (WO) (Tabelas 1 e 2).

Os compostos nitrogenados apresentaram diferenças significativas ($p<0,05$). A amônia foi mais elevada em dezembro na IW com $47,4\pm3\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ para o T1, o mês de agosto não apresentou diferenças entre IW e WO com média de $8\pm0,5\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ ($p<0,05$). No T2 apenas agosto apresentou diferença significativa quando comparada IW com WO para os teores de amônia ($p>0,05$).

Elevados teores de nitrato foram encontrados na IW do experimento com $395\pm93\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ no mês de outubro no T1 ($p<0,05$). Para o T2 agosto, setembro e outubro apresentaram maiores teores de nitrato na WO ($p<0,05$). Nitrito não apresentou diferença significativa ($p>0,05$) entre IW e WO no mês de agosto. Fósforo total apresentou diferença nos meses de novembro e dezembro ($p<0,05$) entre IW e WO no tratamento T1 ($p<0,05$).

Ortofosfato não apresentou diferença significativas quando comparada IW e WO ($p>0,05$). O ortofosfato não apresentou diferença significativa ($p>0,05$) quando comparada IW com WO. Os meses de setembro e outubro na IW apresentaram os maiores teores com $24,3\pm2\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ e $25,7\pm7\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ respectivamente (Tabelas 1 e 2).

Diferenças significativas ($p<0,05$) foram encontradas para os teores de clorofila-*a* nos meses de setembro, outubro e dezembro quando comparado IW e WO. Para o tratamento T2 setembro foi o único mês que não apresentou diferença entre IW e WO ($p>0,05$), com os maiores teores em novembro na IW $67,2\pm5\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ e $40\pm4\text{ }\mu\text{g L}^{-1}$ na WO. O mês de agosto foi o único que não apresentou diferenças significativas ($p>0,05$) entre IW e WO no T1 para DBO_5 .

Tabela 1. Média e desvio padrão das variáveis limnológicas entre os meses analisados no tratamento T1 (2019).

Variables	Treatment T1									
	IW					WO				
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
pH	7.9±1 ^{Aa}	7.5±1 ^{Aa}	8±1 ^{Aa}	7.8±1 ^{Aa}	7.3±0.1 ^{Aa}	7±0.3 ^{Ba}	6.8±0,6 ^{Ba}	6.9±1 ^{Ba}	7±0.5 ^{Ba}	6.5±0.1 ^{Ba}
Temp	22.4±0.2 ^{Ac}	24.2±1 ^{Ab}	26.9±0.5 ^{Aa}	27.7±0.7 ^{Aa}	27.3±1 ^{Aa}	22.1±0.2 ^{Ac}	24±1 ^{Ab}	25.9±0,3 ^{Ba}	26.7±0.4 ^{Ba}	26±0.6 ^{Ba}
Cond	115±11 ^{Ab}	137±10 ^{Aa}	141±10 ^{Aa}	138±2 ^{Aa}	134±2 ^{Aa}	110±10 ^{Ab}	119±10 ^{Bab}	127±4 ^{Aa}	131±1 ^{Aa}	124±10 ^{Aab}
ORP	232 ±27 ^{Abc}	185±17 ^{Bc}	289±59 ^{Aab}	260±44 ^{Aab}	337±24 ^{Aa}	281±57 ^{Aab}	235±22 ^{Ab}	264±51 ^{Aab}	245±25 ^{Aab}	308±29 ^{Aa}
DO	6.5±0.5 ^{Aa}	5.1±0.4 ^{Ab}	4.3±0.2 ^{Ab}	4.7±0.1 ^{Ab}	4.8±0.6 ^{Ab}	6.1±0.4 ^{Aa}	4±0,5 ^{Bb}	4±0,5 ^{Ab}	4.5±0.2 ^{Ab}	4.4±0.7 ^{Ab}
TSS	24±6 ^{Aa}	16±1 ^{Ab}	25±3 ^{Aa}	16±4 ^{Ab}	16±5 ^{Ab}	19±2 ^{Aa}	13±3 ^{Aab}	9±2 ^{Bb}	13±3 ^{AAb}	12±3 ^{Ab}
TDS	231±80 ^{Aa}	94±57 ^{Ab}	95±36 ^{Ab}	83±23 ^{Ab}	75±17 ^{Ab}	127±16 ^{Ba}	59±20 ^{Ac}	96±25 ^{Aab}	58±18 ^{Abc}	77±25 ^{Abc}
NH ₄	8.2±0.5 ^{Ad}	28.7±6 ^{Ab}	23.1±3 ^{Ab}	14.5±3 ^{Ac}	47,4±3 ^{Aa}	8.1±0.7 ^{Ac}	20,2±3 ^{Bb}	9.7±4 ^{Bc}	8.0±2 ^{Bc}	33.1±7 ^{Ba}
NO ₃	133±17 ^{Ab}	351±26 ^{Aa}	395±93 ^{Aa}	116±90 ^{Ab}	41.8±19 ^{Ac}	163±17 ^{Abc}	242±44 ^{Bab}	294±73 ^{Ba}	119±17 ^{Ac}	34±8 ^{Ad}
NO ₂	26±9 ^{Abc}	39,5±13 ^{Aa}	30.2±6 ^{Aab}	21.7±6 ^{Abc}	17±3 ^{Ac}	33.6±6 ^{Aa}	23,8±9 ^{Bab}	24.1±5 ^{Aa}	9.7±3 ^{Bc}	13.1±1 ^{Abc}
TP	39±6 ^{Aa}	45±8 ^{Aa}	61±16 ^{Aa}	18±10 ^{Bb}	15±2 ^{Bb}	36±7 ^{Ab}	40±4 ^{Aab}	43±6 ^{Aab}	33±13 ^{Ab}	68±25 ^{Aa}
ORT	57±14 ^{Aa}	67±10 ^{Aa}	55±14 ^{Aa}	18±11 ^{Ab}	14±13 ^{Ab}	46±12 ^{Aabc}	51±20 ^{Aab}	52±7 ^{Aa}	34±15 ^{Abc}	30±19 ^{Ac}
Chloro- <i>a</i>	26±6 ^{Aa}	26±4 ^{Aa}	27±2 ^{Aa}	20±6 ^{Aa}	24±6 ^{Aa}	24±4 ^{Aa}	15±2 ^{Bc}	17±4 ^{Bbc}	21±2 ^{Aab}	17±2 ^{Bb}
DBO ₅	37.6±2 ^{Aa}	38.9±2 ^{Aa}	41±5 ^{Aa}	41.1±3 ^{Aa}	38.8±2 ^{Aa}	38.3±4 ^{Aa}	29±3 ^{Bb}	27.2±2 ^{Bb}	27.5±3 ^{Bb}	25.2±4 ^{Bb}

T- Temperature (°C); Cond- Conductivity (µS.cm⁻¹); ORP- Oxidation Reduction Potential (mV⁻¹); DO- Dissolved Oxygen (mg L⁻¹); TSS- Total Solids Solubilized (mg L⁻¹); TDS- Total Dissolved solids (mg L⁻¹); NH₄- Ammonia (µg L⁻¹); NO₃- Nitrate (µg L⁻¹); NO₂- Nitrite (µg L⁻¹); TP- Total Phosphorus (µg L⁻¹); ORT- orthophosphate (µg L⁻¹); Chloro-*a*- Chlorophyll-*a* (µg L⁻¹); DBO₅- Biological Demand for Oxygen (mg L⁻¹). Letras Maiúsculas representam diferenças estatísticas entre os pontos de coleta, letra minúsculas representam diferenças estatísticas entres os meses.

Tabela 2. Média e desvio padrão das variáveis limnológicas entre os meses avaliados no tratamento T2 (2020).

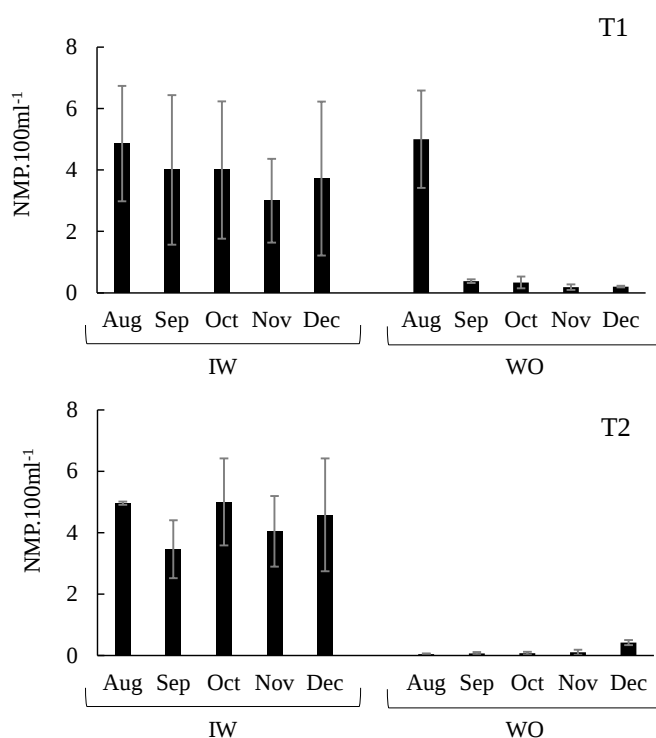
Variables	Treatment T2									
	IW					WO				
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
pH	8.1±0.6 ^{Aa}	7.7±0.2 ^{Aa}	7.6±0.3 ^{Aa}	7.8±0.1 ^{Aa}	7.7±0.1 ^{Aa}	7.5±0.1 ^{Ba}	7.3±0.3 ^{Ba}	7.3±0.1 ^{Aa}	7.3±0.2 ^{Ba}	7.2±0.1 ^{Ba}
Temp	22.6±0.3 ^{Ad}	24.2±0.7 ^{Ac}	26±0.7 ^{Ab}	27.1±0.4 ^{Aa}	27.7±0.4 ^{Aa}	22.4±0.4 ^{Ad}	23.7±0.6 ^{Ac}	25.2±0.6 ^{Bb}	25.9±0.6 ^{Bab}	26.6±0.2 ^{Ba}
Cond	145±5 ^{Aa}	144±4 ^{Aa}	149±2 ^{Aa}	146±4 ^{Aa}	141±6 ^{Aa}	136±7 ^{Ba}	139±0.8 ^{Ba}	142±1 ^{Ba}	140±0.8 ^{Ba}	133±3 ^{Bb}
ORP	247±58 ^{Aa}	332±130 ^{Aa}	279±61 ^{Aa}	278±59 ^{Aa}	338±40 ^{Aa}	248±44 ^{Aa}	299±67 ^{Aa}	285±37 ^{Aa}	314±73 ^{Aa}	352±25 ^{Aa}
DO	5.9±2 ^{Aa}	6.1±0.3 ^{Aa}	5.9±0.3 ^{Aa}	5±0.1 ^{Abc}	4.7±0.1 ^{Ac}	5.8±0.3 ^{Aa}	4.8±0.5 ^{Bb}	4.5±0.5 ^{Bb}	3.5±0.6 ^{Bb}	4.3±0.6 ^{Ab}
TSS	9.8±3 ^{Aa}	13.6±3 ^{Aa}	10±1 ^{Aa}	11.4±3 ^{Aa}	10.4±2 ^{Aa}	5.4±2 ^{Bb}	7.8±2 ^{Bb}	7±2 ^{Bb}	12±1 ^{Aa}	5,8±2 ^{Bb}
TDS	76±29 ^{Aa}	62.2±25 ^{Aa}	94±19 ^{Aa}	75.4±41 ^{Aa}	89±56 ^{Aa}	55.8±14 ^{Aa}	59±9 ^{Aa}	76.8±17 ^{Aa}	65±22 ^{Aa}	80.6±42 ^{Aa}
NH ₄	15.7±2 ^{Aa}	7.6±3 ^{Ab}	8.1±3 ^{Ab}	9.2±3 ^{Ab}	7.5±2 ^{Ab}	8.6±0.8 ^{Bab}	10±3 ^{Aa}	9.7±2 ^{Aab}	10±1 ^{Aa}	5.5±2 ^{Ab}
NO ₃	166±47 ^{Aa}	109±39 ^{Bab}	145±13 ^{Bab}	110±54 ^{Aab}	94±27 ^{Aab}	178±19 ^{Ab}	204±27 ^{Ab}	320±37 ^{Aa}	103±35 ^{Ac}	34.6±5 ^{Bd}
NO ₂	28±9 ^{Aab}	16.3±5 ^{Bd}	32.5±13 ^{Bbc}	43±3 ^{Aa}	29.1±3 ^{Ac}	28.2±4 ^{Bb}	24.7±4 ^{Ab}	40.5±3 ^{Aa}	42±3 ^{Aa}	28.4±4 ^{Ab}
TP	78.1±7 ^{Aa}	88.1±36 ^{Aa}	78.4±18 ^{Aa}	30±2 ^{Ab}	32±5 ^{Ab}	26.4±6 ^{Bab}	31.3±7 ^{Ba}	24.9±6 ^{Bab}	26,1±2 ^{Aab}	21.8±3 ^{Bb}
ORT	21.6±5 ^{Aab}	24.3±2 ^{Aa}	25.7±7 ^{Aa}	16.3±2 ^{Aab}	15.1±3 ^{Ab}	17.1±6 ^{Aa}	20.2±6 ^{Aa}	20±4 ^{Aa}	15.6±3 ^{Aa}	14.4±4 ^{Aa}
Chloro- <i>a</i>	42.7±4 ^{Ab}	40.2±8 ^{Ab}	35.4±3 ^{Ab}	67,2±5 ^{Aa}	43.1±5 ^{Ab}	25.6±5 ^{Bb}	35±12 ^{Aab}	25.8±4 ^{Bb}	40±4 ^{Ba}	32±5 ^{Bab}
DBO ₅	70.7±8 ^{Aab}	65.2±13 ^{Ab}	87.2±11 ^{Aa}	55.7±11 ^{Abc}	46.8±5 ^{Ac}	53.8±13 ^{Bb}	72±8 ^{Aa}	74.8±12 ^{Aa}	43±3 ^{Bb}	40.7±6 ^{Ab}

