

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

MARIANA DUÓ PASSERINI

BALANÇO DE CARBONO E ATIVIDADE ENZIMÁTICA NA DECOMPOSIÇÃO
AERÓBIA E ANAERÓBIA DE TRÊS MACRÓFITAS AQUÁTICAS EM DIFERENTES
TEMPERATURAS.

São Carlos

2014

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

MARIANA DUÓ PASSERINI

BALANÇO DE CARBONO E ATIVIDADE ENZIMÁTICA NA DECOMPOSIÇÃO
AERÓBIA E ANAERÓBIA DE TRÊS MACRÓFITAS AQUÁTICAS EM DIFERENTES
TEMPERATURAS



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

São Carlos

2014

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

P287bc Passerini, Mariana Duó.
Balanço de carbono e atividade enzimática na decomposição aeróbia e anaeróbia de três macrófitas aquáticas em diferentes temperaturas / Mariana Duó Passerini. -- São Carlos : UFSCar, 2014.
142 f.

Tese (Doutorado) -- Universidade Federal de São Carlos, 2014.

1. Limnologia. 2. Macrófitas aquáticas. 3. Modelagem matemática. 4. Decomposição. 5. Atividade enzimática. I. Título.


CDD: 574.52632 (20^a)

MARIANA DUÓ PASSERINI

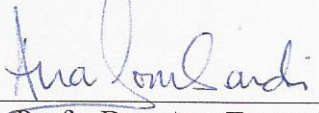
Tese apresentada à Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutora em Ciências.

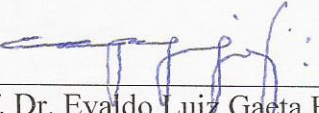
Aprovada em 21 de agosto de 2014

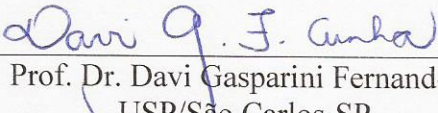
BANCA EXAMINADORA

Presidente 
Prof. Dr.. Irineu Bianchini Júnior
(Orientador)

1º Examinador 
Prof. Dra. Odete Rocha
PPGERN/UFSCar

2º Examinador 
Prof. Dra. Ana Teresa Lombardi
PPGERN/UFSCar

3º Examinador 
Prof. Dr. Evaldo Luiz Gaeta Espíndola
USP/São Carlos-SP

4º Examinador 
Prof. Dr. Davi Gasparini Fernandes Cunha
USP/São Carlos-SP

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa concedida (processo n° 142360/2010-4).

Ao PPG-ERN e aos funcionários da secretaria pela ajuda em toda burocracia.

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

Ao Prof. Dr. Irineu Bianchini Jr. e à Prof. Dra. Marcela B. da Cunha-Santino pela orientação, pelos conhecimentos adquiridos e pela oportunidade de realizar este trabalho.

À Profa. Dra. Maria da Graça Melão, à Dra. Corina S. Galli, e ao Prof. Dr. José Roberto Verani pelas contribuições no exame de qualificação.

À bióloga Jurity, pela amizade, pelas conversas e conselhos regados ao seu delicioso café e pela ajuda nas análises de fósforo e nitrogênio.

Ao técnico Luizinho por toda ajuda nas coletas, pelo profissionalismo, dedicação e disposição.

Aos meus amigos do laboratório, Flávia, Fer, Marcel, Argos, Bayan e Danilão pela amizade, pela ajuda nos campos, pelas discussões valiosas para a formulação da tese e, sem dúvida, por tornarem meu ambiente de trabalho um lugar muito mais divertido e gordo.

À Profa. e amiga Dalva Matos pelos conselhos e pelas risadas garantidas.

À Karen, à Lu Sciessere e à Má Nunes pela amizade e pela valiosa ajuda no começo do doutorado.

Ao Prof. Dr. José Galizia Tundisi pela amizade, apoio e conhecimentos que ficarão para a vida toda.

À minha família, meus pais e minha irmã, que sempre estiveram do meu lado, me apoiando e me incentivando.

Ao Rafa, pela paciência, carinho e apoio, sempre (quase sempre!).

Aos amigos e amigas incríveis que de perto ou de longe me ajudaram de muitas formas a chegar a este momento. À Bru, à Arroyo e à Lena, amigas em todos os momentos. Ao Marcos, pela amizade, força e incentivo. À Cassia, pelo convívio tranquilo e divertido na república.

Enfim, a todos que de alguma forma me ajudaram na realização deste trabalho.

Muito Obrigada!

“O sucesso nasce do querer, da determinação e persistência em se chegar a um objetivo. Mesmo não atingindo o alvo, quem busca e vence obstáculos, no mínimo fará coisas admiráveis.” (José de Alencar)

RESUMO

A decomposição exerce importante papel no funcionamento dos sistemas aquáticos, possibilitando a ciclagem de nutrientes e de matéria orgânica nesses ambientes. Macrófitas aquáticas podem constituir importante fonte de entrada de energia nestes ecossistemas, representando até 50% do aporte de carbono orgânico. A velocidade da decomposição bem como o tipo e a quantidade de elementos liberados destas plantas são influenciadas por fatores bióticos e abióticos. Foram analisados durante a decomposição *in vitro* de três macrófitas aquáticas de hábitos diferentes (*Eichhornia azurea*, *Eleocharis* sp. e *Salvinia auriculata*): o balanço de carbono e a perda de massa, as atividades das enzimas celulase (C1 e Cx), xilanase, peroxidase e polifenol e suas influências na decomposição dos compostos lignocelulósicos; bem como as variações temporais de pH, condutividade, grau de aromatização e o teor de C:N:P na fração dissolvida em câmaras de decomposição sob diferentes condições de temperatura e disponibilidade de oxigênio. Para tanto, câmaras de decomposição foram preparadas com fragmentos secos das plantas com água da represa do Beija-Flor (município de Luís Antônio, SP – Brasil). As incubações foram mantidas sob aerobiose e anaerobiose e em 4 temperaturas (15, 20, 25 e 30 °C). Um modelo cinético de primeira ordem foi adotado para descrever e comparar a cinética da decomposição das macrófitas. A análise dos resultados permitiu concluir que os detritos apresentaram-se heterogêneos, com fração lábil/solúvel (COP_l ≈ 15,4; 10,6 e 10,7 % para *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, respectivamente) e refratária (COP_r ≈ 84,2; 89,4 e 89,0% para *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, respectivamente). As decomposições tiveram padrão bifásico de perda de massa uma vez que a fração lábil/solúvel apresentou coeficientes de perda de massa mais elevados (1,4; 2,0 e 1,0 dia⁻¹ para *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, respectivamente) do que a fração refratária (0,0009; 0,0034 e 0,0014 dia⁻¹ para *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, respectivamente). Tanto fatores extrínsecos (i.e. temperatura e oxigênio dissolvido) como a composição química da planta influenciaram no processo de decomposição. Os fatores extrínsecos, porém, atuaram de maneira a conduzir a decomposição, aceitando a hipótese testada. O hábito de vida não influenciou diretamente na perda de massa.

