

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

ROBERTA MAFRA FREITAS DA SILVA

Degradação aeróbia e anaeróbia de lixiviados de  
macrófitas aquáticas em função da temperatura

SÃO CARLOS

2021

ROBERTA MAFRA FREITAS DA SILVA

Degradação aeróbia e anaeróbia de lixiviados de macrófitas aquáticas em  
função da temperatura

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, do Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutora em Ciências. Área de concentração: Ecologia e Recursos Naturais.

Orientador: Prof. Dr Irineu Bianchini Jr.

São Carlos

2021



## UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS

Centro de Ciências Biológicas e da Saúde  
Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais

---

### Folha de Aprovação

---

Defesa de Tese de Doutorado da candidata Roberta Mafra Freitas da Silva, realizada em 18/10/2021.

#### Comissão Julgadora:

Prof. Dr. Irineu Bianchini Junior (UFSCar)

Profa. Dra. Marcela Bianchessi da Cunha Santino (UFSCar)

Prof. Dr. Gilmar Perbiche Neves (UFSCar)

Prof. Dr. Antonio Fernando Monteiro Camargo (UNESP)

Prof. Dr. Nathan Oliveira Barros (UFJF)

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

O Relatório de Defesa assinado pelos membros da Comissão Julgadora encontra-se arquivado junto ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais.

A minha avó, a minha mãe e ao meu tio

Agradeço a minha família por todo o suporte ofertado ao longo de minha formação como pessoa e como profissional.

A meu orientador Prof. Dr Irineu Bianchini Jr. e à Prof. Dra Marcela Bianchessi Cunha Santino, por abrirem as portas do Laboratório de Bioensaios e Modelagem Matemática, toda a prestatividade, pela oportunidade de aprender mais sobre a ecologia de macrófitas e, também, pelos ensinamentos para a vida.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) por fornecer a bolsa de estudos (Código de Financiamento 001) e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo financiamento parcial do projeto desenvolvido (Processo 33001014003P2).

Ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais (PP-GERN), seus docentes que contribuíram grandemente para minha formação e a seus secretários Roseli Gonçalves, Maria Elizabeth Moreira e João Augusto Affonso por todo o apoio ao longo dos meus seis anos de pós-graduação.

À Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), por me acolher desde 2010 e ao Departamento de Hidrobiologia (DHb), desde 2012.

A meus amigos de laboratório Emmanuelle Wanderley, Luana Gimenes, Andresa Cabral, Daniele Schiavone, Maíra Proença, Braylan de Souza, Yeda Paccagnella, Mariana Grando, Ricardo Silva, Raphael Machado, Erica Zanardo, Karolina Kotsubo e Fabio da Silva.

A todos os amigos e colaboradores que sempre me apoiaram ao longo da minha formação, em especial, Helena Viana, Vinicius Kavagutti, Erika Shimabukuro, Julia Gibertoni, Prof. Dra Alaide Gessner, Prof. Dra Susana Trivinho Strixino, Prof. Dr Hugo Sarmiento, Gilmar Perbiche, Fabiana Mazzi, Hugo Saulino, Luiz Ribaldo Jr., Augusto Batistelli, Rosane Costa, Tamires Zepon, Lidiane Silva, Germano Barrilli, Angela Fushita, Regiane de Brito, Livia Borali, Renato Pereira, Diana Pereira, Glauco Pregnotato, Guilherme Roque, Fabiane Brito, Diego Paz, além de todas as pessoas maravilhosas que já passaram por minha vida e com as quais criei laços de amizade eternos.

“Mundo em decomposição por um triz. Transforma um irmão meu num verme infeliz”

Mano Brown

## RESUMO

As macrófitas aquáticas são organismos de extrema importância para a manutenção dos ecossistemas aquáticos. Dentre as funções desempenhadas pelas plantas aquáticas está a ciclagem de carbono, nitrogênio e fósforo. Esses elementos são liberados no ambiente principalmente durante a mineralização das macrófitas aquáticas. A forma mais disponível e prontamente assimilada pelas comunidades microbianas é a fração dissolvida (lixiviados). Os objetivos do atual estudo foram analisar os efeitos do aumento de temperatura (4 °C) no consumo de oxigênio dissolvido e no decaimento de carbono dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.. Além disso, analisar o efeito do aumento de temperatura e a disponibilidade de oxigênio dissolvido (comparando sistemas anaeróbico e aeróbico) sobre os seguintes parâmetros: carbono orgânico, nitrogênio total, fósforo total, polifenóis totais, atividade das enzimas peroxidase e polifenol oxidase, razão E4/E6 (para a determinação da qualidade da matéria orgânica), produção secundária, pH e condutividade. Foram utilizados modelos cinéticos de primeira ordem, utilizando método não linear para determinar o consumo máximo de oxigênio dissolvido e o decaimento do carbono ao longo de 90 dias. Os resultados demonstram que o aumento da temperatura potencializou o consumo de oxigênio dissolvido, porém o mesmo não ocorreu para a mineralização de carbono e nitrogênio. O decaimento de carbono e a produção secundária apresentaram diferença significativa para a disponibilidade de oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ). Contudo, a temperatura não teve influência sobre esse parâmetro ( $p > 0,05$ ). Para ambos os bioensaios, os tipos de lixiviados apresentaram diferença significativa ( $p < 0,05$ ). A disponibilidade de oxigênio dissolvido e a temperatura não apresentaram diferença significativa para as variáveis: nitrogênio total, fósforo total, as atividades das enzimas peroxidase e polifenol oxidase, polifenóis totais e razão E4/E6.

Palavras-chave: Aumento de temperatura. Decaimento de carbono. Consumo de oxigênio dissolvido. Matéria orgânica dissolvida. Ciclagem de nutrientes. Atividade enzimática.

## ABSTRACT

Aquatic macrophytes are extremely important organisms for the maintenance of aquatic ecosystems. Among the functions performed by aquatic plants is the cycling of carbon, nitrogen and phosphorus. These elements are released into the environment mainly during the mineralization of aquatic macrophytes. The form most available and readily assimilated by microbial communities is the dissolved fraction). The objectives of the current study were to analyze the effects of temperature increase (4 ° C) on dissolved oxygen consumption and carbon decay of leachates from aquatic macrophytes *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* and *Chara* sp. the effect of temperature increase and dissolved oxygen availability (comparing anaerobic and aerobic systems) on the following parameters: organic carbon, total nitrogen, total phosphorus, total polyphenols, peroxidase and polyphenol oxidase enzyme activity, E4/E6 (for determination of the quality of organic matter), secondary production, pH and conductivity. First-order kinetic models were used, using a non-linear method to determine the maximum consumption of dissolved oxygen and carbon decay over 90 days. The results demonstrate that the increase in temperature potentialized the consumption of dissolved oxygen, but the same did not occur for carbon and nitrogen mineralization. Carbon decay and secondary propagation propagation difference for dissolved oxygen availability ( $p < 0.05$ ). However, temperature had no influence on this parameter ( $p > 0.05$ ). For both bioassays, the leachate types dissipated difference ( $p < 0.05$ ). Dissipated oxygen availability and dissipated temperature for parameters total nitrogen, total phosphorus, peroxidase and polyphenol oxidase enzyme activities, total polyphenols and E4/E6 ratio.

Keywords: Temperature rise. Carbon decay. Dissolved oxygen consumption. Dissolved organic matter. Nutrient cycling. Enzymatic activity.

## LISTA DE FIGURAS

### INTRODUÇÃO GERAL E FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

Figura 1. Representação dos diferentes tipos ecológicos de macrófitas aquáticas. Fonte: Pedralli (1990)

Figura 2. Esquema do modelo cinético das rotas de liberação de carbono (dissolução e mineralização) durante a decomposição de macrófitas aquáticas. COPLS = carbono orgânico particulado lábil e/ou solúvel do detrito; COPR = carbono orgânico particulado refratário; COD = carbono orgânico dissolvido; COD<sub>R</sub> = carbono orgânico dissolvido refratário; COP = carbono orgânico particulado (microrganismos);  $k_T$  = coeficiente global de perda de massa de COPLS ( $k_1 + k_2$ );  $k_1$  = coeficiente de mineralização dos compostos lábeis;  $k_2$  = coeficiente de lixiviação dos compostos solúveis;  $k_3$  = coeficiente de mineralização do COD;  $k_4$  = coeficiente de formação de COD<sub>R</sub>;  $k_5$  = coeficiente de mineralização de COD<sub>R</sub>;  $k_6$  = coeficiente de formação de COP;  $k_7$  = coeficiente de mineralização de COP;  $k_8$  = coeficiente de mineralização de COPR; IN<sub>1</sub> = mineralização das frações lábeis; IN<sub>2</sub> = mineralização do COD; IN<sub>3</sub> = mineralização de COD<sub>R</sub>; IN<sub>4</sub> = mineralização do COP; IN<sub>5</sub> = mineralização da COPR. Em destaque (linha tracejada), a rota analisada no presente estudo (Modificado de Bianchini Jr.; Cunha-Santino, 2008)

Figura 3. Macrófitas aquáticas utilizadas nos bioensaios para extração de lixiviados. A. *Myriophyllum aquaticum* (Fonte: a autora); B. *Hedychium coronarium* (Fonte: Rosane Costa); C. *Salvinia auriculata* (Fonte: Raphael Machado); D. *Chara* sp. (Fonte: Emmanuelle Wanderley)

### CAPÍTULO I - Elevação da temperatura aumenta a degradação aeróbia de carbono e nitrogênio dissolvidos de macrófitas aquáticas

Figura 1. Locais de coleta das macrófitas aquáticas. A. Reservatório do Monjolinho inserido na Universidade Federal de São Carlos (UFSCar). B. Jardim Experimental do Departamento de Botânica (UFSCar). Fonte: a autora

Figura 2. Desenho amostral do bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido da mineralização de lixiviados de macrófitas aquáticas

Figura 3. Variação temporal do consumo de oxigênio dissolvido acumulado dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C (□) e a 25 °C (■)

Figura 4. Regressões lineares comparando os efeitos das temperaturas (21 °C e 25 °C) no consumo de oxigênio dissolvido dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

Figura 5. Variação temporal do pH para os lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C (□) e a 25 °C (■)

Figura 6. Variação temporal da condutividade elétrica ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ) para os lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C (□) e a 25 °C (■)

## **CAPÍTULO II - Efeito da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na mineralização e atividade enzimática de lixiviados de quatro espécies de macrófitas aquáticas**

Figura 1. Desenho amostral do bioensaio de decaimento de carbono de lixiviados de macrófitas aquáticas

Figura 2. Decaimento do carbono orgânico total (%) dos lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 3. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Myriophyllum aquaticum*

Figura 4. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Hedychium coronarium*

Figura 5. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Salvinia auriculata*

Figura 6. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Chara* sp.

Figura 7. Variação temporal da concentração de nitrogênio total (%) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 8. Variação temporal da concentração de fósforo (mg L<sup>-1</sup>) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 9. Variação temporal da atividade da enzima peroxidase (nm min<sup>-1</sup> mL<sup>-1</sup>) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 10. Variação temporal da atividade da enzima polifenol oxidase (nm min<sup>-1</sup> mL<sup>-1</sup>) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 11. Variação temporal dos polifenóis totais (mg L<sup>-1</sup>) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.. Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 12. Variação temporal da humificação (razão E4/E6) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium*

*coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 13. Variação temporal da produção secundária (%) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.. Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 14. Variação temporal do pH nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

Figura 15. Variação temporal da condutividade elétrica ( $\mu\text{S cm}^{-1}$ ) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C

## LISTA DE TABELAS

### CAPÍTULO I - Elevação da temperatura aumenta a degradação aeróbia de carbono e nitrogênio dissolvidos de macrófitas aquáticas

Tabela 1. Proporções de frações particulada, dissolvida, matérias orgânica e inorgânica de cada planta e carbono e nitrogênio de cada lixiviado no dia inicial de bioensaio. Valores de NT foram estimados a partir da porcentagem de N em cada macrófita, de acordo com <sup>1</sup>Costa; Henry (2010); <sup>2</sup>Little (1979); <sup>3</sup>Williams (1979); <sup>4</sup>Boyd (1867). MOP, matéria orgânica particulada; MOD, matéria orgânica dissolvida (correspondente ao lixiviado); MO, matéria orgânica; MI, matéria inorgânica; CT, carbono total na planta íntegra; NT, nitrogênio total na planta íntegra; CD, carbono dissolvido; ND, nitrogênio dissolvido; CD<sub>rel</sub>, carbono relativo à biomassa inicial; ND<sub>rel</sub>, nitrogênio relativo à biomassa inicial; DP, desvio-padrão

Tabela 2. Valores de coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ) e tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) para os diferentes tratamentos durante o processo de mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C

Tabela 3. Parametrização do modelo cinético durante a mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C. OC<sub>máx</sub>, consumo máximo de oxigênio dissolvido;  $k_D$ , coeficiente de desoxigenação;  $r^2$ , coeficiente de determinação

Tabela 4. Variação das concentrações de carbono e nitrogênio durante o processo de mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C. COD<sub>i</sub>, carbono orgânico dissolvido inicial; COD<sub>f</sub>, carbono orgânico dissolvido final;  $\Delta$ COD, carbono mineralizado; ND<sub>i</sub>, nitrogênio dissolvido inicial; ND<sub>f</sub>, nitrogênio dissolvido final;  $\Delta$ ND, nitrogênio dissolvido mineralizado; DP, desvio-padrão

Tabela 5. Razões dos valores de  $k_D$  para cada lixiviado de macrófita, em cada temperatura experimental. LM, lixiviado de *Myriophyllum aquaticum*; LH, lixiviado de *Hedychium coronarium*; LS, lixiviado de *Salvinia auriculata*; LC, lixiviado de *Chara* sp.

Tabela 6. Valores da razão estequiométrica O/C para os lixiviados de macrófitas, em ambas as temperaturas experimentais.  $OC_{m\acute{a}x}$ , consumo máximo de oxigênio dissolvido;  $\Delta COD$ , carbono orgânico dissolvido mineralizado

## **CAPÍTULO II - Efeito da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na mineralização e atividade enzimática de lixiviados de quatro espécies de macrófitas aquáticas**

Tabela 1. Parametrização do modelo cinético da mineralização do carbono orgânico dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C.  $COD_r$  = carbono orgânico dissolvido refratário (%);  $COD_l$  = carbono orgânico dissolvido lábil (%);  $k_1$  = coeficiente de mineralização do COD lábil e formação de carbono refratário ( $days^{-1}$ );  $k_2$  = coeficiente de mineralização de COD refratário ( $days^{-1}$ ); EP, erro-padrão;  $r^2$ , coeficiente de determinação

Tabela 2. Valores dos coeficientes de temperatura ( $Q_{10}$ ) e tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) para os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auricula* e *Chara* sp.

## **ANEXOS**

ANEXO 1. Valores de p e U para consumo de oxigênio dissolvido a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido

ANEXO 2. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido

ANEXO 3. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido

ANEXO 4. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do consumo de oxigênio dissolvido

ANEXO 5. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do consumo de oxigênio dissolvido

ANEXO 6. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do pH

ANEXO 7. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do pH

ANEXO 8. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C da condutividade elétrica

ANEXO 9. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C da condutividade elétrica

ANEXO 10. Valores de p e U para carbono orgânico total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 11. Valores de p e U para nitrogênio total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 12. Valores de p e U para fósforo a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 13. Valores de p e U para peroxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 14. Valores de p e U para polifenol oxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 15. Valores de p e U para polifenóis totais a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 16. Valores de p e U para razão E4/E6 a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 17. Valores de p e U para produção secundária a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 18. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 19. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono

ANEXO 21. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do decaimento de carbono

ANEXO 22. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do decaimento de carbono

ANEXO 23. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do decaimento de carbono

ANEXO 24. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do nitrogênio total

ANEXO 25. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do nitrogênio total

ANEXO 26. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do nitrogênio total

ANEXO 27. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do nitrogênio total

ANEXO 28. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do fósforo total

ANEXO 29. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do fósforo total

ANEXO 30. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do fósforo total

ANEXO 31. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do fósforo total

ANEXO 32. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase

ANEXO 33. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase

ANEXO 34. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase

ANEXO 35. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase

ANEXO 36. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase

ANEXO 37. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase

ANEXO 38. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase

ANEXO 39. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase

ANEXO 40. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C dos polifenóis totais

ANEXO 41. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C dos polifenóis totais

ANEXO 42. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C dos polifenóis totais

ANEXO 43. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C dos polifenóis totais

ANEXO 44. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6)

ANEXO 45. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6)

ANEXO 46. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6)

ANEXO 47. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6)

ANEXO 48. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da produção secundária

ANEXO 49. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da produção secundária

ANEXO 50. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da produção secundária

ANEXO 51. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da produção secundária

ANEXO 52. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de pH

ANEXO 53. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de pH

ANEXO 54. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de pH

ANEXO 55. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de pH

ANEXO 56. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de condutividade elétrica

ANEXO 57. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de condutividade elétrica

ANEXO 58. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de condutividade elétrica

ANEXO 59. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de condutividade elétrica

ANEXO 60. Variação temporal do decaimento de carbono orgânico total (%) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 61. Variação temporal do decaimento de nitrogênio total (%) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 62. Variação temporal do decaimento de fósforo total (mg L<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 63. Variação temporal da atividade da enzima peroxidase (nm min<sup>-1</sup> mL<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 64. Variação temporal da atividade da enzima polifenol oxidase (nm min<sup>-1</sup> mL<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 65. Variação temporal de polifenóis totais (mg L<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 66. Variação temporal da humificação (razão E4/E6) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 67. Variação temporal da produção secundária (%) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 68. Variação temporal do pH para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

ANEXO 69. Variação temporal da condutividade elétrica (μS cm<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.

## LISTA DE ABREVIATURAS

C – carbono	DBO – demanda bioquímica de oxigênio
CaCO <sub>3</sub> – carbonato de cálcio	E4 – absorvância em 465 nm
CE – condutividade elétrica	E4/E6 – razão de humificação
CI – carbono inorgânico	E6 – absorvância em 665 nm
CO – carbono orgânico	H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> – peróxido de hidrogênio
COD – carbono orgânico dissolvido	K <sub>3</sub> Fe(CN) <sub>6</sub> – ferrocianeto de potássio
COD <sub>R</sub> – carbono orgânico dissolvido refratário	MOD – matéria orgânica dissolvida
COP – carbono orgânico particulado (microrganismos)	MOP – matéria orgânica particulada
COPLS – carbono orgânico particulado lábil e/ou solúvel	N – nitrogênio
COPR – carbono orgânico particulado refratário	ND – nitrogênio dissolvido
COT – carbono orgânico total	NH <sub>4</sub> OH – hidróxido de amônio
	NT – nitrogênio total
	P – fósforo
	Q <sub>10</sub> – coeficiente de temperatura

## SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL E FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA .....	26
1 INTRODUÇÃO GERAL.....	27
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	28
2.1 CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES .....	35
2.1.1 <i>Myriophyllum aquaticum</i> (Vellozo) Verdcourt.....	35
2.1.2 <i>Hedychium coronarium</i> (J. Köenig).....	36
2.1.3 <i>Salvinia auriculata</i> (Aubl.).....	36
2.1.4 <i>Chara</i> sp. (Linnaeus).....	37
3 HIPÓTESES .....	38
4 OBJETIVOS GERAIS.....	39
CAPÍTULO I - Elevação da temperatura aumenta a degradação aeróbia de carbono e nitrogênio dissolvidos de macrófitas aquáticas .....	40
1 INTRODUÇÃO .....	41
2 MATERIAL E MÉTODOS .....	42
2.1 COLETA DAS AMOSTRAS .....	42
2.1.1 Separação das frações das plantas e determinação de carbono e nitrogênio das macrófitas .....	43
2.1.2 Bioensaios de consumos de oxigênio dissolvido.....	43
2.1.3 Modelagem matemática.....	45
2.1.4 Análises estatísticas .....	46
3 RESULTADOS .....	47
4 DISCUSSÃO .....	60
5 CONCLUSÃO .....	65
CAPÍTULO II - Efeito da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na mineralização e atividade enzimática de lixiviados de quatro espécies de macrófitas aquáticas .....	67
1 INTRODUÇÃO .....	68
2 MATERIAL E MÉTODOS .....	69
2.1 Coleta de amostras .....	69
2.2 Análises laboratoriais .....	69
2.2.1 Extração das frações lixiviadas.....	69
2.2.2 Concentração de fósforo .....	71
2.2.3 Determinação da atividade da enzima peroxidase.....	71
2.2.4 Determinação da atividade da enzima polifenol oxidase .....	71
2.2.5 Determinação de polifenóis totais .....	72

2.2.6 Razão de humificação (E4/E6) .....	72
2.2.7 Produção secundária .....	72
2.2.8 Modelagem matemática .....	72
2.2.7 Análises estatísticas .....	73
3 RESULTADOS .....	74
4 DISCUSSÃO .....	90
5 CONCLUSÃO .....	95
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	96
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	97
ANEXO 1. Valores de p e U para consumo de oxigênio dissolvido a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido .....	111
ANEXO 2. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido .....	111
ANEXO 3. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido .....	111
ANEXO 4. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do consumo de oxigênio dissolvido .....	112
ANEXO 5. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do consumo de oxigênio dissolvido .....	112
ANEXO 6. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do pH .....	113
ANEXO 7. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do pH .....	113
ANEXO 8. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C da condutividade elétrica .....	114
ANEXO 9. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C da condutividade elétrica .....	114
ANEXO 10. Valores de p e U para carbono orgânico total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	115
ANEXO 11. Valores de p e U para nitrogênio total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	115
ANEXO 12. Valores de p e U para fósforo a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	115
ANEXO 13. Valores de p e U para peroxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	116
ANEXO 14. Valores de p e U para polifenol oxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	116

ANEXO 15. Valores de p e U para polifenóis totais a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	116
ANEXO 16. Valores de p e U para razão E4/E6 a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	117
ANEXO 17. Valores de p e U para produção secundária a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	117
ANEXO 18. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono.....	117
ANEXO 19. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono .....	118
ANEXO 20. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do decaimento de carbono .....	118
ANEXO 21. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do decaimento de carbono .....	119
ANEXO 22. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do decaimento de carbono .....	119
ANEXO 23. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do decaimento de carbono .....	120
ANEXO 24. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do nitrogênio total.....	120
ANEXO 25. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do nitrogênio total.....	121
ANEXO 26. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do nitrogênio total.....	121
ANEXO 27. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do nitrogênio total.....	122
ANEXO 28. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do fósforo total.....	122
ANEXO 29. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do fósforo total.....	123
ANEXO 30. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do fósforo total.....	123
ANEXO 31. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do fósforo total.....	124
ANEXO 32. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase .....	124
ANEXO 33. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase .....	125
ANEXO 34. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase.....	125

ANEXO 35. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase.....	126
ANEXO 36. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase.....	126
ANEXO 37. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase.....	127
ANEXO 38. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase .....	127
ANEXO 39. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase .....	128
ANEXO 40. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C dos polifenóis totais .....	128
ANEXO 41. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C dos polifenóis totais .....	129
ANEXO 42. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C dos polifenóis totais .....	129
ANEXO 43. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C dos polifenóis totais .....	130
ANEXO 44. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6).....	130
ANEXO 45. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6).....	131
ANEXO 46. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6) .....	131
ANEXO 47. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6) .....	132
ANEXO 48. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da produção secundária.....	132
ANEXO 49. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da produção secundária.....	133
ANEXO 50. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da produção secundária .....	133
ANEXO 51. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da produção secundária .....	134
ANEXO 52. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de pH.....	134
ANEXO 53. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de pH.....	135
ANEXO 54. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de pH.....	135

ANEXO 55. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de pH.....	136
ANEXO 56. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de condutividade elétrica .....	136
ANEXO 57. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de condutividade elétrica .....	137
ANEXO 58. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de condutividade elétrica .....	137
ANEXO 59. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de condutividade elétrica .....	138
ANEXO 60. Variação temporal do decaimento de carbono orgânico total (%) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	139
ANEXO 61. Variação temporal do decaimento de nitrogênio total (%) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	140
ANEXO 62. Variação temporal do decaimento de fósforo total (mg L <sup>-1</sup> ) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	141
ANEXO 63. Variação temporal da atividade da enzima peroxidase (nm min <sup>-1</sup> mL <sup>-1</sup> ) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	142
ANEXO 64. Variação temporal da atividade da enzima polifenol oxidase (nm min <sup>-1</sup> mL <sup>-1</sup> ) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp.....	143
ANEXO 65. Variação temporal de polifenóis totais (mg L <sup>-1</sup> ) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	144
ANEXO 66. Variação temporal da humificação (razão E4/E6) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	145
ANEXO 67. Variação temporal da produção secundária (%) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	146
ANEXO 68. Variação temporal do pH para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	147
ANEXO 69. Variação temporal da condutividade elétrica (µS cm <sup>-1</sup> ) para <i>Myriophyllum aquaticum</i> , <i>Hedychium coronarium</i> , <i>Salvinia auriculata</i> e <i>Chara</i> sp. ....	148

# INTRODUÇÃO GERAL E FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

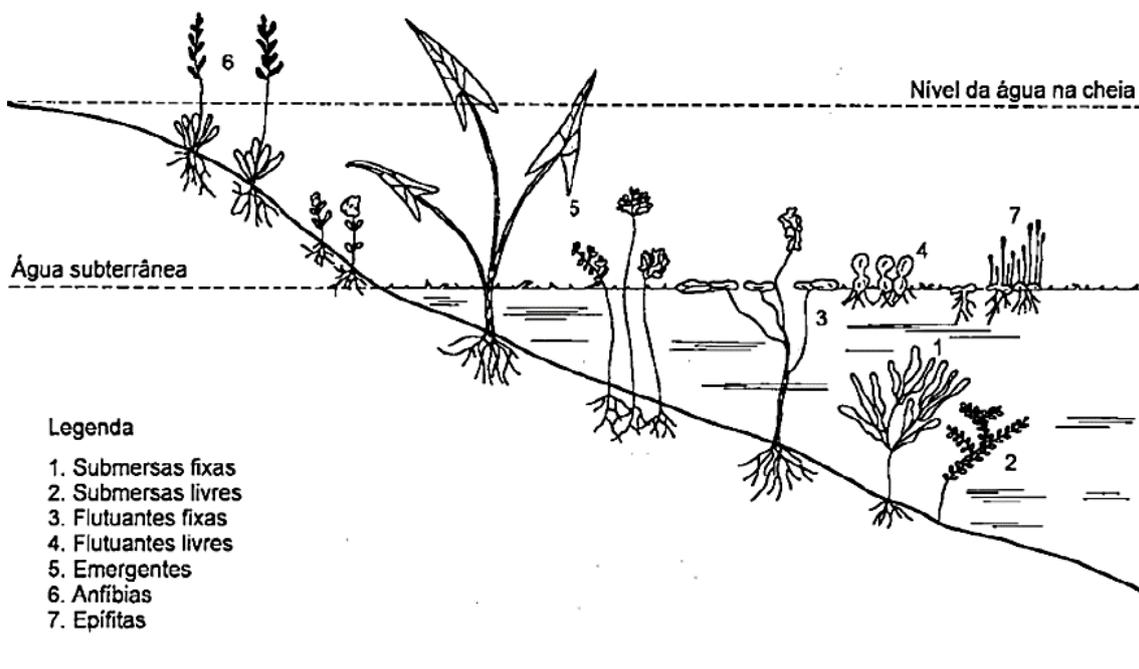
## 1 INTRODUÇÃO GERAL

As macrófitas aquáticas são definidas como plantas com partes fotossinteticamente ativas de forma permanente ou apenas por alguns meses ao longo do ano, submersas ou flutuantes (COOK et al., 1974). O termo macrófitas aquáticas abarca vegetais aquáticos macroscópicos, macroalgas, além de algumas espécies de musgos, pteridófitas e angiospermas (WETZEL, 1993). Evolutivamente, são vegetais que retornaram aos ambientes aquáticos (TRINDADE et al., 2010).

Macrófitas aquáticas podem colonizar diferentes ambientes aquáticos como lagos, lagoas, rios, estuários (HICKENBICK et al., 2004). As macrófitas aquáticas desempenham importantes papéis nos ecossistemas aquáticos. Grande parte da produção primária do sistema, ciclagem de nutrientes, recursos para a fauna, como abrigo e sítio de nidificação. Além disso, interage com comunidades bentônicas, aumentando a riqueza, dinâmica populacional de peixes e complexidade de comunidades aquáticas, altera comunidades do perifíton e até a turbidez da água (DIAS et al., 2017, REJMANKOVA, 2011, SCHNEIDER et al., 2018, SHIMABUKURO; HENRY, 2018, SIM et al., 2021).

As macrófitas aquáticas podem ser classificadas de acordo com tipo ecológico (POTT; POTT, 2000). São elas (i) anfíbias ou semiaquáticas (com adaptações aos diferentes pulsos d'água do ambiente, vivendo na transição dos ambientes terrestres e aquáticos); (ii) emergentes (fixa no substrato pelas raízes e com folhas emersas); (iii) flutuantes fixas (enraizadas no sedimento, porém, com folhas e/ou caules flutuantes); (iv) flutuantes livres (sem raízes fixas no sedimento, podendo ser carreadas pela correnteza); (v) submersas fixas (enraizadas no substrato e com folhas e caules submersos); (vi) submersas livres (sem enraizamento no sedimento, totalmente submersas); (vii) epífitas, que são macrófitas aquáticas que se instalam sobre outras (Figura 1). Devido à diversidade de hábitos de vida, formam um gradiente que permite a exploração de amplas áreas dos sistemas de água doce (FELDMANN, 2012), passando de plantas emergentes, depois por enraizadas com folhas flutuantes, até chegar às submersas (WETZEL, 1993). O tipo ecológico e a composição química da macrófita interfere na eficiência da ciclagem de C e nutrientes (GRASSET et al., 2015).

Figura 1. Representação dos diferentes tipos ecológicos de macrófitas aquáticas. Fonte: Pedralli (1990)



Após a senescência das macrófitas aquáticas, ocorre a decomposição da fração particulada, em longo prazo (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008) e a liberação de lixiviados, que é a fração dissolvida (menor que  $0,45 \mu\text{m}$ ). Essa liberação ocorre de forma rápida, a partir das primeiras 24 horas de processo de decomposição (WEBSTER; BENFIELD, 1986). Os lixiviados apresentam em sua composição frações orgânicas e inorgânicas, dentre elas carboidratos, polifenóis e proteínas (ALBER; VALIELA, 1994). A liberação de lixiviados é de fundamental importância na manutenção e na ciclagem de nutrientes dos ecossistemas de águas continentais (O'BRIEN et al., 2013).

## 2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

Macrófitas aquáticas englobam diversos tipos de vegetais, incluindo espécies de briófitas, pteridófitas, angiospermas e macroalgas (CHAMBERS et al., 2008). Nas regiões litorâneas de ecossistemas de águas continentais rasos, mais de 50% do carbono orgânico é proveniente da biomassa e dos detritos de macrófitas aquáticas. Assim, a biomassa desses vegetais é muito relevante nesses sistemas para a ciclagem de carbono (C) e nutrientes, dentre eles, o nitrogênio (N) e o fósforo (P) (WETZEL, 2001). O nitrogênio é um elemento muito importante para o metabolismo dos ecossistemas

aquáticos e, quando escasso no ambiente, pode limitar a produção primária (ESTEVEZ, 2011).

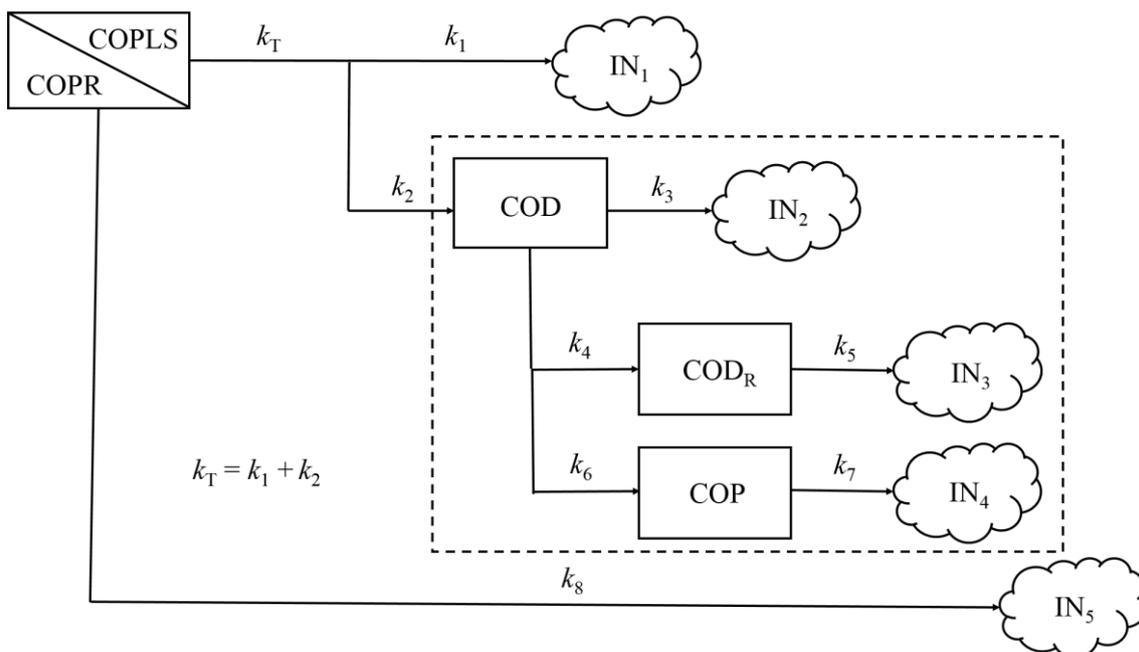
As macrófitas aquáticas desempenham importantes serviços ecossistêmicos em ambientes aquáticos como aumentar a biomassa de algas, aumentar a abundância de peixes, reter nutrientes que podem eutrofizar o ambiente, como o P (ENGERLHARDT; RITCHIE, 2001). Macrófitas submersas, como carófitas, desempenham serviço de apoio, sendo o principal a produção de água potável e serviço cultural como recreação em água cristalinas (JANSSEN et al., 2021). As macrófitas submersas também desempenham serviço de apoio com produção de oxigênio, retenção de nutrientes, sítio para diversas espécies (JANSSEN et al., 2021, SCHINEIDER et al., 2015). As macrófitas emersas são responsáveis pelo serviço de regulamentação, com tratamento de águas residuais em pântanos e também removem nutrientes do solo. Realizam a transferência de oxigênio para a rizosfera, sequestro de carbono, diminuem os efeitos da erosão e algumas espécies são fonte de alimento, material para construção e para serviços culturais em práticas culturais (JANSSEN et al., 2021). Macrófitas flutuantes desempenham serviço de apoio, formando esteiras na superfície que evitam a passagem de luz solar, prevenindo o crescimento de fitoplâncton (JANSSEN et al., 2021). Liberam grandes quantidades de oxigênio na atmosfera, fornecem habitat para diferentes espécies (insetos, aves e mamíferos), além de retenção de N e P da água (JANSSEN et al., 2021).

Os processos ecossistêmicos que ocorrem em sistemas lacustres são subsidiados pelos aportes de matéria orgânica (ZIEGLER; FOGEL, 2003), provenientes tanto do ambiente terrestre (i.e. alóctone) (KOPÁČEK et al., 2003), quanto dos próprios organismos aquáticos (i.e. autóctone). Os aportes de matéria orgânica podem ser derivados de metabólitos excretados por macrófitas aquáticas, produtos da decomposição de organismos aquáticos ou exsudatos fitoplanctônicos (ANTONIO, 2004).