T- Temperature (°C); Cond- Conductivity (μS.cm⁻¹); ORP- Oxidation Reduction Potential (mV⁻¹); DO- Dissolved Oxygen (mg L⁻¹); TSS- Total Solids Solubilized (mg L⁻¹); TDS- Total Dissolved solids (mg L⁻¹); NH₄- Ammonia (μg L⁻¹); NO₃- Nitrate (μg L⁻¹); NO₂- Nitrite (μg L⁻¹); TP- Total Phosphorus (μg L⁻¹); ORT- orthophosphate (μg L⁻¹); Chloro-*a*- Chlorophyll-*a* (μg L⁻¹); DBO₅- Biological Demand for Oxygen (mg L⁻¹). Letras Maiúsculas representam diferenças estatísticas entre os pontos de coleta, letra minúsculas representam diferenças estatísticas entres os meses.

No tratamento T1 a demanda biológica de oxigênio foi baixa em outubro (41 ± 5 mg L⁻¹ na IW e $27,2 \pm 2$ mg L⁻¹ na WO) e mais elevada no tratamento T2, no mês de setembro na saída de água (WO) com 72 ± 8 mg L⁻¹ ($p > 0,05$) (Tabelas 1 e 2).

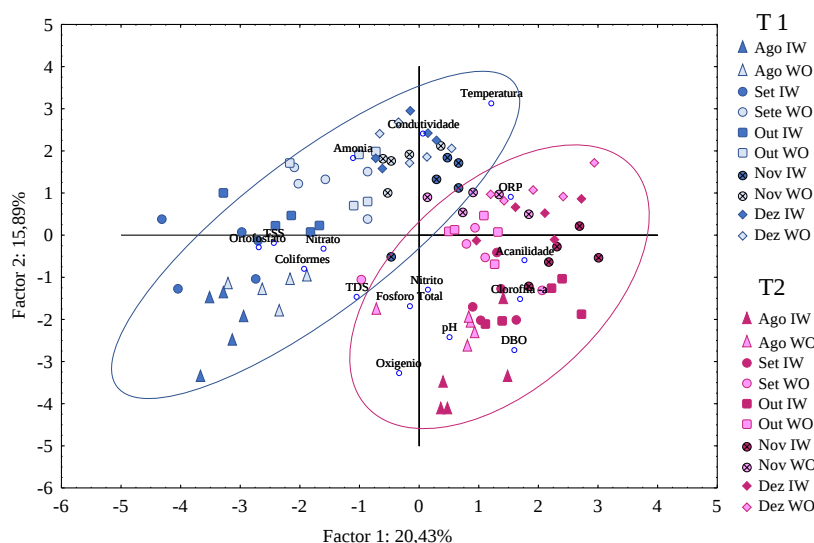
Na entrada de água (IW) as concentrações de coliformes termotolerantes no viveiro foram elevadas variando de $4,8 \pm 1$ a $3,0 \pm 1$ NMP.100mL⁻¹ no T1 e de $5,0 \pm 1$ a $3,4 \pm 0,9$ NMP.100mL⁻¹ no T2. Independente da distribuição das macrófitas no viveiro a redução de coliformes termotolerantes foi elevada sendo baixa entre agosto a novembro no T2, variando de $0,04 \pm 0,001$ a $0,07 \pm 0,01$ NMP.100mL⁻¹ (Figura 14).

Figura 14. Variação mensal de coliformes termotolerantes (NMP.100mL⁻¹) nas amostras de água nos dois tratamentos (T1 e T2).



Comparando os dois tratamentos (T1 e T2) nos dois pontos amostrais (IW e WO) submetidos a análise de componentes principais (PCA) evidenciou que 35% de resposta, com dois agrupamentos diferenciados, relacionando as variáveis com maior eficiência de remoção para cada mês e tratamento (Figura 15). O eixo 1 (20,43%), apresentou uma relação negativa com o mês de agosto na IW e WO no T1 relacionado a coliformes, pois foi o mês que apresentou maiores valores para este componente. A maioria dos dados da IW e WO no mês de setembro no tratamento T2 estão relacionados a este eixo. Componentes como fósforo total, DBO, clorofila-*a* e pH apresentaram grande remoção no tratamento T2.

Figura 15. Análise dos componentes principais das variáveis limnológicas e coliformes termotolerantes dos dois tratamentos (T1 e T2) comparando os pontos de coletas para os destinados meses.



Para o eixo 2 (15,89%) amônia, condutividade temperatura, TSS, nitrato e ortofosfato estão relacionados ao T1, os três últimos componentes estão negativamente relacionados ao mês de outubro na IW e os outros três componentes estão positivamente relacionados a WO nos meses de setembro, outubro, novembro e dezembro e a IW de dezembro (Figura 15).

6.3 Eficiência de remoção

A eficiência de remoção nos dois tratamentos utilizados foi maior na saída de água (WO) (Tabela 3).

Tabela 3. Concentração das variáveis limnológicas na entrada (IW e saída (WO) de água do viveiro e a eficiência de remoção (ER%) durante o período experimental.

Variables	T1			T2		
	IW	WO	ER%	IW	WO	ER%
TSS (mg L ⁻¹)	19.4±5	13.2±3	29.4	11.04±3	7.6±2	32.3
TDS (mg L ⁻¹)	115±57	83.4±4	22.7	79.32±35	67.4±25	14.5
NH ₄ (µg L ⁻¹)	24.3±4	15.8±5	32.7	48.1±2	8.7±1	14.3
NO ₃ (µg L ⁻¹)	207±40	170±45	15.1	124.8±29	167.9±20	13.8
NO ₂ (µg L ⁻¹)	26.8±11	20.8±7	27.3	29.78±8	32.7±3	5.4
TP (µg L ⁻¹)	35.4±8	44±10	9.6	61.2±20	130.5±5	47.4
ORT (µg L ⁻¹)	42.2±13	42.6±24	8.9	20.6±4	17.4±5	12.5
Chloro- <i>a</i> (µg L ⁻¹)	24.6±5	18.8±3	38.6	63.1±5	158.4±5	29.2
DBO (mg L ⁻¹)	39.5±3	29.4±4	25.6	55.7±11	56.8±8	14.8
TC (nmp100ml ⁻¹)	4±0.4	1.2±0.2	74.72	4.4±0.7	0.1±0.02	97.8

TSS- Total Solids Solubilized; TDS- Total Dissolved solids; NH₄- Ammonia; NO₃- Nitrate; NO₂- Nitrite; TP- Total Phosphorus; ORT- orthophosphate; Chloro-*a*- Chlorophyll-*a*; DBO₅- Biological Demand for Oxygen; TC- Thermotolerant Coliforms.

sendo que no tratamento T2, onde as macrófitas ficaram distribuídas em quase toda a superfície da água, foi maior para TDS, NH_4 , NO_3 , NO_2 , Cloro-*a* e DBO_5 . A maior remoção foi observada para coliformes termotolerantes com 74,7% no T1 e 97,8% no T2. Baixas eficiências de remoção (abaixo de 10%) foram apresentadas para TP com 9,6% e ORT com 8,9% no T1 e para NO_2 com 5,4% no T2.

6.4 Análise de Sedimento

Diferenças estatísticas foram encontradas nas análises de sedimento ($p < 0,05$). O pH foi ácido durante toda a fase experimental nos dois tratamentos. No tratamento T1 a MO foi mais elevada ($p < 0,05$) no mês de agosto na WO ($22,5 \pm 5,5 \text{ g L}^{-1}$). Para IW apenas o mês de novembro apresentou o menor teor com $10 \pm 0 \text{ g L}^{-1}$. No tratamento T2 a matéria orgânica foi bem mais elevada na WO ($p < 0,05$), chegando a $55 \pm 3 \text{ g L}^{-1}$ no mês de agosto, sendo que na entrada do experimento não ultrapassou em média $12,5 \text{ g L}^{-1}$ (Tabela 4).

Para o fósforo (P), elevados teores foram encontrados na WO nos dois tratamentos ($p < 0,05$), porém, o mês de outubro do T1 não apresentou diferenças significativas ($p > 0,05$) quando comparada IW com WO. No T2 variou de $26 \pm 1 \text{ mg L}^{-1}$ no mês de agosto na IW a $102 \pm 14,5 \text{ mg L}^{-1}$ no mês de setembro na WO, em ambos os tratamentos o mês de agosto apresentou os menores teores quando comparado os meses ($p < 0,05$) (Tabela 4). Foram analisados dois micronutrientes, o cálcio (Ca) e o magnésio (Mg), sendo que o Ca foi encontrado em maior teor no mês de agosto ($p < 0,05$) com $28,5 \pm 2,5 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ na IW e $42,5 \pm 13 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ na WO no T1.

Para o tratamento T2 apenas o mês de dezembro não apresentou diferença significativas quando comparado IW com WO, em média com $53 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ ($p > 0,05$). Para o Mg no tratamento T1 os meses de agosto e outubro na IW foram observados os menores teores dentro os cinco meses ($p < 0,05$) amostrados. Na WO os meses mais chuvosos como novembro e dezembro apresentaram em média $5,5 \pm 0,5 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ sendo que o mês de agosto na WO apresentou o maior teor deste micronutriente ($11 \pm 2 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$). No tratamento T2 não foi encontrada diferença significativas ($p > 0,05$). O potássio (K) foi similar nos pontos IW e WO durante todo o experimento ($p > 0,05$) nos dois tratamentos (Tabela 4).

Tabela 4: Valores obtidos para os parâmetros medidos no sedimento na entrada (IW) e saída (WO) da água do viveiro nos dois tratamentos utilizados (T1 e T2) durante os meses experimentais.