Palavras-chaves: mineralização, modelagem matemática, fatores intrínsecos, fatores extrínsecos, hábitos de vida.

ABSTRACT

Macrophytes constitute the set of plants that evolutionarily returned to live in aquatic environments. They are widely distributed in the world and are characterized by a type of vegetation with high rates of primary production. Decomposition rates of these plants are influenced by biotic (i.e. decomposition community) and abiotic (i.e. temperature, dissolved oxygen, ion concentration) factors. Thus, were analyzed during the *in vitro* decomposition of three aquatic macrophytes with different habits of life (*Eichhornia azurea*, *Eleocharis* sp. e *Salvinia auriculata*): the carbon balance and the mass loss, the activities of the enzymes cellulase (C1 and Cx), xylanase, peroxidase and polyphenol oxidase and its influences on the decomposition of lignocellulosic compounds; and temporal variations of pH, conductivity, degree of aromatization and the content of C:N:P in the dissolved fraction of the chamber of decomposition at different temperatures and under aerobic and anaerobic conditions. For this, chambers of decomposition were prepared with dried plants in a sample of water from the dam of the Beija-Flor (municipality of Luís Antônio, SP - Brazil) fragments. Incubations were kept under aerobic and anaerobic conditions and 4 temperatures (15, 20, 25 e 30 °C). A first-order kinetic model was adopted to describe and compare the kinetics of decomposition of macrophytes. The result analysis concluded that due to heterogeneity of debris, decomposition had biphasic pattern of mass loss, with labile/soluble fraction (COPIs \approx 15.4; 10.6 and 10.7 % for *E. azurea*, *Eleocharis* sp. and *S. auriculata*, respectively) and refractory (COPr \approx 84.2; 89.4 and 89.0% for *E. azurea*, *Eleocharis* sp. and *S. auriculata*, respectively). Soluble/labile fraction showed mass loss coefficients higher (1.4; 2.0 and 1.0 dia⁻¹ for *E. azurea*, *Eleocharis* sp. and *S. auriculata*, respectively) than the refractory fraction (0.0009; 0.0034 and 0.0014 dia⁻¹ for *E. azurea*, *Eleocharis* sp. and *S. auriculata*, respectively). Both extrinsic factors (i.e. temperature and dissolved oxygen) as well the chemical composition of the plant influenced the decomposition process. Extrinsic factors, however, acted so as to lead to decomposition, accepting the hypothesis tested. The habit of life not directly influenced the mass loss.

Key words: mineralization, mathematical modeling, intrinsic factors, extrinsic factors, habitats of live.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Alguns tipos de formas de vida de macrófitas aquáticas (Programa de Biodiversidade, 2010. Disponível em: <http://www.ufscar.br/~probio/index.html>, acesso em 18/06/14). 18
- Figura 2. Estrutura da parede celular vegetal mostrando fibrilas de celulose envolta por polímeros de hemicelulose e lignina (Disponível em: <http://www.scidacreview.org/0905/html/biofuel.html>, acesso em 18/06/14). 21
- Figura 3. Estrutura cristalina e amorfa da celulose. A estrutura cristalina é conservada por pontes de hidrogênio e forças de Van der Waals; a estrutura amorfa possui voltas e torções que alteram o arranjo ordenado. Modificado de Catañeda e Folch-Mallol (2013). 23
- Figura 4. Represa do Beija-Flor. 27
- Figura 5. Localização da Estação Ecológica de Jataí (área preenchida). Detalhes mostrando: (1-2) Córrego Cafundó; (3) Córrego Beija-Flor; (4-5) Córrego Boa Sorte; (6) Córrego Jordão; (7) Córrego Cabaça; (8) Represa da Serra; (9) Ribeirão Vassununga, trecho represado; (10) Ribeirão Vassununga; (11) Ribeirão da Onça; (12) Córrego Volta Grande, trecho represado; (13-14) Córrego Volta Grande; (15) Lagoa do Óleo; (16) Represa Beija-Flor; (17) Lagoa do Diogo; (18) Lagoa do Quilômetro. (FERREIRA-PERUQUETTI; FONSECA-GESSNER, 2003). 28
- Figura 6. Uso e ocupação do solo da Estação Ecológica de Jataí (disponível em: 29
- Figura 7. Variação mensal dos valores médios de precipitação pluviométrica (mm) e temperatura do ar ($^{\circ}\text{C}$) na estação Ecológica do Jataí, município de Luís Antônio - SP, durante o período de setembro/2008 a outubro/2009 (FERNANDES, 2010). 30
- Figura 8. Macrófitas aquáticas utilizadas no experimento; em cima: *S. auriculata*; à direita: *E. azurea*; à esquerda: *Eleocharis* sp. 31
- Figura 9. Incubação anaeróbia (a) e incubação aeróbia (b) 33
- Figura 10. Modelo cinético proposto para descrever a rota de mineralização do carbono, em que: em que: COPIs = carbono orgânico particulado lábil e/ou solúvel dos detritos; COPr = carbono orgânico particulado refratário (\approx fibras); COD = carbono orgânico dissolvido; kls = coeficiente global de decaimento do COPIs ($= k_1 + k_2$); k_1 = coeficiente de mineralização dos compostos lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação dos compostos solúveis; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; k_r = coeficiente de mineralização

dos compostos refratários; CM ₁ = mineralização das frações lábeis através da rota 1 (oxidação direta); CM ₂ = mineralização do COD através da rota 2 (oxidação dos solubilizados) e CM ₃ = mineralização do COPr através da rota 3 (oxidação da fração refratária) (modificado de BIANCHINI JR. 1997).	36
Figura 11. Variação temporal da concentração oxigênio dissolvido (média, ± desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.	41
Figura 12. Variação temporal da temperatura (média, ± desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.....	42
Figura 13. Variação temporal do pH (média, ± desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.	42
Figura 14. Variação temporal da concentração de carbono total dissolvido (média, ± desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante o ano de 2011.....	43
Figura 15. Variação temporal da concentração de fósforo total (média, ± desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante o ano de 2011.....	43
Figura 16. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).....	46
Figura 17. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>Eleocharis</i> sp. em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).....	48
Figura 18. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>S. auriculata</i> em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).....	50
Figura 19. Regressão linear confrontando os dados de massa de CO (carbono orgânico) liberado da decomposição anaeróbia com a aeróbia das macrófitas estudadas.....	56
Figura 20. Regressão linear confrontando os dados de massa de CO liberado da decomposição anaeróbia com a aeróbia em cada temperatura (15, 20, 25 e 30 °C) das três macrófitas selecionadas.....	57
Figura 21. Variação temporal da condutividade elétrica das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30 °C. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	58
Figura 22. Variação temporal do pH das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30 °C. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.....	60