A matéria orgânica é dividida em matéria orgânica dissolvida (MOD) e matéria orgânica particulada (MOP). A primeira desempenha papel importante em sistemas aquáticos por ser diretamente consumida por microrganismos que compõe a base da cadeia alimentar (DEL GIORGIO; COLE, 1998). É subdividida em MOD lábil (MOD<sub>L</sub>) e MOD refratária (MOD<sub>R</sub>), sendo que MOD<sub>L</sub> pode representar mais de 20% da composição total da MOD sendo composta por açúcares, aminoácidos, peptídeos, entre outras moléculas (BEST et al., 1990). A MOD<sub>R</sub>, em contrapartida, é composta por material de alta massa molecular e difícil assimilação pelo bacterioplâncton, como ácidos

fúlvicos e húmicos (MORAN; HODSON, 1990). Porém, por reações bioquímicas como polimerização e condensação (CUNHA, 1999), os componentes lábeis podem ser transformados em refratários e, fotoquimicamente (BERTILSSON; TRANVIK, 2000),  $MOD_R$  pode se tornar  $MOD_L$ , tornando-se rapidamente assimilável pelas bactérias (BERTILSSON; TRANVIK, 2000, GUILLEMETTE et al., 2016, MORAN et al., 2000). Em sistemas aquáticos, a quantidade de carbono orgânico dissolvido (COD) pode chegar a ser 10 vezes maior que a do COP (WETZEL, 1984) (Figura 2). A decomposição da matéria orgânica envolve diversos organismos e processos, que culminam na ciclagem do carbono e de nutrientes, além do transporte de energia através dos diferentes níveis tróficos (DEL GIORGIO; COLE, 1998).

Figura 2. Esquema do modelo cinético das rotas de liberação de carbono (dissolução e mineralização) durante a decomposição de macrófitas aquáticas. COPLS = carbono orgânico particulado lábil e/ou solúvel do detrito; COPR = carbono orgânico particulado refratário; COD = carbono orgânico dissolvido; COD<sub>R</sub> = carbono orgânico dissolvido refratário; COP = carbono orgânico particulado (microrganismos);  $k_T$  = coeficiente global de perda de massa de COPLS ( $k_1 + k_2$ );  $k_1$  = coeficiente de mineralização dos compostos lábeis;  $k_2$  = coeficiente de lixiviação dos compostos solúveis;  $k_3$  = coeficiente de mineralização do COD;  $k_4$  = coeficiente de formação de COD<sub>R</sub>;  $k_5$  = coeficiente de mineralização de COD<sub>R</sub>;  $k_6$  = coeficiente de formação de COP;  $k_7$  = coeficiente de mineralização de COP;  $k_8$  = coeficiente de mineralização de COPR; IN<sub>1</sub> = mineralização das frações lábeis; IN<sub>2</sub> = mineralização do COD; IN<sub>3</sub> = mineralização de COD<sub>R</sub>; IN<sub>4</sub> = mineralização do COP; IN<sub>5</sub> = mineralização da COPR. Em destaque (linha tracejada), a rota analisada no presente estudo (Modificado de Bianchini Jr.; Cunha-Santino, 2008)



A MOP representa maior parte da estrutura das macrófitas, quando comparada à MOD. Porém, devido à composição complexa da MOP, sua assimilação por parte das comunidades aquáticas se torna mais demorada. Nos ecossistemas aquáticos, a MOD é dividida em duas frações: lábil e refratária. A fração lábil é a excretada pelo fitoplâncton e liberada por macrófitas aquáticas durante sua decomposição. Essa é rápida e facilmente assimilada por microrganismos, se tornando biomassa microbiana (COP). A fração refratária corresponde aos produtos de MO (matéria orgânica) de difícil degradação (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2009; GUILLEMETTE; MCCALLISTER; DEL GIORGIO, 2016). O COD intensifica a produção secundária, facilitando a mineralização por parte dos microrganismos (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2015), sendo diretamente utilizado na alça microbiana (AZAM et al., 1983; POMEROY et al., 2007), uma vez que é composta por substâncias menos complexas, de ligações fracas e de cadeias simples, sendo preferencialmente assimilada (GUILLEMETTE; MCCALLISTER; DEL GIORGIO, 2016).

O consumo de oxigênio dissolvido como resultado da mineralização da MOD, ou seja, a transformação de substratos orgânicos em inorgânicos de composição simples (MCLATCHEY; REDDY, 1998), é um processo importante no balanço de oxigênio dissolvido dos sistemas aquáticos. A transformação de compostos orgânicos complexos em compostos orgânicos simples e em inorgânicos ocorre, em grande parte, através do catabolismo de microrganismos aquáticos (WETZEL, 2001). Diferentes estudos apresentam o consumo acumulado de oxigênio dissolvido durante a mineralização de lixiviados de macrófitas aquáticas (NUNES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2007, PANHOTA; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2007, PERET; BIANCHINI JR., 2004). O consumo de oxigênio dissolvido resultante do processo de mineralização pode tornar o ambiente redutor. A velocidade com que ocorre esse processo dependerá da qualidade do substrato, ou seja, sua composição química (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO; PERET, 2008). Durante a mineralização da fração lábil, há baixa razão estequiométrica (razão O/C) e, na mineralização da fração refratária remanescente, há maior razão O/C (PERET; BIANCHINI JR., 2004). Em condição aeróbia, os produtos da decomposição de macrófitas aquáticas são dióxido de carbono, água, microrganismos e compostos húmicos. Em contrapartida, a decomposição anaeróbia resulta principalmente em metano, dióxido de carbono e hidrogênio (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2009), desempenhadas, em especial, por Archaea (DODDS; WHILES, 2020).

As liberações de conteúdo protoplasmático e da dissolução enzimática da MOP de macrófitas forma as substâncias húmicas (HE et al., 2018). As substâncias húmicas estão presentes em ambientes terrestres e aquáticos e são os compostos orgânicos mais amplamente distribuídos no planeta. São moléculas orgânicas que compõem mais de 80% do COD (STEINBERG et al, 2008). A maior parte deriva de matéria orgânica alóctone (TOMING et al., 2013). Em sistemas aquáticos, as substâncias húmicas provenientes de macrófitas aquáticas desempenham diversas funções, tais como viabilizar a mineralização e mobilização de carbono (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2002), propiciar a respiração de microrganismos (RODEN et al., 2010) e serem depósitos de carbono (BIANCHINI; CUNHA-SANTINO, 2016).

A matéria orgânica particulada é composta por produtos orgânicos complexos, como a lignina, a hemicelulose e a celulose (REDDY; DELAUNE, 2008). Estes componentes estruturais são predominantes na fração particulada das macrófitas (PÉREZ et al. 2002). Os processos de degradação das macrófitas ocorre por meio da atividade

enzimática da comunidade bacteriana (BRYANT et al., 2010). Eles passam pelo processo de mineralização, primeiramente, por aerobiose e, finalmente, por anaerobiose, ao depositar-se no sedimento, nas camadas anóxicas (BRYANT et al., 2010). Para a degradação dessas moléculas estruturais as bactérias produzem diversas enzimas hidrolíticas e oxidativas extracelulares (CUNHA-SANTINO et al., 2008).

Microrganismos heterotróficos podem apresentar importante papel na base de teias tróficas (POMEROY, 1974; AZAM et al., 1983), responsáveis pela mineralização da matéria orgânica nos sistemas aquáticos, tanto continentais quanto marinhos (COLE et al., 1994; DEL GIORGIO; COLE, 1998). Além disso, têm papel essencial no fluxo de carbono e de energia através dos níveis tróficos aquáticos, compondo, juntamente com ciliados e nanoflagelados heterotróficos, a alça microbiana, ou *microbial loop* (AZAM et al., 1983), que é a passagem de matéria e energia diretamente dos níveis tróficos basais para os superiores. As bactérias utilizam carbono orgânico para a manutenção de seu metabolismo, apresentando predileção por fontes autóctones, uma vez que estas são altamente lábeis (GUILLEMETTE et al., 2016, ROBARTS; WICKS, 1990; TOLONEN, 1993). Dessa forma, conhecer a qualidade e quantidade de carbono orgânico disponível no ambiente é essencial para compreender a dinâmica das comunidades bacterianas.

As plantas também contêm enzimas específicas que atuam em diversas funções. Dentre essas enzimas, se pode destacar a peroxidase (EC 1.11.1.7), muito importante em processos como de lignificação, de cicatrização e de oxidação de fenóis. Ela se localiza principalmente nas paredes celulares e catalisam a oxidação dos substratos através de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (peróxido de hidrogênio) ou peróxidos orgânicos. (CAMPOS; SILVEIRA, 2003).

Outra enzima presente em vegetais é a polifenol oxidase (EC 1.10.3.1), que pertence a um grupo de enzimas que catalisam a transformação de compostos fenólicos em quinonas (QUEIROZ et al., 2008). É utilizada como mecanismo de defesa contra patógenos, insetos e herbivoria (CONSTABEL; BARBEHENN, 2008). Também são produzidas por bactérias, fungos e animais (MAYER, 2006) e estão envolvidas na degradação de fenóis de estrutura complexa como antocianinas e flavonóides (FINGER, 1994). Tem grande importância na indústria alimentícia, uma vez que é responsável pelo escurecimento das cascas de frutas (YORUK; MARSHALL, 2003), estando ligada ao processo de senescência da planta (CAMPOS; SILVEIRA, 2003).

A eutrofização resultante de atividades antrópicas, tais como agricultura e expansão urbana, altera a ciclagem do carbono em ecossistemas aquáticos (PACHECO;

ROLAND; DOWNING, 2014). A eutrofização e as mudanças climáticas, em longo prazo, podem alterar a composição e a biodiversidade de ambientes aquáticos e terrestres (BELLARD et al 2012). A eutrofização, altera as comunidades aquáticas com substituição de macrófitas submersas por macrófitas flutuantes e grandes florações de cianobactérias, maior produção microbiana, diminuição da biodiversidade, aceleração de ciclos biogeoquímicos e alteração na assimilação de nutrientes (QIN et al., 2013). Outra implicação da eutrofização é a mudança na composição de macrófitas aquáticas de um sistema, por exemplo, com aumento das populações de plantas aquáticas flutuantes e diminuição de macrófitas submersas (ZHANG et al., 2019). Pode acarretar em um aumento da biomassa de fitoplâncton e macrófitas aquáticas, redução de diversidade de espécies por competição, aumento da turbidez da água, menor disponibilidade de oxigênio dissolvido, entre outros (DOKULIL; TEUBNER, 2010). Quanto ao mau uso do solo, esse tem alterado a biodiversidade de macrófitas aquáticas em ambientes amazônicos, por exemplo, uma vez que espécies anfíbias e emergentes se sobressaem quando comparadas às outras (FARES et al., 2020). Em adição, diferentes concentrações de metais que adentram os ambientes aquáticos, aliados ao aumento de temperatura do sistema afetam o crescimento de macrófitas (GIMENES et al., 2020).

Alguns fatores influenciam as taxas de decomposição de macrófitas aquáticas, podendo citar a temperatura (VELTHUIS et al., 2018), a disponibilidade de oxigênio dissolvido (PASSERINI et al., 2016) e a composição química da planta (LEITE-ROSSI et al., 2016). A temperatura é um fator que regula o metabolismo dos organismos, como o aumento das taxas de respiração e diminuição do sequestro de carbono (YVON-DUROCHER et al., 2010) e está diretamente relacionada com as mudanças climáticas. A causa do aumento das temperaturas globais é principalmente o aumento nas emissões de gases do efeito estufa (GEE) (MAROTTA et al., 2014). Uma das consequências do aquecimento global é o aumento da temperatura da água, ocorrendo alterações ambientais, tais como mudanças geoquímicas em sedimentos de lagos (SIRONIĆ et al., 2017) e alterações nas teias tróficas aquáticas (MARINO; ROMERO; FARJALLA, 2018). Embora diversas projeções das mudanças climáticas no Brasil já foram feitas, ainda é incerto definir os efeitos do aumento da temperatura global sobre o metabolismo dos ecossistemas aquáticos e terrestres (ROLAND et al., 2012). Com o aumento da temperatura global, as emissões de CH<sub>4</sub> provenientes de sistemas de água doce aumentam de 6 a 20% a cada 1 °C (ABEN et al, 2017). Em adição, os sedimentos de lagos urbanos

ao redor do planeta, que passam por regimes de seca, emitem consideráveis quantidades de CO<sub>2</sub> para a atmosfera (KELLER et al., 2020). Como resultado do aumento na temperatura do ambiente, espécies de macrófitas flutuantes da Amazônia sofrem alterações na composição, na biomassa e até nas interações ecológicas (SOUZA et al., 2021). As mudanças climáticas globais afetam direta e indiretamente diversos ecossistemas e uma consequência é a flutuação dos níveis de água devido ao derretimento de calotas polares, que pode alterar os sistemas aquáticos e sua biodiversidade (IPCC, 2007). A influência do aumento de temperatura em um processo biológico é determinada pelo coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ). Proposto, inicialmente, por Van't Hoff em 1898 (KIRSCHBAUM, 1995), visa compreender o efeito do aumento em 10 °C sobre um sistema ou processo.

Os vegetais possuem em sua constituição diversos produtos secundários, dentre eles, os compostos fenólicos. Esses, especialmente os flavonoides e taninos, estão ligados ao aroma e sabor de plantas, sendo o estudo desses compostos de grande importância nas indústrias alimentícia, ambiental e farmacêutica (ESCARPA; GONZALES, 2001; HUANG et al., 1991). Os polifenóis agem como defesa para diversos tipos de estresse, tais como espécies reativas de oxigênio e de nitrogênio, luz ultravioleta, patógenos e parasitas (BRGLEZ MOJZER et al., 2016, DUBOST; OU; BEELMAN, 2007). Diversos estudos visam extrair e quantificar os polifenóis de vegetais para a melhor compreensão de suas ações (FRANCO et al., 2008, LU; FOO, 1997, RENARD et al., 2001).

Considerando os processos degradativos das frações dissolvidas de macrófitas, é possível compreender quais são as contribuições dos lixiviados de plantas aquáticas na ciclagem de C e nutrientes em ambientes de água doce, pois cada espécie de macrófita libera quantidades distintas de C e N ao sistema (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2015).

## **2.1 CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES**

Foram escolhidas espécies de macrófitas de diferentes tipos ecológicos para compreender como cada uma contribui na ciclagem de carbono e nutrientes em ecossistemas aquáticos. Para isso, foram utilizados os seguintes tipos biológicos: uma macrófita emergente, uma anfíbia, uma flutuante e uma macroalga submersa.

### **2.1.1 *Myriophyllum aquaticum* (Vellozo) Verdcourt**

*Myriophyllum aquaticum* Vell. Verd. (Figura 3A) é uma macrófita aquática enraizada emergente, popularmente conhecida por “pinheirinho-d’água”, pertencente à classe Liliopsida, à ordem Saxifragales e à família Haloragaceae. O gênero *Miriophyllum* é uma angiosperma aquática com talo submerso e folhas pectinadas emersas (MOODY; LES, 2010). É uma macrófita nativa da América do Sul, sendo amplamente encontrada no Brasil, em diferentes altitudes. Na Europa, foi introduzida como planta ornamental, mas sua rápida dispersão a tornou uma espécie invasora (HUSSNER et al., 2009). Tem ampla distribuição ao redor do planeta, com maior ocorrência na Austrália e com exceção da Antártida (MOODY; LES, 2010). Habitam principalmente ambientes lênticos ou de fluxo lento, podendo crescer rapidamente em grandes grupamentos. Tem a capacidade de sobreviver em ambientes com flutuação dos níveis da água, se adaptando às mudanças resultantes das mudanças climáticas globais (HUSSNER et al., 2009).

### **2.1.2 *Hedychium coronarium* (J. Köenig)**

*Hedychium coronarium* J. Köenig (Figura 3B), da classe Liliopsida, da ordem Zingiberales e da família Zingiberaceae. Conhecida como “lírio-do-brejo”, é uma macrófita anfíbia, perene, originária da Ásia, sendo uma espécie invasora, utilizada como ornamento, que se aclimatou bem nos sistemas aquáticos brasileiros (CHIBA et al., 2020). O óleo extraído do rizoma dessa espécie apresenta propriedades bactericidas (AZIZ et al., 2009, JOY et al., 2007, PRAKASH et al., 2010), além de poder ser aplicado com anti-inflamatório, anti-hipertensão, analgésico, diurético, ação contra leishmaniose e malária (RIBEIRO et al., 1986, RIBEIRO et al., 1988, SHROTRIYA et al., 2007, VALADEAU et al., 2009). Seu rizoma também contém altos teores de amilose, podendo ser utilizada na indústria alimentícia (BENTO et al., 2019).

### **2.1.3 *Salvinia auriculata* (Aubl.)**

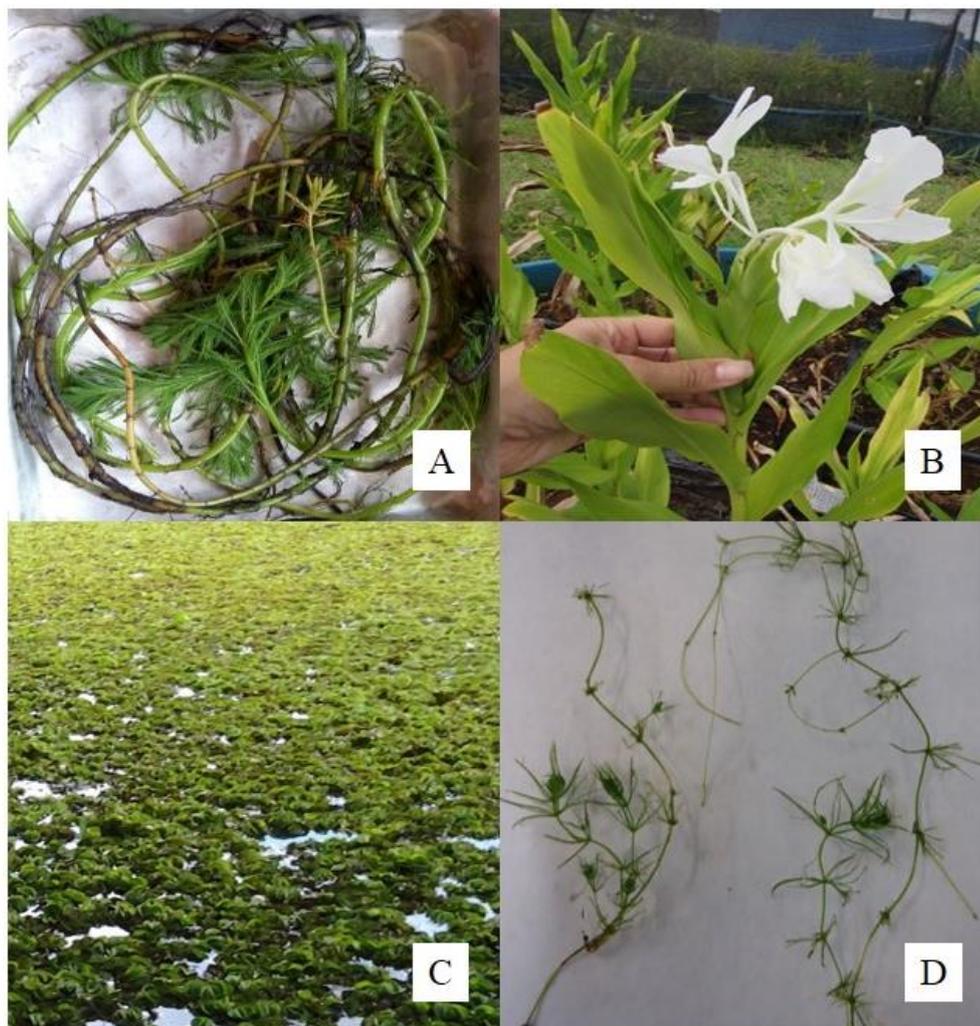
*Salvinia auriculata* Aubl. (Figura 3C) pertence à superdivisão Pteridophyta e é a única representante da classe Filicopsida, da ordem Polypodiales e da família Salviniaceae (TRYON; TRYON, 1982). As plantas pertencentes à família Salviniaceae têm como característica a presença de leptosporângios, são flutuantes, com rizoma horizontal, do qual formam-se ramificações com heteroesporângios. Tem o crescimento por rametas e suas folhas que ficam na superfície possuem pelos hidrofóbicos, enquanto as folhas submersas atuam como raízes, absorvendo nutrientes do ambiente (DE LA SOTA, 1962;

SCULTHORPE, 1967). Constantemente, são observados afloramentos em lagos e reservatórios devido a sua alta taxa de crescimento (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2016).

#### **2.1.4 *Chara* sp. (Linnaeus)**

A macroalga *Chara* sp. (Figura 3D), da classe Charophyceae, da ordem Charales e da família Characeae, caracteriza-se por ser uma macrófita submersa. Se distribui ao redor do planeta, em lagos e ambientes salobros costeiros. Podem ser espécies pioneiras em lagos devido à facilidade de dispersão dos oósporos (ALDERTON et al., 2017). Se estabelecem melhor em ambientes pobres em nutrientes e sua abundância diminui em ambientes com maior sombreamento devido às comunidades de algas filamentosas, fitoplâncton ou maiores quantidade de nutrientes em suspensão (SAND-JENSEN; BRUUN; BAASTRUP-SPOHR, 2017). Desempenham alguns serviços ecossistêmicos, tais como limpar a água e realizarem o sequestro de carbono, sendo reservatórios de carbono, nitrogênio, fósforo e  $\text{CaCO}_3$  (SCHNEIDER et al., 2015). É utilizada como biorremediadora de ambientes contaminados por diferentes tipos de poluentes e na produção de biodiesel (KHATAEE et al., 2010; SIDDIQUA et al., 2015).

Figura 3. Macrófitas aquáticas utilizadas nos bioensaios para extração de lixiviados. A. *Myriophyllum aquaticum* (Fonte: a autora); B. *Hedychium coronarium* (Fonte: Rosane Costa); C. *Salvinia auriculata* (Fonte: Raphael Machado); D. *Chara* sp. (Fonte: Emmanuelle Wanderley)



### 3 HIPÓTESES

Esse estudo teve como primeira hipótese que o aumento na temperatura potencializará os consumos de oxigênio dissolvido e as mineralizações do carbono e do nitrogênio de lixiviados de quatro macrófitas aquáticas, além de alterar os coeficientes de desoxigenação.

Considerando as interações das macrófitas aquáticas com o meio no qual estão inseridas, esse estudo também testará a segunda hipótese de que, *a priori*, em maior temperatura (25 °C) e sob condição aeróbia, os processos envolvidos na mineralização dos compostos orgânicos dos lixiviados serão potencializados. Entre esses processos, são analisados o decaimento de carbono, de nitrogênio total, de fósforo total, as atividades

das enzimas peróxido e polifenol oxidase, os polifenóis totais, a produção secundária e a razão E4/E6.

#### **4 OBJETIVOS GERAIS**

Os objetivos desse estudo foram analisar o efeito do aumento de temperatura no consumo de oxigênio dissolvido na mineralização aeróbia do C e do N da fração dissolvida (i.e., lixiviado) de quatro macrófitas aquáticas de diferentes hábitos (*Myriophyllum aquaticum* - enraizada emergente, *Hedychium coronarium* - anfíbia, *Salvinia auriculata* - flutuante e *Chara* sp. - enraizada submersa). Devido à importância dos lixiviados de macrófitas aquáticas na ciclagem de nutrientes, sua pronta assimilação por parte de microrganismos e manutenção dos ambientes aquáticos, o atual estudo visou, também, analisar os efeitos do aumento de temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na mineralização dos lixiviados das macrófitas supracitadas, analisando as variações temporais de C, N, P, polifenóis totais, atividades das enzimas peroxidase e polifenol oxidase, qualidade da matéria orgânica através da razão E4/E6 e produção secundária.

# CAPÍTULO I

Elevação da temperatura aumenta a  
degradação aeróbia de carbono e nitrogênio  
dissolvidos de macrófitas aquáticas

## 1 INTRODUÇÃO

A maior parte da biomassa das macrófitas é constituída de elementos estruturais, tais como lignina, celulose e hemicelulose; e cerca de 30% da biomassa será incorporada ao pool de matéria orgânica dissolvida (MOD), no início da decomposição, pelo processo de lixiviação (i.e., fração hidrossolúvel) (BIANCHINI JR., 2003, BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008). Nos ambientes aquáticos, a maior parte da matéria orgânica disponível está na forma dissolvida (MOD), quando comparada à matéria orgânica particulada (MOP) (ATTERMEYER et al., 2018). A MOD autóctone tem maiores concentrações de compostos alifáticos, quando comparada à alóctone, que predominantemente é formada por compostos fenólicos (KELLERMAN et al., 2018).

A decomposição da MOP (i.e., fração refratária), ocorre em longo prazo, enquanto da dissolvida, a curto prazo (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008). A primeira etapa do processo de decomposição de macrófitas aquáticas é a lixiviação (BIANCHINI JR., 1999). Durante esse processo, são liberados no sistema compostos como carboidratos (LIU et al., 2018), polifenóis (CUNHA-SANTINO; PACOBAHYBA; BIANCHINI JR., 2003) e nutrientes, como o P (WANG et al., 2018) e N (PARK; CHO, 2003). Os microrganismos, ao assimilarem o carbono orgânico dissolvido (COD) proveniente do lixiviado de macrófitas aquáticas, o convertem em biomassa (carbono orgânico particulado – COP) e podem ser consumidos diretamente por organismos de níveis tróficos superiores (*sensu* alça microbiana; AZAM et al., 1983), acelerando a ciclagem de carbono e nutrientes nesses sistemas. Modelos matemáticos (Figura 2) são utilizados para prever fenômenos e impactos causados por alterações no ambiente foco de estudo, com o intuito de dirimir dúvidas a respeito de dinâmicas populacionais, bem como diminuir desastres causados por variações resultantes desses impactos (CURRIE et al., 2010, KIRILLIN, 2010).

O aquecimento global afeta o balanço metabólico dos ecossistemas (YVON-DUROCHER et al., 2010). Também altera o processo de decomposição de macrófitas aquáticas (VELTHUIS et al., 2018), bem como a estequiometria O/C, que é influenciada tanto por variações de temperatura quanto pelo tempo (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010). A respiração de microrganismos é regulada pela temperatura (ADAMS; CRUMP; KLING, 2010; APPLE; DEL GIORGIO; KEMP, 2006), fator que dita a eficiência de mineralização.

Assim, a compreensão da ciclagem de C e N em sistemas de águas continentais com aportes significativos de lixiviados de macrófitas aquáticas é de vital importância nos estudos biogeoquímicos aquáticos. O atual estudo teve como hipótese que sob maior temperatura (25 °C) haveria maior consumo de oxigênio dissolvido, maior mineralização de C e N e alteração nos coeficientes de desoxigenação. Dessa forma, os objetivos desse estudo foram analisar o efeito do aumento da temperatura (4 °C) no consumo de oxigênio dissolvido durante a mineralização de C e N de lixiviados de quatro macrófitas aquáticas (*Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.).

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 COLETA DAS AMOSTRAS

Quatro tipos ecológicos de macrófitas aquáticas foram selecionados para compor este estudo. No Reservatório do Monjolinho (22° 00' S 47° 54' O, São Carlos, SP - Brasil), foram coletadas: a macrófita enraizada emergente *Myriophyllum aquaticum* (Vellozo - Verdcourt, Haloragaceae); a flutuante *Salvinia auriculata* (Aubl., Salviniaceae) e a anfíbia *Hedychium coronarium* (J. König, Zingiberaceae). A macroalga *Chara* sp. (Linnaeus, Characeae), foi coletada no Jardim Experimental do Departamento de Botânica (UFSCar) (Figura 1A e 1B). Esse reservatório é classificado como eutrófico, possui área de 4,69 ha, volume total de 73.251 m<sup>3</sup> e profundidade que varia de 1,5 m a 3,0 m (CORREIA, 2004, REGALI-SELEGHIM, 2001). As amostras foram lavadas com água do ambiente e, em seguida, em água corrente no laboratório, para a remoção de matéria orgânica aderida (PAGIORO; THOMAZ, 1999). Em seguida, foram mantidas em estufa durante 48 h, a 50 °C, até atingirem massa constante (WETZEL; LIKENS, 2000). Aproximadamente 8 L de amostras de água do reservatório foram coletadas (na região correspondente à coluna d'água) e acondicionadas em garrafas de polietileno. Em laboratório, a água foi filtrada a vácuo (compressor aspirador *diapump*, Fanem) através de filtros de membrana de mistura de ésteres (Ø de poro: 0,45 µm – Química Moderna).

Figura 1. Locais de coleta das macrófitas aquáticas. A. Reservatório do Monjolinho inserido na Universidade Federal de São Carlos (UFSCar). B. Jardim Experimental do Departamento de Botânica (UFSCar). Fonte: a autora



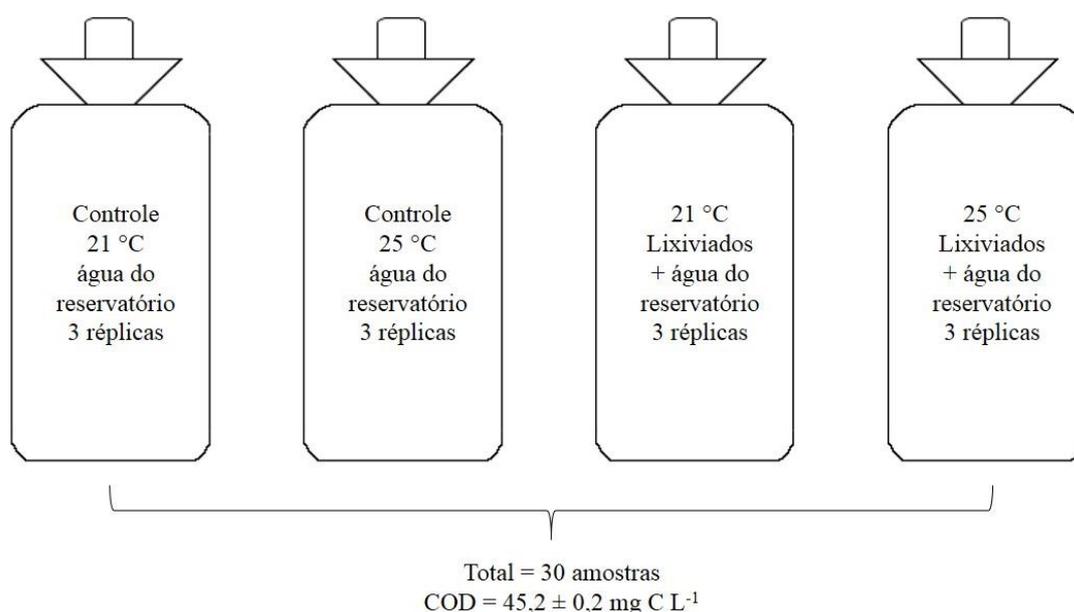
### 2.1.1 Separação das frações das plantas e determinação de carbono e nitrogênio das macrófitas

Para a determinação do correspondente às MOP e MOD (i.e., lixiviado) das macrófitas aquáticas, primeiramente, estas tiveram 3 g de biomassa seca quantificadas por gravimetria (precisão: 0,0001 g; BEL Engineering). Ao longo do texto, será utilizado o termo lixiviado para representar a fração dissolvida das macrófitas. Para a obtenção da fração lixiviada, as amostras de macrófitas aquáticas foram trituradas (Moinho Tipo Willye, TE-650, Tecnal), misturadas em água destilada esterilizada em autoclave (autoclave vertical, Pheonix) durante 15 min a 121 °C, a 1 atm (WARD; JOHNSON, 1996) e passaram por extração a frio, a 4 °C, por 24 h (MØLLER; MILLER; KJØLLER, 1999). A MOP foi obtida a partir do material retido durante a filtração do lixiviado. Posteriormente, o COD e o nitrogênio dissolvido (ND) do lixiviado extraído foram determinados (TOC-L ASI-L, Shimadzu Total Organic Carbon Analyzer). Em seguida, 1,0 g de MS foi calcinada (Edgcon 3P 7000, FDG), para a determinação de matéria orgânica (MO) e matéria inorgânica (MI) (WESTLAKE, 1965, HEIRI et al., 2001). Também foi determinada a biomassa em base de carbono, considerando que 47% do peso seco remanescente livre de cinzas são correspondentes ao carbono na planta (WETZEL; LIKENS, 2000). O nitrogênio dissolvido relativo ( $ND_{rel}$ ) foi estimado considerando a média de porcentagem de nitrogênio total (NT) da massa seca de cada espécie de macrófita, sendo *M. aquaticum* 4,9% (COSTA; HENRY, 2010), *H. coronarium* 1,5% (LITTLE, 1979), *S. auriculata* 0,84% (WILLIAMS, 1956) e *Chara* sp. 2,46% (BOYD, 1967).

### 2.1.2 Bioensaios de consumos de oxigênio dissolvido

Para obter a estequiometria global da quantidade de carbono mineralizado decorrente do consumo de oxigênio dissolvido (OD), foram preparados bioensaios utilizando frascos de demanda bioquímica de oxigênio (DBO), com volume médio de 300 ml, em trélicas (BIANCHINI JR. et al., 2003), contendo água do reservatório (mantidas em aeração constante durante 24 h antes da montagem do experimento, para atingir a saturação de OD). Também foram utilizados frascos controle (contendo apenas água do reservatório;  $n = 3$ ), para cada temperatura (21 e 25 °C) de incubação ( $n = 30$ ) (Figura 2).

Figura 2. Desenho amostral do bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido da mineralização de lixiviados de macrófitas aquáticas



A partir de diluições dos lixiviados de macrófitas e água do reservatório, foi obtida, em todas as incubações, a concentração inicial de  $45,2 \pm 0,8 \text{ mg L}^{-1}$  de COD, determinado com analisador de carbono orgânico dissolvido (modelo TOC-L ASI-L, marca Shimadzu Total Organic Carbon Analyzer). Também foram determinadas as concentrações iniciais de OD utilizando oxímetro (YSI modelo 58) nos diferentes tratamentos. Para evitar processos de degradação anaeróbia, as câmaras foram reaeradas antes que o OD atingisse a concentração de  $2,0 \text{ mg L}^{-1}$ . Após aeração, se realizou nova medida de concentração de OD. Até o 22º dia, as determinações de OD, de pH e de condutividade elétrica (CE) foram diárias (Figura 3), se tornando menos frequentes no decorrer do experimento, que totalizou 48 medições, ao longo de 90 dias. Todos os frascos foram envoltos em papel alumínio para evitar processos fotossintéticos. Esses foram

mantidos em incubadoras, no escuro, a 21 °C, temperatura média da água no reservatório do Monjolino (SANTOS; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2011) e a 25 °C, considerando a projeção do aumento em mais de 4 °C na temperatura global até o ano de 2100 (IPCC, 2014).

No 90º dia experimental, foram determinadas as concentrações de COD e ND dos lixiviados das macrófitas em cada bioensaio. O carbono mineralizado ( $\Delta\text{COD}$ ) foi estimado a partir da diferença entre as concentrações iniciais e finais de COD. Também se determinou a mineralização do nitrogênio ( $\Delta\text{ND}$ ) consumido (a partir da subtração da concentração inicial e final de ND).

Foram mensuradas nos bioensaios as variações temporais, correspondentes aos dias amostrais, de CE, utilizando condutivímetro (Digimed; modelo DM-3) e do pH por meio de pHmetro (Qualxtron; modelo 8010). Ao final, as concentrações de OD, COD, ND e a CE dos lixiviados das câmaras controle foram subtraídos dos tratamentos, para considerar apenas essas variáveis correspondentes aos respectivos lixiviados.