Variables	Treatment 1									
	IW									
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
pH	5.2±0.05 ^{Ab}	5.4±0.05 ^{Aab}	5.3±0.2 ^{Aab}	5.7±0.05 ^{Aa}	5.6±0.1 ^{Aa}	5.3±0 ^{Aa}	5.3±0.05 ^{Aa}	5.2±0.3 ^{Aa}	4.8±0.1 ^{Bb}	4.9±0 ^{Bb}
OM	12.5±1.5 ^{Ba}	13±1 ^{Aa}	13±1 ^{Aa}	10±0 ^{Bb}	11±1 ^{Aa}	22.5±5.5 ^{Aa}	11.5±1.5 ^{Ab}	11.5±1.5 ^{Ab}	15±4 ^{Aab}	13±1 ^{Ab}
P	28.5±2.5 ^{Bc}	25.5±2.5 ^{Bc}	47.5±17 ^{Aa}	31.5±5.5 ^{Bb}	28.5±5.5 ^{Bc}	49.5±10 ^{Aa}	39.5±2.5 ^{Ac}	45.5±14 ^{Ab}	48±12 ^{Aa}	51.5±3.5 ^{Aa}
Ca	28.5±2.5 ^{Ba}	28±2 ^{Ba}	29.5±1.5 ^{Aa}	26.5±0.5 ^{Ab}	25.5±0.5 ^{Ab}	42.5±13 ^{Aa}	31±3 ^{Ab}	25.5±2.5 ^{Bb}	25.5±3 ^{Ab}	26±0.1 ^{Ab}
Mg	7.5±0.5 ^{Bb}	8.5±0.5 ^{Aab}	7.5±1.5 ^{Ab}	9±0 ^{Aa}	8±0 ^{Ab}	11±2 ^{Aa}	7.5±1.5 ^{Aab}	7±1 ^{Aab}	5±1 ^{Bb}	5.5±0.5 ^{Bb}
K	1.7±0.2 ^{Aa}	1.5±0.1 ^{Aa}	1.5±0.05 ^{Aa}	1.4±0.5 ^{Aa}	1.3±0.05 ^{Aa}	2.1±0.5 ^{Aa}	1.8±0.2 ^{Aa}	1.5±0.1 ^{Aa}	1.5±0.2 ^{Aa}	1.4±0.2 ^{Aa}

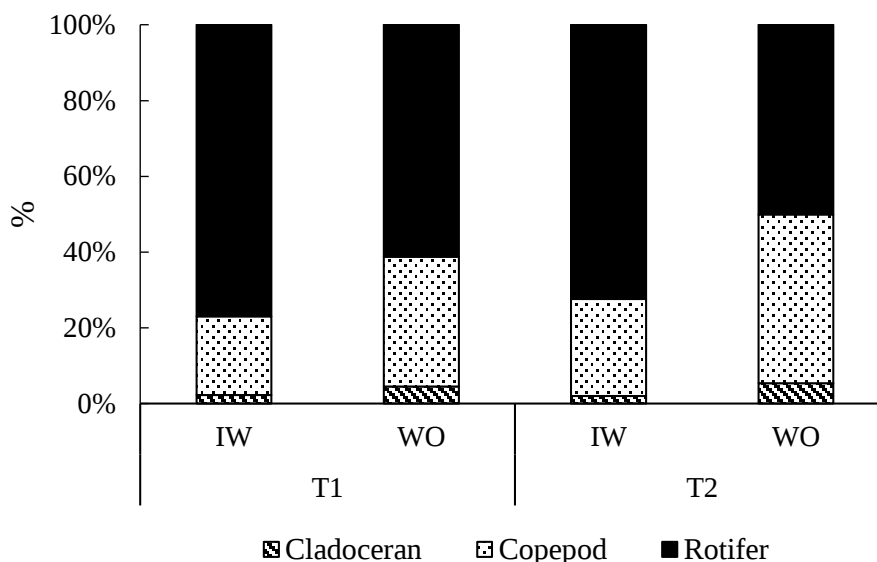
Variables	Treatment 2									
	IW									
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
pH	5.7±0.2 ^{Ab}	5.5±0 ^{Ab}	6.4±0 ^{Aa}	5.9±0.2 ^{Ab}	6.3±0.05 ^{Aa}	5.1±0.2 ^{Aa}	5.2±0 ^{Aa}	5.3±0 ^{Aa}	5.3±0 ^{Aa}	5.6±0.1 ^{Ba}
MO	12±0.5 ^{Ba}	13±0.5 ^{Ba}	12±0 ^{Ba}	13±0.5 ^{Ba}	13±1 ^{Ba}	53±0.5 ^{Aa}	55±3 ^{Aa}	45±0 ^{Ab}	51±0.5 ^{Aa}	33±3 ^{Ac}
P	26±1 ^{Bd}	42±9.5 ^{Bc}	63±5.5 ^{Ba}	47±7 ^{Bc}	53±7.5 ^{Bb}	78±2 ^{Ac}	102±14 ^{Aa}	75±25 ^{Ac}	87±1 ^{Ab}	68.5±8.5 ^{Ac}
Ca	29±1.5 ^{Bb}	31±2 ^{Bb}	46±0.5 ^{Ba}	32±10 ^{Bb}	53±5 ^{Aa}	52±4 ^{Ab}	49±2 ^{Ab}	79±4 ^{Aa}	58±2 ^{Ab}	53±1.5 ^{Ab}
Mg	9±0.5 ^{Ab}	9±1 ^{Ab}	13±0 ^{Aa}	8±0.5 ^{Ab}	10±0.5 ^{Ab}	11±0.5 ^{Aa}	10±0.5 ^{Aa}	11±0 ^{Aa}	12±0.5 ^{Aa}	11±0.5 ^{Aa}
K	1.4±0.05 ^{Aa}	1.6±0.1 ^{Aa}	1.6±0 ^{Aa}	1.2±0.1 ^{Aa}	1.6±0.05 ^{Aa}	1.9±0.5 ^{Aa}	1.8±0.05 ^{Aa}	1.5±0 ^{Aa}	1.9±0.05 ^{Aa}	1.7±0.1 ^{Aa}

OM – Organic Matter (g L⁻¹); P – Phosphorus (mg L⁻¹); Ca – Calcium (µg L⁻¹); Mg – Magnesium (µg L⁻¹); K – Potassium (µg L⁻¹). Letras Maiúsculas representam diferenças estatísticas entre os pontos de coleta, letra minúsculas representam diferenças estatísticas entres os meses.

6.5 Zooplâncton

A comunidade zooplanctônica foi composta por 45 espécies, com 40 de Rotifera, três de Copepoda e dois de Cladocera. Rotifera apresentou elevada abundância relativa apresentando na entrada do viveiro 76% e 72% e na saída do viveiro com 61% e 50% , nos tratamentos T1 e T2, respectivamente Cladocera e Copepoda apresentaram maior abundância na saída (WO) do viveiro, onde Copepoda apresentou 34,2% (T1) e 44,6% (T2) e Cladocera apresentou 4,5% (T1) e 5,3% (T2) (Figura 16).

Figura 16. Abundância relativa da comunidade zooplanctônica da entrada (IW) e saída (WO) de água nos dois tratamentos (T1 e T2).

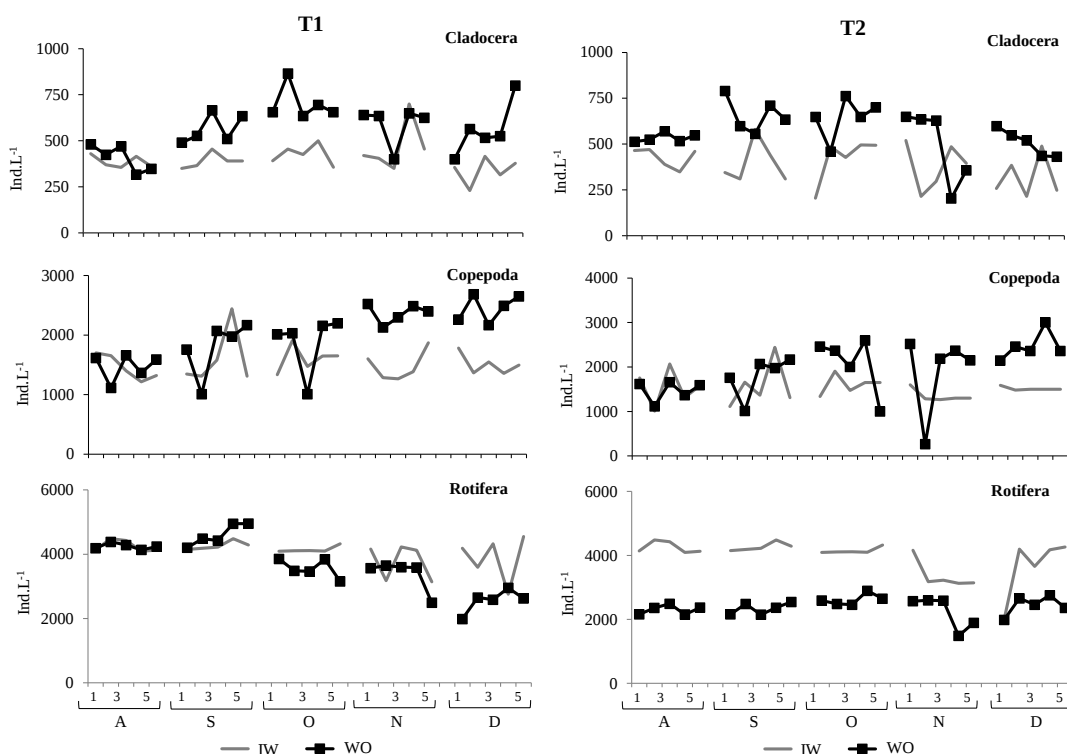


As espécies de Cladocera e de Copepoda estiveram presentes ao longo do período experimental nos dois tratamentos, o mesmo não ocorreu com as de Rotifera onde *Brachionus havanaensis* esteve ausente na IW e, *Colurella uncinata* e *Lecane cornuta* foram ausentes na WO nos dois tratamentos. As espécies do gênero *Filinia* (*F. opoliensis* e *F. longisteta*) só estiveram presentes em dezembro tanto no T1 quanto no T2. Já *Proales doliare* esteve presente somente em agosto e setembro durante o período experimental (Anexo Tabelas 8 e 9).

A flutuação da comunidade zooplanctônica durante os cinco dias consecutivos nos meses estudados foram intensas, estando os Cladocera em maior densidade na saída de água (WO) nos dois tratamentos. Rotifera apresentou maior densidade no T2 na entrada de água (IW) e Copepoda uma tendência de maior densidade na saída de água nos meses de outubro, novembro e dezembro. Rotifera tendeu a decrescer ao longo do

período experimental no T1 e no T2, já Cladocera e Copepoda na saída de água (WO) a densidade aumentou a partir de setembro (Figura 17).

Figura 17. Flutuação da comunidade zooplancônica durante os cinco dias de coleta de referente a cada mês nos dois tratamentos (T1 e T2) na entrada (IW) e saída (WO) de água.



Nos dois tratamentos a maior biomassa foi observada na saída de água (WO) com 8.274,42 ind L⁻¹. Se comparada as entradas de água a maior biomassa foi no T1 com 6.109,64 ind L⁻¹. Foram observadas cinco espécies dominantes nos dois tratamentos (*Ascomorpha sp.*, *Keratella cochleares*, *Proales doliars*, *Proales sp*) (Tabela 5, 8 e 9 anexos).

As espécies de Cladocera *Bosmina longirostris* e *Diaphanosoma birgei* foram abundantes no T2 em novembro e dezembro, já os nauplios de Calanoida e Cyclopoida foram abundantes nos dois tratamentos ao longo do período experimental. Entre as espécies de Rotifera *Brachionus falcatus*, *Epiphanes macrourus*, *Epiphanes sp* e *Lepadella ovalis* foram abundantes ao longo do período experimental. *Testudinella patina* e *Trichocerca longiseta* foram abundantes somente na IW, já *Euchlanis sp.* em agosto e setembro na IW e WO do tratamento T1. No tratamento T2 somente *Colurella obtusa* foi abundante na WO nos meses estudados *Brachionus caldatus*, *Epiphanes macrourus*,

Lepadella ovalis, *Keratella tropica* foram abundantes em variados meses do período experimental (Tabela 8 e 9 – Anexo).

Os índices ecológicos da comunidade zooplanctônica durante período experimental foi maior na WO, sendo mais elevado no T2. Na entrada de água (IW) somente equitabilidade foi maior no T1 (Tabela 5).

Tabela 5. Índices ecológicos, espécies abundantes e número total da comunidade de Zooplanctônica na entrada (IW) e Saída (WO) de água nos dois tratamentos (T1 e T2).

Índices Ecológicos	T1		T2	
	IW	WO	IW	WO
Equitabilidade	0.56	0.64	0.41	0.72
Riqueza	60	70	69	81
Diversidade (H')	1.09	1.38	1.18	1.48
Total de espécies abundante	15	19	11	20
Total de espécies dominantes	9	8	8	9
Zooplankton total (ind.L ⁻¹)	6,109.64	8,927.98	5,909.71	8,274.42

6.4 Biomassa da *Eichhornia crassipes*

As plantas controle foram coletadas para uma avaliação inicial da biomassa das macrófitas. N, S, Fe, Zn, Cu e Mn foram os elementos que apresentaram menores concentrações nas plantas controle. Boro foi o único micronutriente que as concentrações foram mais elevadas nas plantas controle com 0,3 mg kg⁻¹ no T1 e 0,2 mg kg⁻¹ no T2 (Tabela 6).