Figura 23. Variação temporal da relação E4/E6 do lixiviado das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30 °C. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	62
Figura 24. Variação temporal das concentrações de nitrogênio no lixiviado das incubações. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	64
Figura 25. Variação temporal das concentrações de fósforo total no lixiviado das incubações. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	66
Figura 26. Variação temporal da razão C:N. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	68
Figura 27. Variação temporal da razão C:P. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	70
Figura 28. Teores de celulose no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	72
Figura 29. Teores de lignina no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	74
Figura 30. Teores de hemicelulose no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	76
Figura 31. Variação temporal da atividade celulolítica (C1) ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	78
Figura 32. Regressão linear confrontando os dados da atividade celulolítica (C1) acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.	79
Figura 33. Variação temporal da atividade celulolítica (Cx) ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	81
Figura 34. Regressão linear confrontando os dados da atividade celulolítica (Cx) acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.	82
Figura 35. Variação temporal da atividade da xilanase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	84

Figura 36. Regressão linear confrontando os dados da atividade da xilanase acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.....	85
Figura 37. Variação temporal da atividade da peroxidase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	87
Figura 38. Variação temporal da atividade da polifenol-oxidase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i> . Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.	89

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Parâmetros do modelo de mineralização para *E. azurea*, em que COPIs = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; kls = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COPr = carbono orgânico particulado refratário; kr = coeficiente de mineralização da fração refratária; $t_{1/2}$ = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; CM_1 = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM_2 = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM_3 = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k_1 = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r^2 = coeficiente de ajuste do modelo. 52

Tabela 2. Parâmetros do modelo de mineralização para *Eleocharis* sp., em que COPIs = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; kls = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COPr = carbono orgânico particulado refratário; kr = coeficiente de mineralização da fração refratária; $t_{1/2}$ = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; CM_1 = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM_2 = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM_3 = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k_1 = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r^2 = coeficiente de ajuste do modelo. 53

Tabela 3. Parâmetros do modelo de mineralização para *S. auriculata*, em que COPIs = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; kls = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COPr = carbono orgânico particulado refratário; kr = coeficiente de mineralização da fração refratária; $t_{1/2}$ = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; CM_1 = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM_2 = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM_3 = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k_1 = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r^2 = coeficiente de ajuste do modelo. 54

Tabela 4. Valores de Q_{10} referente ao coeficiente de perda de massa refratária (kr) da decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	55
Tabela 5. Valores de Q_{10} global, da decomposição aeróbia e da decomposição anaeróbia.	55
Tabela 6. Valores de Q_{10} obtidos da atividade celulolítica (C1) acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	77
Tabela 7. Valores de Q_{10} obtidos da atividade celulolítica (Cx) acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	80
Tabela 8. Valores de Q_{10} obtidos da atividade da xilanase acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	83
Tabela 9. Constante de decaimento de <i>Salvinia</i> sp em diferentes estudo, em que: ana = anaeróbia, ae = aeróbia.	97
Tabela 10. Constante de decaimento de <i>Eichhornia</i> sp. em diferentes estudos, em que: ae = aeróbia, ana = anaeróbia.	98
Tabela 11. Constante de decaimento de <i>Eleocharis</i> sp. em diferentes estudos. Onde, ana = anaeróbia, ae = aeróbia.	99

LISTA DE ABREVIATURAS, SÍGLAS E SÍMBOLOS

CE = condutividade elétrica;

CM = carbono mineralizado;

CM₁ = carbono mineralizado através da rota 1 (oxidação direta);

CM₂ = carbono mineralizado através da rota 2 (oxidação dos solubilizados);

CM₃ = carbono mineralizado através da rota 3 (oxidação da fração refratária);

COD = carbono orgânico dissolvido;

COP = carbono orgânico particulado;

CIT = carbono inorgânico total;

COPIs = carbono orgânico particulado lábil/solúvel;

COPr = carbono orgânico particulado refratário;

COT = carbono orgânico total;

COL = carbono orgânico liberado (CM₁ + COD + CM₃)

e = base logaritmo natural;

E₄ = absorvância em 465 nm;

E₄/E₆ = grau de aromatização;

E₆ = absorvância em 665 nm;

k₁ = coeficiente de mineralização da COPI;

k₂ = coeficiente de lixiviação do COPIs (igual à taxa de formação do COD);

k₃ = coeficiente de mineralização do COD;

k_{ls} = coeficiente global de decaimento do COPIs;

k_r = coeficiente de mineralização do COPr;

MOD = matéria orgânica dissolvida;

MOP = matéria orgânica particulada;

MOPr = matéria orgânica particulada refratária;

MS = massa seca;

MF = massa fresca;

OD = oxigênio dissolvido;

Q₁₀ = relação entre os parâmetros analisados sob incrementos de 10 °C;

r₂ = coeficiente de determinação;

t_{1/2} = tempo de meia-vida;

∅ = diâmetro.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	18
1.1. Contextualização	23
2. HIPÓTESE.....	25
3. OBJETIVOS	26
4. MATERIAIS E MÉTODOS	27
4.1. Área de estudo.....	27
4.2. Coletas e preparo das amostras	30
4.3. Procedimentos no laboratório	32
4.3.1. Incubações <i>in vitro</i>	32
4.3.2. Análise das frações particulada e dissolvida.....	33
4.3.3. Atividade enzimática.....	37
4.3.4. Concentração de nitrogênio.....	39
4.3.5. Concentração de fósforo	40
4.3.6. Teores de celulose, lignina e hemicelulose	40
4.4. Análises estatísticas.....	40
5. RESULTADOS	41
5.1. Variáveis físicas e químicas: caracterização da represa do Beija-Flor	41
5.2. Decomposição aeróbia e anaeróbia: perda de massa	44
5.3. Variação temporal da condutividade elétrica, do pH e do grau de aromatização na fração dissolvida das câmaras de decomposição	57
5.4. Concentrações de nitrogênio e fósforo na fração dissolvida.....	63
5.4.1. Nitrogênio total	63
5.4.2. Fósforo total	65
5.4.3. Razão C:N e Razão C:P	67
5.5. Teores de celulose, lignina e hemicelulose	71
5.5.1. Teores de celulose	71
5.5.2. Teores de lignina	73
5.5.3. Teores de hemicelulose	75
5.6. Atividades Enzimáticas	77
5.6.1. Atividade celulolítica (C1).....	77
5.6.2. Atividade celulolítica (Cx).....	80