### 2.1.3 Modelagem matemática

Para a determinação do consumo de oxigênio dissolvido acumulado foi utilizado um modelo cinético de primeira ordem. Os dados foram ajustados utilizando regressão não linear, com algoritmo iterativo de Levenberg-Marquardt (PRESS et al., 2007). A variação do consumo de oxigênio dissolvido foi obtida a partir da Equação 1,

$$CO = CO_{m\acute{a}x} \times (1 - e^{-k_D t}) \quad (1),$$

em que: CO, consumo acumulado de oxigênio dissolvido;  $CO_{m\acute{a}x}$ , consumo máximo de oxigênio dissolvido ( $\text{mg L}^{-1}$ );  $k_D$ , coeficiente de desoxigenação ( $\text{dia}^{-1}$ ); t, tempo (dia). Para identificar o efeito da temperatura sobre os consumos de oxigênio dissolvido acumulado, na modelagem a 25 °C, se considerou o  $k_D$  obtido na parametrização a 21 °C, multiplicado pela inclinação da regressão linear que confronta os consumos de oxigênio dissolvido em ambas as temperaturas.

A estequiometria global do processo (O/C) foi determinada a partir da razão  $OC_{m\acute{a}x}$  estimado (obtido a partir do modelo cinético aplicado aos dados experimentais) dividido pelo  $\Delta\text{COD}$ .

O tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) do OD de cada lixiviado de macrófita foi determinado a partir da Equação 2,

$$t_{1/2} = \frac{\ln(0.5)}{-k} \quad (2)$$

Para avaliar o efeito da temperatura no processo de consumo de oxigênio dissolvido, foi calculado o coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ) a partir da Equação 3 (BOWIE et al., 1985),

$$Q_{10} = \left(\frac{k_2}{k_1}\right)^{\left(\frac{10}{T_2 - T_1}\right)} \quad (3),$$

em que:  $k_1$  coeficiente de mineralização da menor temperatura;  $k_2$  coeficiente de mineralização da maior temperatura; T1 temperatura menor; T2 temperatura maior. As relações  $k_2/k_1$  foram obtidas pelas inclinações das regressões lineares que compararam os valores de consumo de oxigênio dissolvido, nas temperaturas de 21 (eixo x) e 25 °C (eixo y).

#### 2.1.4 Análises estatísticas

O teste de normalidade de Shapiro-Wilk foi aplicado aos dados e quando não-paramétricos, o teste de variância de Mann-Whitney foi realizado para a comparação par a par entre 21 e 25 °C. O teste de variância de Kruskal-Wallis foi realizado para comparar os diferentes lixiviados, seguido do teste *post-hoc* de Mann-Whitney, para verificar a variância entre os tratamentos, sendo consideradas diferenças estatisticamente significativas valores de  $p < 0,05$  (> 95% de confiança). Para as análises estatísticas, foi utilizado o software PAST versão 2.17c (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

### 3 RESULTADOS

As variações temporais de pH, de CE e de OD não passaram no teste de normalidade de Shapiro-Wilk. Sendo esses dados não paramétricos, o teste de Mann-Whitney demonstrou que os substratos utilizados nos bioensaios apresentaram padrões distintos para as variáveis analisadas. Quando comparados os consumos de oxigênio dissolvido em função das temperaturas, todos apresentaram diferenças significativas entre si para os parâmetros estudados ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 1 e 3), exceto para o pH ( $p > 0,05$ ; ANEXO 2). Os consumos de oxigênio dissolvido em função dos lixiviados foram estatisticamente distintos (ANEXOS 4, 5, 6, 7, 8 e 9) resultando em respostas diferentes para o aumento de temperatura.

As frações de MOP, MOD, MO e MI, correspondente a cada lixiviado, apresentaram proporções distintas. O carbono total das macrófitas (CT), o nitrogênio total da macrófita (NT), o carbono dissolvido (CD), o nitrogênio dissolvido (ND), o carbono dissolvido relativo à biomassa inicial ( $CD_{rel}$ ) e o nitrogênio dissolvido relativo à biomassa inicial ( $ND_{rel}$ ) também foram particulares para cada origem de lixiviado (Tabela 1).

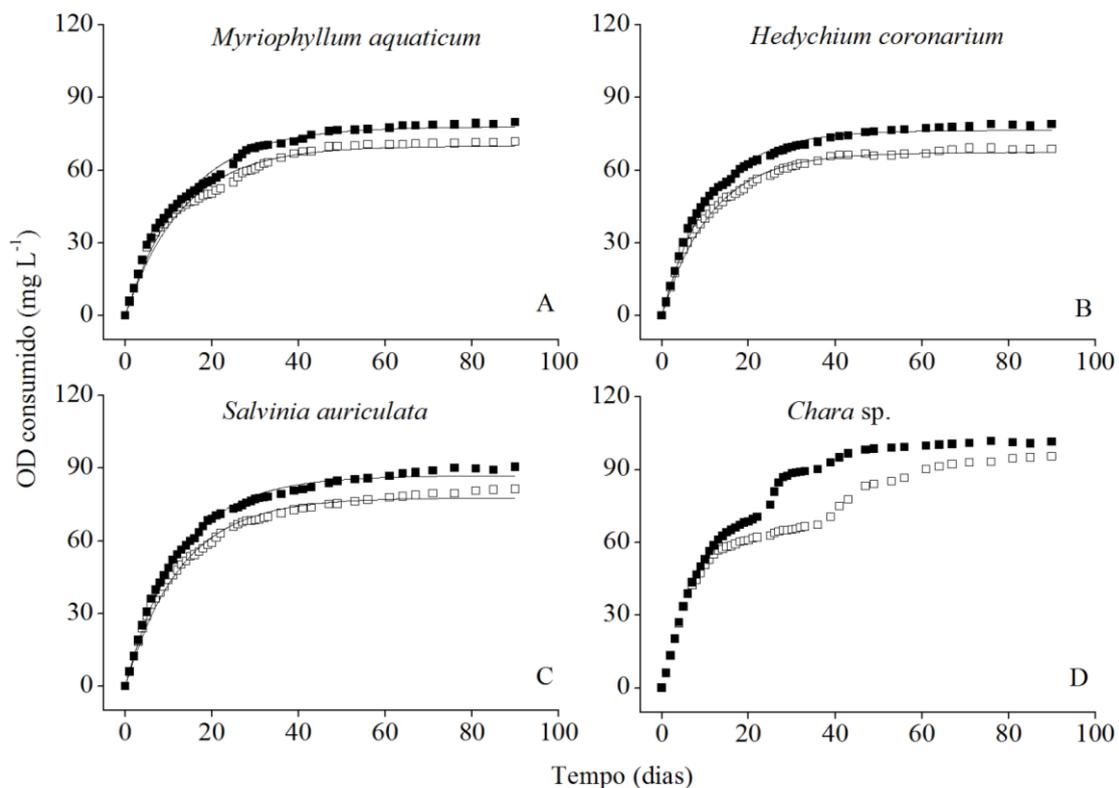
Tabela 1. Proporções de frações particulada, dissolvida, matérias orgânica e inorgânica de cada planta e carbono e nitrogênio de cada lixiviado no dia inicial de bioensaio. Valores de NT foram estimados a partir da porcentagem de N em cada macrófita, de acordo com <sup>1</sup>Costa; Henry (2010); <sup>2</sup>Little (1979); <sup>3</sup>Williams (1979); <sup>4</sup>Boyd (1867). MOP, matéria orgânica particulada; MOD, matéria orgânica dissolvida (correspondente ao lixiviado); MO, matéria orgânica; MI, matéria inorgânica; CT, carbono total na planta íntegra; NT, nitrogênio total na planta íntegra; CD, carbono dissolvido; ND, nitrogênio dissolvido; CD<sub>rel</sub>, carbono relativo à biomassa inicial; ND<sub>rel</sub>, nitrogênio relativo à biomassa inicial; DP, desvio-padrão

Macrófita	MOP (%)	MOD (%)	MO (%)	MI (%)	CT (mg g <sup>-1</sup> )	NT (mg g <sup>-1</sup> )	CD (%)	ND (%)	CD <sub>rel</sub> (%)	ND <sub>rel</sub> (%)
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	79,88	20,12	86,53	13,65	406,69	49,00	26,52	0,46	13,12	1,90
<i>Hedychium coronarium</i>	79,65	20,35	92,23	7,77	433,48	15,00	20,88	0,08	9,80	1,07
<i>Salvinia auriculata</i>	80,77	19,23	79,95	20,05	375,77	8,40	15,02	0,08	7,69	1,79
<i>Chara sp.</i>	81,20	18,80	42,68	57,32	200,60	24,60	22,58	0,29	21,16	2,24
Média	80,37	19,62	75,34	24,69	354,14	24,25	21,25	0,22	12,94	1,75
DP	0,73	0,73	22,34	22,31	105,04	17,79	4,77	0,18	5,92	0,49

A macrófita com maior concentração de MOD foi *H. coronarium* (20,35%) e a que apresentou menor concentração foi *Chara* sp. (18,80%). A macrófita com maior proporção de matéria orgânica particulada foi *Chara* sp. (81,20%). A maior massa de CT foi observada em *H. coronarium* (433,48 mg g<sup>-1</sup>), enquanto a menor foi verificada para *Chara* sp. (200,60 mg g<sup>-1</sup>). O NT de *M. aquaticum* apresentou a maior massa (49,0 mg g<sup>-1</sup>), enquanto *S. auriculata* apresentou a menor massa de NT (8,40 mg g<sup>-1</sup>). As maiores concentrações de CD e ND dissolvidos estavam presentes no lixiviado de *M. aquaticum* (26,52% e 0,46%, respectivamente) e os menores valores foram obtidos no lixiviado de *S. auriculata* (15,02% e 0,08%, respectivamente). O lixiviado com maior porcentagem de CD<sub>rel</sub> foi o de *M. aquaticum*, que correspondeu a 13,12% (i.e., 53,35 mg), e o menor, de *S. auriculata*, com 7,69% (i.e., 28,88 mg g<sup>-1</sup>). O lixiviado com maior porcentagem de ND<sub>rel</sub> foi o de *Chara* sp., que corresponde a 2,24% (i.e., 0,55 mg g<sup>-1</sup>). Dessa forma, a cada grama de macrófita em massa seca, no estágio inicial de decomposição, essas foram as porcentagens de C e N liberadas para o sistema aquático. A média da composição das macrófitas aquáticas, (Tabela 1) para MOP foi 80,37% ( $\pm 0,73$ ), para MOD (i.e., lixiviado) 19,62% ( $\pm 0,73$ ), MO foi de 75,34% ( $\pm 22,34$ ), MI foi de 24,69% ( $\pm 22,31$ ), para CT da planta foi de 354,14 mg ( $\pm 105,04$ ), para NT foi de 24,25 mg ( $\pm 17,79$ ), para CD foi de 21,25% ( $\pm 4,77$ ), de ND foi de 0,22% ( $\pm 0,18$ ), de CD<sub>rel</sub> foi de 12,94% ( $\pm 5,92$ ) e de ND<sub>rel</sub> foi de 1,75% ( $\pm 0,49$ ).

Inicialmente, houve consumo rápido de oxigênio dissolvido em todas as variações experimentais, atingindo a estabilidade na fase subsequente. As frações lixiviadas de *M. aquaticum*, *H. coronarium* e *S. auriculata* apresentaram padrões similares de consumo de oxigênio dissolvido ao longo do tempo (Figura 3A, 3B e 3C). Para estes, a estabilidade no consumo foi iniciada a partir do 40° dia. Em contrapartida, o lixiviado de *Chara* sp., em ambas as temperaturas (Figuras 3D), apresentou consumo da fração lábil até aproximadamente o 19° dia. A partir desse momento, a curva de consumo de oxigênio dissolvido apresentou novo incremento.

Figura 3. Variação temporal do consumo de oxigênio dissolvido (OD) acumulado dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C (□) e a 25 °C (■)



O coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ) e o tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) são expressos na Tabela 2. Todos os valores de  $Q_{10}$  obtidos foram superiores a 1.

Tabela 2. Valores de coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ) e tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) para os diferentes tratamentos durante o processo de mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C

Lixiviado	$Q_{10}$	21 °C	25 °C
		$t_{1/2}$ (dias)	
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	1,27	9,24	8,66
<i>Hedychium coronarium</i>	1,39	7,96	7,70
<i>Salvinia auriculata</i>	1,33	8,88	8,66
<i>Chara</i> sp.	1,45	5,09	4,62
Média	1,36±0,07	7,79±1,63	7,41±1,66

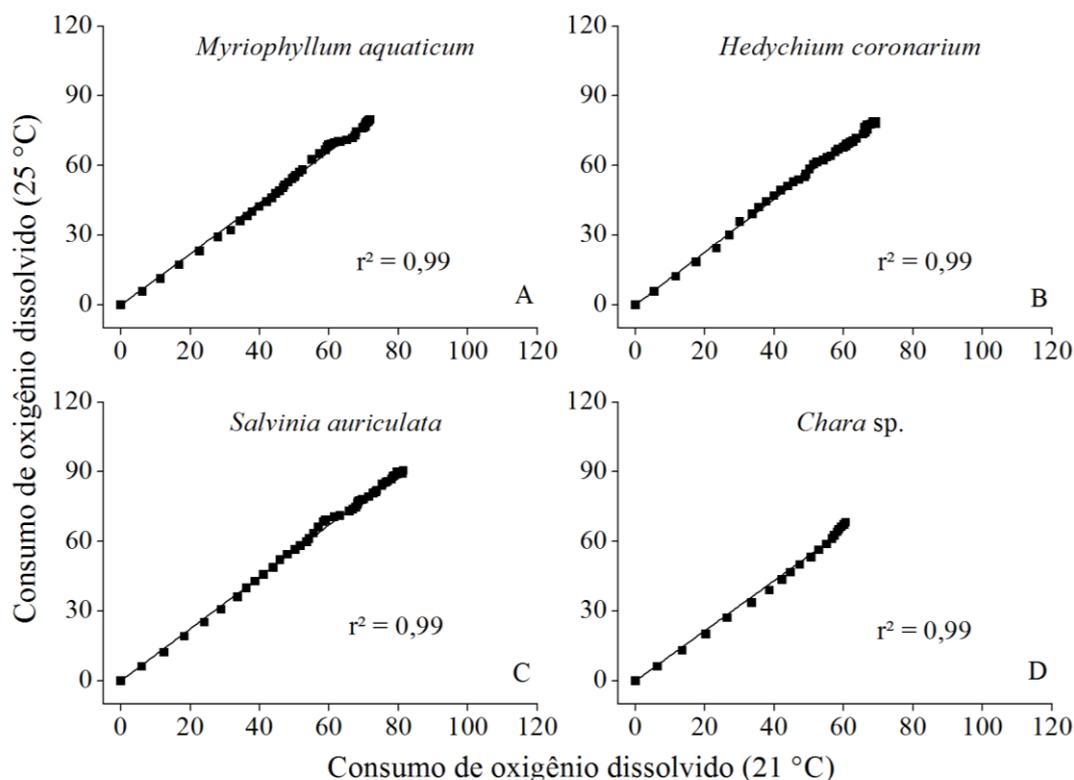
As comunidades microbianas sofreram maior influência da temperatura quando na presença de lixiviado de *Chara* sp. ( $Q_{10} = 1,45$ ). Em contrapartida, nas câmaras contendo lixiviado de *M. aquaticum* foi observada a menor influência do aumento de temperatura ( $Q_{10} = 1,27$ ). A média global do  $Q_{10}$  foi de 1,36.

Os  $t_{1/2}$  do consumo de oxigênio dissolvido para a mineralização de todos os lixiviados foram menores a 25 °C, demonstrando que o decaimento em massa pela ação de microrganismos ocorre mais rapidamente na maior temperatura. O consumo de oxigênio dissolvido pelos microrganismos na presença do lixiviado de *Chara* sp. foi o mais rapidamente assimilado em ambas as temperaturas, sendo que, a 25 °C, essa espécie apresenta o processo mais rápido comparado a todos os outros (4,62 dias), conforme a Tabela 6. O processo mais lento, por sua vez, foi observado no lixiviado de *M. aquaticum* a 21°C, levando 9,24 dias para completar e meia-vida do oxigênio dissolvido (Tabela 2). A 25 °C, *M. aquaticum* e *S. auriculata* demonstraram ter seus lixiviados assimilados em um maior intervalo de tempo (ambos com 8,66 dias de  $t_{1/2}$ ). A média global do  $t_{1/2}$  a 21 °C foi de 7,79 dias e a 25 °C de 7,41 dias. De forma, geral, os  $t_{1/2}$  tiveram valores de mesma ordem de grandeza, não havendo grandes diferenças entre as duas temperaturas, para todos os lixiviados.

As inclinações das retas das regressões lineares mostram o efeito no consumo de oxigênio dissolvido com aumento em 4 °C na temperatura (Figura 4). O confronto dos consumos acumulados de oxigênio dissolvido das mineralizações de lixiviado de *M. aquaticum* a 21 e 25 °C apresentaram coeficiente angular (i.e.,  $k_2/k_1$ ) igual a 1,10 (Figura 4A). Para o lixiviado de *H. coronarium*, a inclinação da regressão linear foi de 1,14, sendo a maior de todas (Figura 4B). O resultado da comparação do efeito da temperatura sobre o consumo de oxigênio dissolvido dos compostos hidrossolúveis de *S. auriculata*

apresentaram regressão linear com inclinação de 1,11 (Figura 4C). Por outro lado, o lixiviado de *Chara* sp. apresentou inclinação da regressão linear de 1,07, sendo a menor, quando comparada aos outros tratamentos (Figura 4D).

Figura 4. Regressões lineares comparando os efeitos das temperaturas (21 °C e 25 °C) no consumo de oxigênio dissolvido dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.



Na Tabela 3 são relacionados os valores da parametrização do modelo matemático para consumo de oxigênio dissolvido (i.e.,  $OC_{m\acute{a}x}$ ), coeficientes de desoxigenação e os coeficientes de determinação ( $r^2$ ), para cada lixiviado, em cada temperatura. A 21 °C, o maior consumo de oxigênio dissolvido foi observado para a fração dissolvida de *S. auriculata* ( $77,8 \text{ mg L}^{-1}$ ) e a menor para *Chara* sp. ( $66,75 \text{ mg L}^{-1}$ ). Sob 25 °C, o consumo máximo de oxigênio dissolvido também foi obtido nas câmaras de *S. auriculata* ( $86,72 \text{ mg L}^{-1}$ ), mas o menor foi para o lixiviado de *H. coronarium* ( $76,36 \text{ mg L}^{-1}$ ). Os maiores valores de  $k_D$  foram obtidos a partir do lixiviado de *Chara* sp., a 21 °C e 25 °C ( $0,136 \text{ dia}^{-1} (\pm 0,005)$  e  $0,15 \text{ dia}^{-1}$ , respectivamente). Os menores valores de  $k_D$  foram observados para o lixiviado de *M. aquaticum*, tanto a 21 °C,  $0,075 \text{ dia}^{-1} (\pm 0,002)$ , quanto a 25 °C,  $0,082 \text{ dia}^{-1}$ . O máximo de variação em função da composição dos lixiviados foi de 7%. Em contrapartida, quando confrontados os  $OC_{m\acute{a}x}$ , nas diferentes temperaturas, houve

aumento de 9,6% no consumo de oxigênio dissolvido a 25 °C. Houve diferença significativa no que se refere aos consumos de oxigênio dissolvido em relação à fonte do lixiviado ( $p < 0,05$ ).

Tabela 3. Parametrização do modelo cinético durante a mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C. OC<sub>máx</sub>, consumo máximo de oxigênio dissolvido;  $k_D$ , coeficiente de desoxigenação;  $r^2$ , coeficiente de determinação.

Lixiviado	21 °C					25 °C				
	OC <sub>máx</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	EP	$k_D$ (dia <sup>-1</sup> )	EP	$r^2$	OC <sub>máx</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	EP	$k_D$ (dia <sup>-1</sup> )	EP	$r^2$
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	69,97	0,76	0,075	0,002	0,97	76,19	0,45	0,082	-	0,98
<i>Hedychium coronarium</i>	67,29	0,37	0,087	0,001	0,99	76,36	0,30	0,099	-	0,99
<i>Salvinia auriculata</i>	77,83	0,52	0,078	0,001	0,99	86,72	0,32	0,087	-	0,99
<i>Chara</i> sp.	66,75	1,12	0,136	0,005	0,99	69,59	0,83	0,150	-	0,98
Média	70,46±5,11	0,09	-	-	-	77,21±7,07		0,104	-	

A 21 °C, a média de  $OC_{máx}$ , para os lixiviados das plantas aquáticas foi de 70,46 mg L<sup>-1</sup>, enquanto a 25 °C, esse valor médio foi de 77,21 mg L<sup>-1</sup> (Tabela 3). Os  $r^2$  variaram de 0,97 a 0,99 (Tabela 2).

Com relação à quantidade de carbono inicial, final e mineralizado em cada lixiviado analisado, além do nitrogênio inicial, final e sua variação (Tabela 4), foi possível notar que o lixiviado de *M. aquaticum* foi o mais mineralizado, em ambas as temperaturas; porém, a 21 °C, sua mineralização foi maior ( $\Delta COD = 44,25$  mg L<sup>-1</sup>). Por outro lado, o lixiviado de *S. auriculata* foi o menos mineralizado em ambas as temperaturas, apresentando menor mineralização a 25 °C ( $\Delta COD = 35,09$  mg L<sup>-1</sup>). A maior concentração de ND foi observada no lixiviado de *Chara* sp. (0,54 mg L<sup>-1</sup>) e a menor para *H. coronarium* (0,13 mg L<sup>-1</sup>). O mesmo padrão foi observado para esses lixiviados, para ambas as temperaturas, em relação ao  $\Delta ND$ .

Tabela 4. Variação das concentrações de carbono e nitrogênio durante o processo de mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C. COD<sub>i</sub>, carbono orgânico dissolvido inicial; COD<sub>f</sub>, carbono orgânico dissolvido final; ΔCOD, carbono mineralizado; ND<sub>i</sub>, nitrogênio dissolvido inicial; ND<sub>f</sub>, nitrogênio dissolvido final; ΔND, nitrogênio dissolvido mineralizado; DP, desvio-padrão.

Lixiviado	21 °C						25 °C			
	COD <sub>i</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	ND <sub>i</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	COD <sub>f</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	ΔCOD (mg L <sup>-1</sup> )	ND <sub>f</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	ΔND (mg L <sup>-1</sup> )	COD <sub>f</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	ΔCOD (mg L <sup>-1</sup> )	ND <sub>f</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	ΔND (mg L <sup>-1</sup> )
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	45,57	0,35	1,45	44,25	0,18	0,16	7,54	38,03	0,21	0,14
<i>Hedychium coronarium</i>	45,62	0,13	3,10	42,52	0,08	0,05	7,62	37,99	0,09	0,04
<i>Salvinia auriculata</i>	45,54	0,21	4,38	41,16	0,12	0,09	10,45	35,09	0,13	0,08
<i>Chara</i> sp.	43,98	0,54	1,70	42,28	0,37	0,17	6,28	37,70	0,38	0,16
Média	45,17	0,30	2,65	42,55	0,18	0,11	7,97	37,20	0,20	0,10
DP	0,79	0,17	1,35	1,27	0,12	0,05	1,76	1,41	0,12	0,05

O COD<sub>i</sub> médio dos lixiviados das plantas aquáticas foi de 45,17 mg L<sup>-1</sup> (± 0,79) e ND<sub>i</sub> médio foi de 0,30 mg L<sup>-1</sup> (± 0,17). A 21 °C, COD<sub>f</sub> apresentou média de 2,65 mg L<sup>-1</sup> (± 1,35), enquanto o ΔCOD foi de 42,55 mg L<sup>-1</sup> (± 1,27) e ΔND apresentou média de 0,11 mg L<sup>-1</sup> (± 0,05). Sob 25 °C, a média de ΔCOD foi de 37,20 mg L<sup>-1</sup> (± 1,41), de ND<sub>f</sub> foi de 0,20 mg L<sup>-1</sup> (± 0,12) e de ΔND 0,10 mg L<sup>-1</sup> (± 0,05), que foram menores em comparação à menor temperatura, com exceção de COD<sub>f</sub> com média de 7,97 mg L<sup>-1</sup> (± 1,76), devido à menor mineralização.

As razões dos valores de  $k_D$  entre os diferentes lixiviados, considerando as mesmas temperaturas (Tabela 5), mostram que comparando os coeficientes das frações dissolvidas de *Chara* sp. e *M. aquaticum* a 21 °C, a primeira foi 1,81 vezes maior que a segunda. Quando comparada às outras razões, essa foi a maior de todas, enquanto a menor razão dentre todas foi do lixiviado de *S. auriculata*, 1,04 vezes maior que o lixiviado de *M. aquaticum*.

Tabela 5. Razões dos valores de  $k_D$  para cada lixiviado de macrófita, em cada temperatura experimental. LM, lixiviado de *Myriophyllum aquaticum*; LH, lixiviado de *Hedychium coronarium*; LS, lixiviado de *Salvinia auriculata*; LC, lixiviado de *Chara* sp.

Razão	21 °C	25 °C
LC / LM	1,81	1,52
LC / LH	1,56	1,23
LC / LS	1,74	1,39
LH / LM	1,16	1,23
LH / LS	1,11	1,12
LS / LM	1,04	1,09

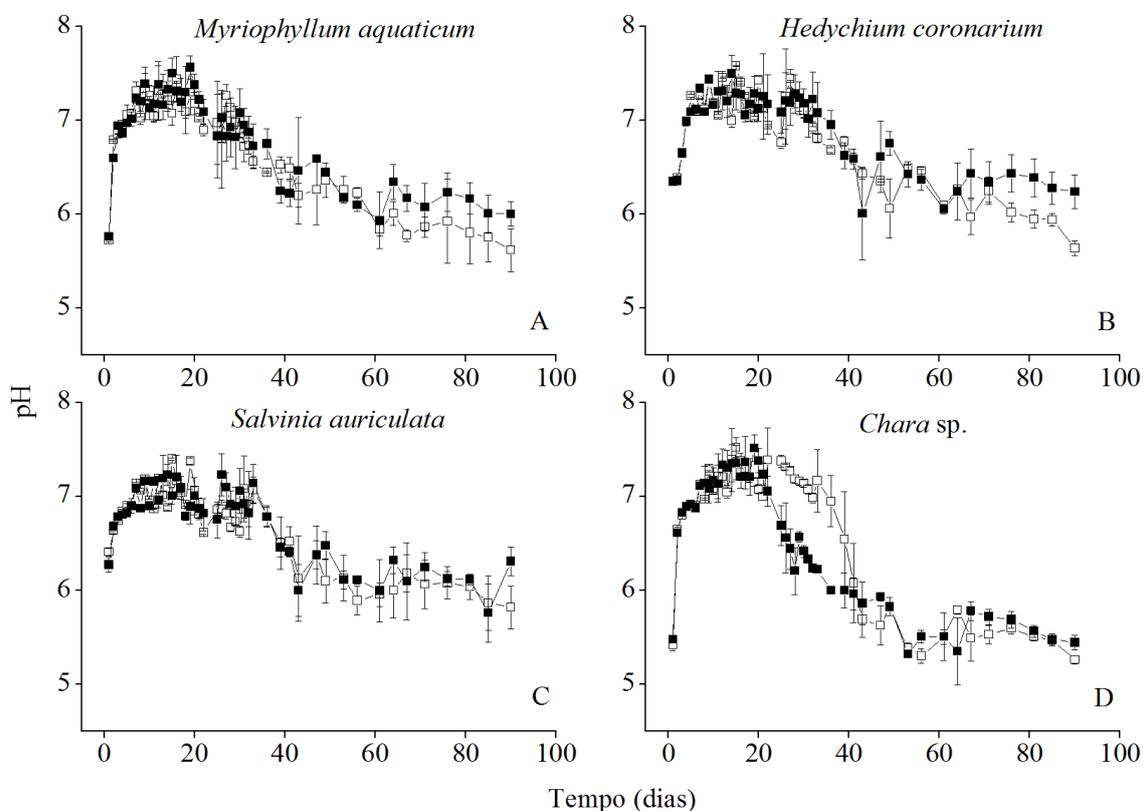
As razões estequiométricas O/C (Tabela 6) também foram distintas quando comparados os quatro lixiviados. Para a razão  $OC_{m\acute{a}x}/\Delta COD$ , os maiores valores obtidos foram para o lixiviado de *S. auriculata* a 21 °C e 25 °C (1,89 e 2,47, respectivamente). Os menores valores foram observados para o lixiviado de *Chara* sp. (21 °C) e *H. coronarium* (25 °C). A média da razão  $OC_{m\acute{a}x}/\Delta COD$ , a 21 °C, foi 1,65 (± 0,15) e a 25 °C, igual a 2,10 (± 0,26). A 25 °C, ficou evidente que a razão estequiométrica aumentou para todos os lixiviados.

Tabela 6. Valores da razão estequiométrica O/C para os lixiviados de macrófitas, em ambas as temperaturas experimentais.  $OC_{m\acute{a}x}$ , consumo máximo de oxigênio dissolvido;  $\Delta COD$ , carbono orgânico dissolvido mineralizado

Lixiviado	21 °C	25 °C
	$OC_{m\acute{a}x}/\Delta COD$	$OC_{m\acute{a}x}/\Delta COD$
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	1,58	2,05
<i>Hedychium coronarium</i>	1,58	2,01
<i>Salvinia auriculata</i>	1,89	2,47
<i>Chara</i> sp.	1,57	2,09
Média	1,65±0,15	2,15±0,21

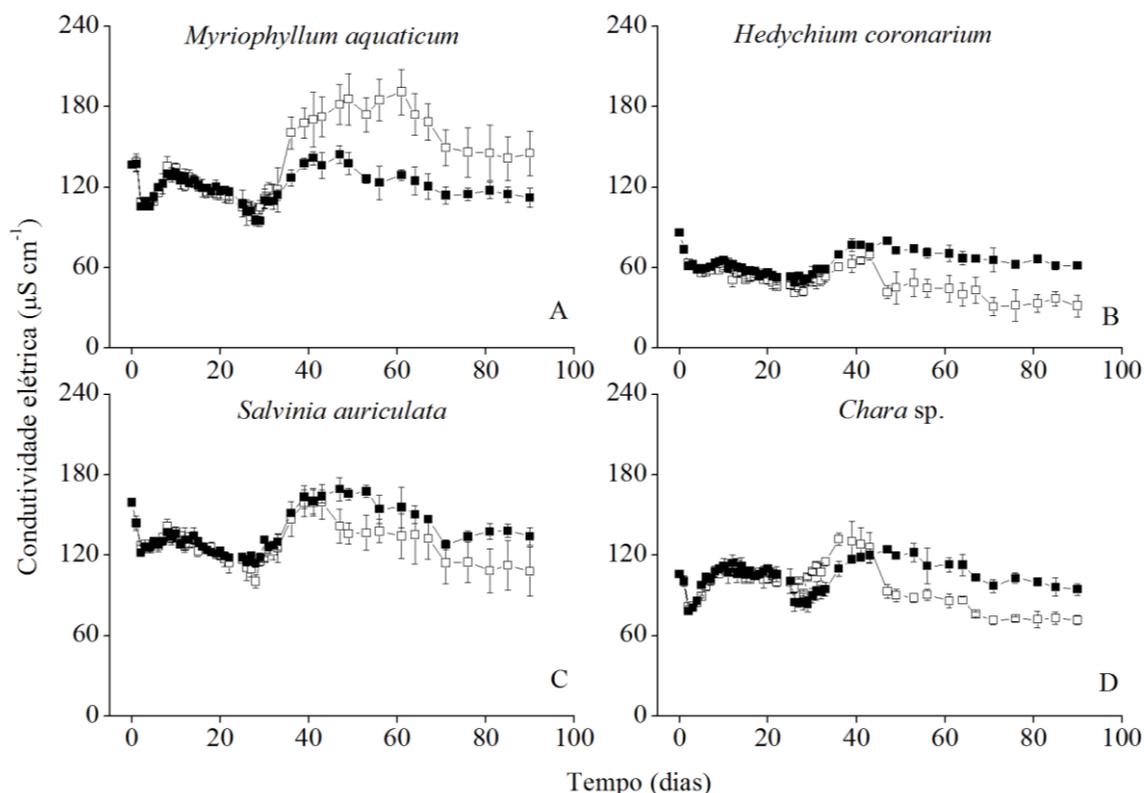
As variações temporais do pH nas incubações com diferentes lixiviados demonstraram que a 21 °C, o pH do lixiviado de *M. aquaticum* variou de 5,62 a 7,43 (Figura 5A); em contrapartida, o lixiviado de *H. coronarium* apresentou variação de 5,64 a 7,57 (Figura 5C). Na fração solúvel de *S. auriculata*, o pH oscilou entre 5,81 e 7,39 (Figura 5E); e no lixiviado de *Chara* sp. variou de 5,25 a 7,52 (Figura 5G). A 25 °C, *M. aquaticum* oscilou entre 5,76 e 7,56 (Figura 5B); *H. coronarium* variou de 6,01 a 7,49 (Figura 5D); *S. auriculata* teve como valor mínimo 5,75 e máximo de 7,23 (Figura 5F); e em *Chara* sp. se observou oscilação entre 5,32 e 7,51 (Figura 5H). Contudo, independente da origem do lixiviado, temporalmente, os valores de pH tenderam a decrescer e se estabilizar.

Figura 5. Variação temporal do pH para os lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C (□) e a 25 °C (■)



A variação temporal da CE dos lixiviados (Figura 7) mostrou que a 21 °C, as variações para o lixiviado de *M. aquaticum*, foram de 102,40  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  a 191,10  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6A); para o lixiviado de *H. coronarium* entre 30,96  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  e 86,20  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6C); para a fração solúvel de *S. auriculata* de 101,40  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  a 159,73  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6E); e para o lixiviado de *Chara* sp. de 71,33  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  a 131,93  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6G). A 25 °C, a condutividade elétrica da fração dissolvida de *M. aquaticum* variou de 94,66  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  a 144,30  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6B); do lixiviado de *H. coronarium* oscilou de 48,80  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  a 86,20  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6D); do lixiviado de *S. auriculata* foi entre 114,03  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  e 169,30  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  (Figura 6F); e para o lixiviado de *Chara* sp. variou de 78,06 a 123,96 (Figura 6H). Temporalmente, a CE dos lixiviados se mantiveram estáveis, com poucas oscilações nos dias amostrais intermediários.

Figura 6. Variação temporal da condutividade elétrica ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ) para os lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C ( $\square$ ) e a 25 °C ( $\blacksquare$ )



#### 4 DISCUSSÃO

A hipótese de aumento no consumo de oxigênio em função da temperatura foi corroborada pelos resultados obtidos pois houve potencialização no consumo de oxigênio dissolvido e alteração dos  $k_D$  na mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas em função do aumento da temperatura. Porém, com o aumento em 4 °C do sistema, não houve potencialização da mineralização do C e do NT de nenhum dos lixiviados.

A MOD, por ser o componente em maior quantidade presente nos sistemas aquáticos continentais (ATTERMEYER et al., 2018), é fundamental para a manutenção desses ambientes. A contribuição da MOD autóctone em sistemas aquáticos é modulada, em sua maioria, por lixiviados e excretas de algas e macrófitas (WETZEL, 2001). A MOD de macrófitas aquáticas desempenha importante papel nos sistemas aquáticos, na ciclagem de nutrientes (LIU et al., 2018). As biomassas de *Chara* sp. e *S. auriculata* apresentaram menores quantidades de MOD e maiores teores de MOP. De forma geral,

macrófitas emersas que apresentam maior maior produção devido ao acesso à luz solar e absorção de nutrientes do sedimento (KAZANJIAN et al., 2018), contrariando os resultados obtidos no atual estudo. Em contrapartida, *H. coronarium* e *M. aquaticum*, apresentaram menores teores de MOP e maiores quantidades de MOD (Tabela 1). Em ambientes com predomínio de macrófitas submersas e emergentes, há grande contribuição de MOD para o sistema (HE; SONG; JIANG, 2018). Em um estudo comparando as razões elementares de *Myriophyllum quitense* e algas filamentosas bentônicas, se observou que a liberação de nutrientes foi maior para a macrófita que de algas, além da sazonalidade ser um fator importante para essas flutuações (CUASSOLO et al., 2011).