Os nutrientes mais abundantes na biomassa das plantas foram P, K, Ca, Mg e N, sendo P o mais abundante nos dois tratamentos. Os outros nutrientes foram abaixo de 15 mg kg⁻¹ (Fe). No tratamento T1 o P foi o mais abundante e no T2 o K também apresentou concentrações mais elevadas que o P em agosto (IW) e de setembro a outubro (IW e WO). No entanto o que apresentou a mais elevada concentração foi Ca somente no mês de agosto nos dois tratamentos 100 e 80 mg kg⁻¹ no T1 e 170 e 90 mg kg⁻¹ no T2, na entrada e saída de água, respectivamente. N foi abundante em concentrações menores que o P e K e maiores do que Ca, variando de 38,6 mg kg⁻¹ (dez, WO) a 51,6 mg kg⁻¹ (nov, IW) no T1 e de 36,8 mg kg⁻¹ (nov, WO) a 50,1 mg kg⁻¹ (ago, WO) no T2. O Zn e B apresentaram as menores concentrações, abaixo de 0,9 mg kg⁻¹ (out, WO, T2) para o Zn e de 0,2 mg kg⁻¹ para o B. No tratamento T1 na IW as concentrações de Zn foram bem menores que a de B, variando de 0,03 a 0,05 mg kg⁻¹. As concentrações de Cu foram menores no T2,

variando 0,2 a 0,8 mg kg⁻¹, ao contrário ocorreu com o Fe variando de 8 a 15 mg kg⁻¹ no T2 e de 5 a 9 mg kg⁻¹ no T1, ao longo do período experimental. O S nos dois tratamentos na saída de água (WO) as concentrações foram iguais a 1 mg kg⁻¹ e na entrada de água (IW) variou de 2 a 3 mg kg⁻¹ no T1 e de 1 a 7 mg kg⁻¹ no T2. O Mn apresentou concentrações iguais na IW e WO no tratamento T2 e no T1 a variação foi de 0,9 a 1 mg kg⁻¹ (Tabela 6).

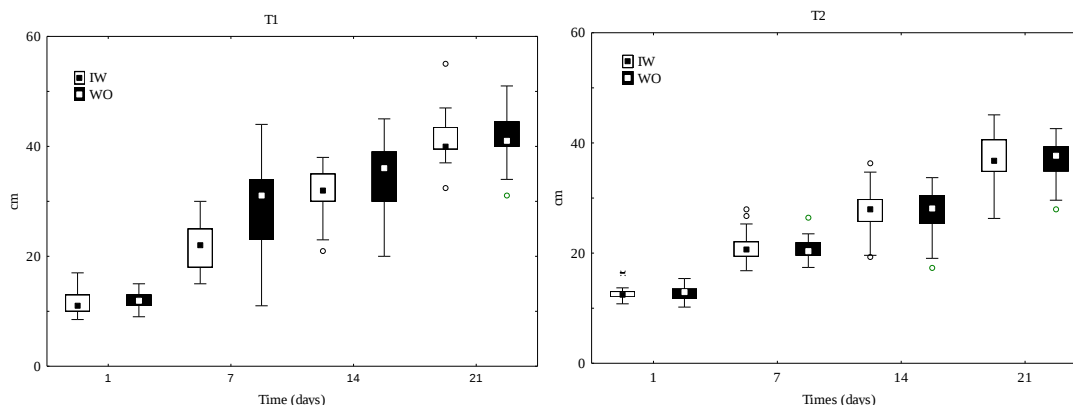
Tabela 6: Variáveis de macro e micronutrientes das plantas *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms antes (controle) e durante o período experimental nos tratamentos T1 e T2 na entrada (IW) e saída (WO) de água do viveiro.

Variables	Treatment 1										
	IW						WO				
	Control	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
N (g Kg ⁻¹)	30,7	40,8	45,6	47,9	51,6	41,9	35,5	40,6	45,6	49,7	38,6
P (g Kg ⁻¹)	60,4	80,1	75,6	73,8	79,5	79,9	70,2	70,8	68,3	78,6	83,6
K (g Kg ⁻¹)	70,1	65,9	59,8	57,8	53,7	48,9	65,8	68,3	60,9	63,7	59,8
Ca (mg Kg ⁻¹)	90	100	10	10	12	12	80	50	50	50	50
Mg (mg Kg ⁻¹)	30	40	40	30	30	30	20	20	20	20	20
S (mg Kg ⁻¹)	0,75	2	3	2	2	2	1	1	1	1	1
Fe (mg Kg ⁻¹)	4	5	6	6	5	5	9	8	8	8	7
Zn (mg Kg ⁻¹)	0,03	0,03	0,04	0,03	0,03	0,05	0,05	0,6	0,1	0,3	0,5
Cu (mg Kg ⁻¹)	0,2	1	1	1	2	1	3	4	3	3	4
Mn (mg Kg ⁻¹)	0,9	0,9	1	0,9	1	0,9	0,9	1	1	1	1
B (mg Kg ⁻¹)	0,3	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2

Variables	Treatment 2										
	IW						WO				
	Control	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
N (g Kg ⁻¹)	32,2	42,6	46,5	45,8	46,8	41,9	50,1	42,9	43,5	36,8	38,5
P (g Kg ⁻¹)	63,5	52	53	52	79,5	102	63	51	57,5	78,6	87,5
K (g Kg ⁻¹)	65,1	65,9	63,3	60,6	69,8	65,8	60,8	61,6	61,1	61,8	61,3
Ca (mg Kg ⁻¹)	81	170	30	10	10	30	90	30	10	60	50
Mg (mg Kg ⁻¹)	31	20	50	40	10	10	10	10	20	20	20
S (mg Kg ⁻¹)	0,5	1	5	6	3	7	1	1	1	1	1
Fe (mg Kg ⁻¹)	4	8	8	9	10	9	10	9	9	14	15
Zn (mg Kg ⁻¹)	0,01	0,02	0,06	0,2	0,07	0,6	0,04	0,7	0,9	0,08	0,7
Cu (mg Kg ⁻¹)	0,2	0,6	0,6	0,3	0,5	0,2	0,4	0,6	0,8	0,4	0,3
Mn (mg Kg ⁻¹)	0,7	1	0,9	1	1	1	1	0,9	1	1	1
B (mg Kg ⁻¹)	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1

As plantas alcançaram 8,5 a 55 cm no T1 e de 10,8 a 49,5 cm no T2 de comprimento total (rizoma mais plantas aérea) em 28 dias de crescimento, havendo necessidade da troca das plantas a cada 4 semanas. As plantas localizadas na saída da água em geral foram maiores. O crescimento foi maior a partir de 14 dias, praticamente atingindo quase o dobro do tamanho inicial. O crescimento foi similar entre os dois tratamentos variando de 10,5±2,5 cm no início e 49,4±6 cm no final para o T1 e para o T2 foi e 11,5±2 cm a 45±5 cm (Figura 18).

Figura 18: Avaliação semanal do crescimento das macrófitas nos dois tratamentos (T1 e T2) na IW e WO.



7. DISCUSSÃO

Neste estudo a distribuição das plantas influenciou na remoção de diversos parâmetros sendo mais efetivo no T2 para o fósforo, coliformes termotolerantes e TSS. Para os demais parâmetros o T1 apresentou melhores taxas de remoção. A eficiência de remoção depende principalmente, da condutividade hidráulica da matriz de suporte da fauna associada com tipo e quantidade de microrganismos, fornecimento de oxigênio para os microrganismos, características químicas do substrato (Saeed e Sun, 2012), bem como o clima e latitude da região (Araújo et Al., 2016).

Durante quase toda a fase experimental foi observado elevada condutividade, pH alcalino e o OD abaixo de $6,5 \text{ mg L}^{-1}$, chegando a $3,5 \text{ mg L}^{-1}$ em novembro no tratamento T2. A presença das plantas aquáticas pode determinar pequenas flutuações no pH, e menores teores de oxigênio dissolvido e condutividade elétrica elevada (Crispim et al., 2009).

Os teores de clorofila-*a* foram influenciados pela distribuição das macrófitas nos dois tratamentos. No T2 apresentou maior remoção com 59,5% isso porque as macrófitas ficaram distribuídas de forma espalhadas ao longo do viveiro, influenciando as zonas de remanso do viveiro.

Os TSS e TDS no tratamento T1, em outubro e agosto apresentaram significância quando comparada IW e WO afirmando que a diferença está entre os meses e não no tratamento, somente TSS no T2 apresenta uma diferença significativa entre entrada e saída de água neste caso indicando que a distribuição das plantas influenciou no tratamento deste viveiro.

No entanto, quando as plantas flutuantes formam extensos tapetes podem ter efeito adverso nos ecossistemas de água doce, criando condições anóxicas, que reduzem fortemente a biomassa animal e diversidade, dificultando a produção de peixes (Scheffer et al. 2003, Chatterjee e Dewanji 2014). Assim, uma das maiores dificuldades na aplicação das macrófitas no tratamento é seu controle, pois esses produtores primários crescem rápido, invadindo o local e por isso é necessário acompanhar o crescimento, removendo de forma consistente as plantas maiores ao longo do tempo.

Neste estudo o crescimento foi rápido havendo a necessidade de troca a cada 28 dias. O uso de macrófitas no tratamento da água tem efeito diretamente no meio aquático, uma vez que essas plantas ocupam espaços diferentes na coluna d'água e utilizam diferentes estratégias de crescimento, na obtenção de nutrientes e de sobrevivência. *Eichhornia crassipes* apresenta atividade antibacteriana contra *Enterococcus faecalis*, *Escherichia coli* e *Staphylococcus aureus* e atua na inibição do crescimento de diversas outras bactérias, devido a sua atividade inibidoras de glicosídeos saponinas e suas agliconas, impedido assim o desenvolvimento destes microrganismos (Gutiérrez-Morales et al., 2017). Neste estudo, foi observado a eficiência das macrófitas na remoção de coliformes, com 74% no T1 e 97% no T2 de remoção, agosto no T1, sendo influenciado pelo tempo de adaptação das plantas, colocadas com quinze dias de antecedência, antes da coleta e prejudicando sua eficácia. Assim, foi verificado que as plantas para esse tipo de tratamento têm maior eficácia de remoção após 15 dias de introdução no sistema.

Algumas espécies de macrófitas possuem capacidade de absorver metais tóxicos e purificar águas contaminadas (Gago, 2019). Essas plantas possuem um sistema radicular capaz de adsorver partículas dissolvidas em água, além disso, suas raízes podem servir de morada para bactérias e fungos que assimilam matéria orgânica tornando-a disponível para ser absorvidas pelas macrófitas (Fletcher et al., 2022).

A capacidade das plantas flutuantes em remover nutrientes pode ser usada para melhorar a qualidade da água, especialmente *Eichhornia crassipes*, a principal macrófita flutuante geralmente estudada. Sipaúba-Tavares et al. (2002) verificaram que a redução dos níveis de nitrato, fósforo total e ortofosfato foram eficientes com o uso de *E. crassipes* em wetlands.

Para determinar os estoques de nutrientes das plantas (potencial de recuperação de recursos), as macrófitas tem maior capacidade de absorção para os poluentes do tipo macronutriente, em oposição aos estoques do tipo micronutriente, sugerindo que o acúmulo de biomassa é uma característica crítica para a exportação e recuperação de N,

P, K, Mg, Ca e, de fato, Mo (Zhou et al., 2017). Isso está relacionado a estratégias de crescimento das plantas entre a energia investida na reprodução versus o crescimento vegetativo para monopolizar a luz (Craft, 2016).