5.6.3. Atividade da xilanase.....	83
5.6.4. Atividade da peroxidase	86
5.6.5. Atividade da polifenol-oxidase.....	88
6. DISCUSSÃO	90
6.1. Caracterização química e física da represa do Beija-Flor.	90
6.2. Análise no laboratório: Decomposição aeróbia e anaeróbia.	93
6.3. Análise global da decomposição dos detritos de <i>E. azurea</i> , <i>Eleocharis</i> sp. e <i>S. auriculata</i>	107
7. CONCLUSÕES	110
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	112
ANEXOS	130

1. INTRODUÇÃO

Macrófitas constituem um conjunto de plantas que evolutivamente voltou a viver em ambientes aquáticos (COOK, 1985; PHILBRICK; LES, 1996; WETZEL, 1993). São amplamente distribuídas no mundo e caracterizadas por apresentarem taxas elevadas de produção primária. Estas plantas podem ser classificadas segundo seus hábitos de vida (POTT E POTT, 2000): (i) anfíbias ou semi-aquáticas (vivem tanto em áreas alagadas como fora da água); (ii) emergentes (enraizadas no sedimento, possuem partes submersas e partes aéreas); (iii) flutuantes fixas (enraizada no sedimento, possuem partes flutuantes como o caule, ramos e folhas); (iv) flutuantes livres (não são fixas no sedimento, flutuam livremente podendo ser levadas pela correnteza); (v) submersas fixas (enraizada no sedimento, possuem caule e folhas submersas e, na maioria dos casos, folhas aéreas); (vi) submersas livres (não são fixas no sedimento, totalmente submersas, apenas com flores aéreas) e (vii) epífitas (são macrófitas que se instalam sobre outras plantas aquáticas) (Figura 1). Devido a esta grande diversidade de formas de vida, as macrófitas aquáticas apresentam ampla capacidade de exploração de ambientes (FELDMANN, 2012), formando um gradiente de distribuição, iniciado pelas macrófitas emersas, passando pelas de folhas flutuantes até as enraizadas (WETZEL, 1993).

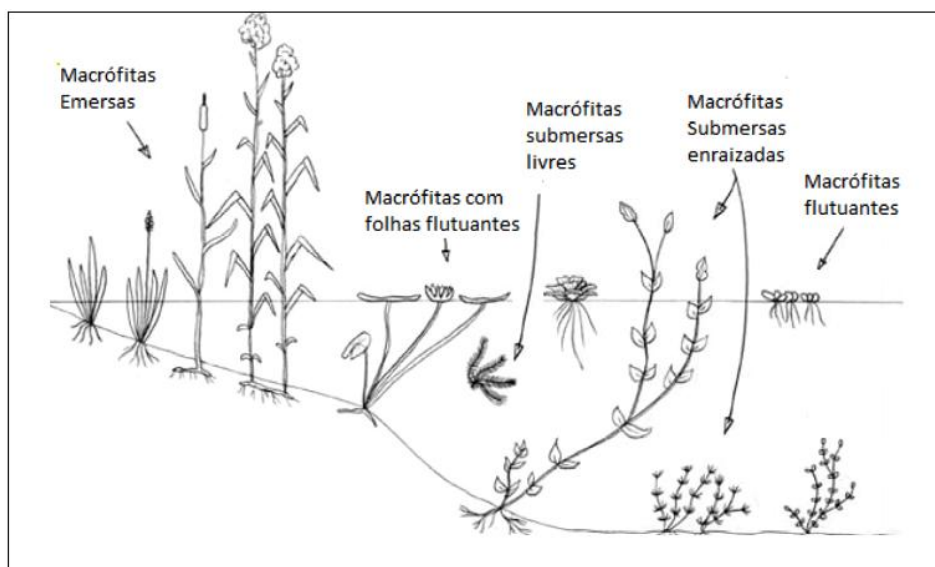


Figura 1. Alguns tipos de formas de vida de macrófitas aquáticas (Programa de Biodiversidade, 2010. Disponível em: <http://www.ufscar.br/~probio/index.html>, acesso em 18/06/14).

Em ambientes aquáticos, a fração orgânica do carbono é encontrada na forma de matéria orgânica dissolvida (MOD) e matéria orgânica particulada (MOP); a fração inorgânica do carbono é encontrada na forma de carbonatos (WETZEL, 1990).

De acordo com uma compilação efetuada por Bianchini Jr. e Cunha-Santino (2008), as plantas aquáticas possuem, em média (em base de massa seca), 39% de carbono, 1,9% de nitrogênio e 0,26% de fósforo. Por constituírem um importante e representativo componente da biomassa viva nos ecossistemas aquáticos (WETZEL et al., 1972) as macrófitas podem ser a principal fonte de carbono orgânico dissolvido (COD) destes ecossistemas (LAPIERRE; FRENETTE, 2009; PIECZYNSKA, 1993; WETZEL, 1990). Por este motivo, estas plantas podem desempenhar importante papel na ciclagem de nutrientes e no fluxo de energia (KLEEBERG, 2013; WETZEL, 2001).

Com a senescência da planta é iniciada a lixiviação da fração protoplasmática e hidrossolúvel, na qual o enfraquecimento das paredes celulares, aliado à rápida hidratação dos tecidos, gera a lise das células, convertendo e liberando apreciáveis quantidades de COD para o meio (WETZEL, 1995). Concomitantemente à solubilização, ocorrem também oxidações (químicas e biológicas) de compostos lábeis (CUNHA SANTINO; BIANCHINI, 2008). Estes compostos lábeis e solúveis são formados basicamente por aminoácidos livres, peptídeos, proteínas, açúcares, ácidos carboxílicos, gorduras e ácidos nucleicos que fornecem energia e nutrientes aos organismos aquáticos (BORSHEIM; MYKLESTAD, 1997; PURIVETH, 1980; ZHANG; YANG; CHEN, 2009). Em geral, os microrganismos não atuam nessa etapa da degradação de macrófitas, mas são capazes de utilizar o material lixiviado para o seu metabolismo e converte-lo em biomassa (COP), tornando-o disponível para as cadeias alimentares através do elo microbiano (AZAM, 1983). A lixiviação é um processo físico muito rápido que pode durar de algumas horas a alguns dias (FALLON; GIMENES et al., 2012; OTSUKI; WETZEL, 1974).