Os lixiviados das plantas aquáticas contribuem de forma distinta para a ciclagem de C e N. O lixiviado de *M. aquaticum* apresentou maior mineralização de COD em ambas as temperaturas, quando comparado aos outros. O hábito da espécie de macrófita regula a forma como o C e nutrientes serão alocados na planta e, indiretamente, influenciará no ciclo desses elementos no sistema (GRASSET et al., 2015). As plantas selecionadas liberam no ambiente, em média, 21,25% ( $\pm 4,77$ ) de CD, que é diretamente assimilado por microrganismos. O COD é prontamente assimilado pelos microrganismos e estes são consumidos por organismos heterotróficos e mixotróficos (BADE et al., 2007). Mas esse carbono pode chegar aos níveis tróficos superiores diretamente pela alça microbiana (AZAM et al., 1983; POMEROY et al., 2007), fenômeno que acelera a ciclagem do C em sistemas aquáticos.

O lixiviado de *M. aquaticum* liberou maior quantidade de ND, seguida pela fração dissolvida de *Chara* sp.. O lixiviado de *Chara* sp., por sua vez, liberou, maior quantidade ND<sub>rel</sub> para o sistema aquático. Estudos demonstraram que plantas submersas enraizadas têm grande importância na ciclagem de N em ecossistemas de água doce e na retenção e perda de N pela rizosfera no sedimento (RACCHETTI et al., 2017; SOANA; BARTOLI, 2014). Por apresentarem características que auxiliam em estudos moleculares e fisiológicos, as carófitas vêm sendo utilizadas como organismos modelo em diversas áreas da biologia (DOMOZYCH; POPPER; SØRENSEN, 2016). A macroalga *Chara* spp., por exemplo, atua como uma bomba de N que retira o elemento do sedimento e o libera na coluna d'água (VERMEER et al., 2003). A interação de macrófitas com o N foi observada em *Potamogeton malaiianus*, *Vallisneria natans*, *Hydrilla verticillata*, todas macrófitas enraizadas, que também são eficientes em remover N do sedimento (YAN et

al., 2018). Além disso, o biofilme associado a estas espécies tem papel importante na remoção de N em áreas alagáveis (YAN et al., 2018), que promovem a nitrificação e a desnitrificação no sistema. A baixa contribuição de C e N do lixiviado de *Chara* sp. pode ser explicada pelo fato dela estocar esses elementos e outros nutrientes em sua biomassa, tornando menor a liberação desses para o ambiente (KUFEL; KUFEL, 2002). Essa capacidade de remoção de N do ambiente também já foi observada para *M. aquaticum* na fitorremediação de áreas alagáveis (SUN et al., 2017). A composição de *H. coronarium* pode explicar as baixas concentrações de C e N em seu lixiviado e corresponde a outros processos decorrentes associados (e.g., reciclagem de microrganismos, nitrificação). *Hedychium coronarium* é composta, majoritariamente (cerca de 80%), por fibras (LEITE-ROSSI et al., 2016).

Os valores de  $Q_{10}$  mostram que os microrganismos presentes nas incubações apresentaram sensibilidade ao aumento de 4° C, uma vez que os valores foram superiores a 1. Em um estudo avaliando a decomposição de *Myriophyllum spicatum*, também com o incremento em 4 °C (VELTHUIS et al., 2018), o aumento de temperatura potencializou a ciclagem de C, mas não seu depósito no sedimento. Aliado a esse fato, o aumento da temperatura e a quantidade de nutrientes no ambiente podem influenciar na estequiometria C:N e C:P (VELTHUIS et al., 2017). A decomposição da matéria orgânica também é influenciada pela temperatura (KÄTTERER et al., 1998), inclusive, de lixiviados de macrófitas aquáticas (PARK; CHO, 2003). Com o aumento da temperatura, há aceleração na ciclagem da fração lábil (STUBLE et al., 2019). Também é importante ressaltar que durante o processo de decomposição de macrófitas aquáticas, há grande potencial de emissão de gases do efeito estufa (GEE) para a atmosfera (GRASSET et al., 2019). Com o aumento da temperatura global, ambientes de água doce têm a ciclagem do C potencializada, com maior emissão de GEE (YVON-DUROCHER et al., 2017). Tais emissões provenientes da decomposição de macrófitas aquáticas são sensíveis às alterações climáticas, inclusive, em condições anaeróbias, com emissão de CO<sub>2</sub> e CH<sub>4</sub> (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2016). Também foi constatado em outro estudo o aumento de emissão de CH<sub>4</sub> em ambientes com maior concentração de macroalgas que, aliado ao aumento de temperatura, muda os fluxos de C nos sistemas aquáticos (GRASSET et al., 2016).

Os  $t_{1/2}$  dos consumos de oxigênio dissolvido foram menores para todos os lixiviados a 25 °C, ou seja, o consumo de oxigênio foi potencializado. O  $t_{1/2}$  referente à

fração lixiviada foi menor quando comparado ao de detritos particulados e essa fração refratária é principalmente decomposta nos sedimentos, onde há baixa concentração de oxigênio dissolvido (WETZEL, 2001). Além disso, nos sedimentos de reservatórios eutróficos, a liberação de N e P é importante para a ciclagem desses nutrientes nos sistemas aquáticos (NOWLIN; EVARTS; VANNI, 2005). Dessa forma, os detritos de macrófitas aquáticas contribuem significativamente para os ciclos biogeoquímicos de águas continentais (LEVI et al., 2015), em especial, seus lixiviados.

O modelo cinético utilizado nesse estudo se ajustou adequadamente aos resultados obtidos. O consumo de oxigênio dissolvido, a mineralização do C e a velocidade de decomposição têm relação com a composição química do substrato (DILLY, 2001) e com a composição da microbiota presente no sistema (BERG et al., 2020). Durante a decomposição da MOD, há o rápido consumo de oxigênio dissolvido, tornando o ambiente redutor, que aumenta a abundância de microrganismos (HE; SONG; JIANG, 2018). Os microrganismos têm função-chave nos ciclos biogeoquímicos de C e N (PROSSER et al., 2007). Ao longo da decomposição de macrófitas aquáticas, há uma sucessão de comunidades de fungos e bactérias responsáveis por esse processo (PURAHONG et al., 2016). Dessa forma, a composição das comunidades de microrganismos, também atua como interferentes no balanço desses elementos nos ambientes aquáticos. Uma vez que o máximo de variação em função da composição dos lixiviados (7%) foi menor que a variação em função da temperatura (9,6%), se pode inferir que a temperatura teve maior influência no consumo de oxigênio dissolvido que a qualidade dos lixiviados.

A mineralização do lixiviado de *S. auriculata* apresentou maior consumo de oxigênio dissolvido que o de *M. aquaticum*. O oposto foi observado em um levantamento da decomposição dessas e outras plantas (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO; PANHOTA, 2011), sendo que a fração particulada esteve mais relacionada com a formação de substâncias húmicas em reservatórios e com a manutenção da respiração microbiana. Quando utilizada em um processo de fitorremediação de esgoto, *Salvinia molesta* também apresentou maior eficiência na redução da DBO (TANGAHU; PUTRI, 2017). Para *H. coronarium*, apesar de seu rizoma ter ação antimicrobiana (JOY; RAJAN; ABRAHAM, 2007), não foram inibidos os processos de mineralização dos microrganismos (uma vez que a planta inteira foi utilizada para a obtenção do lixiviado), apresentando valores altos de consumo de oxigênio dissolvido e mineralização de

carbono. Para todos os lixiviados, a 21 °C, houve maior consumo de oxigênio dissolvido, enquanto a 25 °C, houve investimento em produção secundária microbiana, uma vez que a mineralização é reduzida, ou seja, ocorreu menor transformação de carbono orgânico em inorgânico.

Os diferentes valores de  $k_D$  e as diferenças entre as razões de  $k_D$  observados são devido às composições moleculares e elementares de cada lixiviado, sendo a mineralização do C da fração dissolvida a que mais depende do consumo de oxigênio dissolvido (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO; PERET, 2008; PERET; BIANCHINI JR., 2004). Cada tipo de recurso orgânico apresenta um coeficiente de decomposição, sendo divididos entre lábeis (mais facilmente assimilados) e refratárias (decomposição a longo-prazo) (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008). Em adição, um estudo que avaliou as fases iniciais da decomposição de detritos terrestres em diferentes biomas concluiu que a qualidade do detrito tem grande influência na perda de biomassa desse estágio, sendo de grande importância para a ciclagem de C (DJUKIC et al., 2018). O maior  $k_D$  foi do lixiviado de *Chara* sp. a 21 °C e o menor foi do lixiviado de *M. aquaticum*. A maior razão de  $k_D$  dos lixiviados foi LC/LM a 21 °C e a menor de LS/LM. Devido ao  $k_D$  alto, é possível inferir que parte dos lixiviados de *Chara* sp. e *S. auriculata* são mais rapidamente consumidos ou assimilados pelas comunidades microbianas. O lixiviado de *Chara* sp. teve menor consumo de OD, porém, o maior  $k_D$  de todos e segunda menor mineralização, seguindo o padrão encontrado em estudo anterior, no qual se observa que indivíduos de *Chara* spp. têm decomposição mais lenta dos tecidos (SAND-JENSEN et al., 2018).

A estequiometria O/C mostra que com o aumento de temperatura, o OD foi mais requerido. A utilização de oxigênio dissolvido por parte das comunidades microbianas é estabelecida pela presença de compostos lábeis no sistema (BITAR; BIANCHINI JR., 2002), devido à facilidade de os microrganismos assimilarem e catabolizarem (respiração celular) esse tipo de material (GUILLEMETTE; MCCALLISTER; DEL GIORGIO, 2016). Os resultados sugerem que com o aumento da temperatura houve, na mineralização de todos os lixiviados, tendência de maior gasto de oxigênio por átomo de carbono oxidado. Independente da composição do lixiviado, esse resultado sugere que os aumentos dos valores da estequiometria O/C estejam ligados com a prevalência diferenciada de microrganismos (i.e., diversidade das comunidades microbianas (fungos e bactérias) presentes no sistema), suas densidades, adaptações e plasticidades

fisiológicas (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2002, PANHOTA; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2007, PERET; BIANCHINI JR., 2004) e dos tipos de rotas metabólicas. Por sua vez, a variação do coeficiente de desoxigenação parece basicamente guiada pela composição do substrato (BITAR; BIANCHINI JR., 2002), visto que as diferenças de seus valores (1,15 vezes) foram menores que as diferenças das relações O/C (1,30 vezes) em função do aumento da temperatura. A estequiometria O/C dos diferentes lixiviados nas duas temperaturas variou na mesma ordem de grandeza. Isso pode ocorrer devido à presença de diferentes populações de microrganismos com demandas metabólicas distintas (porém, com rotas semelhantes), que atuaram de acordo com a qualidade dos detritos (PANHOTA; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2007). A razão estequiométrica vai variar de acordo com a rota metabólica dos microrganismos (catabolismo) envolvidos no processo de mineralização e nas características dos detritos presentes no sistema (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2002), bem como os distintos processos de oxidação do C e consumo de oxigênio dissolvido.

As tendências de variação do pH e da CE são devidas ao processo de mineralização dos lixiviados. A diminuição do pH e o aumento da CE podem ser atribuídos à hidratação do CO<sub>2</sub>, com formação de ácido carbônico (H<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>), um ácido fraco, na reação  $\text{CO}_2 (\text{g}) + \text{H}_2\text{O} (\text{l}) \leftrightarrow \text{H}_2\text{CO}_3 (\text{aq})$ . Em seguida, sofrem a segunda dissociação, com formação de bicarbonato, seguindo a reação  $\text{H}_2\text{CO}_3 (\text{aq}) \leftrightarrow \text{H}^+ (\text{aq}) + \text{HCO}_3^- (\text{aq})$ . Esses íons bicarbonato, posteriormente, sofrem nova dissociação, formando o íon carbonato, seguindo a reação  $\text{HCO}_3^- (\text{aq}) \leftrightarrow \text{H}^+ + \text{CO}_3^{2-}$  (WETZEL, 2001). Outro processo envolvido na alteração do pH e CE é a nitrificação, a partir do amônio, com formação de nitrato, seguindo a reação  $\text{NH}_4^+ + 2\text{O}_2 \rightarrow \text{NO}_3^- + \text{H}_2\text{O} + 2\text{H}^+$  (WETZEL, 2001).

## 5 CONCLUSÃO

Os lixiviados de plantas aquáticas contribuem de maneira distinta na ciclagem de C e N. O aumento de temperatura potencializou o consumo de OD e o  $t_{1/2}$  do OD. Os processos de respiração foram mais intensos que o anabolismo (i.e., produção secundária microbiana). No entanto, esse padrão não foi observado para a mineralização de C e N. Isso indica que houve investimento em produção secundária microbiana. A estequiometria O/C varia de acordo com o tipo de lixiviado. Além, disso, a temperatura

apresentou maior efeito no processo de consumo de oxigênio dissolvido durante a mineralização de lixiviados de macrófitas aquáticas do que suas composições químicas.

## CAPÍTULO II

Efeito da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na mineralização e atividade enzimática de lixiviados de quatro espécies de macrófitas aquáticas

## 1 INTRODUÇÃO

As macrófitas são essenciais para a ciclagem de N em sistemas aquáticos, uma vez que várias espécies se associam a bactérias, as quais são responsáveis pela nitrificação e desnitrificação nesses ambientes (RIIS et al., 2012); em especial, carófitas, que são depósitos de N em sistemas aquáticos (RODRIGO et al., 2007). O nitrogênio presente nos ecossistemas aquáticos está principalmente nas formas nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ), amônia ( $\text{NH}_3$ ) e o íon amônio ( $\text{NH}_4^+$ ) (WETZEL, 2001). Além do nitrogênio, também ocorre a liberação de fósforo. Este é um macronutriente essencial para a produção primária e fator limitante em sistemas aquáticos (WETZEL, 2001). O fósforo tem origem natural (rochas, material particulado atmosférico e decomposição da matéria orgânica) ou artificial, como esgotos domésticos e industriais, ou material particulado atmosférico de origem industrial (ANA, 2020).

A temperatura é um fator regulador de diversos processos como a emissão de gases do efeito estufa (ABEN et al., 2017; JANSEN et al., 2019; KELLER et al., 2020; VAN BERGER et al., 2019). Maior temperatura aumenta o metabolismo de organismos aquáticos (SHAH et al., 2021, YVON-DUROCHER et al., 2010). A temperatura interfere na dinâmica populacional de diferentes níveis tróficos como do perifíton e de macroinvertebrados. Alterando, portanto, as composições das comunidades de ecossistemas aquáticos (KAZANJIAN et al., 2018, MARINO; ROMERO; FARJALLA, 2018; THACKERAY et al., 2016). A temperatura altera ainda a biodiversidade de organismos aquáticos (MOUTON et al., 2020, NUNEZ et al., 2019), inclusive, macrófitas aquáticas (SOUZA et al., 2021) e é responsável por modificar os coeficientes de decomposição de detritos (STUBLE et al., 2019; YUE et al., 2015).

Metabólitos secundários de macrófitas aquáticas, como polifenóis, constituem a estrutura das plantas e são liberados na água após a senescência desses organismos (CUNHA-SANTINO; PACOBAHYBA; BIANCHINI JR, 2003). Esses metabólitos também são responsáveis pela defesa das plantas aquáticas e proteção UV (REJMÁNKOVÁ, 2016). Além disso, os microrganismos aquáticos produzem enzimas extracelulares para degradar a MOP e a MOD de macrófitas durante o processo de decomposição.

A contribuição dos lixiviados de macrófitas para a ciclagem de nutrientes em sistemas aquáticos é de extrema importância para a manutenção desses ecossistemas. Esse

estudo teve como hipótese que o aumento da temperatura em 4 °C e a presença de oxigênio potencializam a mineralização dos lixiviados de macrófitas aquáticas. Sendo assim, os objetivos desse estudo foram compreender o efeito do aumento em 4 °C na temperatura e a disponibilidade de oxigênio dissolvido nos processos envolvidos na mineralização de lixiviados de quatro macrófitas aquáticas (*Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.), sendo esses processos o decaimento de carbono, de nitrogênio total, de fósforo total, da atividade das enzimas peroxidase e polifenol oxidase, dos polifenóis totais, da produção secundária e da razão E4/E6.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 Coleta de amostras**

Foram coletadas amostras de água do Reservatório do Monjolinho, localizado na Universidade Federal de São Carlos – UFSCar (22° 00' S 47° 54' O, São Carlos, SP – Brasil). Esse reservatório é classificado como eutrófico, possui área de 4,69 ha, volume total de 73.251 m<sup>3</sup> e profundidade que varia de 1,5 m a 3,0 m (CORREIA, 2004, REGALI-SELEGHIM, 2001). Exemplos das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Salvinia auriculata* e *Hedychium coronarium* foram coletados no mesmo ambiente, sendo lavadas no próprio local com água do sistema. No Jardim Experimental do Departamento de Botânica (UFSCar) foram coletados exemplares da macroalga *Chara* sp..

### **2.2 Análises laboratoriais**

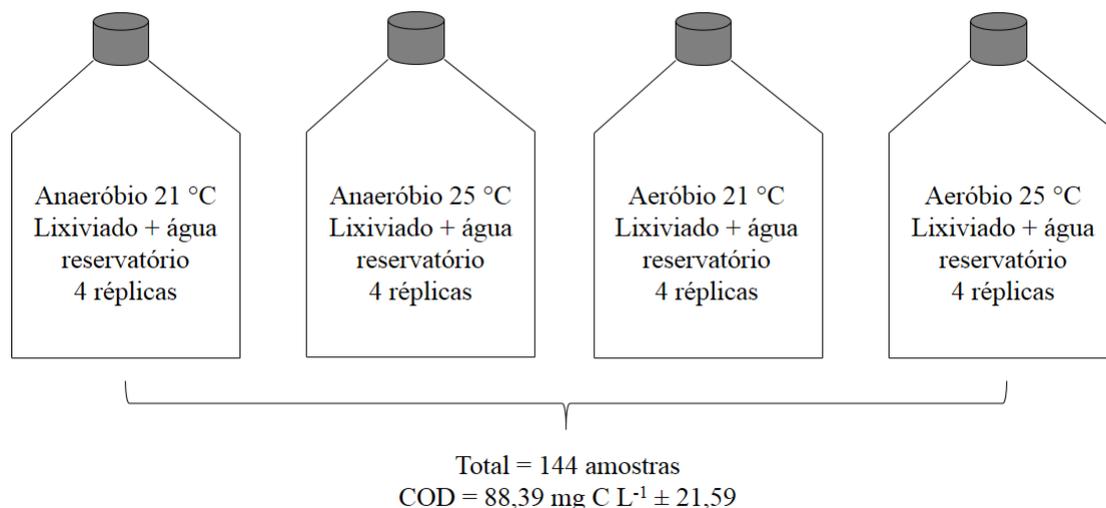
Em laboratório, as plantas aquáticas foram novamente lavadas em água corrente, para a retirada de qualquer matéria orgânica ou material aderido (PAGIORO; THOMAZ, 1999). Em seguida, foram mantidas em estufa, a 50°C, por 48 h, até atingirem massa constante (WETZEL; LIKENS, 2000).

#### **2.2.1 Extração das frações lixiviadas**

As plantas secas foram trituradas (Moinho Tipo Willye, TE-650, Tecnal) para aumentar a razão área:volume, facilitando a extração dos lixiviados e misturadas em água destilada esterilizada em autoclave (autoclave vertical, Pheonix) por 15 min a 121 °C, a 1 atm (WARD; JOHNSON, 1996). Em seguida, passaram por extração a frio, a 4 °C, por 24 h (MØLLER; MILLER; KJØLLER, 1999).

A água foi filtrada a vácuo (compressor aspirador *diapump*, Fanem) através de filtros de membrana de mistura de ésteres ( $\emptyset$  de poro: 0,45  $\mu\text{m}$  – Química Moderna). Em frascos de cultura celular de poliestireno de, aproximadamente, 270 ml de volume total, no total de quatro réplicas, foi acondicionada a mistura de água do reservatório e os respectivos lixiviados, com concentração inicial de COD, em média, de 88,39 mg C L<sup>-1</sup> ( $\pm$  21,59) (n = 144) (Figura 1). As análises foram realizadas em dias amostrais pré-determinados (0, 1, 3, 5, 10, 15, 30, 45, 60 e 90). As câmaras de mineralização foram mantidas em incubadora a 21 °C (temperatura média da água do Reservatório do Monjolinho ao longo do ano – SANTOS; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2011) e a 25 °C, seguindo a projeção proposta pelo Painel Intergovernamental de Mudanças Climáticas (IPCC, 2014). Também foram mantidas em condição aeróbia, com bombeamento constante de ar comprimido filtrado e em condição anaeróbia, com os frascos sendo mantidos totalmente fechados, sem a formação de bolhas de ar. O COD e o ND dos respectivos lixiviados também foram determinados (TOC-L ASI-L, Shimadzu Total Organic Carbon Analyzer).

Figura 1. Desenho amostral do bioensaio de decaimento de carbono de lixiviados de macrófitas aquáticas



### 2.2.2 Concentração de fósforo

A concentração de fósforo total na MOD foi obtida a partir de método de vanadato-molibdato, analisada em espectrofotômetro a 420 nm (LUTZ, 1985; SARRUGE; HAGG, 1974; WILLIAMS, 1979).

### 2.2.3 Determinação da atividade da enzima peroxidase

Para a determinação da atividade da enzima peroxidase foi seguido o protocolo adaptado (VILLELA; BACILA; TASTALDI, 1973). Foram utilizados 1,2 ml de amostra, 1,2 ml de peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) e 0,8 ml de mistura de reação, contendo fenol, 4-aminoantipirina (4-AAP) e tampão fosfato 1M (pH = 7). A reação de oxidação dos compostos fenólicos se inicia a partir da adição do H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. A mistura de reagentes e amostras foram adicionadas em cubetas de vidro com volume total de 3 ml e 1 cm de caminho óptico, durante 180 s, em espectrofotômetro sob absorvância de 510 nm. Dessa forma, foi obtida a atividade enzimática que corresponde a 1 μmol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro de amostra total (Figura 2C).

### 2.2.4 Determinação da atividade da enzima polifenol oxidase

Para a determinação da atividade da enzima polifenol oxidase foi utilizado o protocolo adaptado (VIEIRA; FATIBELLO-FILHO, 1998). A reação para formação de o-quinona ocorre quando há a mistura de 2,8 ml de solução de catecol 0,05 M em tampão fosfato 0,1 M (pH = 7) e 0,8 ml de amostra. Em cubetas de vidro de 3 ml de volume total

e 1 cm de caminho óptico, a reação foi observada em espectrofotômetro em absorvância de 410 nm por 120 s. A unidade de atividade enzimática é 1  $\mu$ mol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro de amostra total.

### **2.2.5 Determinação de polifenóis totais**

Para a determinação dos polifenóis totais na MOD foi utilizado método espectrofotométrico (APHA; AWWA, 1998). Em erlenmeyers de vidro foi adicionado 100 ml de amostra, 2,5 ml de hidróxido de amônio 0,5 M ( $\text{NH}_4\text{OH}$ ), 1 mL tampão fosfato (pH = 6,8) para ajustar o pH a  $7,9 \pm 0,1$ , 1 mL de 4-AAP, e 1 ml de solução de ferrocianeto de potássio ( $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ ). Em cubetas de plástico, com volume total de 3 ml e 1 cm de caminho óptico, as amostras foram lidas em absorvância de 510 nm.

### **2.2.6 Razão de humificação (E4/E6)**

Para a determinação da razão de humificação (E4/E6), foram utilizadas as médias das absorvâncias em 445 nm (E4) e em 665 nm (E6), por método espectrofotométrico. A razão E4/E6 estabelece a qualidade da matéria orgânica. Quando os valores dessa razão são maiores que 5, há predominância de ácidos fúlvicos. Quando os valores da razão são menores que 5, há predominância de ácidos húmicos (OSBORNE; INGLET; REDDY, 2007).

### **2.2.7 Produção secundária**

A determinação de COP (i.e., produção secundária) foi realizada a partir da filtração em sistema a vácuo (compressor aspirador *diapump*, Fanem) através de filtros de membrana de éster de celulose ( $\varnothing$  de poro: 0,2  $\mu\text{m}$  – Sartorius Biolab Products). Os valores finais foram obtidos a partir da diferença do COT e do material filtrado em membrana, determinados a partir do TOC-L ASI-L, Shimadzu Total Organic Carbon Analyzer. O COP foi considerado como sendo a fração retida na membrana.

### **2.2.8 Modelagem matemática**

Para a determinação do decaimento do carbono foi utilizado um modelo cinético de primeira ordem, utilizando método não linear, com algoritmo de iteração de Levenberg-Marquardt (PRESS et al., 2007). A variação da mineralização do carbono foi obtida a partir das Equações 1, 2, 3 e 4:

$$COD = COD_0 \times e^{-k_T t} \quad (1)$$

$$IN_1 = \frac{k_1}{k_T} \times COD_0 \times (1 - e^{-k_T t}) \quad (2)$$

$$IN_2 = \frac{k_2}{k_T} \times COD_0 \times \left[ 1 + \frac{k_3}{k_T - k_3} e^{k_T t} + \frac{k_T}{k_3 - k_T} e^{-k_T t} \right] \quad (3)$$

$$COM = \sum_{i=1}^2 IN_i \quad (4)$$

em que:

COD = carbono orgânico dissolvido (%),  $COD_0$  = quantidade inicial de COD (%); COM = carbono orgânico mineralizado (%); t = tempo (dias);  $k_T$  = coeficiente global da perda de massa de COD ( $= k_1 + k_2$ ), em dias<sup>-1</sup>,  $k_1$  = coeficiente de mineralização do COD lábil (dias<sup>-1</sup>);  $k_2$  = coeficiente de formação de COD refratária (dias<sup>-1</sup>);  $k_3$  = coeficiente de mineralização do COD refratária (dias<sup>-1</sup>);  $IN_1$  e  $IN_2$  = carbono inorgânico produzido em cada rota de mineralização (%). As razões  $k_1/k_T$  e  $k_2/k_T$  definem os rendimentos de  $IN_1$  e  $IN_2$ , respectivamente.

O tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) do carbono de cada lixiviado de macrófita foi determinado a partir da Equação 5,

$$t_{1/2} = \frac{\ln(0.5)}{-k} \quad (5)$$

Em que:  $k$  = coeficiente de mineralização do COD em cada temperatura analisada (21 e 25 °C).

Para compreender o efeito da temperatura na mineralização dos lixiviados, foi calculado o coeficiente de temperatura ( $Q_{10}$ ) a partir da Equação 6 (BOWIE et al., 1985),

$$Q_{10} = \left( \frac{k_2}{k_1} \right)^{\left( \frac{10}{T_2 - T_1} \right)} \quad (6),$$

em que:  $k_1$  coeficiente de mineralização da menor temperatura;  $k_2$  coeficiente de mineralização da maior temperatura;  $T_1$  temperatura menor;  $T_2$  temperatura maior. As relações  $k_2/k_1$  foram obtidas pelas inclinações das regressões lineares que compararam os valores de consumo de oxigênio dissolvido, nas temperaturas de 21 (eixo x) e 25 °C (eixo y).

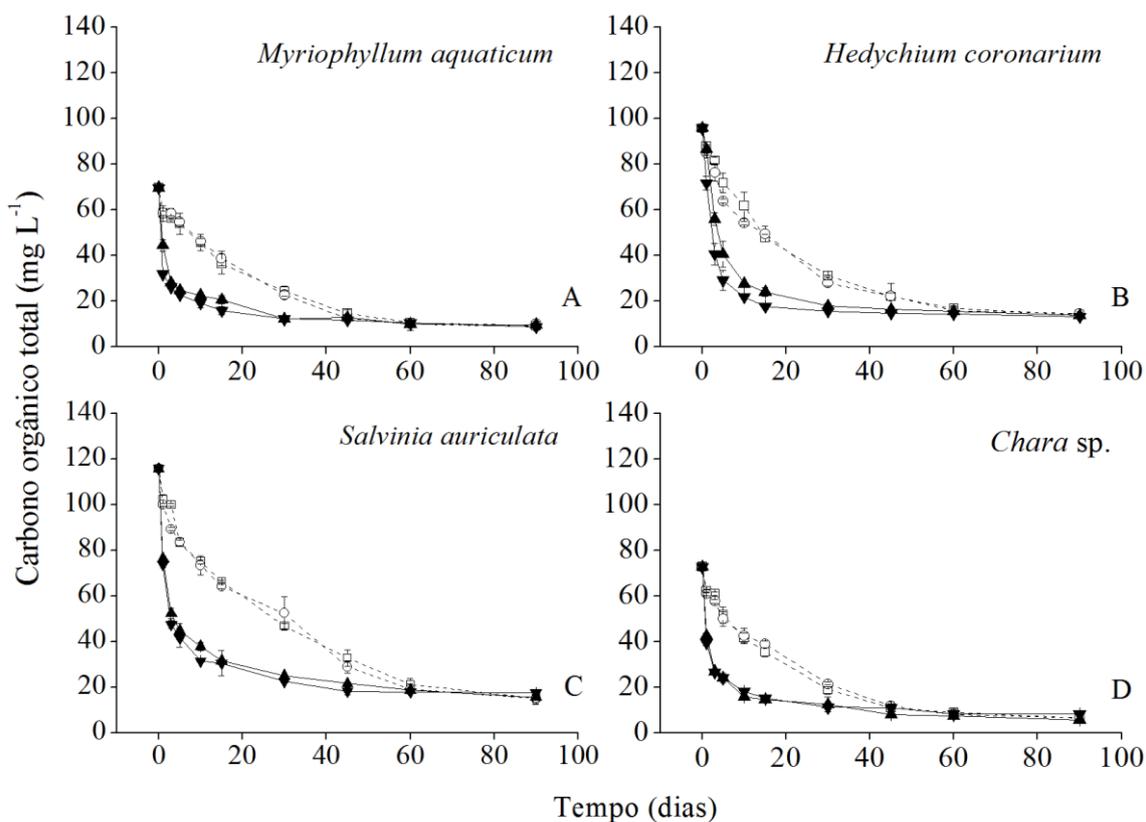
### 2.2.7 Análises estatísticas

Os dados passaram por teste de normalização de Shapiro-Wilk. Sendo esses dados não-paramétricos, passaram por teste de Mann-Whitney para verificar as variâncias entre as duas temperaturas e entre as condições anaeróbia e aeróbia. Para a análise do efeito dos diferentes lixiviados, os dados foram submetidos ao teste de variância de Kruskal-Wallis e o teste *post-hoc* de Mann-Whitney. Foram considerados significativamente diferentes os resultados com valores de significância de  $p$  menores que 0,05 (> 95% de confiança). As análises estatísticas foram executadas no software PAST versão 2.17c (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

### 3 RESULTADOS

Os tratamentos aos quais os lixiviados de macrófitas aquáticas foram expostos (sistemas anaeróbio e aeróbio, 21 °C e 25 °C) expressaram perdas de massa distintas entre si ao longo dos 90 dias de bioensaio (Figura 2).

Figura 2. Decaimento do carbono orgânico total (%) dos lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



No tratamento anaeróbio, em ambas as temperaturas o consumo de carbono foi mais demorado e a estabilização só teve início a partir do dia 60. De maneira contrária, o consumo foi potencializado no tratamento aeróbio (grande parte do carbono lábil foi consumido na primeira semana de bioensaio). A fração lábil foi consumida, aproximadamente, até o 30° dia, no qual houve o início da estabilização da assimilação.

Os padrões em relação ao decaimento do COT foram distintos (Figuras 2A, 2B, 2C e 2D; ANEXO 60). A mineralização do carbono foi potencializada quando na presença de oxigênio dissolvido, com início da degradação do carbono refratária por volta do 30° dia de bioensaio. Dessa forma, houve diferença significativa quanto à disponibilidade oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ; ANEXO 10). No entanto, o mesmo não é observado para os lixiviados em relação à diferença de temperatura ( $p > 0,05$ ; ANEXO 10). As comparações dos diferentes lixiviados não apresentaram diferença significativa ( $p > 0,05$ ; ANEXOS 21, 22 e 23), apenas em condição anaeróbia a 21 °C ( $p < 0,05$ ; ANEXO 20).

A parametrização do modelo cinético apresentada na Tabela 1 representa a porcentagem refratária do COD em cada lixiviado e tratamento. O COD lábil mineralizado corresponde ao COD refratário subtraído do total (100%).

Tabela 1. Parametrização do modelo cinético da mineralização do carbono orgânico dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. a 21 °C e 25 °C. COD<sub>r</sub> = carbono orgânico dissolvido refratário (%); COD<sub>l</sub> = carbono orgânico dissolvido lábil (%);  $k_1$  = coeficiente de mineralização do COD lábil e formação de carbono refratário (dias<sup>-1</sup>);  $k_2$  = coeficiente de mineralização de COD refratário (dias<sup>-1</sup>); EP, erro-padrão;  $r^2$ , coeficiente de determinação

Lixiviado	Anaeróbio																	
	21 °C									25 °C								
	COD <sub>r</sub>	COD <sub>l</sub>	EP	$r^2$	$k_1$	EP	$k_2$	EP	$r^2$	COD <sub>r</sub>	COD <sub>l</sub>	EP	$r^2$	$k_1$	EP	$k_2$	EP	$r^2$
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	83,11	16,89	2,49	0,98	1,000	0,0000	0,029	0,0022	0,98	86,23	13,77	2,87	0,98	1,000	0,0000	0,031	0,0026	0,98
<i>Hedychium coronarium</i>	59,76	40,24	8,05	0,98	0,074	0,0118	0,009	0,0048	0,99	28,11	71,89	7,91	0,99	0,248	0,0913	0,021	0,0034	0,99
<i>Salvinia auriculata</i>	74,85	25,15	5,90	0,99	0,352	0,1601	0,022	0,0020	0,99	78,84	21,16	3,30	0,99	0,925	0,4578	0,023	0,0016	0,99
<i>Chara</i> sp.	71,59	28,41	12,51	0,98	0,329	0,2343	0,034	0,0048	0,98	83,14	16,86	3,32	0,99	1,924	1,5839	0,034	0,0022	0,99
Lixiviado	Aeróbio																	
	21 °C									25 °C								
	COD <sub>r</sub>	COD <sub>l</sub>	EP	$r^2$	$k_1$	EP	$k_2$	EP	$r^2$	COD <sub>r</sub>	COD <sub>l</sub>	EP	$r^2$	$k_1$	EP	$k_2$	EP	$r^2$
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	35,15	64,85	2,26	0,98	0,802	0,105	0,014	0,0023	0,98	33,21	66,79	2,26	0,98	1,60	0,2862	0,014	0,0028	0,98
<i>Hedychium coronarium</i>	22,19	77,81	3,36	0,99	0,204	0,0260	0,005	0,0013	0,99	19,97	80,03	1,09	0,99	0,401	0,0170	0,005	0,0013	0,99
<i>Salvinia auriculata</i>	35,98	64,02	1,96	0,99	0,681	0,0737	0,013	0,0018	0,99	31,22	68,78	2,32	0,98	0,674	0,0823	0,011	0,0023	0,98
<i>Chara</i> sp.	29,93	70,07	2,50	0,99	0,819	0,1047	0,019	0,0036	0,99	31,09	68,91	2,53	0,98	1,018	0,1516	0,017	0,0034	0,98

Tanto a 21 °C quanto a 25 °C, para todos os lixiviados, o carbono orgânico dissolvido refratário apresentou maiores valores na condição anaeróbia, em comparação à condição aeróbia. A menor quantidade de COD refratário remanescente foi observada para *H. coronarium* (19,97%), na condição aeróbia a 25 °C. Em contrapartida, *M. aquaticum* apresentou o maior valor para COD remanescente a 25 °C na condição anaeróbia (86,23%). Os valores de  $k_1$  variaram entre os diferentes lixiviados e tratamentos. O menor coeficiente de mineralização do COD lábil foi de 0,074 dias<sup>-1</sup>, para *H. coronarium* a 21 °C, anaeróbio. O maior  $k_1$  foi 1,924 dias<sup>-1</sup>, para *Chara* sp. a 25 °C, anaeróbio. O menor  $k_2$  foi 0,005 dias<sup>-1</sup> para *H. coronarium* a 25 °C aeróbio. O maior coeficiente de formação de COD refratária foi 0,034 dias<sup>-1</sup> para *Chara* sp. aeróbio a 25 °C.