Concentrações teciduais mais altas, impulsionadas por características fisiológicas, plasticidade fenotípica e concentrações de poluentes no meio de crescimento provavelmente são mais importantes na determinação de estoques permanentes de poluentes do tipo micronutriente Cu, Fe e Zn (Ali et al., 2013). Se o regime de colheita ao longo do tempo não for considerado, a recuperação de macronutrientes é mais facilmente alcançada simplesmente colhendo plantas de alta biomassa, enquanto para micronutrientes é necessária uma atenção mais próxima à especificidade da espécie, particularmente para identificar hiperacumuladoras. O P tende a ser superior nas camadas mais profundas do sedimento (Colman et al., 2016). As fortes chuvas em sistemas de aquicultura aumentam a quantidade de P na coluna d'água, confirmando assim a eficiência das macrófitas na remoção, apresentando grandes quantidades deste composto em sua biomassa.

Elevadas concentrações de MO se acumulam na superfície do sedimento em viveiros com o passar dos anos principalmente, quando não ocorre um manejo adequado. Em geral, as concentrações de MO são maiores na superfície do sedimento e alguns centímetros abaixo (Bhadha e Jawitz, 2010). Neste estudo, houve aumento de MO de um tratamento para o outro, com maior acúmulo de vegetação que cai diariamente do entorno deste viveiro, por falta de poda. Além disso, não só a vegetação contribuiu para o crescimento de MO, como também a erosão nas laterais do viveiro que ocorrem com maior intensidade no período chuva. O sequestro de poluentes por macrófitas do sedimento e/ou da coluna de água é reconhecido como uma via importante para a remoção de poluentes da água doce (Preiner et al., 2020), por exemplo, a colheita de biomassa de macrófitas pode compensar a entrada de nutrientes na corpos d'água em mais de 50% (Bartodziej et al., 2017, Huser et al., 2016). A acidificação do meio muitas vezes impede a troca catiônica de muitos elementos, atrapalhando a absorção (Bhadha e Jawitz, 2010).

O sedimento é o principal local de atividade biológica, degradação microbiana da matéria orgânica e ciclagem de nutrientes. É significativo para determinar o crescimento, distribuição e estrutura da comunidade de macrófitas submersas. O sedimento não é apenas a base da fixação radicular, crescimento e reprodução de macrófitas submersas, mas também a principal fonte de nitrogênio, fósforo e micronutrientes em macrófitas submersas (Liu et al., 2017, Xie et al., 2007).

Xing et al. (2013) observaram que o pH ideal em sedimentos de aquicultura, varia de 6,5 a 7,5 para a manutenção da vida aquática. As concentrações de cálcio e magnésio no sedimento, podem estar relacionadas com o acréscimo de resíduos orgânicos e calagem aplicada no passado, quando este sistema era um viveiro para a criação de peixes. Os baixos teores de potássio no sedimento, refletem a alta capacidade de solubilização e deslocamento deste elemento para coluna d'água, porém sua incorporação nas macrófitas não foi maior do que nas plantas controles, sendo que as plantas acabaram perdendo K para o meio (Colman et al., 2016).

O grande número de espécies zooplanctônicas em todo o sistema, e a variação espacial desta comunidade entre os pontos amostrais, pode ter sido favorecido pela distribuição das macrófitas que influenciaram na qualidade da água, podendo assim ter influenciado também na comunidade zooplanctônica. A presença de macrófitas aumenta a riqueza de espécies aquáticas, sendo importante para o entendimento dos mecanismos que sustenta a diversidade em um viveiro, e sua utilização na conservação da biodiversidade (Akasaka et al., 2010).

De acordo com Sayer et al. (2010) a distribuição das macrófitas na superfície da água fornece alimentos e habitat para uma série de organismos, tais como peixes, macroinvertebrados e as espécies de zooplâncton. A disponibilidade da macrófitas como recursos alimentares e refúgio depende de vários fatores, incluindo a arquitetura, tamanho e densidade dessas plantas, e, também, sobre os predadores que estas plantas hospedam (Meerhoff et al., 2007). A macrófita flutuante *Eichhornia crassipes*, com tamanho médio a grande, este porte facilitou o seu uso como refúgio para o zooplâncton. O efeito do refúgio também parece depender do tamanho dos “bolsões”, a densidade e o volume das macrófitas, e do estado trófico do sistema (Lauridsen et al., 1996).

A distribuição das macrófitas nos diferentes tratamentos apresentou uma diferença no zooplâncton, esta diferença está evidenciada em relação à presença do grupo Copepoda que na saída do T1 apresentou 34% e a do T2 apresentou 44%.

O dinamismo comum em sistemas artificiais rasos tende a influenciar a diversidade de organismos aquáticos com grande número de espécies de zooplâncton (Sipaúba- Tavares et al., 2017b). Neste estudo foi observado que a comunidade zooplanctônica foi influenciada pela presença das macrófitas que tiveram a função de refúgio para esta comunidade.

8. CONCLUSÃO

A macrófita *Eichhornia crassipes* pode ser empregada como fitorremediadora em viveiro receptor de resíduos, apresentando resultados promissores na remoção de nutrientes. O tratamento T1 apresentou vantagens na remoção de compostos nitrogenados e o tratamento T2 vantagens na remoção de clorofila-*a*, fósforo total e ortofosfato, evidenciando que a distribuição das macrófitas influencia na eficácia de remoção. Na biomassa das plantas foi verificado elevadas concentrações de N, P, K e Ca indicando o efeito positivo na remoção desses nutrientes. Quando comparado os dois tratamentos a PCA confirma que a distribuição das plantas deve ser estudada para avaliar qual objetivo se pretende obter com a remoção neste ambiente, e que as plantas aquáticas são uma alternativa a ser aplicado como um novo protocolo de manejo em aquicultura. A comunidade zooplanctônica foi influenciada pelas macrófitas, Rotífera mesmo apresentando dominância reduziu drasticamente quando comparado entrada e saída. O uso de plantas aquáticas no manejo de tratamento em sistemas de aquicultura pode ser adotado seguindo todo o protocolo de utilização e distribuição das plantas.

9. REFERÊNCIAS

- AGUILAR-ALARCÓN, P.; GONZALEZ, S.V.; SIMONSEN, M.A.; BORRERO-SANTIAGO, A.R.; SANCHÍS, J.; MERIAC, A.; KOLAREVIC, J.; ASIMAKOPOULOS, A.G.; MIKKELSEN, O. 2020. Characterizing changes of dissolved organic matter composition with the use of distinct feeds in recirculating aquaculture systems via high-resolution mass spectrometry. *Science of the Total Environment*, v. 749, p. 1-11.
- ALI, H.; KHAN, E.; SAJAD M.A. 2013 Fitorremediação de metais pesados - conceitos e aplicações. *Chemosphere*, V. 91, p. 869 – 881.
- ALSHEKHLI, A.F.; HASAN, H.A.; MUHAMAD, M.H.; ABDULLAH, S.R.S. 2020. Development of adsorbent from phytoremediation plant waste for methylene blue removal. *Journal of Ecological Engineering*, v. 21, n. 8.
- AKASAKA, M.; TAKAMURA, N.; MITSUHASHI, H.; KADONO, Y. 2010. Effects of land use on aquatic macrophytes diversity and water quality of ponds. *Freshwater Biology*, v. 55, p. 909-922.

- AMARAL, A.C.Z.; NALLIN, S.A.H. 2011. Biodiversidade e ecossistemas bentônicos marinhos do Litoral Norte de São Paulo, Sudeste do Brasil Campinas, SP: UNICAMP/IB.
- ANH, P.T.; KROEZE, C.; BUSH, S.R.; MOL, A.P.J. 2010. Water pollution by intensive brackish shrimp farming in south-east Vietnam: Causes and options for control. *Agricultural Water Management*, v. 97, p. 872-882.
- ARAÚJO, K.S.D.; ANTONELLI, R.; GAYDECZKA, B.; GRANATO, A.C.; MALPASS, G.R.P. 2016. Processos oxidativos avançados: uma revisão de fundamentos e aplicações no tratamento de águas residuais urbanas e efluentes industriais. *Revista Ambiente & Água*, v. 11, p. 387-401
- BAKER, A.J.; BROOKS, R. 1989. Terrestrial higher plants which hyperaccumulate metallic elements. A review of their distribution, ecology and phytochemistry. *Biorecovery.*, v. 1n. 2, p. 81-126.
- BAKRIM, B.; EZZARIAI, A.; KAROUACH, F.; SOBEH, M.; KIBRET, M.; HAFIDI, M.; KOUISNI, L.; YASRI, A. 2022. *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms: A Comprehensive Review of Its Chemical Composition, Traditional Use, and Value-Added Products. *Frontiers in pharmacology*, v. 13, p. 842511-842511.
- BARTODZIEJ W.M., BLOOD S.L., PILGRIM K. 2017. Aquatic plant harvesting: An economical phosphorus removal tool in an urban shallow lake J. *Aquat. Plant Manag.*, p. 55.
- BATAGLIA O.C.; FURLANI A.M.C.; TEIXEIRA J.P.F.; FURLANI, P.R.; GALLO J.R. 1983. Método de química analítica para as plantas. *Boletim Técnico: Instituto Agrônômico* 78, Campinas. p. 48.
- BHADHA, J.H.; JAWITZ, J.W. 2010. Characterizing deep soils from an impacted subtropical isolated wetland: implications for phosphorus storage. *Journal of Soils and Sediments*, v. 10, n. 3, p. 514-525.
- BORGES, F.F.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H. 2017. Treatment of Bullfrog Farming Wastewater in a Constructed Wetland. *Journal of Water Resource and Protection*, v. 9, p. 578-589.

BOYD, C.E.; TUCKER, C.S. 1992. Water quality and pond soil analysis for aquaculture. Auburn: Auburn University, p. 183.

BRIX H. 1994. Functions of macrophytes in constructed wetlands. Water Science and Technology, v. 29, p. 71-78.

BRITO, S.L.; MAIA-BARBOSA, P.M.; PINTO-COELHO, R.M. 2011. Zooplankton as an indicator of trophic conditions in two large reservoirs in Brazil. Lakes & Reservoirs: Research and Management, v. 16, p. 253-264.

CALIJURI, M.C.; ALVES, M.S.A.; SANTOS, A.C.A. 2006. Cianobactérias e Cianotoxinas em águas continentais. 1ª Ed. São Carlos: Rima, p.118.

CARDOSO, L.S.; RAMOS, J.D.; DE OLIVEIRA MELLO, H.O. 2008. Composição, densidade e abundância das populações de cladocera, copepoda e rotífera de áreas de proteção permanente do Rio Uberabinha. Em Extensão, v. 7, n. 2, p. 95-106.

CARREÑO-SAYAGO, U.F.; AND RODRÍGUEZ, C. 2018. Design and Construction of a Biohydrogen and Bioethanol Production System from the Biomass of the *Eichhornia crassipes*.

CASARIN, F.; Dos SANTOS, M. 2018. Água: o ouro azul: Usos e abusos dos recursos hídricos. Editora Garamond.

CHATTERJEE, A.; DEWANJI, A. 2014. Effect of varying *Alternanthera philoxeroides* (alligator weed) cover on the macrophyte species diversity of pond ecosystems: a quadrat-based study. Aquatic Invasions, v. 9, p. 3.

COSTA, D.A.; FRIDRICH, G.A; MARINHO, R.S.A.; PINHEIRO, M.P.G.; SILVA, J.C.M.; SANTOS, M.L.F; SOUZA, A.H.F.F; SOUZA, M.C. 2017. Planejamento e gestão ambiental na Universidade Federal da Paraíba, Nordeste do Brasil: análise e contribuições. Revista Brasileira de Gestão Ambiental e Sustentabilidade, v. 4, n. 8, p. 233-254.

COSTA, R.L.; TODESCHINI, T.; RIBEIRO, M.J.P.; OLIVEIRA, M.T. (2017)b. Florações de cianobactérias potencialmente tóxicas em tanques de pisciculturas da região centro sul do estado de mato grosso. Biodiversidade, v. 16, n. 1, p. 33.

COLMAN, D.R.; FEYHL-BUSKA, J.; ROBINSON, K.J.; FECTEAU, K.M.; XU, H.; SHOCK, E.L.; BOYD, E.S. 2016. Ecological differentiation in planktonic and sediment-

associated chemotrophic microbial populations in Yellowstone hot springs. *FEMS Microbiology Ecology*, v. 92, n. 9.

CRAFT C. 2016. *Creating and Restoring Wetlands*, Vol. 201 (Ffirst ed.), Elsevier, p. 47-71

CRISPIM, M.C.; VIEIRA, A.C.B.; COELHO, S.F.M.; MEDEIROS, A.M.A. 2009. Nutrient uptake efficiency by macrophyte and biofilm: practical strategies for small-scale fish farming. *Acta limnologica brasiliensia*, v. 21, n. 4, p. 387-391, 2009.