O carbono orgânico particulado (COP) remanescente dos tecidos vegetais, por ser mais resistente à decomposição, não é diretamente incorporado pelos microrganismos e tende ao acúmulo no sedimento (BOTTINO; CALIJURI; MURPHY, 2013; WETZEL, 2001) convertendo-se em possíveis precursores das substâncias húmicas; no entanto, nos sistemas aquáticos tropicais, os rendimentos da mineralização (i.e. conversão dos recursos orgânicos em inorgânicos; e.g. catabolismo) tendem a superar os da humificação (BIANCHINI JR. et al., 2004). Dessa forma, após a perda rápida dos compostos lábeis e solúveis pela lixiviação, os compostos remanescentes (i.e. refratários) são usualmente processados lentamente pela comunidade microbiana (ARNDT et al., 2013; CHUDOBA, 1985).

As etapas mais avançadas da decomposição da matéria orgânica particulada refratária (MOPr) estão intimamente ligadas à atividade enzimática microbiana, uma vez que estes detritos, que estão na forma polimérica, devem ser convertidos em moléculas menores (VRBA et al., 2004). Este processo é realizado principalmente por meio da ação de ectoenzimas produzidas por microrganismos (i.e. fungos e bactérias). Neste contexto, variáveis ambientais (i.e. temperatura, pH, oxigênio dissolvido, concentração iônica), bem como fatores relativos à qualidade dos detritos (i.e. composição química e morfologia estrutural, relação C:N:P, tamanho e origem), podem influenciar na concentração e na seleção destes microrganismos, controlando, portanto, as taxas de decomposição das macrófitas (ARNDT et al., 2013). A decomposição da biomassa vegetal frequentemente resulta em alterações em algumas variáveis ambientais, afetando a biota aquática e as cadeias tróficas. Em reservatórios recém formados, por exemplo, a decomposição da biomassa vegetal em excesso resulta na eutrofização temporária do novo ecossistema e na depleção do oxigênio, principalmente no hipolímnio (GALL et al., 2009).

A importância relativa dos fatores ambientais e da qualidade do detrito sobre o processo de decomposição não é bem definida, podendo variar em diferentes situações. Por exemplo, Haitao et al. (2007) observaram que as decomposições de três espécies de macrófitas aquáticas em um pântano foram mais afetadas pela qualidade do detrito do que pelos fatores ambientais. Neiff et al. (2006) observaram que tanto os fatores intrínsecos como os extrínsecos foram importantes durante a decomposição de *Eichhornia crassipes* em três diferentes sistemas aquáticos.

A matéria orgânica particulada refratária é formada principalmente por fibras lignocelulósicas que representam de 50 a 80% da biomassa seca das plantas aquáticas (BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008). Além das fibras lignocelulósicas, o COP pode conter em sua constituição: açúcares e amido (1 a 5%); lipídios, graxas e taninos (1 a 8%); proteínas (10 a 15%) Goldstein (1981). A biomassa lignocelulósica consiste em três componentes principais: celulose (40 - 50%), hemicelulose (20-40%) e lignina (10-40%) (QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013). As proporções destes compostos nas plantas podem variar de acordo com o órgão vegetal (e.g. raiz, folha, caule), idade, estágio de crescimento e a condição de crescimento de cada planta (JEFFRIES, 1994). Nas plantas jovens, o teor de lignina pode variar de 5 a 20% (PALM; ROLAND, 1997). Cada polímero é degradado por um conjunto de microrganismos que produz enzimas hidrolíticas ou oxidativas que trabalham sinergicamente (PÉREZ et al., 2002).

A produção destes compostos refratários se dá a partir de algumas células vegetais que produzem continuamente material da parede celular que se diferenciam dependendo do arranjo espacial e do desenvolvimento celular individual. Existem dois tipos principais de paredes celulares: a parede celular primária e a secundária; são claramente distinguidas pela estrutura, composição e função (CARPITA; GIBEAUT, 1993).

As paredes celulares primárias são iniciadas durante a divisão celular e são reforçadas com o decorrer do crescimento celular. As paredes primárias são compostas principalmente por celulose, hemicelulose, pectinas e proteínas glicosiladas. As interações destes componentes são moduladas por atividades enzimáticas e distribuições iônicas, o que torna as paredes primárias fortes, mas também plásticas (TURNER et al., 2007). Após cessar o crescimento celular, as paredes celulares secundárias são depositadas no interior das paredes primárias. A rigidez da parede secundária confere forma e características mecânicas das plantas. Esta parede compreende, tipicamente, celulose, hemicelulose e a lignina (TURNER et al., 2007) Figura 2.

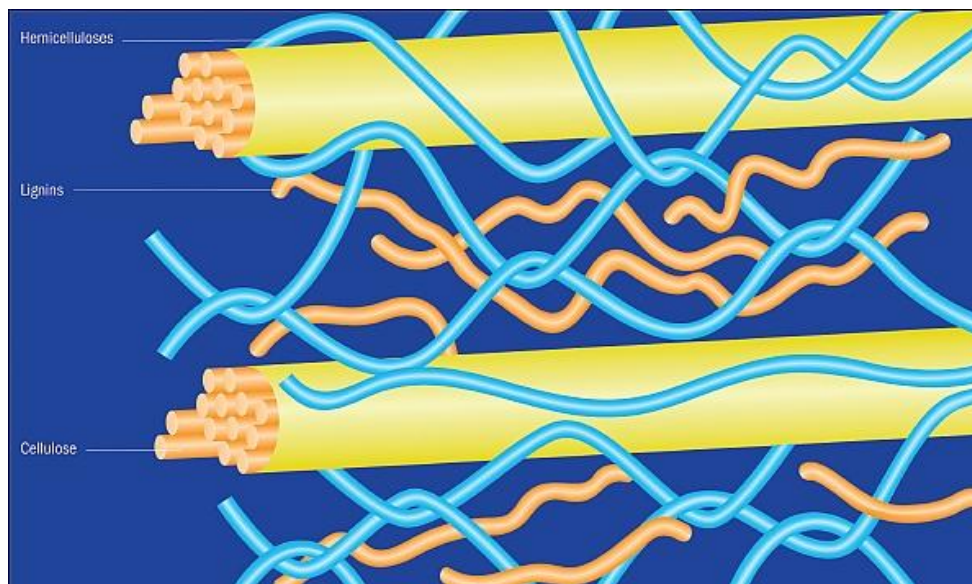


Figura 2. Estrutura da parede celular vegetal mostrando fibrilas de celulose envolta por polímeros de hemicelulose e lignina (Disponível em: <http://www.scidacreview.org/0905/html/biofuel.html>, acesso em 18/06/14).