Os valores de  $Q_{10}$  (Tabela 2) variaram de 0,92 a 1,01, indicando pouca influência do aumento da temperatura na mineralização do carbono nos quatro tipos de lixiviados de plantas aquáticas. Em relação ao  $t_{1/2}$ , os valores variaram de 0,69 a 9,90 dias<sup>-1</sup>. Exceto para o lixiviado de *M. aquaticum* (o qual teve o  $k$  fixo), todos os outros apresentaram valores menores na condição aeróbia, quando comparada à condição anaeróbia. As médias globais demonstram que a sensibilidade à temperatura não foi fator preponderante durante o processo de mineralização das frações dissolvidas das macrófitas aquáticas em questão. Os  $t_{1/2}$  também foram maiores na condição anaeróbia, indicando processo de decaimento de massa mais demorado, quando comparada à condição aeróbia.

Tabela 2. Valores dos coeficientes de temperatura ( $Q_{10}$ ) e tempo de meia-vida ( $t_{1/2}$ ) para os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auricula* e *Chara* sp.

	$Q_{10}$	$t_{1/2}$ (dias <sup>-1</sup> )			
		Anaeróbio		Aeróbio	
		21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	1,01	0,69	0,69	0,87	0,86
<i>Hedychium coronarium</i>	0,92	9,90	9,90	3,47	3,65
<i>Salvinia auriculata</i>	0,97	1,98	2,04	1,02	1,05
<i>Chara</i> sp.	0,99	2,10	2,10	0,85	0,86
Média global	0,97±0,04	3,67±4,20	3,68±4,20	1,55±1,28	1,60±1,37

As regressões lineares que evidenciam os efeitos da disponibilidade de oxigênio dissolvido e do aumento de temperatura sobre o decaimento do carbono também foram semelhantes para as quatro frações dissolvidas. O meio aeróbio apresenta maior eficiência

na mineralização do COT quando comparado ao meio anaeróbico (Figuras 3A, 4A, 5A e 6A). O aumento em 4 °C, aparentemente, não potencializou o processo de mineralização do CO (Figuras 3B, 4B, 5B e 6B).

Figura 3. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbico (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Myriophyllum aquaticum*

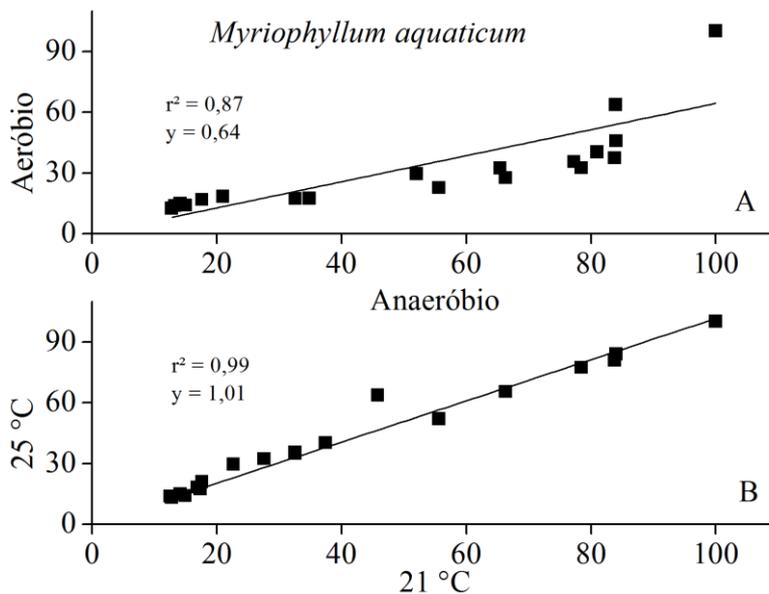


Figura 4. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbico (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Hedychium coronarium*

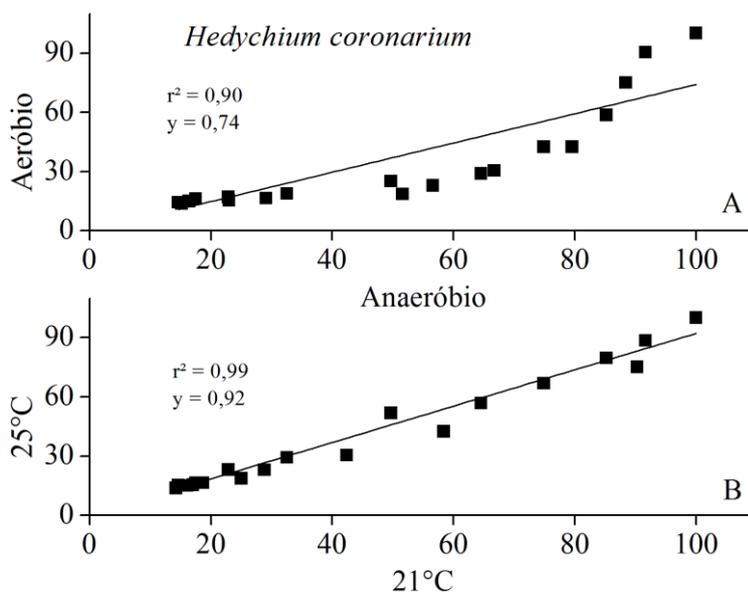


Figura 5. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Salvinia auriculata*

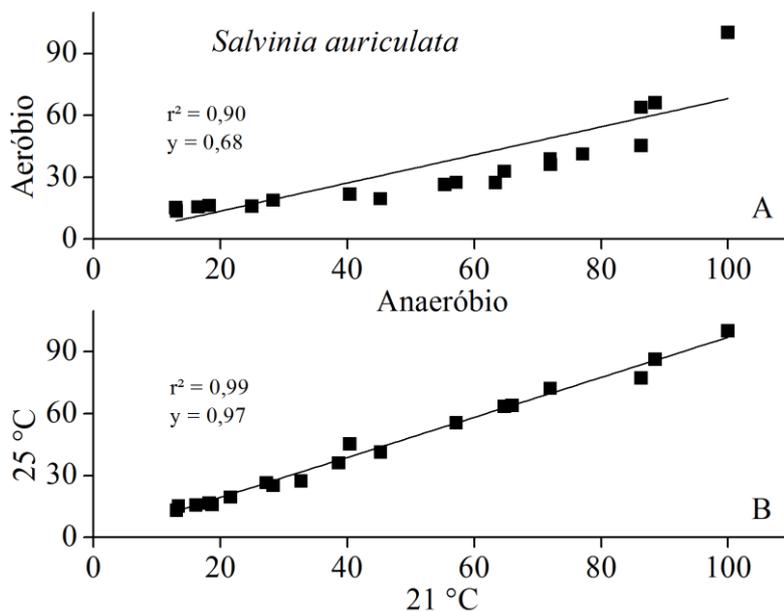
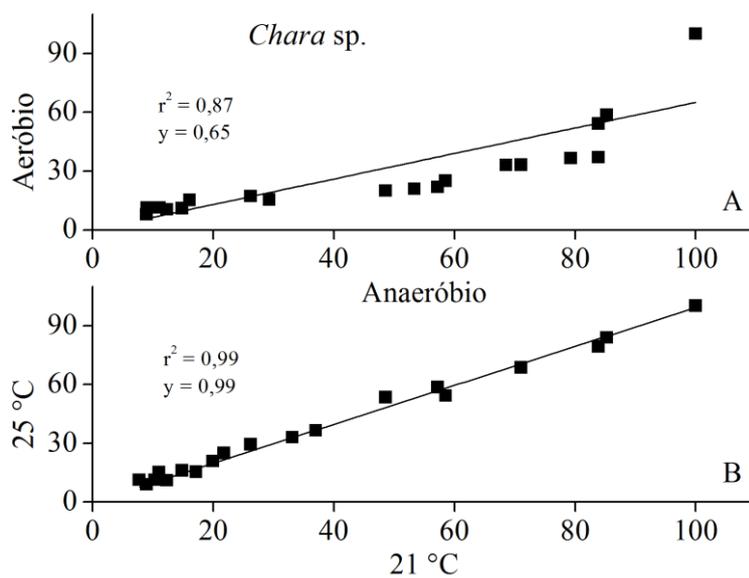
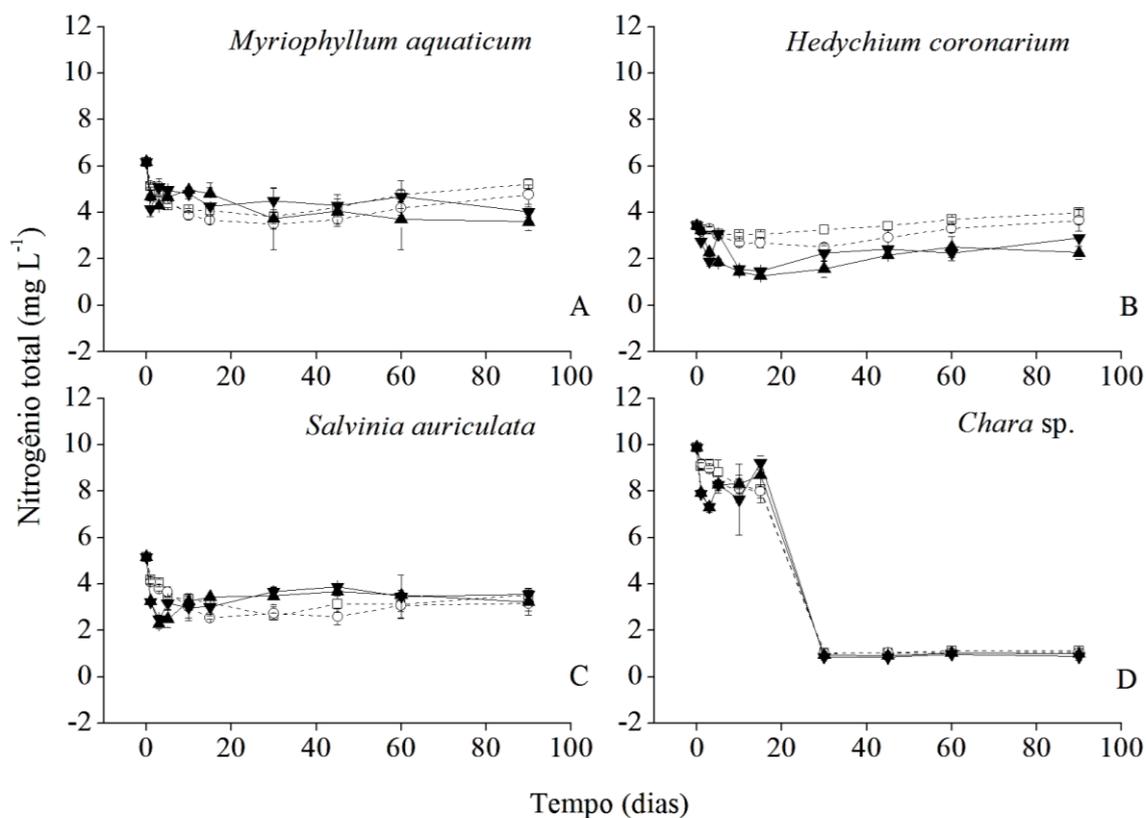


Figura 6. Regressões lineares comparando a influência das condições de oxigênio dissolvido, aeróbio e anaeróbio (A) e da variação de temperatura, 21 e 25 °C (B) na mineralização do carbono orgânico do lixiviado de *Chara sp.*



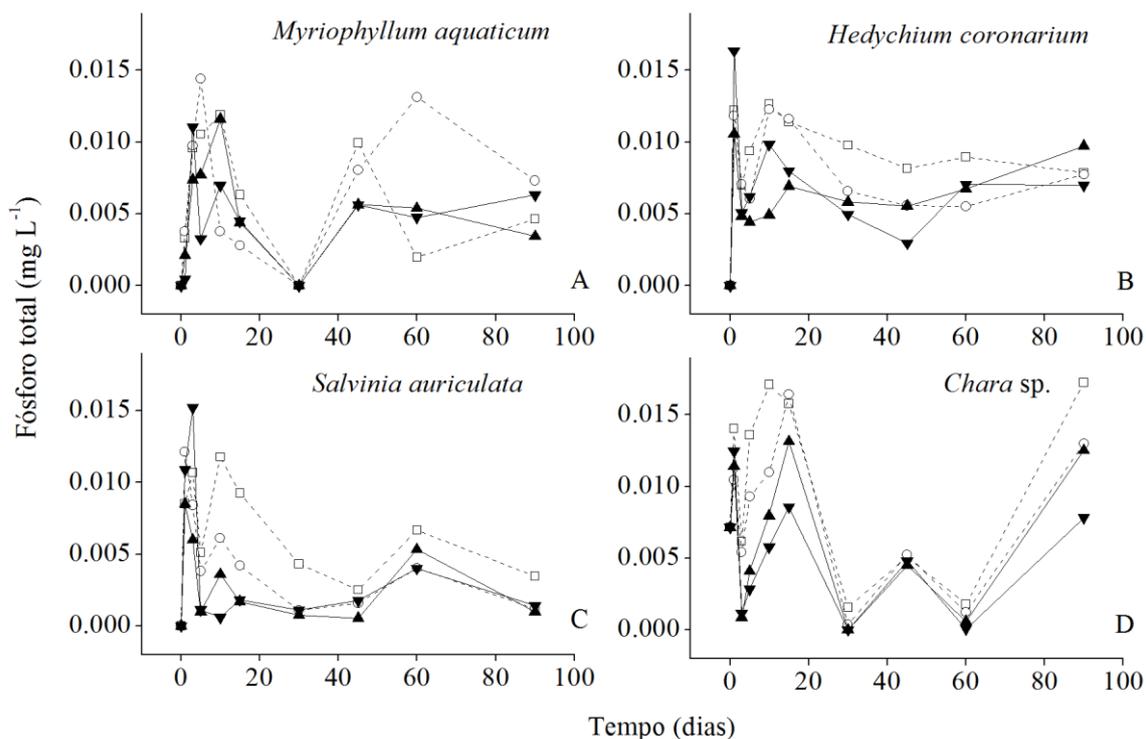
A variação temporal de NT foi distinta para cada lixiviado selecionado (Figuras 7A; 7B, 7C e 7D; ANEXO 61). Apenas as frações dissolvidas de *M. aquaticum* e *S. auriculata* não apresentaram diferença significativa para a presença de oxigênio dissolvido no meio ( $p > 0,05$ ). Nenhum lixiviado apresentou diferença significativa para o aumento de 4 °C ( $p > 0,05$ ; ANEXO 11). Por outro lado, os diferentes substratos apresentaram diferença significativa quando comparados ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 24, 25, 26 e 27). O lixiviado de *H. coronarium* apresentou maior formação de N (Figura 8B), enquanto *Chara* sp. apresentou menor liberação de NT no sistema a partir do 30° dia de bioensaio (Figura 8D).

Figura 7. Variação temporal da concentração de nitrogênio total (%) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



De forma geral, as concentrações de fósforo (Figuras 8A, 8B, 8C e 8D; ANEXO 62) expressaram padrão similar para todos os lixiviados, nos diferentes tratamentos, tendo, inicialmente, baixas concentrações, seguidas de aumento e, ao final, queda (exceto para a fração dissolvida de *Chara* sp.). As perdas de massa em função da disponibilidade de oxigênio dissolvido e da origem dos lixiviados apresentaram diferença significativa para todos os lixiviados ( $p < 0,05$ ; ANEXO 12). Em oposição, a temperatura foi significativamente diferente apenas para os lixiviados de *S. auriculata* e *Chara* sp. ( $p < 0,05$ ; ANEXO 12). Comparando as composições químicas, houve diferença significativa ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 28, 29, 30 e 31).

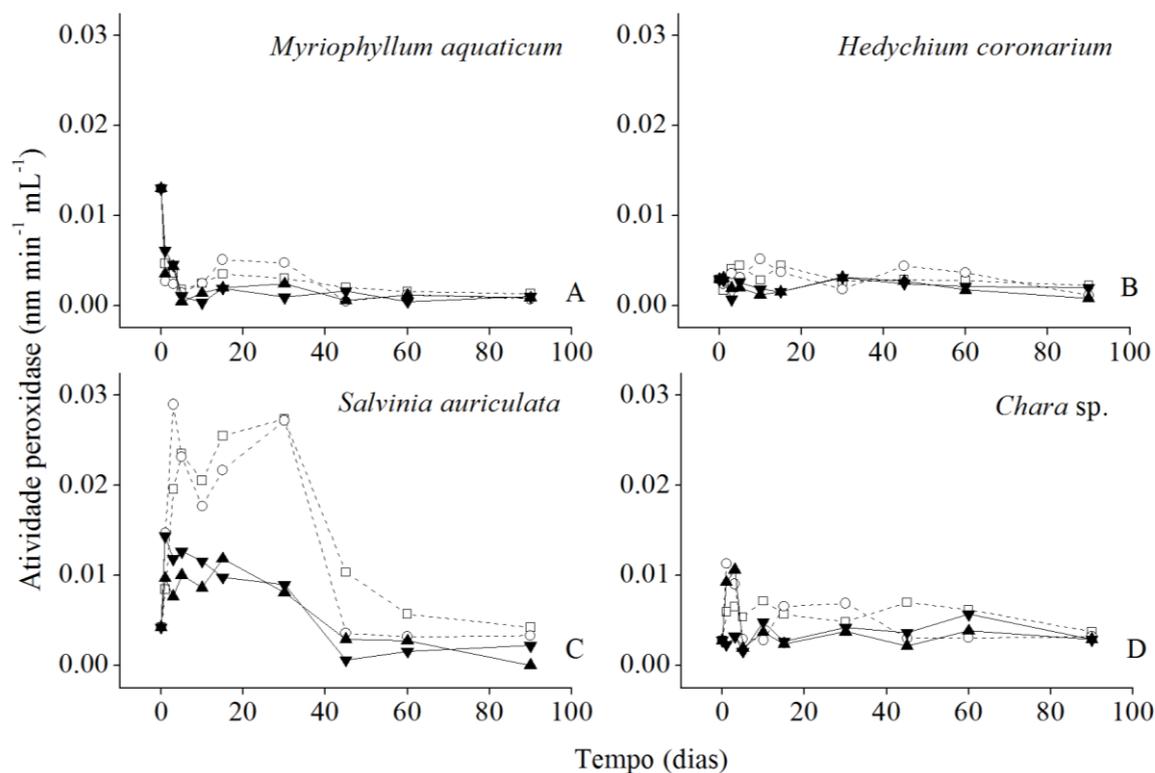
Figura 8. Variação temporal da concentração de fósforo ( $\text{mg L}^{-1}$ ) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □ -- anaeróbio 21 °C; -- ○ -- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



As atividades da enzima peroxidase (Figuras 9A, 9B, 9C e 9D; ANEXO 63) foram distintas para os diferentes lixiviados, sendo a mais expressiva do lixiviado de *S. auriculata* quando comparada aos demais. A presença de oxigênio dissolvido em função do tipo de lixiviado apresentou diferença significativa para todos ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 13,

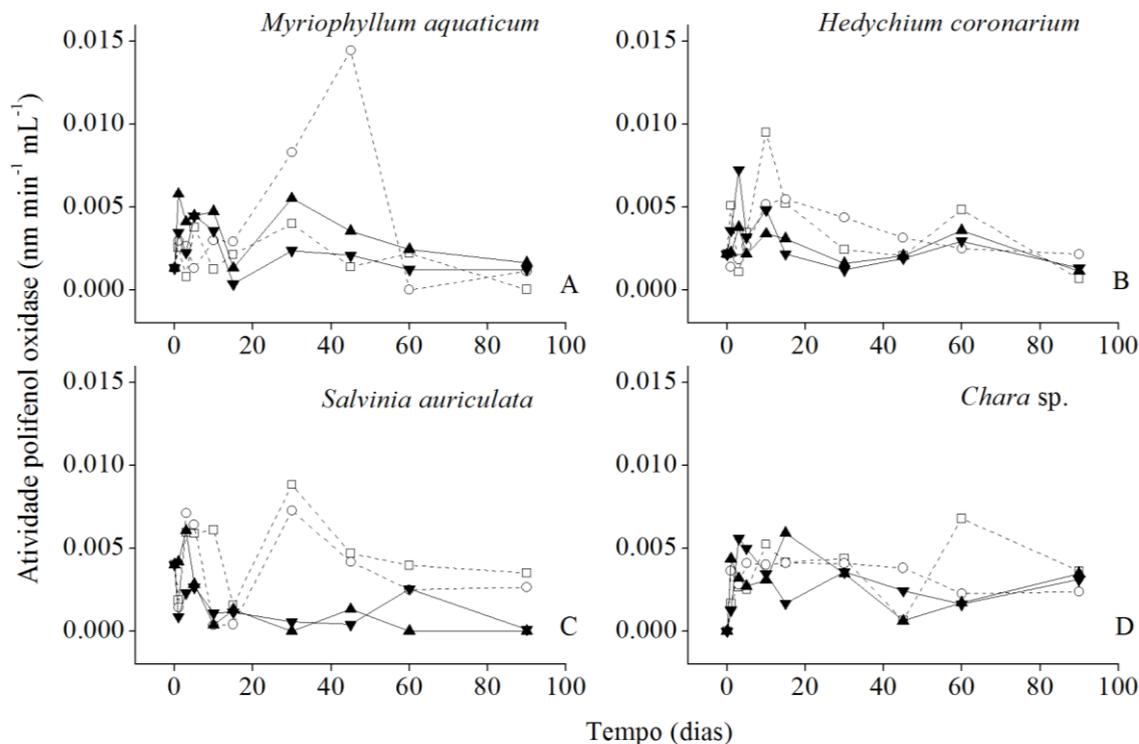
32, 33, 34 e 35). A temperatura não apresentou diferença significativa em função dos lixiviados ( $p > 0,05$ ; ANEXO 13).

Figura 9. Variação temporal da atividade da enzima peroxidase ( $\text{nm min}^{-1} \text{mL}^{-1}$ ) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



As atividades da enzima polifenol oxidase apresentaram padrões distintos para os diferentes substratos (Figuras 10A, 10B, 10C e 10D; ANEXO 64). Todos os lixiviados apresentaram diferença significativa para os tratamentos de oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ; ANEXO 14), exceto os de *H. coronarium* e *Chara* sp. A temperatura não apresentou diferença significativa para os lixiviados ( $p > 0,05$ ; ANEXO 14). Os diferentes tipos das frações dissolvidas foram diferentes significativamente ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 36, 37, 38 e 39).

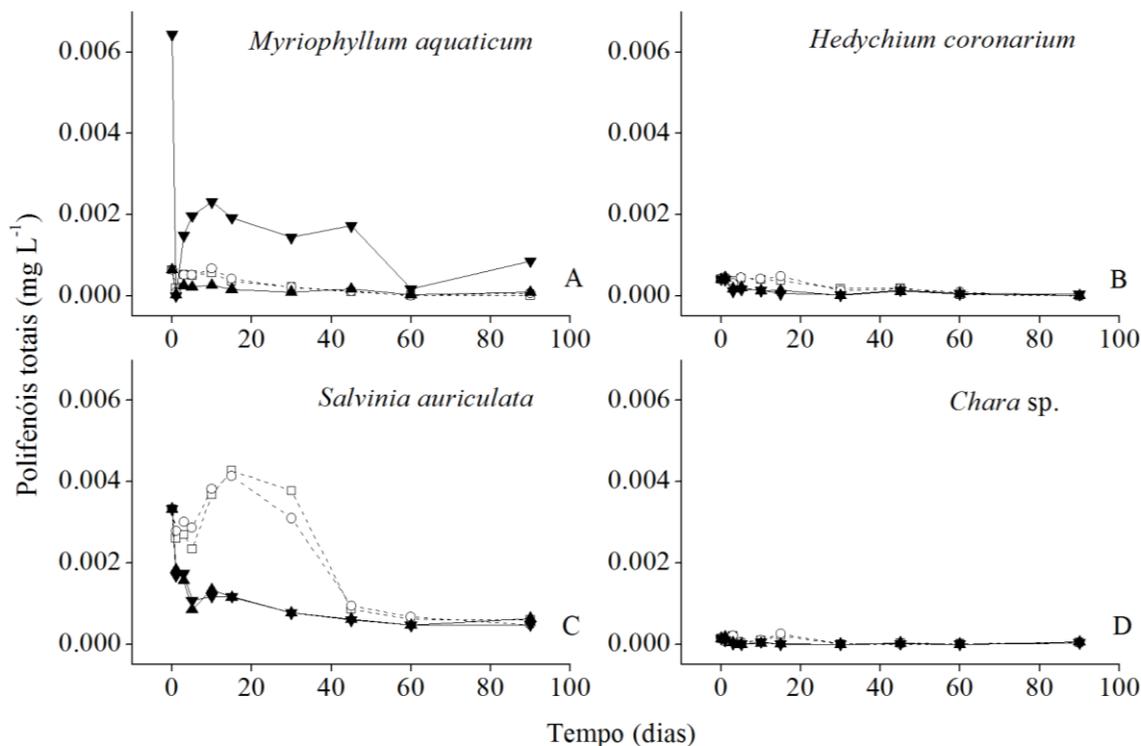
Figura 10. Variação temporal da atividade da enzima polifenol oxidase ( $\text{nm min}^{-1} \text{mL}^{-1}$ ) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



As atividades enzimáticas, tanto para peroxidase, quanto para polifenol oxidase, apresentaram picos principalmente em condição anaeróbia nos dias iniciais (Figuras 9 e 10). Apenas para *S. auriculata* a atividade de ambas as enzimas se manteve mais alta em condição anaeróbia até o final do bioensaio (Figuras 10 C e 11 C).

As concentrações de polifenóis totais (Figura 11; ANEXO 65) apresentaram diferença significativa em função da disponibilidade de oxigênio dissolvido e das origens dos lixiviados ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 15, 40, 41, 42 e 43). Todavia, a temperatura não apresentou tal diferença ( $p > 0,05$ ; ANEXO 15).

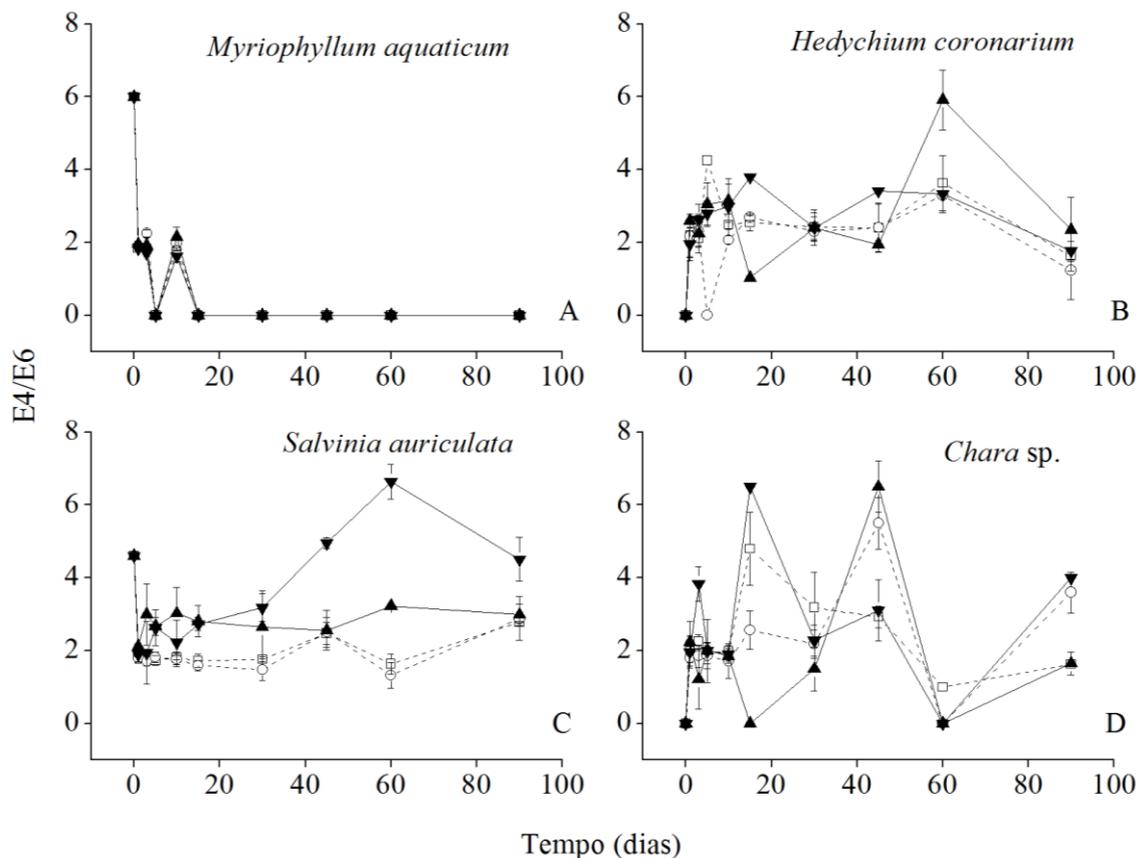
Figura 11. Variação temporal dos polifenóis totais ( $\text{mg L}^{-1}$ ) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara sp.*. Sendo que: -- □ -- anaeróbio 21 °C; -- ○ -- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



A concentração de polifenóis totais de *M. aquaticum* (Figura 11A) e *S. auriculata* (Figura 11 C) foi uma ordem de grandeza superior quando comparados aos de *H. coronarium* (Figura 11B) e *Chara sp.* (Figura 11D).

A razão E4/E6 demonstrou que na maior parte do processo de mineralização dos lixiviados ao longo dos 90 dias, houve predominância de ácido húmicos (Figura 12; ANEXO 66). Os valores apresentaram expressiva oscilaram ao longo do tempo para todos os lixiviados, exceto para *M. aquaticum* (Figura 12A), que apresentou constância a partir do 15º dia. Houve diferença significativa entre os quatro lixiviados ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 44, 45, 46 e 47). Quando analisadas individualmente, as variações de E4/E6 apresentaram diferença significativa em função da disponibilidade de oxigênio dissolvido para *H. coronarium*, *S. auriculata* e *Chara sp.* ( $p < 0,05$ ; ANEXO 16). Nenhum lixiviado apresentou diferença significativa quando comparadas as duas temperaturas ( $p > 0,05$ ; ANEXO 16).

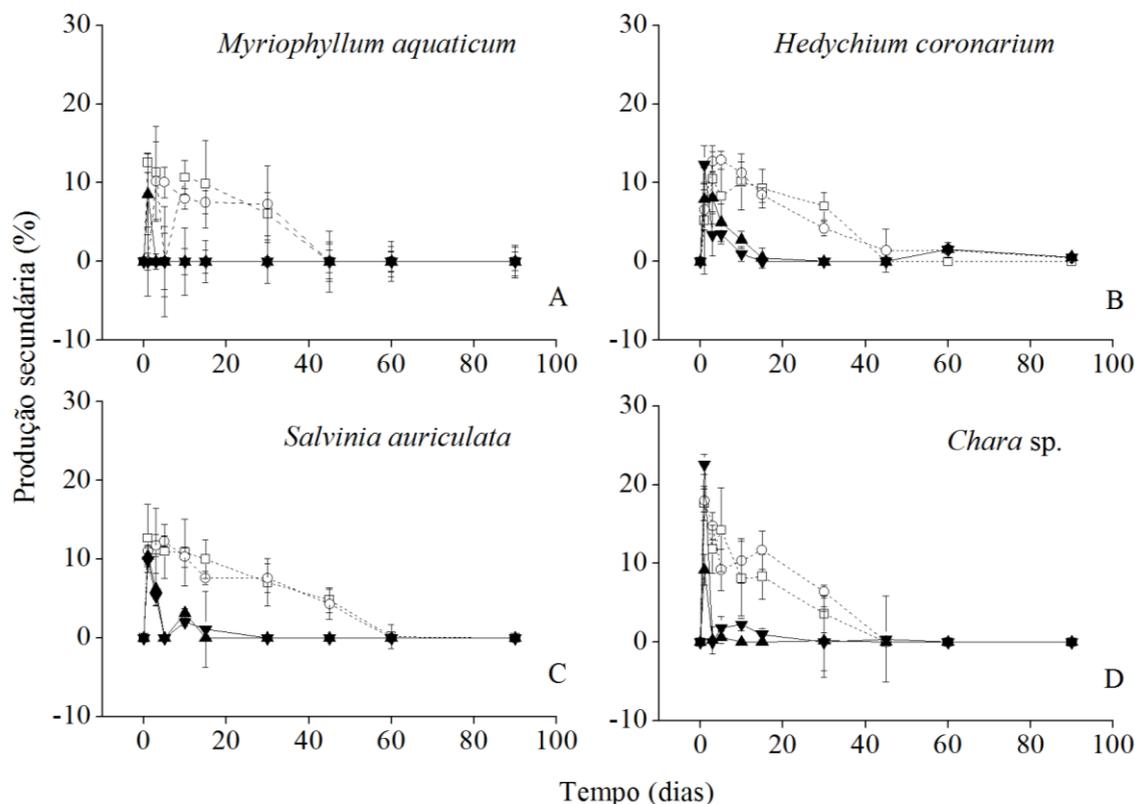
Figura 12. Variação temporal da humificação (razão E4/E6) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara sp.* (D). Sendo que: -- □ -- anaeróbio 21 °C; -- ○ -- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



Nos primeiros dias de bioensaio, a quantidade de COP (i.e., microrganismos) (Figuras 13A, 13B, 13C e 13D; ANEXO 67) presente nas câmaras de decomposição era muito baixa (apenas inóculo do ambiente), não sendo detectada pela técnica utilizada. Com a alta disponibilidade de matéria orgânica no sistema, a partir do dia 3, em condição aeróbia e anaeróbia, houve alta assimilação COD por parte das comunidades microbianas. Isso resultou no aumento da produção secundária. Em condição aeróbia, houve detecção de produção secundária até aproximadamente o 15° dia de incubação, restando nas câmaras, apenas o carbono dissolvido refratária. De forma contrária, em condição anaeróbia, a matéria orgânica lábil foi rapidamente consumida até o dia 45. A assimilação de COD ocorreu rapidamente, nos primeiros dias de incubação, diferentemente do que ocorreu nas condições anaeróbias (que se estendeu até, aproximadamente, o 45° dia). Houve produção, em condição aeróbia, principalmente até a segunda semana de bioensaio, enquanto esse processo se estendeu até o 45° dia, na condição anaeróbia. Esses

padrões foram observados em ambas as temperaturas (21 e 25 °C). Em contrapartida, a porcentagem de microrganismos foi evidente, no máximo, até o 15º dia, nas condições aeróbias (21 e 25 °C). Para os quatro tipos de lixiviado, houve maior porcentagem de microrganismos na condição anaeróbia. Houve diferença significativa em função da disponibilidade de oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ; ANEXO 17). Porém, a temperatura não apresentou tal diferença para nenhum substrato ( $p > 0,05$ ; ANEXO 17). Em se tratando de produção secundária relativa aos substratos, o tratamento anaeróbio, em ambas as temperaturas não apresentou diferença significativa ( $p > 0,05$ ; ANEXOS 48, 49, 50 e 51), porém, em meio aeróbio, a 21 e a 25 °C, essa diferença é observada ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 48, 49, 50 e 51).