DAS, S.K.; GHOSH, G.K.; AVASTHE, R.; 2021. Applications of biomass derived biochar in modern science and technology. *Environ. Technol. Innov.* p. 21.

DAVID, F.S.; PROENÇA, D.C.; VALENTI, W.C. 2017. Nitrogen budget in integrated aquaculture systems with Nile tilapia and Amazon River prawn. *Aquaculture International*, v. 25, n. 5, p. 1733-1746.

DENÍCULI, W.; OLIVEIRA, R.A.; ITABORAHY, C.R.; CECON, P. R. 2000. Uso de aguapé na redução de sólidos totais de águas residuárias da suinocultura. *Engenharia na Agricultura*, v. 8, n. 1, p. 38-53.

DERSSSEH, M.G.; MELESSE, A.M.; TILAHUN, S.A.; ABATE, M.; AND DAGNEW, D.C. 2019. “Water Hyacinth: Review of its Impacts on Hydrology and Ecosystem Services-Lessons for Management of Lake Tana,” in *Extreme Hydrology and Climate Variability*. Editors A. M. Melesse, W. Abtew, and G. Senay (Amsterdam, The Netherlands: Elsevier), p. 237–251.

DUARTE, A.K.; SILVA, A.R. 2008. Conhecendo o zooplâncton. *Cadernos de Ecologia Aquática*. v. 3, n. 2, p. 43-62.

ELER, M.N.; PARESCHI, D.C.; Espíndola, E.L.G.; Barbosa, D.S. 2003. Ocorrência de Rotífera e sua relação com o estado trófico da água em pesque-pague na bacia do rio Mogi-Guaçu – SP. *Boletim Técnico do CEPTA, Pirassununga*, v. 16, p. 41-56.

ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. 1997. Manual de identificação de cladóceros límnicos do Brasil. p.156.

ERONDU, E.S.; ANYANWU, P.E. 2005. Potential hazards and risks associated with the aquaculture industry. *African Journal of Biotechnology*. v. 4, n. 13, p. 1622-1627.

ESTEVEZ, F.A. 1998. Fundamentos da Limnologia. Rio de Janeiro: Interciência: FINEP, p. 575.

ESTEVEZ, F.A. 2011. Fundamentos de limnologia. 3ª ed., Rio de Janeiro, Interciência, p. 790.

FAO. 2018. The State of World Fisheries and Aquaculture 2018 - Meeting the sustainable development goals. Roma. p. 227.

FLETCHER, J.; WILLBY, N.; OLIVER, D. M.; QUILLIAM, R. S. 2022. Resource recovery and freshwater ecosystem restoration—prospecting for phytoremediation potential in wild macrophyte stands. Resources, Environment and Sustainability, v. 7, p. 100050.

GAGO, D. 2019. Avaliação do desempenho de leitos flutuantes de macrófitas (*Vetiveria zizanioides* e *Phragmites australis*) na remoção de metais pesados da água da Ribeira de Água Forte (Aljustrel, Sul de Portugal). (Instituto Politécnico de Beja, Escola Superior Agrária

GHIDINI, A.R.; SERAFIM-JÚNIOR, M.; PERBICHE-NEVES, G.; BRITO, L. 2009. Distribution of planktonic cladocerans (Crustacea: Branchiopoda) of a shallow eutrophic reservoir (Paraná State, Brazil). Pan-American Journal of Aquatic Sciences, v. 4, n.3, p. 294-305.

GOLTERMAN, H.L.; CLYMO, R.S.; OHNSTAD, M.A.M. 1978. Methods for physical and chemical analysis of freshwater. London: Blackwell Scientific, p. 213.

GRECO, M.F.P. de S. 2010. Estudo exploratório de macrófitas aquáticas: potencial de fitorremediação (N-NH₃) e de aproveitamento de biomassa. Dissertação (Mestrado) - Curso de Gestão e Tecnologia Ambiental, Universidade de Santa Cruz do Sul- Unisc, Santa Cruz do Sul, p. 99

GUEDES-ALONSO, R.; MONTESDEOCA-ESPONDA, S.; HERRERA-MELIÁN, J.A.; RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ, R.; OJEDA-GONZÁLEZ, Z.; LANDÍVAR-ANDRADE, V.; SOSA-FERRERA, Z.; SANTANA-RODRÍGUEZ, J.J. 2020. Pharmaceutical and personal care product residues in a macrophyte pond-constructed wetland treating wastewater from a university campus: Presence, removal and ecological risk assessment. Science of The Total Environment, v. 7, 03, p. 135596.

GUTIÉRREZ-MORALES, A.; VELÁZQUEZ-ORDOÑEZ, V.; KHUSRO, A.; SALEM, A.Z.; ESTRADA-ZÚÑIGA, M.E.; SALEM, M.Z.; |ESTRADA-ZÚÑIGA, M.E. BURROLA-AGUILAR, C. 2017. Anti-staphylococcal properties of *Eichhornia crassipes*, *Pistacia vera*, and *Ziziphus amole* leaf extracts: Isolates from cattle and rabbits. *Microbial pathogenesis*, v. 113, p. 181-189.

GREENBERG, A.E.; CLESCERI, L.S.; EATON, A.D. 1992. Standard methods for examination of wastewater. 18 ed. Washington: American Public Health Association, Cap. 9: Microbiological examination, p. 32-39.

HENRY-SILVA, G.G.; CAMARGO, A.F.M. 2006. Eficiência de macrófitas aquáticas no tratamento de efluentes de viveiro de tilápia do Nilo. *Scientia Agricola*, v. 63, n. 5, p. 433-438.

HENARES, M.N.P; CAMARGO, A.F.M. 2014. Eficiência do tratamento do efluente da carcinicultura por banhado com macrófitas aquáticas flutuantes dispostas em série. *Braz J Biol*, v. 74, n. 4, p. 906–912.

HERBES, C.; BRUMMER, V.; ROTH, S.; RÖHL, M., 2018. Using aquatic plant biomass from dewatering in biogas processes—an economically viable option? *Energy. Sustain. Soc.*8.

HUANG, Y.; CIAIS, P.; GOLL, D.S.; SARDANS, J.; PEÑUELAS, J.; CRESTO-ALEINA, F.; ZHANG, H. 2020. The shift of phosphorus transfers in global fisheries and aquaculture. *Nature communications*, v. 11, n. 1, p. 1-10.

HUSER B.J.; FUTTER M.; LEE J.T.; PERNIEL M. 2016 In-lake measures for phosphorus control: The most feasible and cost-effective solution for long-term management of water quality in urban lakes *Water Res.*, v. 97.

IMOUBE, T.O.T.; ADEYINKA, M.L. 2010. Zooplankton-based assessment of the trophic state of a tropical forest river. *International Journal of Fisheries and Aquaculture*, v. 2, p. 64-70.

ISLAM, M.S. 2005. Nitrogen and phosphorus budget in coastal and marine cage aquaculture and impacts of effluent loading on ecosystem: review and analysis towards model development. *Marine Pollution Bulletin*, v.50, n. 1, p.48-61.

ISMAIL, N.I.; ABDULLAH, S.R.S.; IDRIS, M.; KURNIAWAN, S.B.; EFFENDI HALMI, M.I.; AL SBANI, N.H.; JEHAWI, O.H.; HASAN, H.A. 2020. Applying rhizobacteria consortium for the enhancement of *Scirpus grossus* growth and phytoaccumulation of Fe and Al in pilot constructed wetlands. *J. Environ. Manag.* p.267.

JEPPESEN, E.; SØNDERGAARD, M.; LAURIDSEN, T.L.; DAVIDSON, T.A.; LIU, Z.; MAZZEO, N.; MEERHOFF, M. 2012. Biomanipulation as a restoration tool to combat eutrophication: recent advances and future challenges. *Advances in ecological research*, v. 47, p. 411-488

KADIR, A.A.; ABDULLAH, S.R.S.; OTHMAN, B.A.; HASAN, H.A.; OTHMAN, A.R.; IMRON, M.F.; ISMAIL, N.I.; KURNIAWAN, S.B. 2020. Dual function of *Lemna minor* and *Azolla pinnata* as phytoremediator for Palm Oil Mill Effluent and as feedstock. *Chemosphere*. v.259, p. 127468.

KADLEC, R.H.; WALLACE, S. 2008. *Treatment wetlands*. CRC press. 2 edition, p 1016.

KOROLEFF, F. 1976. Determination of ammonia. In: GRASHOF, K. (ed.). *Methods of seawater analysis*. New York: Verlag Chemie Weinheim, p. 126-133.

LAURIDSEN, T.L.; PEDERSEN, L.J.; JEPPESEN, E.; SONDERGAARD, M. 1996. The importance of macrophyte bed size for cladoceran composition and 16 horizontal migration in a shallow lake. *Journal of Plankton Research*, v. 18, p. 2283–2294.

LIN, Y.F.; JING, S.R.; LEE, D.Y.; WANG, T.W. 2002. Nutrient Removal from Aquaculture Wastewater Using a Constructed Wetlands System. *Aquaculture*, 209,169-184.

MACEDO, C.F.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H. 2005. Morfometria e qualidade de água em viveiros sequenciais de criação de peixes: Centro de Aquicultura, Jaboticabal, SP. BIOS, Cadernos de Departamento de Ciências Biológicas da PUC Minas, v. 12, n.12, p. 21-27.

MACEDO, C.F.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H. 2010. Eutrophication and water quality in pisciculture: consequences and recommendations. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 36, n. 2, p. 149-163, 2010.

MALIK, A. 2007. Environmental challenge Vis a Vis Opportunity: the Case of Water Hyacinth. *Environ. Int.* v. 33, n. 1, p. 122–138.

MANYUCHI, M.M.; MBOHWA, C.; MUZENDA, E.; MUTUSVA, T.N.; MPETA, M. 2019. Degradation of Water Hyacinth (*Eichhornia crassipes*) to Vermicompost through Application of the Vermicomposting Technology. *Proc. Int. Conf. Ind. Eng. Oper. Manag. IEOM* v. 1, p. 79–88.

MARTINEZ-PORCHAS, M.; MARTINEZ-CORDOVA, L.R. 2012. World Aquaculture: environmental impacts and troubleshooting alternatives. *The Scientific World Journal*. v. 2012, p. 1-9, ID do artigo 389623.

MARTELO, J.; LARA BORRERO, J.A. 2012. Floating macrophytes on the wastewater treatment: a state of the art review. *Ingeniería y Ciencia*, v. 8, n. 15, p. 221-143.

MATOS, F.T.; WEBBER, D.C.; FONTOURA, A.C.; PINHO, E.; ROUBACH, R., BUENO, G.W.; FLORENCIO, D.; BARROS, D.J. 2016. Monitoramento de qualidade de água das atividades aquícolas em reservatórios continentais brasileiros. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, (Séries Embrapa), p. 66.

MATSUMURA-TUNDISI, T.; TUNDISI, J.G., 2003. Calanoida (Copepoda) species composition changes in the reservoirs of São Paulo State (Brazil) in the last twenty years. *Hydrobiologia*, v. 504, n. 1-3, p. 215-222.

MEERHOFF, M.; IGLESIAS, C.; DE MELLO, F.T.; CLEMENTE, J.M.; JENSEN, E.; LAURIDSEN, T.L.; JEPPESEN, E. 2007. Effects of habitat complexity on community structure and predator avoidance behaviour of littoral zooplankton in temperate versus subtropical shallow lakes. *Freshwater Biology*, v. 52, p. 1009–1021.

MIDLEN, A.; REDDING, T. 2000. Environmental management for aquaculture. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 223 p.

MILLAN, R.N.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H. 2021. Biotic and abiotic features in water-quality ponds of two aquaculture farms covered by macrophytes. *PAN-AMERICAN JOURNAL OF AQUATIC SCIENCES*, v. 16, p. 75-86.

MINUCCI, L.V.; PINESE, J.F.; ESPÍNDOLA, E.L.G. 2005. Análise limnológica de sistema semi-intensivo de criação de *Leporinus macrocephalus* (Pisces, Anostomidade). *Bioscience Journal Uberlândia*, v. 21, n. 1, p. 123–131.