A lignina é o segundo biopolímero mais abundante da Terra, perdendo somente para a celulose (BOUDET, 1998). É um polímero aromático tridimensional insolúvel ramificado em unidades de fenilpropano que devido à variedade de ligações químicas e a sua complexidade estrutural, constitui o componente mais recalcitrante de lignocelulose (BALDRIAN, 2011). Intercalada com a hemicelulose, a lignina forma uma matriz que circunda as microfibrilas de

celulose (BOER et al., 2005). Sendo uma macromolécula aromática complexa, proporciona resistência e rigidez às paredes e tecidos das plantas, atuando como uma cola entre os filamentos e fibras de polissacarídeos, formando também uma barreira contra a ação microbiana e protegendo os polissacarídeos prontamente assimiláveis (MONTIES; FUKUSHIMA, 2001). A lignina, por ocorrer predominantemente no xilema, está também envolvida no transporte de água nas plantas (DONALDSON, 2001; MONTIES; FUKUSHIMA, 2001).

As enzimas ligninolíticas consistem em oxidases (lacase), peroxidases (lignina peroxidase e manganês peroxidase) e enzimas produtoras de peróxido de hidrogênio. A oxidase ligninolítica oxida os substratos usando oxigênio molecular, enquanto as peroxidases necessitam de peróxido de hidrogênio que é fornecido por enzimas auxiliares (BALDRIAN, 2011).

A hemicelulose é formada por macromoléculas de diferentes açúcares com peso molecular menor que a celulose (PÉREZ et al., 2002). São formadas, principalmente, por D-xilose, D-manose, D-galactose, D-glucose, L-arabionose, ácidos 4-O-metil-glucourônico, D-galactourônico e D-glucourônico ligados, na maioria das vezes, por ligações glicosídicas β -1,4 (PÉREZ et al., 2002) e encontradas geralmente em associação com a celulose (JEFFRIES, 1994). Diferentemente das celulosas, as hemiceluloses são não-cristalinas, ramificadas e facilmente hidrolisadas (AHMED et al., 2001). A xilana é o principal componente da hemicelulose (JEFFRIES, 1994).

As hemiceluloses proporcionam uma matriz cujas fibras de celulosas estão inseridas para formar a estrutura da parede celular das plantas. A rigidez da ligninocelulose depende desta matriz para a sua capacidade de retenção de água, uma vez que fibras de celulose desidratadas não têm quase nenhuma resistência mecânica (AHMED et al., 2001).

A celulose é o composto mais abundante do planeta e representa uma importante fonte de energia para microrganismos (BOER et al., 2005; ENDLER; PERSSON, 2011; QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013). É um polímero quimicamente homogêneo, formado por macromoléculas de D-glicose conectadas por ligações glicosídicas, formando longas cadeias lineares conectadas por pontes de hidrogênio e forças de Van der Waals. Estas fibras são organizadas paralelamente em uma forma cristalina, o que confere maior resistência à hidrólise enzimática (BOER et al., 2005). Porém, uma região menor se apresenta menos ordenada, conhecida como região amorfa (ENDLER; PERSSON, 2011), sendo esta mais suscetível à degradação (Figura 3).

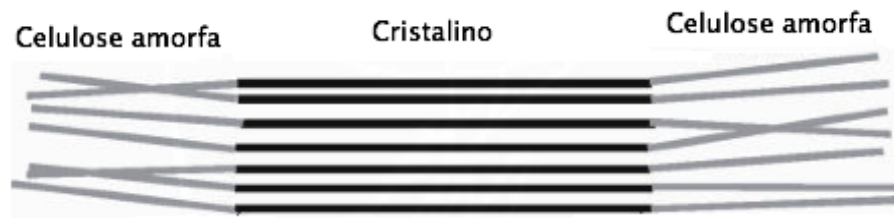


Figura 3. Estrutura cristalina e amorfa da celulose. A estrutura cristalina é conservada por pontes de hidrogênio e forças de Van der Waals; a estrutura amorfa possui voltas e torções que alteram o arranjo ordenado. Modificado de Catañeda e Folch-Mallol (2013).

As fibras de celulose são raramente encontradas sozinhas, mas sim incorporadas em uma matriz de outros polímeros estruturais, em particular a hemicelulose e a lignina. Este arranjo dificulta o acesso e conseqüentemente à hidrólise da celulose (LESCHINE, 1995; MANSFIELD, 1999).

A hidrólise da celulose ocorre em condição anaeróbia e aeróbia. As bactérias anaeróbias utilizam sistemas complexos de celulase denominados celulosomas. Este sistema possibilita a ação combinada de diferentes celulases agindo diretamente sobre o substrato (QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013). Já os microrganismos aeróbios liberam um sistema de enzimas extracelulares que difundem livremente para atingir o substrato. Este sistema consiste em endoglucanase, exoglucanase e β -glicosidase, que atuam sinergicamente na conversão de celulose em glicose (GRIFFITH et al., 2009; KURZATKOWSKI et al., 1996; QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013).

1.1. Contextualização

Uma vez que a decomposição influencia na qualidade dos sistemas aquáticos, o uso de ferramentas preditivas da decomposição de macrófitas aquáticas é imprescindível para administração da qualidade da água nesses ecossistemas. Para esse propósito, os modelos matemáticos são ferramentas que apresentam a capacidade preditiva necessária, permitindo o delineamento de aspectos do comportamento do sistema real através do estabelecimento de equações matemáticas (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2006). Dessa forma, a modelagem matemática pode contribuir significativamente para o entendimento da dinâmica dos elementos nos ecossistemas aquáticos.

O presente estudo foi desenvolvido no Laboratório de Bioensaios e Modelagem Matemática da Universidade Federal de São Carlos (UFSCar). Visou-se analisar a perda de

massa e a decomposição enzimática de macrófitas aquáticas em experimentos laboratoriais, simulando algumas condições de temperatura encontradas no reservatório do Beija-Flor.

2. HIPÓTESE

Assumindo que em ecossistemas rasos de regiões tropicais os coeficientes de decomposição das macrófitas são influenciados por fatores bióticos e abióticos, a hipótese que permeou este estudo admitiu que os fatores extrínsecos (i.e. temperatura e oxigênio dissolvido), conduzem mais efetivamente a decomposição do que as características intrínsecas (i.e. composição química e hábito de vida) dessas plantas aquáticas.