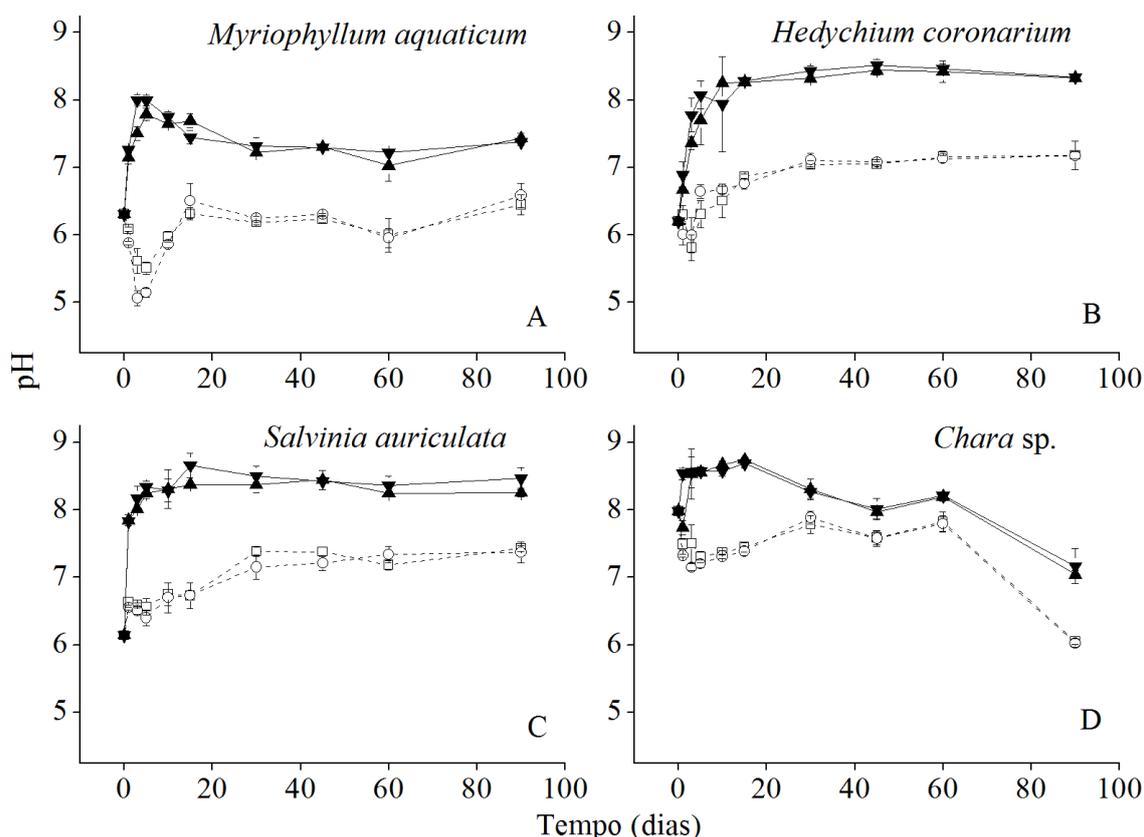
Figura 13. Variação temporal da produção secundária (%) nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara sp.*. Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



As oscilações do pH (Figuras 14A, 14B, 14C e 14D; ANEXO 68) de todos os lixiviados apresentaram diferenças significativas para a disponibilidade de oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ; ANEXO 18). Comparando os lixiviados de diferentes origens, também houve diferença significativa do pH ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 52, 53, 54 e 55). Entretanto, para a temperatura, nenhum apresentou essa diferença ( $p > 0,05$ ; ANEXO 18). Para todos os lixiviados, os valores de pH nas condições anaeróbias, em ambas as temperaturas, foram inferiores quando comparados aos tratamentos aeróbios (Figura 15). Para o lixiviado de *M. aquaticum*, a 21 °C, em condição anaeróbia, o pH oscilou de 5,51 a 6,45, enquanto a 25 °C, foi de 6,59 a 5,07. Na condição aeróbia, a 21 °C, variou de 6,31 a 7,79 e a 25 °C, de 6,31 a 8,00. Para o lixiviado de *H. coronarium*, em condição anaeróbia, a 21 °C, variou de 5,81 a 7,18. A 25 °C, oscilou de 6,00 a 7,18. Para o lixiviado de *S. auriculata*, em condição anaeróbia a 21 °C, variou de 6,14 a 7,43 e a 25 °C, de 6,14 a 7,37. Em condição aeróbia, a 21 °C, oscilou de 6,14 a 8,44 e a 25 °C de 6,14 a 8,66. O lixiviado de *Chara sp.*, em meio anaeróbio, a 21 °C, apresentou variação de pH de 6,05 a

7,98, enquanto a 25 °C foi de 6,03 a 7,98. Nos tratamentos aeróbio, a 21 °C oscilou de 7,04 a 8,74, enquanto a 25 °C de 7,17 a 8,69.

Figura 14. Variação temporal do pH nos diferentes tratamentos os quais foram submetidos os lixiviados de *Myriophyllum aquaticum* (A), *Hedychium coronarium* (B), *Salvinia auriculata* (C) e *Chara* sp. (D). Sendo que: -- □-- anaeróbio 21 °C; -- ○-- anaeróbio 25 °C; —▲— aeróbio 21 °C; —▼— aeróbio 25 °C



Todos os lixiviados apresentaram oscilações distintas quanto aos valores de condutividade elétrica referentes aos 90 dias de bioensaio (Figuras 15A, 15B, 15C e 15D, ANEXO 69). O lixiviado de *M. aquaticum* apresentou diferença significativa para condutividade quando comparadas as condições de oxigênio dissolvido ( $p < 0,05$ ; ANEXO 19). Para todos os outros lixiviados e tratamentos, essa diferença não foi observada ( $p > 0,05$ ; ANEXO 19), bem como para a temperatura ( $p > 0,05$ ; ANEXO 19). A condutividade elétrica em função dos diferentes lixiviados apresentou diferença significativa ( $p < 0,05$ ; ANEXOS 56, 57, 58 e 59). O lixiviado de *M. aquaticum*, em condição anaeróbia, a 21 °C, apresentou variação de condutividade de 216,25 a 239,00  $\mu\text{S cm}^{-1}$  e, a 25 °C, de 217,00 a 234,50  $\mu\text{S cm}^{-1}$ . Em meio aeróbio, a 21 °C, oscilou de 189,58 a 240,00  $\mu\text{S cm}^{-1}$ , enquanto a 25 °C foi de 193,85 a 246,75  $\mu\text{S cm}^{-1}$ . Para o



## 4 DISCUSSÃO

O processo de mineralização dos lixiviados das macrófitas aquáticas *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp. apresentaram oscilações distintas ao longo dos 90 dias de bioensaio para as variáveis selecionadas. Isso demonstra que os diferentes tipos ecológicos de macrófitas apresentam padrões distintos, como observado em áreas úmidas (TRINDADE; LANDEIRO; SCHNECK, 2018). A parametrização do modelo de primeira ordem utilizado no atual estudo se ajustou adequadamente aos dados obtidos, sugerindo acurácia dos procedimentos estabelecidos.

No atual estudo, a temperatura apresentou menor influência sobre a mineralização de C e liberação de nutrientes, sendo que a disponibilidade de oxigênio dissolvido se sobressaiu em relação ao aumento de 4 °C. Isso é observado pelos valores de  $Q_{10}$  próximos a 1. O  $t_{1/2}$  também não foi fortemente influenciado pelo aumento de temperatura. Porém, o aumento da temperatura pode influenciar o processo de decomposição de macrófitas (VELTHUIS et al., 2018). A disponibilidade de oxigênio dissolvido e a temperatura atuam de forma sinérgica durante a mineralização de compostos orgânicos (PASSERINI et al., 2016). Observações em ambientes temperados demonstraram que a temperatura tem maior influência sobre o processo de decomposição, quando comparada às latitudes mais baixas (VELTHUIS et al. 2017). Em adição, uma consequência do aumento da temperatura é a aceleração dos ciclos biogeoquímicos (STUBLE et al., 2019; VELTHUIS et al., 2018). A temperatura também controla a produção secundária microbiana em ecossistemas aquáticos (ADAMS; CRUMP; KLING, 2010). Sob temperaturas mais elevadas, há favorecimento da produção microbiana, havendo relação positiva entre a produção secundária e a temperatura (FREITAS et al., 2018).

O decaimento do carbono apresentou padrão similar para os quatro lixiviados expostos aos diferentes tratamentos. No entanto, para o nitrogênio, cada lixiviado apresentou oscilações diferentes. Os compostos dissolvidos são importantes para a manutenção do funcionamento dos ecossistemas aquáticos, por ser uma fonte lábil de matéria orgânica para os outros organismos (BOTTINO et al., 2018). A rápida assimilação dos compostos hidrossolúveis pode explicar a similaridade de decaimento de carbono observadas para todos os lixiviados (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2015), não importando a origem do lixiviado. Entretanto, a variação dos valores de

mineralização de carbono a 21 e 25 °C na condição anaeróbia para o lixiviado de *H. coronarium* e dos tratamentos anaeróbio e aeróbio podem ser explicados pela possível mudança na composição das comunidades de microrganismos presentes no sistema.

A mineralização do lixiviado de *H. coronarium* foi a mais efetiva, principalmente em condição aeróbia e sob maior temperatura (25 °C). O mesmo padrão foi observado quando comparadas as decomposições das frações particuladas solúveis de *H. coronarium* e *Typha domingensis* (PACCAGNELLA; BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2020). Embora os detritos de *H. coronarium* apresentem decaimento mais lento (CHIBA et al., 2020), no atual estudo, a mineralização de seu lixiviado foi a mais efetiva quando comparada às outras frações dissolvidas. *Hedychium coronarium* é considerada uma espécie invasora no Brasil (HUSSNER et al., 2009).

Espécies de macrófitas aquáticas invasoras apresentam decomposição mais lenta quando comparada às nativas (CHIBA; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2015), sendo possível inferir que tais espécies alteram a dinâmica e ciclagem de carbono e nutrientes em sistemas dulcícolas. De forma geral, os lixiviados de *H. coronarium* e *Chara* sp. apresentaram menor mineralização. A macrófita invasora *H. coronarium* apresenta lenta decomposição de seus detritos. Isso afeta os processos de ciclagem de nutrientes de ambientes aquáticos, resultando em maior acúmulo de biomassa em ambientes dominados por essa espécie (CHIBA et al., 2020). Carófitas também tendem a decompor mais lentamente, uma vez que sua biomassa se torna estoque de carbono, nitrogênio e fósforo nos sistemas aquáticos (KUFEL; KUFEL 2002, SCHNEIDER et al., 2015). Para o lixiviado de *H. coronarium*, o padrão observado para a variação da concentração de nitrogênio pode ser explicado pela ocorrência do ciclo de assimilação de nitrogênio no escuro, fenômeno observado em algumas plantas, bactérias e fitoplâncton (KIMBLE; MADIGAN, 1992; NEEDOBA; HARRISON, 2004; RUFTY JR.; ISRAEL; VOLK, 1984).

Em relação ao fósforo, todos os tratamentos apresentaram padrão similar entre si: liberação no sistema no início do processo, seguido de mobilização nos microrganismos e, posteriormente, é possível ter havido também a reciclagem ao longo dos 90 dias de bioensaio (WANG et al., 2018). Esse nutriente é um fator limitante em ecossistemas aquáticos e, em ambientes tropicais são prontamente assimilados, tornando sua concentração no meio muito baixa (AMADO et al., 2013). A matéria orgânica é um reservatório de fósforo nesses sistemas (ISLAM et al, 2019). Devido à complexidade de

assimilação do fósforo, algumas espécies de macrófitas, como *Utricularia foliosa* e *U. purpurea*, criam associações com microrganismos que facilitam a aquisição de fósforo do meio (SIROVÁ et al., 2009). A liberação de nutrientes por parte das macrófitas aquáticas tem grande importância na regulação do ciclo do fósforo (LIU et al., 2018). A concentração de carbono, nitrogênio e fósforo das macrófitas varia de acordo com o ambiente e com a sazonalidade, alterando suas estequiometrias (COSTA; HENRY, 2010). As razões C:N e C:P do DOM tendem a aumentar ao longo da decomposição, o que indica mineralização preferencial de fósforo, seguido por nitrogênio e, finalmente, carbono. A efetividade da ciclagem de nutrientes vai depender da assembleia de microrganismos presentes no ambiente (BERG et al., 2020; LOGUE et al., 2016; PURAHONG et al., 2016) e também do tipo de fonte (autóctone ou alóctone) do COD (ATTERMEYER et al., 2018; MORLING; HERZSPRUNG; KAMJUNKE, 2017; SUHETT et al., 2006; SUHETT et al., 2007; SUHETT et al., 2013). Além disso, a decomposição de uma macrófita está inversamente relacionada com as razões C: N e C:P (GRASSET et al., 2019).

A produção secundária observada nos diferentes tratamentos e lixiviados apresentou padrão similar. Ao longo do processo de decomposição, há alteração nos grupos de microrganismos envolvidos no processo (PURAHONG et al 2016), além da presença de microrganismos específicos de acordo com a disponibilidade de oxigênio dissolvido no meio, como é o caso do sistema anaeróbico, que estabelece apenas decompositores anaeróbios ou facultativos (FUENTES et al, 2008). Um estudo que utilizou solos de regiões pantanosas observou que as taxas de respiração aeróbia são quase três vezes maiores que a respiração anaeróbia, sendo que a condição anaeróbia é mais sensível ao aumento de temperatura ( $Q_{10}$ ) (INGLETT et al., 2012).

A maior ocorrência de microrganismos nos primeiros dias de bioensaio no tratamento aeróbio pode ser explicada pelos processos de decomposição serem potencializados na presença de oxigênio dissolvido, além dos microrganismos aeróbios assimilarem o COD de forma mais eficiente (THULLEN et al., 2008; SALOMO; MÜNCH; RÖSKE, 2009). Dessa forma, é possível inferir que o oxigênio dissolvido pode ser um fator que dita a velocidade de ciclagem do CO em ecossistemas tropicais de águas continentais que tenham a presença de macrófitas aquáticas. Também, devido ao metabolismo de microrganismos aeróbios ser capaz de degradar grande diversidade de tipos de matéria orgânica e ser mais eficiente quando comparado ao anaeróbico (WETZEL,

2001). Os microrganismos aeróbios possuem enzimas capazes de degradar de forma mais eficaz matéria orgânica polimérica, diferente dos microrganismos com metabolismo anaeróbio, que não são capazes de degradar compostos orgânicos mais complexos (CANFIELD, 1994). Devido à rápida assimilação de matéria orgânica, os microrganismos aeróbios assimilam a maior parte do carbono orgânico lábil, restando a fração refratária. Dessa forma, nos dias iniciais, há maior investimento em produção e, nos dias restantes, em respiração. Por não possuir maquinário enzimático complexo, os microrganismos anaeróbios demoram mais para degradar a matéria orgânica lábil e refratária, havendo produção secundária por maior período de tempo. No caso do atual estudo, a produção secundária não foi potencializada com o aumento da temperatura, mesmo se tendo conhecimento da potencialização do metabolismo microbiano em maiores temperaturas (FREITAS et al., 2018; SHAH et al., 2021). Os microrganismos são essenciais para a ciclagem de C e nutrientes em ecossistemas aquáticos (AMADO; ROLAND, 2017). É possível que ao longo dos 90 dias houve maior investimento em respiração, como observado para ambientes de águas continentais tropicais (SCOFIELD et al., 2015).

Os padrões observados para as atividades enzimáticas de polifenol oxidase e peroxidase foram. Em partes, foram similares ao encontrado para xilanase e celulase em estudo prévio no qual as atividades foram maiores em condição anaeróbia (LIMA, 2016). Porém, essas atividades se mantiveram superiores apenas no estágio inicial de decomposição. No atual estudo, também ocorreu esse padrão. No entanto, para *S. auriculata*, houve maior atividade de ambas as enzimas ao longo do 90 dias. A dependência do metabolismo com a temperatura está relacionada ao tipo de enzimas envolvidas no processo de respiração (aeróbica ou anaeróbia) (STRAŠKRABA; JØRGENSEN; PATTEN, 1999). De forma geral, os microrganismos anaeróbios predominam nos sedimentos, nas águas intersticiais, onde ocorrem reações de redução, enquanto os aeróbios colonizam a coluna d'água, onde há predomínio de oxigênio dissolvido (STRAŠKRABA; JØRGENSEN; PATTEN, 1999). Embora a peroxidase e a polifenol oxidase não tenham apresentado diferença significativa quanto ao aumento em 4 °C, a produção e a atividade de enzimas extracelulares são afetadas com o aumento de temperatura (CUNHA et al., 2010). O padrão de atividade de ambas as enzimas analisadas respondeu de forma similar ao encontrado em estudo prévio (SCIESSERE, 2011), com menor atividade nas fases inicial e final, com picos nas fases intermediárias. A atividade

da peroxidase apresentou diferença significativa em função do tipo de lixiviado ( $p < 0,05$ ). Em um estudo que analisou a macrófitas nativa do Brasil, *Egeria densa* e a invasora *Hydrilla verticillata*, foi observado resultado distinto (CASTRO et al., 2021). Esse estudo indicou que a inserção de espécies invasoras pode alterar os processos de decomposição devido à qualidade dos detritos resultantes.

Os resultados obtidos demonstraram que o oxigênio dissolvido foi a variável mais influente no processo de mineralização dos lixiviados de plantas aquáticas em relação à temperatura. Esse padrão também foi observado, de forma geral, para o  $t_{1/2}$ , que sofreu alteração quando comparados os meios anaeróbio e aeróbio. Para sistemas tropicais, a ação em conjunto de disponibilidade de oxigênio dissolvido e temperaturas mais elevadas resulta em degradação mais rápida da matéria orgânica refratária de macrófitas aquáticas (PASSERINI et al., 2016). Em ambientes com presença de oxigênio dissolvido, há relação positiva no consumo de oxigênio dissolvido por parte das comunidades bacterianas quando há o aumento da temperatura do sistema (WETZEL, 2001). Dessa forma, as taxas de decomposição são potencializadas. Em condições anaeróbias, a decomposição ocorre em meio a reações de fermentação, sendo este processo mais lento e menos rentável energeticamente (WETZEL; LIKENS 2000).

A disponibilidade de oxigênio dissolvido apresentou influência sobre os polifenóis totais, com maiores concentrações em condição anaeróbia para o lixiviado de *S. auriculata*. Essa diferença entre os tratamentos aeróbio e anaeróbio também foi observada para a degradação de polifenóis solúveis de *Montrichardia arborescens* (CUNHA-SANTINO; PACOBAHYBA; BIANCHINI JR., 2003), sendo que na condição anaeróbia foi observada maior degradação desses compostos. Nesse estudo, se observou que na presença de oxigênio dissolvido, a degradação da fração lábil dos polifenóis foi 1,39 vezes maior quando comparada ao tratamento anaeróbio. Ambientes eutrofizados, onde há maior concentração de nutrientes, resulta em maior concentração de compostos fenólicos, que diminui as taxas de decomposição e aumenta a deposição de matéria orgânica nos sedimentos (REJMÁNKOVÁ, 2016).

A razão de humificação (E4/E6) indicou predominância de ácidos húmicos ao longo do bioensaio de mineralização dos lixiviados. A formação de substâncias húmicas é um processo concorrente a de mineralização, sendo um composto importante no depósito de carbono e nutrientes nos sedimentos de sistemas aquáticos (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR, 2009). Para os lixiviados de *M. aquaticum*, *H. coronarium*,

*S. auriculata* e *Chara* sp., a presença de oxigênio dissolvido não foi fator preponderante. Esses resultados diferem de um estudo que analisou o grau de humificação de *Pontederia cordata* e *Oxycharium cubense*, no qual se observou, em condição aeróbia, maior relação E4/E6, quando comparado ao tratamento anaeróbio (LIMA, 2016).

As oscilações temporais de pH condisseram com o padrão esperado para os meios aeróbio e anaeróbio. A decomposição da matéria orgânica é um processo de oxidação, sendo que na presença de oxigênio dissolvido, o receptor de elétrons das reações de respiração dos microrganismos é o oxigênio molecular. Na ausência de oxigênio dissolvido, há preferência por receptores alternativos (STUMM; MORGAN; DREVER, 1996). Os produtos resultantes da degradação em meio anaeróbio geralmente são ácidos graxos e ácidos fenólicos, os quais são lentamente consumidos. Isso ocorre devido à presença de microrganismos acidogênicos. Em condições de anaerobiose, microrganismos anaeróbios e facultativos atuam, resultando na queda do pH do meio (FUENTES et al., 2008). Por outro lado, em condições aeróbias, esses compostos não se acumulam e tornam o pH do meio mais básico (PASSERINI et al., 2016). A variação temporal da condutividade elétrica, por sua vez, tem relação direta com os respectivos tipos de lixiviados (FONSECA et al., 2014).

## **5 CONCLUSÃO**

A disponibilidade de oxigênio dissolvido foi o fator mais importante para ocorrerem variações no decaimento de carbono e na produção secundária apenas. A temperatura teve participação importante no processo de mineralização das frações dissolvidas, porém, a disponibilidade de oxigênio dissolvido se sobressaiu. As composições dos lixiviados apresentaram padrões distintos ao longo dos 90 dias de bioensaio, demonstrando que, em sistemas aquáticos, a qualidade da matéria orgânica influencia na ciclagem de nutrientes. O aumento da temperatura global, juntamente com a disponibilidade de oxigênio dissolvido atuam como diretores dos processos de mineralização da fração dissolvida de macrófitas aquáticas e, conseqüentemente, nos ciclos biogeoquímicos de sistemas aquáticos continentais.

## 6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O aumento de temperatura em 4 °C apresentou diferença significativa apenas nos processos de consumo de oxigênio dissolvido. Ademais, os diferentes lixiviados influenciaram os coeficientes de consumo de oxigênio dissolvido e de mineralização das quatro espécies.

Ambas as hipóteses foram corroboradas em partes. Na hipótese do estudo de consumo de oxigênio dissolvido, a temperatura teve efeito secundário (quando comparada à disponibilidade de oxigênio dissolvido) sobre os processos de mineralização dos lixiviados das plantas aquáticas estudadas, porém a presença de oxigênio dissolvido no meio se sobressaiu. Houve aumento do consumo de oxigênio dissolvido em maior temperatura (25 °C), porém, não foi observado o mesmo em relação à mineralização do C e do N. Isso indica possível investimento em produção secundária.

Na hipótese do estudo de decaimento do carbono orgânico, tratando-se da disponibilidade de oxigênio dissolvido, foi observada potencialização em todos os processos envolvidos na mineralização dos lixiviados das quatro espécies estudadas (em condição aeróbia). Porém, mesmo com o acréscimo em 4 °C no sistema, não foi observada diferença significativa na maioria dos parâmetros analisados. Os diferentes tipos de lixiviados, em contrapartida foram importantes para esse processo e interferem nos coeficientes de mineralização, influenciando, dessa forma, na ciclagem de nutrientes nos ecossistemas aquáticos.

Os bioensaios demonstraram as contribuições das frações dissolvidas de diferentes macrófitas aquáticas para a ciclagem de C, N e P, uma vez que a fração dissolvida é mais rapidamente assimilada pelas comunidades microbianas.

A aceleração do aumento da temperatura global implica em mudanças nas dinâmicas de ciclagem de nutrientes em ambientes aquáticos. O processo de mineralização dos lixiviados de macrófitas aquáticas apresentou sensibilidade ao aumento da temperatura e da composição química da macrófita.

## 7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABEN, R. C. H. et al. Cross continental increase in methane ebullition under climate change. **Nature communications**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2017.
- ADAMS, H. E.; CRUMP, B. C.; KLING, G. W. Temperature controls on aquatic bacterial production and community dynamics in arctic lakes and streams. **Environmental Microbiology**, v. 12, p. 1319–1333, 2010.
- AGÊNCIA NACIONAL DAS ÁGUA (ANA). Variáveis e parâmetros de qualidade de água em rios e reservatórios. *In: Monitoramento da qualidade da água em rios e reservatórios*. 30p., 2020.
- ALBER, M.; VALIELA, I. Production of microbial organic aggregates from macrophyte-derived dissolved organic material. **Limnology and Oceanography**, v. 39, n. 1, p. 37-50, 1994.
- ALDERTON, E. et al. Buried alive: aquatic plants survive in “ghost ponds” under agricultural fields. **Biological Conservation**, v. 212, p. 105–110, 2017.
- AMADO, A. M. et al. Tropical freshwater ecosystems have lower bacterial growth efficiency than temperate ones. **Frontiers in microbiology**, v. 4, p. 167, 2013.
- AMADO, A. M.; ROLAND, F. Microbial role in the carbon cycle in tropical inland aquatic ecosystems. **Frontiers in microbiology**, v. 8, p. 20, 2017.
- ANTONIO, R. M. Potencial de heterotrofia do reservatório de Barra Bonita (SP), com ênfase na decomposição de polissacarídeos extracelulares de espécies fitoplanctônicas. 2004. **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2004.
- APHA, A. W. W. A. Standard methods for the examination of water and wastewater, 20. **Washington, DC: American Public Health Association**, 1998.
- APPLE, J. K.; DEL GIORGIO, P. A.; KEMP, W. M. Temperature regulation of bacterial production, respiration, and growth efficiency in a temperate salt-marsh estuary. **Aquatic Microbial Ecology**, v. 43, p. 243–254, 2006.
- ATTERMEYER, K. et al. Organic carbon processing during transport through boreal inland waters: particles as important sites. **Journal of Geophysical Research: Biogeosciences**, v. 123, p. 2412–2428, 2018.
- AZAM, F. et al. The ecological role of water-column microbes in the sea. **Marine Ecology Progress Series**, v. 10, p. 257–263, 1983.
- AZIZ, M. A. et al. Antibacterial and cytotoxic activities of *Hedychium coronarium* J. Koenig. **Research Journal of Agriculture and Biological Sciences**, v. 5, n. 6, p. 969-972, 2009.
- BADE, D. L. et al. Sources and fates of dissolved organic carbon in lakes as determined by whole-lake carbon isotope additions. **Biogeochemistry**, v. 84, p. 115–129, 2007.
- BELLARD, C. et al. Impacts of climate change on the future of biodiversity. **Ecology letters**, v. 15, n. 4, p. 365-377, 2012.

- BENTO, J. A. C. et al. Extraction, characterization and technological properties of white garland-lily starch. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 135, p. 422-428, 2019.
- BERG, G. et al. Microbiome definition re-visited: old concepts and new challenges. **Microbiome**, v. 8, p. 103, 2020.
- BERTILSSON, S.; TRANVIK, L. J. Photochemical transformation of dissolved organic matter in lakes. **Limnology and Oceanography**, v. 45, n. 4, p. 753-762, 2000.
- BEST, E. P. H. et al. Studies on decomposition of *Ceratophyllum demersum* litter under laboratory and field conditions: losses of dry mass and nutrients, qualitative changes in organic compounds and consequences for ambient water and sediments. **Hydrobiologia**, v. 194, n. 2, p. 91-114, 1990.
- BIANCHINI JR., I. Aspectos do processo de decomposição nos ecossistemas aquáticos continentais. *In: Perspectivas na limnologia do Brasil*. São Luís: Gráfica e Editora União. pp 21-43, 1999.
- BIANCHINI JR., I. et al. Experimento de mineralização aeróbia para ambientes aquáticos: determinação do número de réplicas. **Acta Scientiarum. Biological Sciences Maringá** v. 25, p. 245-251, 2003.
- BIANCHINI JR., I. Modelos de crescimento e decomposição de macrófitas aquáticas. *In: Ecologia e Manejo de Macrófitas Aquáticas*. Maringá: Eduem. pp. 85-126, 2003.
- BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B. As rotas de liberação do carbono dos detritos de macrófitas aquáticas. **Oecologia Brasiliensis**, v. 12, p. 20-29, 2008.
- BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B. CH<sub>4</sub> and CO<sub>2</sub> from decomposition of *Salvinia auriculata* Aublet, a macrophyte with high invasive potential. **Wetlands**, v. 36, p. 557-564, 2016.
- BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B.; PANHOTA, R. S. Oxygen uptake from aquatic macrophyte decomposition from Piraju Reservoir (Piraju, SP, Brazil). **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, p. 27-35, 2011.
- BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B.; PERET, A. M. Oxygen demand during mineralization of aquatic macrophytes from an oxbow lake. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, p. 61-67, 2008.
- BITAR, A. L.; BIANCHINI JR., I. Mineralisation assays of some organic resources of aquatic systems. **Brazilian Journal of Biology**, v. 62, p. 557-564, 2002.
- BOTTINO, F. et al. Effects of macrophyte leachate on *Anabaena* sp. and *Chlamydomonas moewusii* growth in freshwater tropical ecosystems. **Limnology**, v. 19, p. 171-176, 2018.
- BOWIE, G. et al. Rates, constants, and kinetics formulations in surface water quality modeling. **Epa**, v. 600, p. 3-85, 1985.
- BOYD, C. E. Some aspects of plant ecology. **Proceeding of the Reservoir Fishery Resources Symposium**, p. 114-129, 1967.
- BRGLEZ MOJZER, E. et al. Polyphenols: extraction methods, antioxidative action, bioavailability and anticarcinogenic effects. **Molecules**, v. 21, n. 7, p. 901, 2016.

- BRYANT, L. D. et al. Variable sediment oxygen uptake in response to dynamic forcing. **Limnology and Oceanography**, v. 55, n. 2, p. 950-964, 2010.
- CAMPOS, A. D.; SILVEIRA, E. M. L. Metodologia para determinação da peroxidase e da polifenol oxidase em plantas. **Embrapa Clima Temperado-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2003.
- CANFIELD, D. E. Factors influencing organic carbon preservation in marine sediments. **Chemical geology**, v. 114, n. 3-4, p. 315-329, 1994.
- CASTRO, W. A. C. de et al. Enzymatic efficiency of the decomposing microbiota: what does really matter for aquatic macrophytes invasions?. **Acta Botanica Brasilica**, v. 35, p. 104-110, 2021.
- CHAMBERS, P. A. et al. Global diversity of aquatic macrophytes in freshwater. **Hydrobiologia**, v. 595, p. 9–26, 2008.
- CHIBA, W. A. C. et al. Litter accumulation and biomass dynamics in riparian zones in tropical South America of the Asian invasive plant *Hedychium coronarium* J. König (Zingiberaceae). **Plant Ecology & Diversity**, v. 13, n. 1, p. 47-59, 2020.
- CHIBA, W. A. C.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, I. Differential aerobic decomposition between a native and exotic macrophytes of tropical reservoirs. **Brazilian Journal of Biology**, v. 75, p. 501-502, 2015.
- COLE, J. J. et al. Carbon dioxide supersaturation in the surface waters of lakes. **Science**, v. 265, n. 5178, p. 1568-1570, 1994.
- CONSTABEL, C. P.; BARBEHENN, R. Defensive roles of polyphenol oxidase in plants. *In: Induced plant resistance to herbivory*. Springer, Dordrecht, p. 253-270, 2008.
- COOK, C. D. K. et al. Water plants of the world: a manual for the identification of the genera of freshwater macrophytes. **Springer Science & Business Media**, 1974.
- CORREIA, L. C. S. Contribuição para o conhecimento do gênero *Chironomus* Meigen, 1803 na região neotropical. 2004. **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2004.
- COSTA, M. L. R.; HENRY, R. Phosphorus, nitrogen, and carbon contents of macrophytes in lakes lateral to a tropical river (Parapanema River, São Paulo, Brazil). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 22, p. 122-132, 2010.
- CUASSOLO, F. et al. Leachates and elemental ratios of macrophytes and benthic algae of an andeanhigh altitude wetland. **Journal of Limnology**, v. 70, p. 168–176, 2011.
- CUNHA, A. et al. Bacterial extracellular enzymatic activity in globally changing aquatic ecosystems. **Current research, technology and education topics in applied microbiology and microbial biotechnology**, v. 1, p. 124-135, 2010.
- CUNHA, M. B. Estudo da dinâmica de detritos da Lagoa do Infernã: mineralização de compostos húmicos. 1999. **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1999.
- CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Effects of detritus chemical composition on the anaerobic mineralization of *Salvinia auriculata* and *Utricularia breviscapa*. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 27, p. 202–212, 2015.

- CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Humic substance mineralization in a tropical oxbow lake (São Paulo, Brazil). **Hydrobiologia**, v. 468, p. 33–43, 2002.
- CUNHA-SANTINO, M. B.; PACOBAHYBA, L. D.; BIANCHINI JR., I. Changes in the amount of soluble carbohydrates and polyphenols contents during decomposition of *Montrichardia arborescens* (L.) Schott. **Acta Amazonica**, v. 33, p. 469–476, 2003.
- CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Humificação e mineralização de macrófitas aquáticas: uma revisão sobre esses processos. **Oecologia Brasiliensis**, v. 13, n. 4, p. 665-675, 2009.
- CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I.  $Q_{10}$  of heterotrophic activity during aerobic decomposition of *Utricularia breviscapa* and its effect on carbon cycling in a tropical lagoon. **Brazilian Journal of Biology**, v. 70, p. 317–324, 2010.
- CURRIE, W. S. et al. Cross-biome transplants of plant litter show decomposition models extend to a broader climatic range but lose predictability at the decadal time scale. **Global Change Biology**, v. 16, p. 1744–1761, 2010.
- DE LA SOTA, E. R. Contribución al conocimiento de Las Salviniaceae neotropicales, II *Salvinia auriculata* Aublet. **Darwiniana**, p. 499-513, 1962.
- DEL GIORGIO, P. A.; COLE, J. J. Bacterial growth efficiency in natural aquatic systems. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 29, n. 1, p. 503-541, 1998.
- DIAS, R. M. et al. Effects of macrophyte complexity and hydrometric level on fish assemblages in a Neotropical floodplain. **Environmental Biology of Fishes**, v. 100, n. 6, p. 703-716, 2017.
- DILLY, O. Microbial respiratory quotient during basal metabolism and after glucose amendment in soils and litter. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 33, p. 117–127, 2001.
- DJUKIC, I. Early stage litter decomposition across biomes. **Science of the Total Environment**, v. 628, p. 1369–1394, 2018.
- DODDS, W. K., WHILES, M. R. Microbes and plants. *In: Freshwater ecology: concepts and environmental applications of Limnogy*. Third Edition. Academic Press. 2020.
- DOKULIL, M. T.; TEUBNER, K. Eutrophication and climate change: present situation and future scenarios. **Eutrophication: Causes, Consequences and Control**, p. 1–16, 2010.
- DOMOZYCH, D. S.; POPPER, Z. A.; SØRENSEN, I. Charophytes: Evolutionary giants and emerging model organisms. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, p. 1–8, 2016
- DUBOST, N. J.; OU, B.; BEELMAN, R. B. Quantification of polyphenols and ergothioneine in cultivated mushrooms and correlation to total antioxidant capacity. **Food Chemistry**, v. 105, n. 2, p. 727-735, 2007.
- ENGELHARDT, K. A. M.; RITCHIE, M. E. Effects of macrophyte species richness on wetland ecosystem functioning and services. **Nature**, v. 411, n. 6838, p. 687-689, 2001.
- ESCARPA, A.; GONZALES, M.C., An overview of analytical chemistry of phenolic compounds in foods. **Critical Reviews. in Analytical Chemistry**, v. 31, p. 57, 2001.