MISHRA, S.; MAITI, A. 2017. The Efficiency of *Eichhornia crassipes* in the Removal of Organic and Inorganic Pollutants from Wastewater: a Review. *Environ. Sci. Pollut. Res. Int.* v. 24, n. 9, p. 7921–7937.

MONTAÑO, M.; SOUZA, M.P.D. 2016. Integração entre planejamento do uso do solo e de recursos hídricos: a disponibilidade hídrica como critério para a localização de empreendimentos. *Engenharia Sanitária e Ambiental*, v. 21, p. 489-495.

MORTON, J.F. 1975. Cattails (*Typha* spp). Weed problem or potential crop? *Society for Economic Botany*, v. 29, n. 1, p.7 – 29.

MUSTAFA, H.M.; HAYDER, G. 2021. Recent Studies on Applications of Aquatic weed Plants in Phytoremediation of Wastewater: A Review Article. *Ain Shams Eng. J.* v. 12 n. 1, p. 355–365.

MUNSIRI, P.; BOYD, C.E.; HAJEK, B.F. 1995. Physical and chemical characteristics of bottom soil profiles in ponds at Auburn, Alabama, USA and a proposed system for describing pond soil horizons. *Journal of the world Aquaculture Society*, v. 26, n. 4, p. 346-377.

NICHOLAUS, R.; LUKWAMBE, B.; ZHAO, L.; YANG, W.; ZHU, J.; ZHENG, Z. 2019. Bioturbation of blood clam *Tegillarca granosa* on benthic nutrient fluxes and microbial community in an aquaculture wastewater treatment system. *International Biodeterioration & Biodegradation*, v. 142, p. 73-82.

NUSCH, E.A. 1980. Comparison of different method for chlorophyll and pheo-pigments determination. *Arch. Hydrobiologia*, v. 14, p. 14-36.

NYANTI, L.; HII, K.M.; SOW, A.; NORHADI, I.; LING, T.Y. 2012. Impacts of Aquaculture at Different Depths and Distances from Cage Culture Sites in Batang Ai Hydroelectric Dam Reservoir, Sarawak, Malaysia. *World Applied Sciences Journal*, v.19, n. 4, p.451-456.

ODJEGBA, V.J.; FASIDI, I.O. 2004 Accumulation of trace elements by *Pistia stratiotes*: implications for phytoremediation. *Ecotoxicology*, v. 13, n. 7, p. 637-646.

PARSONS, W.T.; CUTHBERTSON, E.G. 2001. Noxious Weeds of Australia. Australia: CSIRO publishing.

- PATEL, S. 2012. Threats, Management and Envisaged Utilizations of Aquatic weed *Eichhornia crassipes*: An Overview. Rev. Environ. Sci. Biotechnol. v. 11, n. 3, p. 249–259.
- PEDERSEN, S.; WIK, T.A. 2020. comparison of topologies in recirculating aquaculture systems using simulation and optimization. Aquacultural Engineering, v. 89, p. 1-8.
- PERBICHE-NEVES, G.; SAITO, V.S.; PREVIATTELLI, D.; DA ROCHA, C.E.; NOGUEIRA, M.G. 2016. Cyclopoid copepods as bioindicators of eutrophication in reservoirs: Do patterns hold for large spatial extents? Ecological Indicators, v. 70, . 340-347.
- PEREIRA, J.S.; MERCANTE, C.T.J.; LOMBARDI, J.V.; VAZ-DOS-SANTOS, A.M; CARMO, C.F.D.; OSTI, J.A.S. 2012. Eutrophication process in a system used for rearing the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). Acta Limnologica Brasiliensia v. 24, n. 4, p. 387-396.
- PEREIRA, L.P.F.; MERCANTE, C.T.J. 2005. Ammonia in fish breeding systems and its effects on the water quality- A Review. Boletim do Instituto de Pesca Sao Paulo, v. 31, n. 1, p. 81-88.
- PFLUGMACHER, S.; KÜHN, S.; LEE, S.H.; CHOI, J.W.; BAIK, S.; KWON, K.S.; CONTARDO-JARA, V. 2015. Green liver systems for water purification: using the phytoremediation potential of aquatic macrophytes for the removal of different cyanobacterial toxins from water. Am. J. Plant Sci. 6, 1607–1618. PIELOU, E.C. 1975. Ecological diversity. New York: John Wiley, p. 165.
- PILLAY, T.V.R. 1992. Aquaculture and the environment. Oxford: Fishing News Books/Blackwell Scientific Publications Ltd. p.189.
- POMPÊO, M. 2017. Monitoramento e manejo de macrófitas aquática em reservatórios tropicais brasileiros. São Paulo: Instituto de Biociência da USP, p. 138.
- POTT, V.J.; POTT A. 2000. Plantas aquáticas do Pantanal. Brasília, Embrapa: Centro de Pesquisa Agropecuária do Pantanal.
- PREINER, S.; DAI, Y.; PUCHER, M.; REITSEMA, R. E.; SCHOELYNCK, J.; MEIRE, P.; HEIN, T. 2020. Effects of macrophytes on ecosystem metabolism and net nutrient

uptake in a groundwater fed lowland river. *Science of the Total Environment*, v. 721, p. 137620.

QUEIROZ, J.F.; LOURENÇO, J.N.P.; KITAMURA, P.C.; SCORVO-FILHO, J.; CYRINO, J.E.P.; CASTAGNOLLI, N.; VALENTI, W.C.; BERNARDINO, G. 2005. Aquaculture in Brazil: Research priorities and potential for further international collaboration. *World Aquaculture Magazine Archive*, v. 36, p. 45- 50.

RAI, P.K. 2009. Heavy metal phytoremediation from aquatic ecosystems with special reference to macrophytes. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, v. 39, n. 9, p. 697-753.

RAUH, G. 2018. Aspectos legais e alternativas de tratamento de efluentes em piscicultura de água doce. MBA em Gestão Ambiental. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

REDDY, K.R.; DEBUSK, W.F. 1987. Nutrient storage capabilities of aquatic and wetland plants. In: REDDY, K.R.; SMITH, W.H. (Eds.). *Aquatic plants for water treatment and resource recovery*. Florida: Magnolia Publishing Inc., p. 337-357.

RIGOZINI, A.; RUEDA, F.J. 2012. Hydraulic control of short-term successional changes in the phytoplankton assemblage in stratified reservoirs. *Ecological Engineering*, v. 44, p. 216 – 226.

ROCHA, O.; SANTOS-WISNIEWSKI, M.J.; MATSUMURA-TUNDISI, T. 2011. Checklist de Cladocera de água doce do Estado de São Paulo. *Biota Neotropica*, v. 11, p. 571-592.

RUPPERT, E.E.; BARNES, R.D. 1996. *Zoología de los invertebrados* (No. QL 362. B3718 1996).

SAEED, T.; SUN, G. 2012. A review on nitrogen and organics removal mechanisms in subsurface flow constructed wetlands: dependency on environmental parameters, operating conditions and supporting media. *Journal of environmental management*, v. 112, p. 429-448.

SAID, N.S.M.; ABDULLAH, S.R.S.; HASAN, H.A.; OTHMAN, A.R.; ISMAIL, N.I. 2021. Endurance of *Phragmites karka* in removing colour and suspended solids from industrial coffee processing effluents in a continuous reed bed system. *Journal of Water Process Engineering*, v. 40, p. 101832.

SALATI, E.; SALATI FILHO, E.; SALATI, E. 2003. Utilização de sistemas de wetlands construídas para tratamento de águas. *Biológico*, São Paulo, v. 65, n. ½, p. 113-116.

SAYER, C.D.; DAVIDSON, T.A.; JONES, J.I. 2010. Seasonal dynamics of macrophytes and phytoplankton in shallow lakes: a eutrophication-driven pathway from plants to plankton? *Freshwater Biology*, v. 55, p. 500–513.

SHARMA, S.; SINGH, B.; MANCHANDA, V.K. 2015. Phytoremediation: role of terrestrial plants and aquatic macrophytes in the remediation of radionuclides and heavy metal contaminated soil and water. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 22, n. 2, p. 946-962.

SCHEFFER, M.; SZABO, S.; GRAGNANI, A.; NES, E.H.V; RINALDI, S. KAUTSKY, N.; NORBERG, J.; ROIJACKERS, R. M.M.; FRANKEN R.J.M. 2003. Marten et al. Floating plant dominance as a stable state. *Proceedings of the national academy of sciences*, v. 100, n. 7, p. 4040-4045.

SIDONIO, L.; CAVALCANTI, I.; CAPANEMA, L.; MOTCH, R.; MAGALÃES, G.; LIMA, J.; BURNS, V.; ALVES-JUNIOR, A.J.; MUNGIOLI, R. 2012. Panorama da aquicultura no Brasil: desafios e oportunidades. *BNDES Setorial–Agroindústria*, n. 35, p. 421-463.

SILVA, F.C.D.S. (Ed.). 2009. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes (Vol. 627). Brasília: Embrapa Informação Tecnológica; Rio de Janeiro: Embrapa Solos.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. 2013. Uso racional da água em aquicultura. Gráfica M. L. Brandel - ME, Jaboticabal, p. 190.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; DURIGAN, J.G.; OLIVEIRA, D.B.S. 1991. Variação dos Fatores Físicos-Químicos e Biológicos (Pigmentos Totais) em uma represa de criação de peixes em regime semi-intensivo do campus da Unesp (Jaboticabal). *Ciência Zootecnica*, v. 6, n.1, p. 12-16.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; COLUS, D. 1997. Estrutura da comunidade fitoplanctônica e zooplanctônica em dois viveiros de cultivo semi-intensivo de peixes (Jaboticabal, São Paulo, Brasil). *Boletim do Laboratório de Hidrobiologia*, v. 10, p. 51-64, 1997.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; FÁVERO, E.G.P.; BRAGA, F.M.S. 2002. Utilization of Macrophyte Biofilter in Effluent from Aquaculture: I. Floating Plant. Brazilian Journal of Biology, v. 62, p. 713-723.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; BRAGA, F.M. . The feeding activity of *Colossoma macropomum* larvae (tambaqui) in fishponds with water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) fertilizer. Revista Brasileira de Biologia, v. 67, p. 459-466, 2007.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; IBARRA, L.C.; FIORESI, T.B. 2009. Cultivo de *Ankistrodesmus gracilis* (REINSCH) Korshikov (Chlorophyceae) em laboratório utilizando meio CHU₁₂ e de macrófita com NPK. Boletim do Instituto de Pesca, v. 35, n. 1, p. 111 - 118, 2009.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; LOURENÇO, E.M.; BRAGA, F.M.S. 2010. Water quality in six sequentially disposed fishponds with continuous water flow. Acta Scientiarum, v. 32, n. 1, p. 9-15.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; DURIGAN, P.A.; BERCHIELLI-MORAIS, F.A.; MILLAN, R.N. 2017a. Influence of inlet water on the biotic and abiotic variables in a fish pond. Braz. J. Biol., v. 77, n. 2, p. 277-283.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; TRUZZI, B.S.; MILSTEIN, A.; MARQUES, A.M. 2017b. Associated fauna to *Eichhornia crassipes* in a constructed wetland for aquaculture effluent treatment. Transylvanian Review of Systematical and Ecological Research, v. 19, n. 1, p. 29-42.

SIPAÚBA-TAVARES, LÚCIA HELENA; SILVA, JULIANE DOS SANTOS ALVES DA ; FERNANDES, JOÃO BATISTA KOCHENBORGER. 2019. *Eichhornia crassipes* biomass as a dietary supplement for *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823). ACTA SCIENTIARUM. ANIMAL SCIENCES, v. 41, p. 43690.

SIPAUBA-TAVARES, L.H.; DA SILVA, J.D.S.A.; MILLAN, R.N.; DE MENDONÇA, G.C. 2021. Limnological aspects of a shallow pond used as receiver aquaculture wastes and for agricultural irrigation. Boletim do Instituto de Pesca, 47.