3. OBJETIVOS

Considerando a importância da decomposição das macrófitas na ciclagem de nutrientes e de carbono e dos fatores que influenciam as atividades enzimáticas, este estudo teve os seguintes objetivos:

(i) analisar a importância dos fatores extrínsecos (i.e. temperatura e oxigênio dissolvido) e intrínsecos (i.e. composição química e hábito de vida) na decomposição das macrófitas aquáticas.

(ii) comparar os efeitos da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na degradação das macrófitas; apontando a variável ambiental mais importante para as mineralizações.

(iii) determinar o balanço de carbono dos detritos e a perda de massa da celulose, da lignina e da hemicelulose.

(iv) determinar a cinética das atividades das enzimas celulase (C1 e Cx), xilanase, peroxidase e polifenol oxidase na degradação dos detritos lignocelulósicos das macrófitas *Eichhornia azurea*, *Eleocharis* sp. e *Salvinia auriculata* e correlacioná-las com a perda de massa e com as variáveis físicas e químicas selecionadas.

(vi) aplicar modelos cinéticos que respondam satisfatoriamente às condições experimentais.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. Área de estudo

A represa do Beija-Flor (Figura 4), localizada na Estação Ecológica do Jataí (E.E.J.) (21°33' e 21°37' S; 47°45' e 47°51' O) (Figura 5), estado de São Paulo – Brasil - foi formada pelo represamento do córrego do Beija-Flor (afluente do rio Mogi-Guaçu) em 1965. Situada sobre a bacia sedimentar do Paraná, a estação ecológica possui uma das maiores áreas de cerrado (*lato sensu*) do estado (FERREIRA-PERUQUETTI; FONSECA-GESSNER, 2003), abrangendo 17,54 ha. É uma represa rasa, com profundidade média de 1,8 m (PIRES et al., 2000). Apesar de sua denominação como represa, não existe mecanismo ativo de controle da saída da água (RODRIGUES, 1997).



Figura 4. Represa do Beija-Flor.

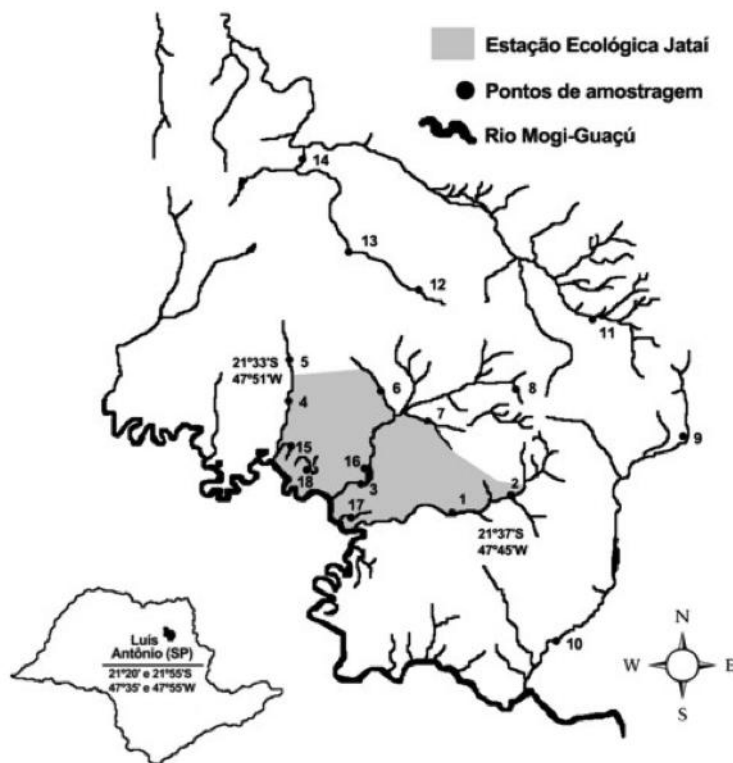


Figura 5. Localização da Estação Ecológica de Jataí (área preenchida). Detalhes mostrando: (1-2) Córrego Cafundó; (3) Córrego Beija-Flor; (4-5) Córrego Boa Sorte; (6) Córrego Jordão; (7) Córrego Cabaça; (8) Represa da Serra; (9) Ribeirão Vassununga, trecho represado; (10) Ribeirão Vassununga; (11) Ribeirão da Onça; (12) Córrego Volta Grande, trecho represado; (13-14) Córrego Volta Grande; (15) Lagoa do Óleo; (16) Represa Beija-Flor; (17) Lagoa do Diogo; (18) Lagoa do Quilômetro. (FERREIRA-PERUQUETTI; FONSECA-GESSNER, 2003).

A Estação Ecológica, por ser uma Unidade de Conservação do Estado de São Paulo, admite apenas o uso indireto de seus recursos naturais, tendo como objetivos a preservação integral da biota e demais atributos naturais existentes, a realização de pesquisas científicas e a visitação pública para atividades educativas. Seu uso e ocupação do solo compreende fragmentos de vegetação natural (83,6%), inseridos em uma paisagem comprometida por agro-ecossistemas, especialmente o cultivo de cana-de-açúcar (PIRES et al., 2000), pinus e eucalipto (SANTOS et al., 2001) (Figura 6).

Segundo a definição de Köppen, o clima da região é do tipo Aw, caracterizado por forte sazonalidade das chuvas e estabilidade da temperatura média diária. O período de novembro a abril caracteriza-se por temperaturas e precipitações mais elevadas enquanto que o período de maio a outubro caracteriza-se por temperaturas e precipitações mais baixas (Figura 7) (FERNANDES, 2010; SANTOS et al., 1989). A precipitação e a temperatura média anual oscilam em torno de 1.433 mm e 21,7 °C, respectivamente (TOLEDO-FILHO, 1984). A comunidade de macrófitas aquáticas é composta por diversas espécies dentre as quais: *Pontederia* sp., *Eleocharis* sp., *Eichhornia azurea*, *Salvinia auriculata*, *Nymphaea* sp., *Cabomba* sp. e *Utricularia* sp. (SCIESSERE, 2011).