ESTEVEZ, F. A. **Fundamentos de Limnologia**, 3ª edição, 2011.

FARES, A. L. B. et al. Environmental factors affect macrophyte diversity on Amazonian aquatic ecosystems inserted in an anthropogenic landscape. **Ecological Indicators**, v. 113, p. 106231, 2020.

FELDMANN, T. **The structuring role of lake conditions for aquatic macrophytes**. 2012. 182 p. Thesis (Doctor of Philosophy in Hydrobiology) - Estonian university of life sciences, Tartu. 2012.

FINGER, A. In-vitro studies on the effect of polyphenol oxidase and peroxidase on the formation of polyphenolic black tea constituents. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 66, n.3, p. 293-305, 1994.

FONSECA, A. L. D. S. et al. Cinética da decomposição aeróbia na fase de lixiviação dos detritos vegetais alóctones. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 26, n. 1, p. 89–97, 2014.

FRANCO, D. et al. Polyphenols from plant materials: extraction and antioxidant power. **Electronic Journal Environmental, Agricultural and Food Chemistry**, v. 7, n. 8, p. 3210-3216, 2008.

FREITAS, R. et al. Productivity and rainfall drive bacterial metabolism in tropical cascading reservoirs. **Hydrobiologia**, v. 809, p. 233–246, 2018.

FUENTES, M. et al. Application of two anaerobic digestion models to biofilm systems. **Biochemical Engineering Journal**, v. 38, n. 2, p. 259–269, 2008.

GIMENES, L. L. S. et al. Growth of the aquatic macrophyte *Ricciocarpos natans* (L.) Corda in different temperatures and in distinct concentrations of aluminum and manganese. **Aquatic Toxicology**, v. 224, p. 105484, 2020.

GRASSET, C. et al. Carbon emission along a eutrophication gradient in temperate riverine wetlands: effect of primary productivity and plant community composition. **Freshwater Biology**, v. 61, p. 1405–1420, 2016.

GRASSET, C. et al. The transformation of macrophyte-derived organic matter to methane relates to plant water and nutrient contents. **Limnology and Oceanography**, v. 64, p. 1737–1749, 2019.

GRASSET, C. et al. Carbon allocation in aquatic plants with contrasting strategies: The role of habitat nutrient content. **Journal of Vegetation Science**, v. 26, p. 946–955, 2015.

GUILLEMETTE, F.; MCCALLISTER, S. L.; DEL GIORGIO, P. A. Selective consumption and metabolic allocation of terrestrial and algal carbon determine allochthony in lake bacteria. **The ISME journal**, v. 10, n. 6, p. 1373-1382, 2016.

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica**, v. 4, n. 1, p. 1–9, 2001.

HE, Y.; SONG, N.; JIANG, H. L. Effects of dissolved organic matter leaching from macrophyte litter on black water events in shallow lakes. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, p. 9928–9939, 2018.

HEIRI, O.; LOTTER, A. F.; LEMCKE, G. Loss on ignition as a method for estimating organic and carbonate content in sediments: reproducibility and comparability of results. **Journal of Paleolimnology**, v. 25, p. 101–110, 2001.

HICKENBICK, G. R.; FERRO, A. L.; DE ABREU, P. C. O. V. Produção de detrito de macrófitas emergentes em uma marisma do Estuário da Lagoa dos Patos: taxas de decomposição e dinâmica microbiana. **Atlântica (Rio Grande)**, v. 26, n. 1, p. 61-75, 2004.

HUANG, M. T. et al. Phenolic compounds in food and their effects on Health I: analysis, occurrence, and chemistry. **ACS Symposium Series, Fourth Chemical Congress of North America**, New York, 1991.

HUSSNER, A.; MEYER, C.; BUSCH, J. The influence of water level and nutrient availability on growth and root system development of *Myriophyllum aquaticum*. **Weed Research**, v. 49, n. 1, p. 73-80, 2009.

INGLETT, K. S. et al. Temperature sensitivity of greenhouse gas production in wetland soils of different vegetation. **Biogeochemistry**, v. 108, n. 1, p. 77-90, 2012.

INTERGOVERNMENTAL PANEL ON CLIMATE CHANGE (IPCC). Synthesis report - Contribution of working groups I, II and III to the fifth assessment report of the intergovernmental panel on climate change. *In*: Pachauri, R. K.; Meyer, L. A. (Eds.), **In Core Writing Team** (p. 151). IPCC, 2014.

IPCC Climate Change 2007: Impacts, Adaptation and Vulnerability. Summary for Policymakers. **The IPCC 4<sup>th</sup> Assessment Report**, Brussels, Belgium, 2007.

ISLAM, M. J. et al. C: N: P stoichiometry of particulate and dissolved organic matter in river waters and changes during decomposition. **Journal of Ecology and Environment**, v. 43, n. 1, p. 1-8, 2019.

JANSEN, J. et al. Climate-sensitive controls on large spring emissions of CH<sub>4</sub> and CO<sub>2</sub> from northern lakes. **Journal of Geophysical Research: Biogeosciences**, v. 124, n. 7, p. 2379-2399, 2019.

JANSSEN, A. B. G. et al. Shifting states, shifting services: Linking regime shifts to changes in ecosystem services of shallow lakes. **Freshwater Biology**, v. 66, n. 1, p. 1-12, 2021.

JOY, B.; RAJAN, A.; ABRAHAM, E. Antimicrobial activity and chemical composition of essential oil from *Hedychium coronarium*. **Phytotherapy Research**, v. 21, p. 439–443, 2007.

KÄTTERER, T. et al. Temperature dependence of organic matter decomposition: a critical review using literature data analyzed with different models. **Biology and fertility of soils**, v. 27, n. 3, p. 258-262, 1998.

KAZANJIAN, G. et al. Impacts of warming on top-down and bottom-up controls of periphyton production. **Scientific reports**, v. 8, n. 1, p. 1-12, 2018.

KAZANJIAN, G. et al. Primary production in nutrient-rich kettle holes and consequences for nutrient and carbon cycling. **Hydrobiologia**, v. 806, n. 1, p. 77-93, 2018.

KELLER, P. S. et al. Global CO<sub>2</sub> emissions from dry inland waters share common drivers across ecosystems. **Nature communications**, v. 11, n. 1, p. 1-8, 2020.

KELLERMAN, A. M. et al. Unifying concepts linking dissolved organic matter composition to persistence in aquatic ecosystems. **Environmental Science and Technology**, v. 52, p. 2538–2548, 2018.

KHATAEE, A. R. et al. Biological treatment of a dye solution by macroalgae *Chara* sp.: effect of operational parameters, intermediates identification and artificial neural network modeling. **Bioresource Technology**, v. 101, p. 2252–2258, 2010.

KIMBLE, L. K.; MADIGAN, M. T. Nitrogen fixation and nitrogen metabolism in heliobacteria. **Archives of microbiology**, v. 158, n. 3, p. 155-161, 1992.

KIRILLIN, G. Modeling the impact of global warming on water temperature and seasonal mixing regimes in small temperate lakes. 2010.

KIRSCHBAUM, M. U. F. The temperature dependence of soil organic matter decomposition and the effect of global warming on soil organic C storage. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 27, p. 753-760, 1995.

KOPÁČEK, J. et al. Photochemical, chemical, and biological transformations of dissolved organic carbon and its effect on alkalinity production in acidified lakes Ji. **Limnology and Oceanography**, v. 48, n. 1, p. 106-117, 2003.

KUFEL, L.; KUFEL, I. *Chara* beds acting as nutrient sinks in shallow lakes - A review. **Aquatic Botany**, v. 72, p. 249–260, 2002.

LEITE-ROSSI, L. A. How does leaf litter chemistry influence its decomposition and colonization by shredder Chironomidae (Diptera) larvae in a tropical stream? **Hydrobiologia**, v. 771, p. 119–130, 2016.

LEVI, P. S. et al. Macrophyte complexity controls nutrient uptake in lowland streams. **Ecosystems**, v. 18, p. 914–931, 2015.

LIMA, F. T. Atividade enzimática e diversidade bacteriana da degradação de macrófitas aquáticas. 2016. **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2016.

LITTLE, E. C. S. Handbook of utilization of aquatic plants. A review of world literature. **FAO**, 1979.

LIU, S. Molecular characterization of macrophyte-derived dissolved organic matters and their implications for lakes. **Science of the Total Environment**, v. 616, p. 602–613, 2018.

LOGUE, J. B. Experimental insights into the importance of aquatic bacterial community composition to the degradation of dissolved organic matter. **ISME Journal**, v. 10, p. 533–545, 2016.

LU, Y.; FOO, L. Y. Identification and quantification of major polyphenols in apple pomace. **Food Chemistry**, v. 59, n. 2, p. 187-194, 1997.

LUTZ, A. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. **Métodos químicos e físicos para análise de alimentos**, v. 2, 1985.

- MARINO, N. A. C.; ROMERO, G. Q.; FARJALLA, V. F. Geographical and experimental contexts modulate the effect of warming on top-down control: a meta-analysis. **Ecology Letters**, v. 21, p. 455–466, 2018.
- MAROTTA, H. et al. Greenhouse gas production in low-latitude lake sediments responds strongly to warming. **Nature Climate Change**, v. 4, p. 467–470, 2014.
- MAYER, A. M. Polyphenol oxidases in plants and fungi: Going places? A review. **Phytochemistry**, v. 67, p. 2318–2331, 2006.
- MCLATCHEY, G. P.; REDDY, K. R. Regulation of organic matter decomposition and nutrient release in a wetland soil. **Journal of Environmental Quality**, v. 27, p. 1268–1274, 1998.
- MØLLER, J.; MILLER, M.; KJØLLER, A. Fungal-bacterial interaction on beech leaves: Influence on decomposition and dissolved organic carbon quality. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 31, p. 367–374, 1999.
- MOODY, M. L.; LES, D. H. Systematics of the aquatic angiosperm genus *Myriophyllum* (Haloragaceae). **Systematic Botany**, v. 35, n. 1, p. 121–139, 2010.
- MORAN, M. A.; HODSON, R. E. Bacterial production on humic and nonhumic components of dissolved organic carbon. **Limnology and Oceanography**, v. 35, n. 8, p. 1744–1756, 1990.
- MORLING, K.; HERZSPRUNG, P.; KAMJUNKE, N. Discharge determines production of, decomposition of and quality changes in dissolved organic carbon in pre-dams of drinking water reservoirs. **Science of the Total Environment**, v. 577, p. 329–339, 2017.
- MOUTON, T. L. et al. Increasing climate-driven taxonomic homogenization but functional differentiation among river macroinvertebrate assemblages. **Global Change Biology**, v. 26, n. 12, p. 6904–6915, 2020.
- NEEDOBA, J. A.; HARRISON, P. J. Influence of low light and a light: dark cycle on  $\text{NO}_3^-$ -uptake, intracellular  $\text{NO}_3^-$ , and nitrogen isotope fractionation by marine phytoplankton. **Journal of Phycology**, v. 40, n. 3, p. 505–516, 2004.
- NOWLIN, W. H.; EVARTS, J. L.; VANNI, M. J. Release rates and potential fates of nitrogen and phosphorus from sediments in a eutrophic reservoir. **Freshwater Biology**, v. 50, p. 301–322, 2005.
- NUNES, M.; CUNHA-SANTINO, M.; BIANCHINI JR., I. Aerobic mineralization of carbon and nitrogen from *Myriophyllum aquaticum* (Vell.) Verdc. leachate. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 19, p. 285–293, 2007.
- NUNEZ, S. et al. Assessing the impacts of climate change on biodiversity: is below 2° C enough?. **Climatic Change**, v. 154, n. 3, p. 351–365, 2019.
- O'BRIEN, J. M. et al. Aquatic macrophytes alter metabolism and nutrient cycling in lowland streams. **Ecosystems**, v. 17, n. 3, p. 405–417, 2014.
- OSBORNE, T. Z.; INGLETT, P. W.; REDDY, K. R. The use of senescent plant biomass to investigate relationships between potential particulate and dissolved organic matter in a wetland ecosystem. **Aquatic Botany**, v. 86, n. 1, p. 53–61, 2007.
- PACCAGNELLA, Y. C.; BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B. Decomposition dynamics of two aquatic macrophytes: response of litter interaction with

- temperature and dissolved oxygen availability. **Brazilian Journal of Botany**, v. 43, n. 4, p. 1047-1059, 2020.
- PACHECO, F. S.; ROLAND, F.; DOWNING, J. A. Eutrophication reverses whole-lake carbon budgets. **Inland waters**, v. 4, n. 1, p. 41-48, 2014.
- PAGIORO, T. A.; THOMAZ, S. M. Decomposition of *Eichhornia azurea* from limnologically different environments of the Upper Parana River floodplain. **Hydrobiologia**, v. 411, p. 45-51, 1999.
- PANHOTA, R. S.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Consumos de oxigênio das mineralizações de lixiviados de *Salvinia auriculata* e de *Utricularia breviscapa* da Lagoa do Óleo. In: SANTOS, J. E.; PIRES, J. S. R.; MOSCHINI, L. E. (Eds.), **Estudos integrados em ecossistemas**, Estação Ecológica de Jataí (pp. 259–273). São Carlos: EdUFSCar. 2007.
- PARK, S.; CHO, K. Nutrient leaching from leaf litter of emergent macrophyte (*Zizania latifolia*) and the effects of water temperature on the leaching process. **Korean Journal of Biological Sciences**, v. 7, p. 289–294, 2003.
- PASSERINI, M. D.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Oxygen availability and temperature as driving forces for decomposition of aquatic macrophytes. **Aquatic Botany**, v. 130, p. 1-10, 2016.
- PEDRALLI, G. Macrófitos aquáticos: técnicas e métodos de estudos. **Estudos de Biologia**, v. 26, p. 5-24, 1990.
- PERET, A.; BIANCHINI JR., I. Stoichiometry of aerobic mineralization (O/C) of aquatic macrophytes leachate from a tropical lagoon (São Paulo - Brazil). **Hydrobiologia**, v. 528, p. 167–178, 2004.
- POMEROY, L. R. et al. The microbial loop. **Oceanography**, v. 20, p. 28–33. 2007.
- POMEROY, L. R. The ocean's food web, a changing paradigm. **Bioscience**, v. 24, n. 9, p. 499-504, 1974.
- POTT, V. J.; POTT, A. Plantas aquáticas do Pantanal. Brasília: **EMBRAPA Comunicação para transferência de Tecnologia**, 2000.
- PRAKASH, O. et al. Chemical composition and antibacterial activity of rhizome oils from *Hedychium coronarium* Koenig and *Hedychium spicatum* Buch-Ham. **Journal of essential oil bearing plants**, v. 13, n. 2, p. 250-259, 2010.
- PRESS, W. H. et al. **Numerical Recipes with Source Code CD-ROM 3rd Edition: The Art of Scientific Computing**. Cambridge University Press, 2007.
- PROSSER, J. I. et al. The role of ecological theory in microbial ecology. **Nature Reviews Microbiology**, v. 5, p. 384–392. 2007.
- PURAHONG, W. et al. Life in leaf litter: novel insights into community dynamics of bacteria and fungi during litter decomposition. **Molecular Ecology**, v. 25, p. 4059–4074, 2016.
- QIN, B. et al. Lake eutrophication and its ecosystem response. **Chinese Science Bulletin**, v. 58, n. 9, p. 961-970, 2013.

- QUEIROZ, C. et al. Polyphenol oxidase: characteristics and mechanisms of browning control. **Food reviews international**, v. 24, n. 4, p. 361-375, 2008.
- RACCHETTI, E. et al. Nitrogen uptake and coupled nitrification–denitrification in riverine sediments with benthic microalgae and rooted macrophytes. **Aquatic Sciences**, v. 79, p. 487–505, 2017.
- REGALI-SELEGHIM, M. H. Rede Trófica microbiana em um sistema eutrófico raso (Reservatório do Monjolinho–São Carlos–SP) – estrutura e função. 2001. **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2001.
- REJMÁNKOVÁ, E. Phenolic content and growth of wetland macrophytes: Is the allocation to secondary compounds driven by nutrient availability?. **Folia Geobotanica**, v. 51, n. 3, p. 239-250, 2016.
- REJMANKOVA, E. The role of macrophytes in wetland ecosystems. **Journal of Ecology and Environment**, v. 34, n. 4, p. 333-345, 2011.
- RENARD, C. M. G. C et al. Interactions between apple cell walls and native apple polyphenols: quantification and some consequences. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 29, n. 2, p. 115-125, 2001.
- RIBEIRO, R. A. et al. Acute diuretic effects in conscious rats produced by some medicinal plants used in the state of São Paulo, Brasil. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 24, n. 1, p. 19-29, 1988.
- RIBEIRO, R. A. et al. Acute antihypertensive effect in conscious rats produced by some medicinal plants used in the state of Sao Paulo. **Journal of ethnopharmacology**, v. 15, n. 3, p. 261-269, 1986.
- RIIS, T. et al. Nitrogen cycling and dynamics in a macrophyte-rich stream as determined by a release. **Freshwater Biology**, v. 57, p. 1579–1591, 2012.
- ROBARTS, R. D.; WICKS, R. J. Heterotrophic bacterial production and its dependence on autotrophic production in a hypertrophic African reservoir. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 47, n. 5, p. 1027-1037, 1990.
- RODEN, E. E. et al. Extracellular electron transfer through microbial reduction of solid-phase humic substances. **Nature geoscience**, v. 3, n. 6, p. 417-421, 2010.
- RODRIGO, M. A. et al. *Chara hispida* beds as a sink of nitrogen: evidence from growth, nitrogen uptake and decomposition. **Aquatic Botany**, v. 87, p. 7–14, 2007.
- ROLAND, F. et al. Mudanças climáticas no Brasil: perspectiva sobre a biogeoquímica de águas interiores. **Brazilian Journal of Biology**, v. 72, p. 709–722, 2012.
- RUFTY JR., T. W.; ISRAEL, D. W.; VOLK, R. J. Assimilation of  $^{15}\text{NO}_3^-$  taken up by plants in the light and in the dark. **Plant Physiology**, v. 76, n. 3, p. 769-775, 1984.
- SALOMO, S.; MÜNCH, C.; RÖSKE, I. Evaluation of the metabolic diversity of microbial communities in four different filter layers of a constructed wetland with vertical flow by Biolog™ analysis. **Water research**, v. 43, n. 18, p. 4569-4578, 2009.
- SAND-JENSEN, K.; BRUUN, H. H.; BAASTRUP-SPOHR, L. Decade-long time delays in nutrient and plant species dynamics during eutrophication and re-oligotrophication of Lake Fure 1900–2015. **Journal of Ecology**, v. 105, n. 3, p. 690-700, 2017.

- SAND-JENSEN, K. et al. Photosynthesis and calcification of charophytes. **Aquatic Botany**, v. 149, p. 46-51, 2018.
- SANTOS, M. G.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Alterações espaciais e temporais de variáveis limnológicas do reservatório do Monjolinho (*campus* da UFSCar). **Oecologia Australis**, v. 15, p. 682–696, 2011.
- SARRUGE, J. R.; HAAG, H. P. **Análises químicas em plantas**. Piracicaba: Esalq, 1974.
- SHAH, A. A. et al. Temperature dependence of metabolic rate in tropical and temperate aquatic insects: Support for the Climate Variability Hypothesis in mayflies but not stoneflies. **Global Change Biology**, v. 27, n. 2, p. 297-311, 2021.
- SHIMABUKURO, E; HENRY, R. Benthic distribution in small tropical lakes: the presence of macrophytes matters. **Tropical Ecology**, v. 59, n. 1, 2018.
- SCHNEIDER, B. et al. Associations between macrophyte life forms and environmental and morphometric factors in a large sub-tropical floodplain. **Frontiers in plant science**, v. 9, p. 195, 2018.
- SCHNEIDER, S. C. et al. The role of charophytes (Charales) in past and present environments: an overview. **Aquatic botany**, v. 120, p. 2-6, 2015.
- SCIESSERE, L. Ação das enzimas extracelulares na dinâmica da decomposição de macrófitas aquáticas. 2011 **Tese (Doutorado em Ciências)** – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2011.
- SCOFIELD, V. et al. Potential changes in bacterial metabolism associated with increased water temperature and nutrient inputs in tropical humic lagoons. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, p. 310, 2015.
- SCULTHORPE, C. D. The biology of aquatic vascular plants. **Edward Arnold, London**, p. 610, 1967.
- SHROTRIYA, S. Anti-inflammatory and analgesic effects of *Hedychium coronarium* Koen. **Pak. J. Pharm. Sci.**, v. 20, p. 47-51, 2007.
- SIDDIQUA, S.; AL MAMUN, A.; BABAR, S. M. E. Production of biodiesel from coastal macroalgae (*Chara vulgaris*) and optimization of process parameters using Box-Behnken design. **SpringerPlus**, v. 4, n. 1, p. 1-11, 2015.
- SIM, D. Z. H. et al. Tropical macrophytes promote phytoplankton community shifts in lake mesocosms: relevance for lake restoration in warm climates. **Hydrobiologia**, p. 1-24, 2021.
- SIRONIĆ, A. et al. Changes in the geochemical parameters of karst lakes over the past three decades – The case of Plitvice Lakes, **Croatia**. **Applied Geochemistry**, v. 78, p. 12–22, 2017.
- SIROVÁ, D. et al. Microbial community development in the traps of aquatic *Utricularia* species. **Aquatic Botany**, v. 90, n. 2, p. 129-136, 2009.
- SOANA, E.; BARTOLI, M. Seasonal regulation of nitrification in a rooted macrophyte (*Vallisneria spiralis* L.) meadow under eutrophic conditions. **Aquatic Ecology**, v. 48, p. 11–21, 2014.

SOUZA, S. N. G. et al. Implications of global climate change for the development and ecological interactions between two key Amazonian aquatic macrophytes. **Acta Botanica Brasilica**, 2021.

STEINBERG, C. E. W. et al. Humic substances. Subject Area 2.1: Behavior of chemicals in water and their interactions with organisms. **Environmental Science Pollution Research**, v. 15, p. 128-135, 2008.

STRAŠKRABA, M.; JØRGENSEN, S. E.; PATTEN, B. C. Ecosystems emerging: 2. dissipation. **Ecological Modelling**, v. 117, n. 1, p. 3-39, 1999.

STUBLE, K. L. et al. Long-term impacts of warming drive decomposition and accelerate the turnover of labile, not recalcitrant, carbon. **Ecosphere**, v. 10, n. 5, p. e02715, 2019.

STUMM, W.; MORGAN, J. J.; DREVER, J. I. Aquatic chemistry. **Journal of Environmental Quality**, v. 25, n. 5, p. 1162, 1996.

SUHETT, A. L. et al. O papel da foto-degradação do carbono orgânico dissolvido (COD) nos ecossistemas aquáticos. **Oecologia Brasiliensis**, v. 10, p. 186–204, 2006.

SUHETT, A. L. et al. Seasonal changes of dissolved organic carbon photo-oxidation rates in a tropical humic lagoon: The role of rainfall as a major regulator. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 64, p. 1266–1272, 2007.

SUHETT, A. L. et al. Origin, concentration, availability and fate of dissolved organic carbon in coastal lagoons of the Rio de Janeiro State. **Acta Limnologica Brasiliensis**, v. 25, p. 326–340, 2013.

SUN, H. et al. *Myriophyllum aquaticum* constructed wetland effectively removes nitrogen in swine wastewater. **Frontiers in Microbiology**, v. 8, 1–14, 2017.

TANGAHU, B. V.; PUTRI, A. P. The degradation of BOD and COD of batik industry wastewater using *Egeria densa* and *Salvinia molesta*. **Jurnal Sains & Teknologi Lingkungan**, v. 9, p. 82–91, 2017.

THACKERAY, S. J. et al. Phenological sensitivity to climate across taxa and trophic levels. **Nature**, v. 535, n. 7611, p. 241-245, 2016.

THULLEN, J. S. et al. Macrophyte decomposition in a surface-flow ammonia-dominated constructed wetland: rates associated with environmental and biotic variables. **Ecological Engineering**, v. 32, n. 3, p. 281-290, 2008.

TOMING, K. et al. Contributions of autochthonous and allochthonous sources to dissolved organic matter in a large, shallow, eutrophic lake with a highly calcareous catchment. **Limnology and oceanography**, v. 58, n. 4, p. 1259-1270, 2013.

TRINDADE, C. R. T.; LANDEIRO, V. L.; SCHNECK, F. Macrophyte functional groups elucidate the relative role of environmental and spatial factors on species richness and assemblage structure. **Hydrobiologia**, v. 823, n. 1, p. 217-230, 2018.

TRINDADE, C. R. T. et al. Caracterização e importância das macrófitas aquáticas com ênfase nos ambientes límnicos do Campus Carreiros-FURG, **Rio Grande, RS**, 2010.

TRYON, R. M.; TRYON, A. F. Ferns and allied plants with special reference to Tropical America. **Springer-Verlag, New York**. 857 p., 1982.

TULONEN, T. Bacterial production in a mesohumic lake estimated from [<sup>14</sup>C] leucine incorporation rate. **Microbial Ecology**, v. 26, n. 3, p. 201-217, 1993.

VALADEAU, C., A. et al. Medicinal plants from the Yanasha (Peru): evaluation of the leishmanicidal and antimalarial activity of selected extracts. **Journal of Ethnopharmacology**, v.123, p. 413-422, 2009.

VAN BERGEN, T. J. H. M. et al. Seasonal and diel variation in greenhouse gas emissions from an urban pond and its major drivers. **Limnology and Oceanography**, v. 64, n. 5, p. 2129-2139, 2019.

VELTHUIS, M., Warming enhances sedimentation and decomposition of organic carbon in shallow macrophyte-dominated systems with zero net effect on carbon burial. **Global Change Biology**, v. 24, p. 5231–5242, 2018.

VELTHUIS, M. et al. Impact of temperature and nutrients on carbon: Nutrient tissue stoichiometry of submerged aquatic plants: an experiment and meta-analysis. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 1–11, 2017.

VERMEER, C. P. et al. Nitrogen uptake and translocation by *Chara*. **Aquatic Botany**, v. 76, p. 245–258, 2003.

VIEIRA, I. C.; FATIBELLO-FILHO, O. Spectrophotometric determination of methyl dopa and dopamine in pharmaceutical formulations using a crude extract of sweet potato root (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) as enzymatic source. **Talanta**, v. 46, n. 4, p. 559–64, 1998.

VILLELA, G.; BACILA, M.; TASTALDI, H. Técnicas e experimentos de bioquímica. **Rio de Janeiro: Guanabara**. 552 p., 1973.

WANG, L. et al. Phosphorus release during decomposition of the submerged macrophyte *Potamogeton crispus*. **Limnology**, v. 19, p. 355–366, 2018.

WARD, A. K.; JOHNSON, M. D. Heterotrophic microorganisms. In: HAUER, G. A.; LAMBERTI, F. R. (Eds.), **Methods in stream ecology** (pp. 233–268). Academic Press, 1996.

WEBSTER, J. R.; BENFIELD, E. F. Vascular plant breakdown in freshwater ecosystems. **Annual review of ecology and systematics**, v. 17, n. 1, p. 567-594, 1986.

WESTLAKE, D. F. Some basic data for investigations of the productivity of aquatic macrophytes. **Primary Productivity in Aquatic Environments**, p. 231–248, 1965.

WETZEL, Robert G. Detrital dissolved and particulate organic carbon functions in aquatic ecosystems. **Bulletin of marine science**, v. 35, n. 3, p. 503-509, 1984.

WETZEL, R. G. Land–Water Interfaces: Larger Plants. In: **Limnology**, (pp. 527–575). San Diego: Academic Press, 2001.

WETZEL, R. G. Limnologia. Lisboa. **Fundação Calouste Gulbenkian**, 1993.

WETZEL, R. G.; LIKENS, G. E. Limnological Analyses. **New York: Springer**, 2000.

WILLIAMS, R. H. *Salvinia auriculata* Aubl.: quematical eradication of a serious aquatic weed in Ceylon. **Tropical Agriculture**, v. 33, p. 145–157, 1956.

WILLIAMS, W. J. Handbook of Anion Determination, **Butterworths: London**, 630p., 1979.

YAN, L. et al. Nitrogen loading affects microbes, nitrifiers and denitrifiers attached to submerged macrophyte in constructed wetlands. **Science of the Total Environment**, v. 622, p. 121–126, 2018.

YORUK, R.; MARSHALL, M. R. Physicochemical properties and function of plant polyphenol oxidase: a review 1. **Journal of food biochemistry**, v. 27, n. 5, p. 361-422, 2003.

YUE, K. et al. Study type and plant litter identity modulating the response of litter decomposition to warming, elevated CO<sub>2</sub>, and elevated O<sub>3</sub>: A meta-analysis. **Journal of Geophysical Research: Biogeosciences**, v. 120, n. 3, p. 441-451, 2015.

YVON-DUROCHER, G. et al. Long-term warming amplifies shifts in the carbon cycle of experimental ponds. **Nature Climate Change**, v. 7, 209–213, 2017.

YVON-DUROCHER, G. et al. Warming alters the metabolic balance of ecosystems. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 365, p. 2117–2126, 2010.

ZHANG, Y. et al. Secondary impacts of eutrophication control activities in shallow lakes: Lessons from aquatic macrophyte dynamics in Lake Taihu from 2000 to 2015. **Freshwater Science**, v. 38, n. 4, p. 802-817, 2019.

ZIEGLER, S. E.; FOGEL, M. L. Seasonal and diel relationships between the isotopic compositions of dissolved and particulate organic matter in freshwater ecosystems. **Biogeochemistry**, v. 64, n. 1, p. 25-52, 2003.

**ANEXO 1. Valores de p e U para consumo de oxigênio dissolvido a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido**

Lixiviado	Temperatura	
	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	0.007742	6614
<i>Hedychium coronarium</i>	$1.94e^{-06}$	7004
<i>Salvinia auriculata</i>	0.000129	7662
<i>Chara sp.</i>	$1.95e^{-05}$	7350

**ANEXO 2. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido**

Lixiviado	Temperatura	
	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	0,3814	7673
<i>Hedychium coronarium</i>	0,2666	9583
<i>Salvinia auriculata</i>	0,4435	9826
<i>Chara sp.</i>	0,07893	9126

**ANEXO 3. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de consumo de oxigênio dissolvido**

Lixiviado	Temperatura	
	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$4,93e^{-07}$	5213
<i>Hedychium coronarium</i>	$2,30e^{-16}$	4569
<i>Salvinia auriculata</i>	0,000791	7996
<i>Chara sp.</i>	0,005917	8423

**ANEXO 4. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do consumo de oxigênio dissolvido**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	<i>Chara</i> sp. 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	-	0,9435	$1,15e^{-03}$	$6,80e^{-04}$
<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	1	-	$8,56e^{-04}$	$2,75e^{-04}$
<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	$6,87e^{-03}$	0,005134	-	0,6292
<i>Chara</i> sp. 21 °C	$4,08e^{-03}$	0,001648	1	-

$p = 3,348e^{-05}$

**ANEXO 5. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do consumo de oxigênio dissolvido**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	<i>Chara</i> sp. 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	-	0,4872	$3,61e^{-05}$	$5,60e^{-08}$
<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	1	-	0,000264	$6,23e^{-07}$
<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	0,000216	0,001581	-	0,001149
<i>Chara</i> sp. 25 °C	$3,36e^{-07}$	$3,74e^{-06}$	0,006896	-

$p = 3,419e^{-10}$

**ANEXO 6. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C do pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	<i>Chara</i> sp. 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	-	0,165	0,1027	0,3087
<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	0,9897	-	0,001218	0,8151
<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	0,6164	0,007306	-	0,001094
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	1	1	0,006564	-

p = 0,003894

**ANEXO 7. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C do pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	<i>Chara</i> sp. 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	-	0,08934	0,0598	0,1038
<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	0,536	-	3,26e <sup>-05</sup>	0,000154
<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	0,3588	0,000196	-	0,8297
<i>Chara</i> sp. 25 °C	0,6228	0,000926	1	-

p = 0,0001416

**ANEXO 8. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 21 °C da condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	<i>Chara</i> sp. 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 21 °C	-	$3,00e^{-43}$	$3,78e^{-19}$	$1,88e^{-09}$
<i>Hedychium coronarium</i> 21 °C	$1,80e^{-42}$	-	$1,71e^{-43}$	$1,81e^{-42}$
<i>Salvinia auriculata</i> 21 °C	$2,27e^{-18}$	$1,03e^{-42}$	-	$2,66e^{-31}$
<i>Chara</i> sp. 21 °C	$1,13e^{-08}$	$1,08e^{-41}$	$1,60e^{-30}$	-

$p = 1,031e^{-81}$

**ANEXO 9. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição a 25 °C da condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	<i>Chara</i> sp. 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> 25 °C	-	$9,91e^{-49}$	$8,20e^{-16}$	$8,14e^{-23}$
<i>Hedychium coronarium</i> 25 °C	$5,95e^{-48}$	-	$9,91e^{-49}$	$5,56e^{-48}$
<i>Salvinia auriculata</i> 25 °C	$4,92e^{-15}$	$5,95e^{-48}$	-	$4,12e^{-44}$
<i>Chara</i> sp. 25 °C	$4,88e^{-22}$	$3,33e^{-47}$	$2,47e^{-43}$	-

$p = 4,336e^{-98}$

**ANEXO 10. Valores de p e U para carbono orgânico total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$6,20e^{-04}$	2197	$5,80e^{-01}$	3040
<i>Hedychium coronarium</i>	$7,90e^{-04}$	2217	$2,44e^{-01}$	2858
<i>Salvinia auriculata</i>	$4,07e^{-05}$	1829	$6,02e^{-01}$	2895
<i>Chara sp.</i>	$1,21e^{-03}$	2129	$8,00e^{-01}$	2970

**ANEXO 11. Valores de p e U para nitrogênio total a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$5,00e^{-01}$	3002	$9,52e^{-01}$	3182
<i>Hedychium coronarium</i>	$2,74e^{-15}$	885	$2,30e^{-01}$	2847
<i>Salvinia auriculata</i>	$8,00e^{-01}$	2893	$8,90e^{-01}$	3003
<i>Chara sp.</i>	$3,00e^{-02}$	2426	$6,20e^{-01}$	2901

**ANEXO 12. Valores de p e U para fósforo a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$6,79e^{-05}$	$1,93e^{+04}$	$7,80e^{-01}$	$2,43e^{+04}$
<i>Hedychium coronarium</i>	$5,82e^{-08}$	$1,73e^{+04}$	$2,41e^{-01}$	$2,31e^{+04}$
<i>Salvinia auriculata</i>	$2,56e^{-08}$	$1,72e^{+04}$	$9,41e^{-03}$	$2,12e^{+04}$
<i>Chara sp.</i>	$4,55e^{-07}$	$2,12e^{+04}$	$2,43e^{-02}$	$2,54e^{+04}$

**ANEXO 13. Valores de p e U para peroxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$5,60e^{-03}$	$2,10e^{+04}$	$7,30e^{-01}$	$2,42e^{+04}$
<i>Hedychium coronarium</i>	$2,23e^{-06}$	$1,83e^{+04}$	$7,63e^{-01}$	$2,42e^{+04}$
<i>Salvinia auriculata</i>	$1,54e^{-14}$	$1,43e^{+04}$	$7,81e^{-01}$	$2,43e^{+04}$
<i>Chara sp.</i>	$3,00e^{-03}$	$2,08e^{+04}$	$6,03e^{-01}$	$2,40e^{+04}$