- SOOD, A.; UNIYAL, P.L.; PRASANNA, R.; AHLUWALIA, A.S. 2012. Phytoremediation potential of aquatic macrophyte, *Azolla*. *Ambio*, v. 41, n. 2, p. 122-137.
- SOUZA, D.C.; RIBEIRO, R.; LIMA, S.B.; CARVALHO, K.Q.; SILVA, J.R. 2009. Tolerância e hiperacumulação de cobre em *Pontederia Parviflora alexander*. *Ciência & Tecnologia*, n.2, v. especial, p. 329.
- SOUZA, T.C.; CASTRO, E.M.; MAGALHÃES, P.C.; LINO, L.D.O.; ALVES, E.T.; ALBUQUERQUE, P.E.P. 2013. Morphophysiology, morphoanatomy and grain yield under field conditions for two maize hybrids with contrasting response to drought stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, v. 35, p. 3201-3211.
- STRAŠKRABA, M.; TUNDISI, J.G. 2013. Aspectos técnicos da construção de reservatórios. 3. Edição, São Carlos: Oficina de Textos, p. 300.
- STATSOFT, I.N.C. 2007. Statistical (data analysis software system), version 8.0.
- STATSOFT, I.N.C. 2010. Statistical (data analysis software system), version 10.0.
- SU, W.; SUN, Q.; XIA, M.; WEN, Z.; YAO, Z. 2018. The Resource Utilization of Water Hyacinth (*Eichhornia crassipes* [Mart.] Solms) and its Challenges. *Resources* v. 7, n. 3, p. 46.
- TANGAHU, B.V.; SHEIKH, A.S.R.; BASRI, H.; IDRIS, M.; ANUAR, N.; MUKHLISIN, M. 2011. A review on heavy metals (As, Pb, and Hg) uptake by plants through phytoremediation. *International Journal of Chemical Engineering*.
- TÉLLEZ, T. R.; LÓPEZ, E.; GRANADO, G.; PÉREZ, E.; LÓPEZ, R.; GUZMÁN, J. 2008. The Water Hyacinth, *Eichhornia crassipes*: an Invasive Plant in the Guadiana River Basin (Spain). *Ai* v. 3, n. 1, p. 42–53.
- THORP, J.H.; COVICH, A.P. (Eds.). 2009. Ecology and classification of North American freshwater invertebrates. Academic press, p. 829-899.
- TUNDISI, J. G.; MATSUMURA-TUNDISI, T.; TUNDISI, J. E. M. 2008. Reservoirs and human wellbeing: new challenges for evaluating impacts and benefits in the neotropics. *Brazilian Journal of Biology*, v. 68, n. 4, p. 1133-1135.

VASCONCELOS, V.M.; MORAIS, E.R.C.; FAUSTINO, S.J.B.; HERNANDEZ, M.C. R.; GAUDÊNCIO, H.R.D.S.C.; MELO, R.R.; BESSA JUNIOR, A.P. 2021. Floating aquatic macrophytes for the treatment of aquaculture effluents. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 28, n. 3, p. 2600-2607.

VILLAMAGNA, A.M.; MURPHY, B.R. 2009. Ecological and socio-economic impacts of invasive water hyacinth (*Eichhornia crassipes*): a review, *Freshwater Biology*, v. 55, n. 2, p. 282-298.

VON-DASSOW, P.; MONTRESOR, M. 2011. Unveiling the mysteries of phytoplankton life cycles: patterns and opportunities behind complexity. *Journal of Plankton Research*, v. 33, n. 1, p. 3-12.

WANG, J.H.; LU, J.; ZHANG, Y.X.; WU, J.; ZHANG, C.; YU, X.; Zhang, Z.; WANG, W.H. 2018. High-throughput sequencing analysis of the microbial community in coastal intensive mariculture systems. *Aquacultural Engineering*, v.83, p. 93-102.

WOLVERTON, B.C.; McDONALD, R.C. 1979. Water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) productivity and harvesting studies. *Economic Botany*, v.33, n.1, p.1-10.

YAN, S. H., SONG, W., AND GUO, J. Y. 2017. Advances in Management and Utilization of Invasive Water Hyacinth (*Eichhornia crassipes*) in Aquatic Ecosystems - a Review. *Crit. Rev. Biotechnol.* v. 37, n. 2, p. 218–228.

XIE, Y.; DENG, W.; WANG, J. 2007. Growth and root distribution of *Vallisneria natans* in heterogeneous sediment environments *Aquat*, v. 86, p. 101-110

XING, W.; HP WU, H.P.; BB HAO, B.B. 2013. GH Liu Diurnal pattern in nitrous oxide emissions from a sewage-enriched river, v. 54, p. 16-21.

ZHOU X., HE Z., JONES K.D., LI L., STOFFELLA P.J. 2017. Dominating aquatic macrophytes for the removal of nutrients from waterways of the Indian river Lagoon basin, South Florida, USA *Ecol. Eng.*, 101.

10. ANEXOS

Tabela 7. Eficiência de emoção (%) ao longo dos meses nos dois tratamentos T1 (2019) e T2 (2020).

Variables	Treatment T1				
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
Total Solids Solubilized	20.8	18.7	64	18.7	25
Toatl Dissolved solids	46.3	37.3	-	30.1	-
Ammonia	1.2	29.6	58	44.8	30.1
Nitrate	-	31.05	25.5	-	18.6
Nitrite	-	39.7	19.2	55.2	22.4
Total Phosphorus	7.7	11.1	29.5	-	-
orthophosphate	19.2	7.7	37.03	-	-
Chlorophyll- <i>a</i>	7.7	42.03	37.03	-	29.1
Biological Demand for Oxygen	-	25.7	34.4	33.1	35.05
Thermotolerant Coliforms	-	92.5	92.5	94	94.6

Variables	Treatement T2				
	Aug	Sep	Oct	Nov	Dec
Total Solids Solubilized	44.8	42.6	30	-	44.2
Toatl Dissolved solids	26.5	5.1	18.2	13.7	9.4
Ammonia	45.2	-	-	-	26.6
Nitrate	-	-	-	6.3	63.1
Nitrite	22.4	-	-	2.3	2.4
Total Phosphorus	59.9	64.4	68.2	13	31.8
orthophosphate	20.8	16.8	22.1	4.3	4.6
Chlorophyll- <i>a</i>	40.04	12.9	27.1	40.4	25.7
Biological Demand for Oxygen	23.9	-	14.2	22.8	13.03
Thermotolerant Coliforms	99.9	98.2	98.6	97.5	91.2

Tabela 8. Composição da taxa de zooplâncton do tratamento T1 aos variados meses nos dois pontos de coleta.

TAXA	Tratamento 1									
	IW					WO				
	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Ago	Set	Out	Nov	Dez
Cladocera										
<i>Bosmina longirostris</i> (O. F. Muller, 1758)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Diaphanosoma birgei</i> (Korinek, 1981)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Copepoda										
<i>Argyrodiaptomus furcatus</i> (Sars, 1901)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Thermocyclops decipiens</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Thermocyclops minutus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Naúplio Calanoida	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
Naúplio Cyclopoida	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
Rotifera										
<i>Ascomorpha</i> sp	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Asplanchna</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Asplanchnopus</i> sp. (Guerne, 1888)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus caldatus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus falcatus</i> (Zacharias, 1898)	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
<i>Brachionus forficula</i>	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
<i>Brachionus havanaensis</i>	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+
<i>Brachionus quadridentatus</i>	-	-	-	+	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Cephalodella</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Colurella obtusa</i>	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+
<i>Colurella uncinata</i> (Müller, 1773)	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>Epiphanes</i> sp	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
<i>Epiphanes macrourus</i> (Barrois & Daday, 1894)	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
<i>Euchlanis dilatata</i> (Hauer, 1930)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Euchlanis</i> sp	A	A	+	+	+	A	A	+	+	+
<i>Filinia opoliensis</i> (Zacharias, 1898)	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+
<i>Filinia longisteta</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+
<i>Keratella cochlearis</i> (Gosse, 1851)	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Keratella tropica</i> (Apstein, 1907)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lecane bulla</i> (Grosse, 1851)	-	-	+	+	+	-	-	+	+	+
<i>Lecane cornuta</i> (Müller, 1786)	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
<i>Lecane lunaris</i> (Ehrenberg, 1832)	+	+		-	-	+	+	+	+	+
<i>Lecane proiecta</i> (Hauer, 1956)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lecane scutata</i>	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lecane</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lepadella ovalis</i>	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
<i>Philodina</i> sp (Ehrenberg, 1830)	+	-	+	+	-	+	-	+	+	-
<i>Platias</i> sp	+	+	-	-	-	+	+	-	-	-
<i>Proales doliaris</i> (Rousselet, 1895)	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Proales globulifera</i> (Hauer, 1921)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Proales</i> sp	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Proalinopsis caudatus</i> (Collins, 1873)	+	+	+	+	+	A	A	A	A	A
<i>Polyarthra</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Testudinella patina</i> (Hermann, 1783)	A	A	A	A	A	+	+	+	+	+
<i>Trichocerca flagelata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

Continuação da Tabela 8

<i>Trichocerca cavia</i> (Gosse, 1886)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Trichocerca longiseta</i>	A	A	A	A	A	D	D	D	D	D
<i>Trichocerca cylindrica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Trichocerca sp</i>	+	+	+	+	+	A	A	A	A	A
<i>Tricothia sp</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

Tabela 9. Composição de taxa de zooplâncton do tratamento T2 aos variados meses nos dois pontos de coleta.

TAXA	Tratamento 2									
	IW					WO				
	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Ago	Set	Out	Nov	Dez
Cladocera										
<i>Bosmina longirostris</i> (O. F. Muller, 1758)	+	+	+	A	A	+	+	+	A	A
<i>Diaphanosoma birgei</i> (Korinek, 1981)	+	+	+	A	A	+	+	+	A	A
Copepoda										
<i>Argyrodiaptomus furcatus</i> (Sars, 1901)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Thermocyclops decipiens</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Thermocyclops minutus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Naúplio Calanoida	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
Naúplio Cyclopoida	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A
Rotifera										
<i>Ascomorpha</i> sp	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Asplanchna</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Asplanchnopus</i> sp. (Guerne, 1888)	+	+	-	-	-	+	+	-	-	-
<i>Brachionus caldatus</i>	A	A	+	+	+	A	A	+	+	+
<i>Brachionus falcatus</i> (Zacharias, 1898)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus forficula</i>	-	-	+	+	-	+	+	A	+	-
<i>Brachionus havanaensis</i>	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+
<i>Brachionus quadridentatus</i>	-	-	-	+	+	+	-	-	-	-
<i>Brachionus</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Cephalodella</i> sp	+	+	+	-	-	+	+	+	-	-
<i>Colurella obtusa</i>	-	+	-	+	-	A	A	A	A	A
<i>Colurella uncinata</i> (Müller, 1773)	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>Epiphanes</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Epiphanes macrourus</i> (Barrois & Daday, 1894)	A	A	+	+	+	A	+	+	+	-
<i>Euchlanis dilatata</i> (Hauer, 1930)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Euchlanis</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Filinia opoliensis</i> (Zacharias, 1898)	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+
<i>Filinia longisteta</i>	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+
<i>Keratella cochlearis</i> (Gosse, 1851)	D	D	D	A	A	D	D	D	A	A
<i>Keratella tropica</i> (Apstein, 1907)	A	A	A	D	D	A	A	A	D	D
<i>Lecane bulla</i> (Grosse, 1851)	-	-	+	+	+	-	-	+	+	+
<i>Lecane cornuta</i> (Müller, 1786)	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
<i>Lecane lunaris</i> (Ehrenberg, 1832)	+	+	-	-	-	-	-	+	+	+
<i>Lecane proiecta</i> (Hauer, 1956)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lecane scutata</i>	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-
<i>Lecane</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Lepadella ovalis</i>	+	+	+	A	A	+	A	A	A	A
<i>Philodina</i> sp (Ehrenberg, 1830)	+	-	+	+	-	+	-	+	+	-
<i>Platias</i> sp	+	+	-	-	-	+	+	-	-	-
<i>Proales doliaris</i> (Rousselet, 1895)	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Proales globulifera</i> (Hauer, 1921)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Proales</i> sp	D	D	D	D	D	D	D	D	D	D
<i>Proalinopsis caudatus</i> (Collins, 1873)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Polyarthra</i> sp	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
<i>Testudinella patina</i> (Hermann, 1783)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Trichocerca flagelata</i>	+	+	-	-	+	+	+	-	-	-

Continuação da Tabela 9										
<i>Trichocerca cavia</i> (Gosse, 1886)	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Trichocerca longiseta</i>	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-
<i>Trichocerca cylindrica</i>	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-
<i>Trichocerca</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Tricothia</i> sp	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-