**ANEXO 14. Valores de p e U para polifenol oxidase a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$2,44e^{-02}$	$2,17e^{+04}$	$3,00e^{-01}$	$2,33e^{+04}$
<i>Hedychium coronarium</i>	$4,33e^{-01}$	$2,36e^{+04}$	$3,11e^{-01}$	$2,33e^{+04}$
<i>Salvinia auriculata</i>	$1,72e^{-08}$	$1,84e^{+04}$	$1,31e^{-01}$	$2,30e^{+04}$
<i>Chara sp.</i>	$1,68e^{-01}$	$2,28e^{+04}$	$7,97e^{-01}$	$2,43e^{+04}$

**ANEXO 15. Valores de p e U para polifenóis totais a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	0,000181	1501	0,2147	2216
<i>Hedychium coronarium</i>	$2,05e^{-05}$	1428	0,7356	2369
<i>Salvinia auriculata</i>	$1,95e^{-08}$	1229	0,9158	2637
<i>Chara sp.</i>	0,001437	2066	0,7234	2797

**ANEXO 16. Valores de p e U para razão E4/E6 a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$9,03e^{-01}$	3168	$8,99e^{-01}$	3167
<i>Hedychium coronarium</i>	$1,86e^{-02}$	1555	$3,10e^{-01}$	1955
<i>Salvinia auriculata</i>	$1,19e^{-09}$	1031	$3,20e^{-01}$	2341
<i>Chara sp.</i>	$9,60e^{-03}$	1665	$8,64e^{-01}$	2340

**ANEXO 17. Valores de p e U para produção secundária a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$1,12e^{-09}$	1763	$4,10e^{-01}$	3004
<i>Hedychium coronarium</i>	$1,81e^{-04}$	2119	$6,10e^{-01}$	3053
<i>Salvinia auriculata</i>	$4,20e^{-09}$	1395	$6,96e^{-01}$	2935
<i>Chara sp.</i>	$7,55e^{-05}$	1984	$3,30e^{-01}$	2781

**ANEXO 18. Valores de p e U para pH a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	0,002257	2370	0,9331	3255
<i>Hedychium coronarium</i>	$3,84e^{-18}$	473,5	0,61	2605
<i>Salvinia auriculata</i>	$5,95e^{-23}$	144	0,6617	2482
<i>Chara sp.</i>	$1,44e^{-16}$	583,5	0,8645	2693

**ANEXO 19. Valores de p e U para condutividade elétrica a partir da análise não-paramétrica de Mann-Whitney para o bioensaio de decaimento de carbono**

Lixiviado	Oxigênio		Temperatura	
	p	U	p	U
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	$2,44e^{-02}$	$2,17e^{+04}$	$3,00e^{-01}$	$2,33e^{+04}$
<i>Hedychium coronarium</i>	$4,33e^{-01}$	$2,36e^{+04}$	$3,11e^{-01}$	$2,33e^{+04}$
<i>Salvinia auriculata</i>	$1,72e^{-08}$	$1,84e^{+04}$	$1,31e^{-01}$	$2,30e^{+04}$
<i>Chara sp.</i>	$1,68e^{-01}$	$2,28e^{+04}$	$7,97e^{-01}$	$2,43e^{+04}$

**ANEXO 20. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do decaimento de carbono**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara sp.</i> anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	0,6769	0,7611	0,2217
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	1	-	0,9551	0,1228
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	1	1	-	0,1073
<i>Chara sp.</i> anaeróbio 21 °C	1	0,7371	0,6436	-

p = 0,03319

**ANEXO 21. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do decaimento de carbono**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,9784	0,9957	0,3442
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	1		0,8162	0,4722
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	1	1	-	0,3841
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	1	1	1	-

p = 0,7715

**ANEXO 22. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do decaimento de carbono**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,9532	0,7467	0,1102
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	1	-	0,9953	0,06431
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	1	1	-	0,05479
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	0,6609	0,3858	0,3288	-

p = 0,1762

**ANEXO 23. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do decaimento de carbono**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,5543	4,24e <sup>-01</sup>	0,411
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	1	-	2,55e <sup>-01</sup>	0,6769
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	1	1	-	1,34e <sup>-01</sup>
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	1	1	8,05e <sup>-01</sup>	-

p = 0,4367

**ANEXO 24. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do nitrogênio total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	4,32e <sup>-12</sup>	8,40e <sup>-03</sup>	0,982
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	2,59e <sup>-11</sup>	-	2,67e <sup>-12</sup>	8,66e <sup>-09</sup>
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	0,0504	1,60e <sup>-11</sup>	-	0,6769
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	1	5,20e <sup>-08</sup>	1	-

p = 1,5e<sup>-14</sup>

**ANEXO 25. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do nitrogênio total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	$7,98e^{-08}$	$9,62e^{-03}$	0,9741
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	$4,79e^{-07}$	-	$1,73e^{-10}$	0,000622
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	0,05772	$1,04e^{-09}$	-	0,4992
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	1	0,003735	1	-

$p = 2,837e^{-09}$

**ANEXO 26. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do nitrogênio total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,004905	$3,18e^{-04}$	0,9158
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	0,02943	-	$3,88e^{-01}$	0,9766
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	0,001907	1	-	0,2473
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	1	1	1	-

$p = 0,02795$

**ANEXO 27. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do nitrogênio total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,000141	$3,00e^{-04}$	0,4438
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	0,000845	-	$2,62e^{-01}$	0,8306
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	0,0018	1	-	0,7956
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	1	1	1	-

p = 0,005113

**ANEXO 28. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C do fósforo total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	$9,76e^{-06}$	0,02427	$2,27e^{-06}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	$5,86e^{-05}$	-	0,03104	0,1764
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	0,1456	0,1863	-	0,000513
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	$1,36e^{-05}$	1	0,003079	-

p =  $4,119e^{-07}$

**ANEXO 29. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C do fósforo total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,07828	0,02064	0,05967
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,4697	-	$2,81 e^{-05}$	0,5806
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	0,1238	0,000169	-	$5,12 e^{-05}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	0,358	1	0,000307	-

$p = 4,132e^{-05}$

**ANEXO 30. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C do fósforo total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,002673	0,1841	0,02532
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	0,01604	-	$1,80e^{-05}$	0,9768
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	1	0,000108	-	0,000305
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	0,1519	1	0,001832	-

$p = 3,269e^{-05}$

**ANEXO 31. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C do fósforo total**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,000374	0,3222	0,1644
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	0,002247	-	1,44e <sup>-05</sup>	0,0802
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	1	8,62e <sup>-05</sup>	-	0,02497
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	0,9866	0,4812	0,1498	-

p = 8,696e<sup>-05</sup>

**ANEXO 32. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	0,07579	3,92e <sup>-18</sup>	0,2728
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	0,4547	-	6,70e <sup>-18</sup>	0,006554
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	2,35e <sup>-17</sup>	4,02e <sup>-17</sup>	-	7,73e <sup>-20</sup>
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	1	0,03932	4,64e <sup>-19</sup>	-

p = 2,522e<sup>-26</sup>

**ANEXO 33. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,0607	$3,11e^{-15}$	$3,90e^{-01}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,3642	-	$3,34e^{-13}$	$4,01e^{-03}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	$1,87e^{-14}$	$2,01e^{-12}$	-	$1,98e^{-16}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	1	0,02407	$1,19e^{-15}$	-

p =  $4,715e^{-21}$

**ANEXO 34. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da peroxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,3001	$5,72e^{-05}$	$4,18e^{-01}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	1	-	0,000205	$5,66e^{-02}$
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	0,000343	0,001228	-	$1,92e^{-05}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	1	0,3398	0,000115	-

p =  $7,486e^{-06}$

**ANEXO 35. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da peroxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,6248	5,14e <sup>-07</sup>	2,39e <sup>-01</sup>
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	1	-	9,64e <sup>-07</sup>	6,42e <sup>-02</sup>
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	3,08e <sup>-06</sup>	5,79e <sup>-06</sup>	-	1,40e <sup>-09</sup>
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	1	0,3852	8,37e <sup>-09</sup>	-

p = 5,679e<sup>-10</sup>

**ANEXO 36. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	0,05505	0,1312	0,000906
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	0,3303	-	0,9545	0,1986
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	0,7874	1	-	0,3768
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	0,005433	1	1	-

p = 0,0222

**ANEXO 37. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,035	0,08574	0,02245
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,21	-	0,00033	0,6562
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	0,5144	0,00198	-	0,000788
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	0,1347	1	0,00473	-

p = 0,0004321

**ANEXO 38. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da atividade da polifenol oxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,8573	$4,07e^{-10}$	0,9991
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	1	-	$1,07e^{-10}$	0,8573
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	$2,44e^{-09}$	$6,42e^{-10}$	-	$4,07e^{-10}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	1	1	$2,44e^{-09}$	-

p =  $1,37e^{-11}$

**ANEXO 39. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da atividade da polifenol oxidase**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,1623	$2,03e^{-08}$	0,1228
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	0,9738	-	$1,93e^{-10}$	0,7987
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	$1,22e^{-07}$	$1,16e^{-09}$	-	$1,96e^{-10}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	0,7368	1	$1,17e^{-09}$	-

p =  $2,212e^{-11}$

**ANEXO 40. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C dos polifenóis totais**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	0,3533	$1,17e^{-07}$	$1,63e^{-05}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	1	-	$1,83e^{-07}$	$2,92e^{-07}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	$7,04e^{-07}$	$1,10e^{-06}$	-	$1,31e^{-12}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	$9,77e^{-05}$	$1,75e^{-06}$	$7,85e^{-12}$	-

p =  $7,226 e^{-16}$

**ANEXO 41. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C dos polifenóis totais**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,1039	$1,86e^{-07}$	$1,82e^{-05}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,6234	-	$1,56e^{-08}$	$1,73e^{-05}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	$1,11e^{-06}$	$9,33e^{-08}$	-	$1,90e^{-12}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	0,000109	0,000104	$1,14e^{-11}$	-

p =  $1,364 e^{-15}$

**ANEXO 42. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C dos polifenóis totais**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,1621	$6,12e^{-08}$	$1,83e^{-07}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	0,9724	-	$9,19e^{-09}$	$3,91e^{-05}$
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	$3,67e^{-07}$	$5,51e^{-08}$	-	$3,40e^{-12}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	$1,10e^{-06}$	0,000235	$2,04e^{-11}$	-

p =  $3,111 e^{-16}$

**ANEXO 43. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C dos polifenóis totais**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	0,5652	$3,21e^{-11}$	$5,33e^{-06}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	1	-	$3,98e^{-09}$	$6,30e^{-06}$
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	$1,92e^{-10}$	$2,39e^{-08}$	-	$2,73e^{-13}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	$3,20e^{-05}$	$3,78e^{-05}$	$1,64e^{-12}$	-

p =  $6,396 e^{-18}$

**ANEXO 44. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6)**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	$7,23e^{-05}$	0,000298	$7,61e^{-05}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	0,000434	-	0,1053	0,7264
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	0,001787	0,6318	-	0,1066
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	0,000457	1	0,6396	-

p =  $2,233e^{-05}$

**ANEXO 45. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6)**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,002122	0,005486	0,0233
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,01273	-	0,6178	0,4778
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	0,03292	1	-	0,9296
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	0,1398	1	1	-

p = 0,01049

**ANEXO 46. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de humificação (razão E4/E6)**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	0,000876	$3,32e^{-06}$	0,8224
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	0,005253	-	0,09317	0,001135
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	$1,99e^{-05}$	0,559	-	$9,06e^{-07}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	1	0,00681	$5,43e^{-06}$	-

p =  $9,444e^{-08}$

**ANEXO 47. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de humificação (razão E4/E6)**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	4,38e <sup>-06</sup>	6,87e <sup>-09</sup>	0,00307
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	2,63e <sup>-05</sup>	-	0,0433	0,04669
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	4,12e <sup>-08</sup>	0,2598	-	0,000121
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	0,01842	0,2802	0,000724	-

p = 2,051e<sup>-09</sup>

**ANEXO 48. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C da produção secundária**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	0,7798	0,3271	0,5193
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	1	-	0,5742	0,8696
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	1	1	-	0,6775
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	1	1	1	-

p = 0,8015

**ANEXO 49. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C da produção secundária**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	0,01379	0,0245	0,07356
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	0,08274	-	0,8772	0,8386
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	0,147	1	-	0,8757
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	0,4414	1	1	-

p = 0,07035

**ANEXO 50. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C da produção secundária**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	1,58e <sup>-05</sup>	0,008538	0,005849
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	9,45e <sup>-05</sup>	-	0,08589	0,01539
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	0,05123	0,5153	-	0,7483
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	0,0351	0,09236	1	-

p = 0,000185

**ANEXO 51. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C da produção secundária**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	$2,95e^{-07}$	$9,93e^{-05}$	$2,25e^{-05}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	$1,77e^{-06}$	-	0,3527	0,4592
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	0,000596	1	-	0,899
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	0,000135	1	1	-

p =  $1,354e^{-05}$

**ANEXO 52. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	$8,95e^{-08}$	$5,51e^{-13}$	$1,66e^{-10}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	$5,37e^{-07}$	-	0,02097	$4,78e^{-09}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	$3,31e^{-12}$	0,1258	-	$7,22e^{-06}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	$9,94e^{-10}$	$2,87e^{-08}$	$4,33e^{-05}$	-

p =  $2,951e^{-18}$

**ANEXO 53. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	$3,09e^{-08}$	$1,62e^{-11}$	$3,94e^{-11}$
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	$1,85e^{-07}$	-	0,2918	$3,01e^{-08}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	$9,74e^{-11}$	1	-	$6,31e^{-05}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	$2,36e^{-10}$	$1,80e^{-07}$	0,000379	-

p =  $3,474e^{-17}$

**ANEXO 54 Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	$1,21e^{-05}$	$6,85e^{-12}$	$1,56e^{-09}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	$7,24e^{-05}$	-	0,4368	0,06229
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	$4,11e^{-11}$	1	-	0,4884
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	$9,37e^{-09}$	0,3737	1	-

p =  $1,497e^{-11}$

**ANEXO 55. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de pH**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	$1,15e^{-06}$	$1,19e^{-11}$	$8,59e^{-10}$
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	$6,88e^{-06}$	-	0,07089	0,02283
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	$7,15e^{-11}$	0,4253	-	0,5557
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	$5,16e^{-09}$	0,137	1	-

p =  $8,923e^{-13}$

**ANEXO 56. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 21 °C de condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 21 °C	-	$6,97e^{-12}$	$1,38e^{-13}$	0,725
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 21 °C	$4,18e^{-11}$	-	$1,38e^{-13}$	$6,39e^{-11}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 21 °C	$8,30e^{-13}$	$8,27e^{-13}$	-	$1,38e^{-13}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 21 °C	1	$3,83e^{-10}$	$8,26e^{-13}$	-

p =  $4,121e^{-25}$

**ANEXO 57. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição anaeróbia a 25 °C de condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> anaeróbio 25 °C	-	$1,24e^{-13}$	$6,38e^{-14}$	0,2277
<i>Hedychium coronarium</i> anaeróbio 25 °C	$7,42e^{-13}$	-	$6,42e^{-14}$	$1,07e^{-12}$
<i>Salvinia auriculata</i> anaeróbio 25 °C	$3,83e^{-13}$	$3,85e^{-13}$	-	$6,42e^{-14}$
<i>Chara</i> sp. anaeróbio 25 °C	1	$6,40e^{-12}$	$3,85e^{-13}$	-

$p = 5,511e^{-27}$

**ANEXO 58. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 21 °C de condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 21 °C	-	$2,01e^{-06}$	$2,93e^{-12}$	0,4292
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 21 °C	$1,21e^{-05}$	-	$2,86e^{-12}$	$2,52e^{-11}$
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 21 °C	$1,76e^{-11}$	$1,72e^{-11}$	-	$2,91e^{-12}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 21 °C	1	$1,51e^{-10}$	$1,75e^{-11}$	-

$p = 2,313e^{-21}$

**ANEXO 59. Valores da análise de Mann-Whitney pós-hoc para a comparação da condição aeróbia a 25 °C de condutividade elétrica**

	<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C
<i>Myriophyllum aquaticum</i> aeróbio 25 °C	-	$7,41e^{-05}$	$1,06e^{-13}$	0,06308
<i>Hedychium coronarium</i> aeróbio 25 °C	0,000444	-	$1,07e^{-13}$	$7,06e^{-11}$
<i>Salvinia auriculata</i> aeróbio 25 °C	$6,39e^{-13}$	$6,41e^{-13}$	-	$1,08e^{-13}$
<i>Chara</i> sp. aeróbio 25 °C	0,3785	$4,23e^{-10}$	$6,46e^{-13}$	-

$p = 9,94e^{-23}$

**ANEXO 60. Variação temporal do decaimento de carbono orgânico total (%) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
1	83,97	84,06	63,71	45,84	91,69	88,43	90,31	74,94
3	80,98	83,81	40,26	37,45	85,21	79,57	58,43	42,41
5	77,29	78,49	35,50	32,58	74,90	66,73	42,41	30,39
10	65,45	66,32	32,33	27,60	64,57	56,62	28,87	22,85
15	52,05	55,66	29,56	22,69	49,72	51,63	25,03	18,50
30	34,85	32,62	17,52	17,39	32,57	29,14	18,72	16,38
45	21,00	17,64	18,35	16,88	22,93	23,04	17,06	15,27
60	15,00	14,19	14,04	14,96	17,52	16,40	16,11	14,91
90	13,32	12,80	13,88	12,52	14,67	15,19	14,29	13,70

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
1	88,54	86,33	66,02	63,81	85,27	83,87	58,58	54,24
3	86,33	77,13	45,29	41,13	83,87	79,32	37,03	36,49
5	72,02	72,08	38,69	35,96	71,04	68,58	33,15	32,99
10	64,81	63,39	32,78	27,19	57,23	58,54	21,81	24,97
15	57,21	55,42	27,32	26,31	48,61	53,38	19,99	20,88
30	40,45	45,24	21,64	19,43	26,24	29,33	17,19	15,41
45	28,37	25,02	18,72	15,80	14,85	16,11	11,03	15,17
60	18,29	16,52	16,17	15,54	12,35	11,11	10,34	11,31
90	13,12	12,99	13,44	15,09	8,95	8,99	7,77	11,29

**ANEXO 61. Variação temporal do decaimento de nitrogênio total (%) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
1	83,15	83,44	75,90	67,30	94,75	92,89	94,03	80,30
3	78,11	82,77	69,57	82,56	95,00	96,14	66,53	55,37
5	69,52	74,38	75,47	80,37	89,45	87,55	54,02	89,45
10	66,64	62,57	80,72	77,85	88,91	77,70	42,61	45,37
15	66,13	59,60	81,54	69,27	88,86	78,53	37,05	42,64
30	61,88	56,67	79,01	73,07	95,17	73,13	45,88	65,14
45	68,51	59,65	72,40	69,69	99,75	85,10	63,13	70,42
60	77,16	67,89	63,00	76,00	107,81	96,18	73,08	65,72
90	84,42	77,31	63,43	65,11	116,24	106,37	65,89	84,89

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
1	80,96	79,01	63,24	62,73	91,80	92,78	80,27	79,89
3	79,01	73,35	43,98	48,16	92,78	90,66	73,95	74,16
5	66,12	70,73	48,28	61,61	89,10	83,52	83,79	83,85
10	65,07	58,48	63,14	58,14	83,09	81,91	83,87	77,25
15	62,03	49,41	66,61	58,48	81,56	80,95	87,85	93,28
30	50,67	52,96	67,34	70,93	10,56	10,18	9,41	8,67
45	60,75	50,06	71,10	74,98	10,54	10,35	9,19	8,55
60	60,58	59,55	68,24	67,31	11,31	10,57	10,27	9,92
90	68,33	61,37	62,53	68,72	11,26	10,62	10,05	8,79

**ANEXO 62. Variação temporal do decaimento de fósforo total (mg L<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
1	0,0033	0,0038	0,0021	0,0004	0,0122	0,0119	0,0106	0,0164
3	0,0096	0,0097	0,0074	0,0110	0,0070	0,0071	0,0048	0,0051
5	0,0106	0,0144	0,0077	0,0033	0,0094	0,0060	0,0044	0,0062
10	0,0119	0,0038	0,0116	0,0070	0,0127	0,0123	0,0049	0,0098
15	0,0064	0,0028	0,0044	0,0045	0,0114	0,0116	0,0069	0,0080
30	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0098	0,0066	0,0058	0,0050
45	0,0099	0,0080	0,0056	0,0056	0,0082	0,0056	0,0055	0,0030
60	0,0020	0,0131	0,0054	0,0048	0,0090	0,0055	0,0067	0,0070
90	0,0046	0,0073	0,0034	0,0063	0,0079	0,0078	0,0097	0,0070

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0072	0,0072	0,0072	0,0072
1	0,0085	0,0121	0,0085	0,0109	0,0140	0,0104	0,0114	0,0125
3	0,0107	0,0084	0,0060	0,0152	0,0062	0,0054	0,0009	0,0012
5	0,0051	0,0038	0,0010	0,0011	0,0136	0,0093	0,0041	0,0029
10	0,0118	0,0061	0,0036	0,0006	0,0171	0,0110	0,0080	0,0058
15	0,0093	0,0042	0,0017	0,0018	0,0158	0,0164	0,0131	0,0086
30	0,0043	0,0011	0,0007	0,0011	0,0016	0,0004	0,0000	0,0000
45	0,0025	0,0016	0,0005	0,0018	0,0051	0,0052	0,0045	0,0048
60	0,0067	0,0040	0,0053	0,0040	0,0018	0,0012	0,0006	0,0001
90	0,0035	0,0012	0,0010	0,0014	0,0172	0,0130	0,0125	0,0078

**ANEXO 63. Variação temporal da atividade da enzima peroxidase ( $\text{nm min}^{-1} \text{mL}^{-1}$ ) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0067	0,0067	0,0067	0,0067	0,0029	0,0029	0,0029	0,0029
1	0,0047	0,0027	0,0035	0,0061	0,0017	0,0024	0,0030	0,0028
3	0,0036	0,0024	0,0039	0,0045	0,0041	0,0035	0,0019	0,0007
5	0,0018	0,0014	0,0005	0,0011	0,0045	0,0031	0,0020	0,0026
10	0,0024	0,0025	0,0014	0,0003	0,0028	0,0052	0,0012	0,0018
15	0,0035	0,0051	0,0020	0,0019	0,0044	0,0037	0,0015	0,0015
30	0,0030	0,0047	0,0018	0,0009	0,0027	0,0018	0,0031	0,0031
45	0,0020	0,0005	0,0005	0,0016	0,0029	0,0044	0,0027	0,0025
60	0,0016	0,0012	0,0011	0,0005	0,0028	0,0037	0,0017	0,0021
90	0,0013	0,0007	0,0008	0,0010	0,0023	0,0011	0,0008	0,0020

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0043	0,0043	0,0043	0,0043	0,0028	0,0028	0,0028	0,0028
1	0,0085	0,0147	0,0097	0,0144	0,0059	0,0113	0,0092	0,0023
3	0,0196	0,0290	0,0076	0,0118	0,0065	0,0090	0,0106	0,0032
5	0,0235	0,0232	0,0100	0,0127	0,0054	0,0029	0,0019	0,0016
10	0,0206	0,0177	0,0086	0,0116	0,0072	0,0028	0,0037	0,0048
15	0,0255	0,0217	0,0118	0,0098	0,0056	0,0066	0,0024	0,0027
30	0,0274	0,0272	0,0081	0,0089	0,0049	0,0069	0,0037	0,0043
45	0,0103	0,0036	0,0029	0,0006	0,0070	0,0030	0,0022	0,0036
60	0,0057	0,0032	0,0027	0,0016	0,0062	0,0030	0,0038	0,0057
90	0,0042	0,0033	0,0000	0,0022	0,0037	0,0032	0,0029	0,0029

**ANEXO 64. Variação temporal da atividade da enzima polifenol oxidase ( $\text{nm min}^{-1} \text{mL}^{-1}$ ) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0013	0,0013	0,0013	0,0013	0,0022	0,0022	0,0022	0,0022
1	0,0025	0,0030	0,0058	0,0035	0,0051	0,0014	0,0023	0,0036
3	0,0008	0,0026	0,0041	0,0023	0,0011	0,0018	0,0038	0,0073
5	0,0038	0,0013	0,0045	0,0045	0,0035	0,0027	0,0022	0,0032
10	0,0013	0,0030	0,0047	0,0036	0,0095	0,0052	0,0034	0,0048
15	0,0021	0,0029	0,0013	0,0004	0,0052	0,0055	0,0031	0,0022
30	0,0040	0,0083	0,0055	0,0024	0,0024	0,0044	0,0016	0,0012
45	0,0014	0,0144	0,0035	0,0021	0,0021	0,0031	0,0021	0,0019
60	0,0022	0,0044	0,0024	0,0012	0,0048	0,0025	0,0036	0,0030
90	0,0000	0,0011	0,0016	0,0012	0,0007	0,0022	0,0011	0,0013

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0040	0,0040	0,0040	0,0040	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
1	0,0019	0,0014	0,0042	0,0009	0,0017	0,0036	0,0043	0,0013
3	0,0059	0,0071	0,0060	0,0023	0,0026	0,0028	0,0032	0,0056
5	0,0059	0,0064	0,0028	0,0026	0,0025	0,0041	0,0027	0,0050
10	0,0061	0,0003	0,0004	0,0011	0,0052	0,0040	0,0031	0,0035
15	0,0015	0,0004	0,0013	0,0011	0,0041	0,0041	0,0059	0,0017
30	0,0088	0,0073	0,0000	0,0005	0,0044	0,0041	0,0035	0,0036
45	0,0047	0,0042	0,0013	0,0004	0,0006	0,0038	0,0006	0,0024
60	0,0040	0,0025	0,0000	0,0025	0,0068	0,0023	0,0017	0,0016
90	0,0035	0,0026	0,0000	0,0001	0,0036	0,0024	0,0035	0,0031

**ANEXO 65. Variação temporal de polifenóis totais (mg L<sup>-1</sup>) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	6,43e <sup>-04</sup>	6,43e <sup>-04</sup>	6,43e <sup>-04</sup>	6,43e <sup>-03</sup>	4,11e <sup>-04</sup>	0,00041	4,11e <sup>-04</sup>	4,11e <sup>-04</sup>
1	1,94e <sup>-04</sup>	8,31e <sup>-05</sup>	3,09e <sup>-05</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	4,19e <sup>-04</sup>	0,00044	4,51e <sup>-04</sup>	4,00e <sup>-04</sup>
3	5,18e <sup>-04</sup>	5,10e <sup>-04</sup>	2,50e <sup>-04</sup>	1,49e <sup>-03</sup>	3,61e <sup>-04</sup>	0,00030	1,77e <sup>-04</sup>	1,22e <sup>-04</sup>
5	5,07e <sup>-04</sup>	5,08e <sup>-04</sup>	2,18e <sup>-04</sup>	1,97e <sup>-03</sup>	4,32e <sup>-04</sup>	0,00044	2,07e <sup>-04</sup>	1,66e <sup>-04</sup>
10	5,61e <sup>-04</sup>	6,74e <sup>-04</sup>	2,60e <sup>-04</sup>	2,31e <sup>-03</sup>	4,02e <sup>-04</sup>	0,00042	1,29e <sup>-04</sup>	1,33e <sup>-04</sup>
15	3,55e <sup>-04</sup>	4,24e <sup>-04</sup>	1,56e <sup>-04</sup>	1,93e <sup>-03</sup>	3,67e <sup>-04</sup>	0,00048	1,41e <sup>-04</sup>	5,32e <sup>-05</sup>
30	2,21e <sup>-04</sup>	2,09e <sup>-04</sup>	9,72e <sup>-05</sup>	1,44e <sup>-03</sup>	1,81e <sup>-04</sup>	0,00013	1,06e <sup>-05</sup>	2,76e <sup>-05</sup>
45	9,76e <sup>-05</sup>	1,17e <sup>-04</sup>	1,67e <sup>-04</sup>	1,73e <sup>-03</sup>	1,96e <sup>-04</sup>	0,00017	1,15e <sup>-04</sup>	1,42e <sup>-04</sup>
60	1,45e <sup>-05</sup>	3,87e <sup>-06</sup>	3,48e <sup>-05</sup>	1,74e <sup>-04</sup>	3,26e <sup>-05</sup>	0,00009	4,79e <sup>-05</sup>	5,73e <sup>-05</sup>
90	4,83e <sup>-06</sup>	7,03e <sup>-05</sup>	8,89e <sup>-05</sup>	8,56e <sup>-04</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00000	6,53e <sup>-06</sup>	3,84e <sup>-05</sup>

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	0,0033	0,0033	0,0033	0,0033	1,38e <sup>-04</sup>	1,38e <sup>-04</sup>	1,38e <sup>-04</sup>	1,38e <sup>-04</sup>
1	0,0026	0,0028	0,0018	0,0017	1,52e <sup>-04</sup>	7,32e <sup>-05</sup>	1,79e <sup>-04</sup>	1,03e <sup>-04</sup>
3	0,0027	0,0030	0,0016	0,0017	1,97e <sup>-04</sup>	2,08e <sup>-04</sup>	3,55e <sup>-05</sup>	1,60e <sup>-05</sup>
5	0,0023	0,0029	0,0009	0,0011	3,77e <sup>-05</sup>	5,37e <sup>-05</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>
10	0,0037	0,0038	0,0013	0,0012	9,43e <sup>-05</sup>	9,57e <sup>-05</sup>	2,10e <sup>-05</sup>	6,31e <sup>-05</sup>
15	0,0043	0,0041	0,0012	0,0012	2,08e <sup>-04</sup>	2,58e <sup>-04</sup>	7,25e <sup>-06</sup>	0,00e <sup>+00</sup>
30	0,0038	0,0031	0,0008	0,0008	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>
45	0,0009	0,0009	0,0006	0,0006	2,03e <sup>-05</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	3,19e <sup>-05</sup>	8,70e <sup>-06</sup>
60	0,0006	0,0007	0,0005	0,0005	7,25e <sup>-06</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>	0,00e <sup>+00</sup>
90	0,0006	0,0005	0,0006	0,0005	4,06e <sup>-05</sup>	3,00e <sup>-05</sup>	5,58e <sup>-05</sup>	2,90e <sup>-05</sup>

**ANEXO 66. Variação temporal da humificação (razão E4/E6) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	6,000	6,000	6,000	6,000	0,000	0,000	0,000	0,000
1	1,848	1,902	1,962	1,843	2,201	2,172	2,598	1,958
3	1,836	2,247	1,932	1,710	2,113	2,323	2,248	2,631
5	0,000	0,000	0,000	0,000	4,250	0,000	3,057	2,798
10	1,733	1,971	2,160	1,626	2,488	2,074	3,152	2,985
15	0,000	0,000	0,000	0,000	2,557	2,687	1,038	3,800
30	0,000	0,000	0,000	0,000	2,422	2,300	2,404	2,406
45	0,000	0,000	0,000	0,000	2,406	2,410	1,949	3,417
60	0,000	0,000	0,000	0,000	3,637	3,294	5,917	3,333
90	0,000	0,000	0,000	0,000	1,626	1,239	2,357	1,775

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	4,600	4,600	4,600	4,600	0,000	0,000	0,000	0,000
1	1,906	1,786	2,115	1,894	1,988	1,797	2,236	1,964
3	1,888	1,711	2,990	1,941	2,251	1,854	1,216	3,833
5	1,731	1,812	2,670	2,625	1,917	1,866	2,009	1,990
10	1,811	1,758	3,029	2,218	1,992	1,713	1,846	1,909
15	1,722	1,593	2,810	2,730	4,795	2,559	0,000	6,500
30	1,761	1,473	2,645	3,183	3,183	2,185	1,496	2,283
45	2,480	2,508	2,560	4,951	2,925	5,500	6,500	3,110
60	1,629	1,322	3,233	6,636	1,000	0,000	0,000	0,000
90	2,780	2,880	2,987	4,502	1,625	3,600	1,652	4,000



**ANEXO 68. Variação temporal do pH para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	6,31	6,31	6,31	6,31	6,20	6,20	6,20	6,20
1	6,09	5,88	7,15	7,26	6,30	6,01	6,67	6,89
3	5,61	5,07	7,51	8,00	5,81	6,00	7,36	7,78
5	5,51	5,15	7,79	7,99	6,31	6,65	7,41	8,08
10	5,98	5,86	7,65	7,75	6,51	6,67	8,25	8,39
15	6,32	6,51	7,69	7,45	6,87	6,76	8,26	8,29
30	6,19	6,25	7,22	7,32	7,04	7,11	8,32	8,43
45	6,23	6,30	7,30	7,30	7,05	7,08	8,44	8,51
60	6,00	5,95	7,03	7,22	7,16	7,13	8,42	8,47
90	6,45	6,59	7,43	7,38	7,18	7,18	8,33	8,34

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	6,14	6,14	6,14	6,14	7,98	7,98	7,98	7,98
1	6,63	6,55	7,85	7,83	7,49	7,32	7,74	8,54
3	6,59	6,50	8,02	8,17	7,50	7,15	8,53	8,56
5	6,56	6,40	8,24	8,35	7,30	7,20	8,56	8,57
10	6,75	6,70	8,31	8,29	7,37	7,31	8,67	8,58
15	6,73	6,74	8,37	8,66	7,45	7,39	8,74	8,69
30	7,38	7,15	8,37	8,50	7,78	7,89	8,31	8,27
45	7,38	7,21	8,44	8,42	7,59	7,58	7,97	8,01
60	7,18	7,34	8,24	8,36	7,83	7,80	8,20	8,21
90	7,43	7,37	8,25	8,46	6,05	6,03	7,04	7,17

**ANEXO 69. Variação temporal da condutividade elétrica ( $\mu\text{S cm}^{-1}$ ) para *Myriophyllum aquaticum*, *Hedychium coronarium*, *Salvinia auriculata* e *Chara* sp.**

Tempo (dias)	<i>Myriophyllum aquaticum</i>				<i>Hedychium coronarium</i>			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	227,00	227,00	227,00	227,00	200,00	200,00	200,00	200,00
1	225,75	232,50	220,50	227,75	197,88	197,63	201,00	199,90
3	230,50	234,00	238,50	246,75	195,28	201,33	199,28	196,58
5	232,25	228,00	240,00	243,25	200,95	199,75	199,10	199,48
10	216,75	221,00	231,75	229,75	203,50	201,45	203,00	203,50
15	216,25	217,00	226,50	208,75	203,70	203,00	204,00	206,25
30	239,00	234,50	220,00	210,78	204,50	207,00	205,50	209,25
45	236,25	230,50	194,98	193,85	218,50	213,50	208,25	208,50
60	229,50	219,50	197,90	200,13	218,25	210,25	208,75	208,00
90	228,00	229,25	189,58	202,55	206,75	208,75	203,67	209,50

Tempo (dias)	<i>Salvinia auriculata</i>				<i>Chara</i> sp.			
	Anaeróbio		Aeróbio		Anaeróbio		Aeróbio	
	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C	21 °C	25 °C
0	448,00	448,00	448,00	448,00	216,00	216,00	216,00	216,00
1	351,50	347,75	350,50	346,75	218,25	213,00	219,00	220,00
3	348,00	340,00	347,25	346,33	216,25	214,25	231,50	234,25
5	344,25	341,00	348,50	357,75	224,50	223,00	241,75	236,50
10	358,50	355,75	366,75	372,00	222,75	217,25	249,25	241,25
15	350,00	345,00	347,67	376,33	234,00	216,25	245,25	249,00
30	331,50	326,50	313,00	337,75	240,25	235,50	223,25	216,75
45	339,33	342,25	337,67	339,33	252,75	249,00	209,25	202,33
60	348,33	349,25	330,00	342,00	258,67	254,25	218,50	213,75
90	354,67	353,33	345,00	351,25	259,33	258,75	254,33	249,00