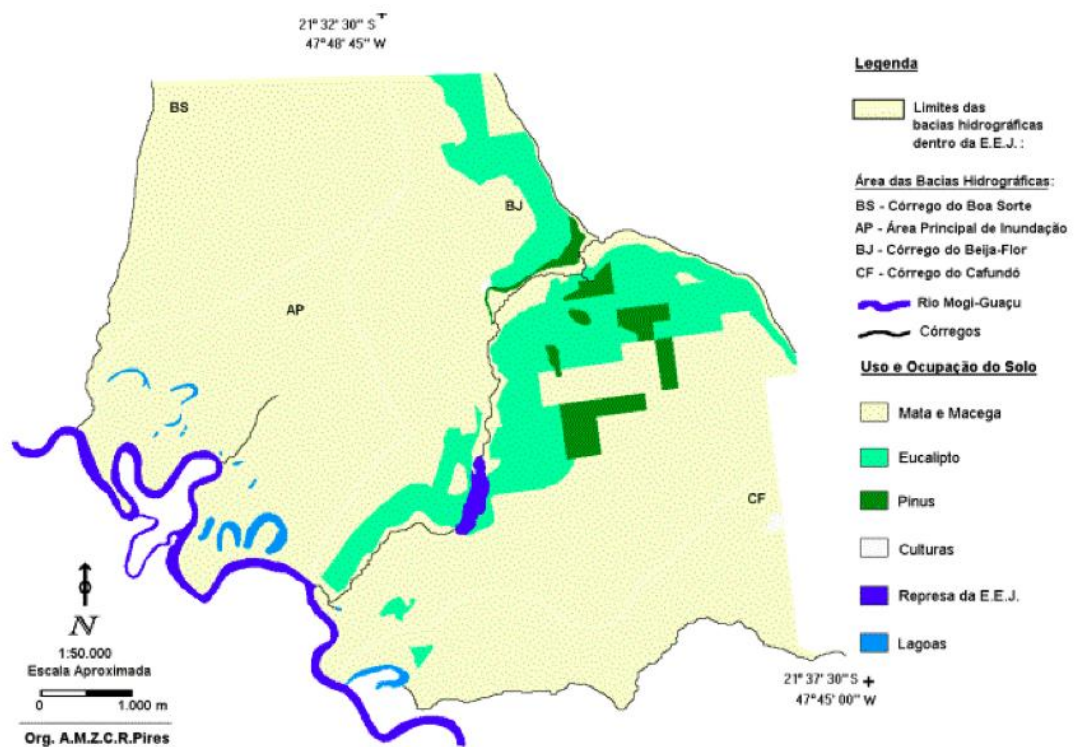


Figura 6. Uso e ocupação do solo da Estação Ecológica de Jataí (disponível em: http://www.lapa.ufscar.br/pdf/caracterizacao_ambiental_de_uma_unidade_de_conservacao.pdf).

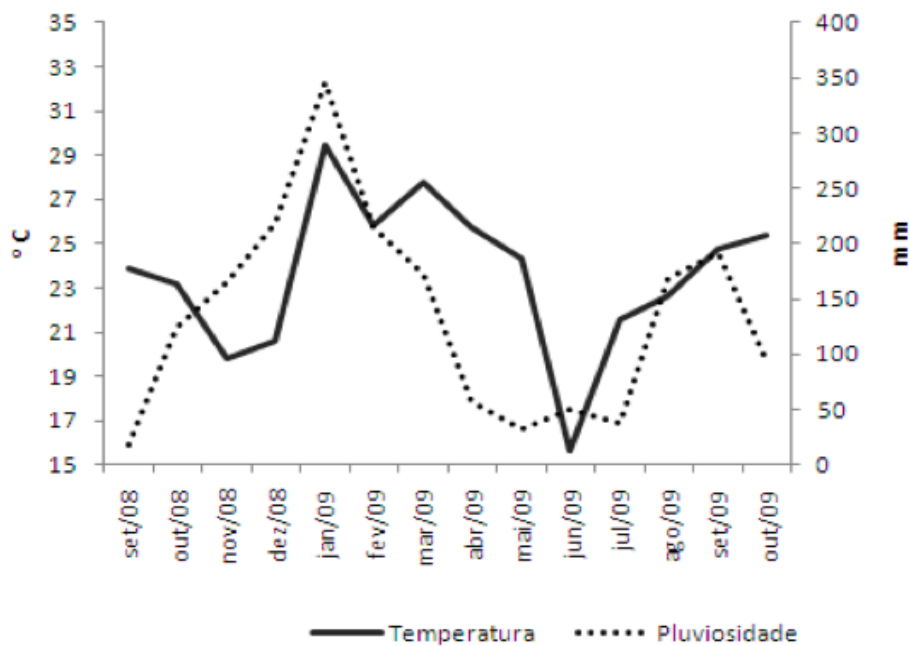


Figura 7. Variação mensal dos valores médios de precipitação pluviométrica (mm) e temperatura do ar (°C) na estação Ecológica do Jataí, município de Luís Antônio - SP, durante o período de setembro/2008 a outubro/2009 (FERNANDES, 2010).

4.2. Coletas e preparo das amostras

Amostras de água foram coletadas na subsuperfície (ca. 15 cm) e no fundo (ca. 1,5 m) em três pontos diferentes (no corpo central, no início, meio e no fim no comprimento do reservatório) do reservatório com garrafa de Van Dorn (volume = 5 L). As amostras coletadas foram misturadas visando obter uma amostra homogênea. No laboratório as amostras de água foram filtradas em membranas de éster de celulose (ϕ de poro = 0,45 μ m, marca Millipore). Inóculo contendo sedimento e água da represa não filtrada foi preparado (200 mg de sedimento para 1 L de água da represa). As amostras de sedimento e de água foram coletadas em três diferentes pontos da represa em quatro meses distintos (janeiro, abril, julho e outubro) e homogeneizadas visando à formação de uma única amostra. O inóculo foi mantido na temperatura ambiente e sob aeração contínua.

Indivíduos maduros de *Eleocharis* sp., *Salvinia auriculata* e *Eichhornia azurea* (Figura 8) foram coletados manualmente e aleatoriamente em pontos distintos na represa Beija-Flor e em quatro meses do ano (janeiro, abril, julho e outubro - 2011). Após coletadas, as macrófitas foram limpas em água corrente e misturadas manualmente a fim de garantir aleatoriedade dos indivíduos e sua melhor representação no ambiente.

As concentrações de oxigênio dissolvido e os valores de pH e de temperatura da água da represa foram determinados, tanto na subsuperfície quanto no fundo (sonda múltipla YSI – 556 MPS – marca Yellow Spring), mensalmente (janeiro a novembro -2011) e em três pontos da represa.

As concentrações de carbono das amostras de água da represa foram obtidas por combustão e detecção em infravermelho (TOC-L, marca Shimadzu). As concentrações de fósforo foram determinadas pelo método espectrofotométrico proposto por Mackereth et al. (1978).



Figura 8. Macrófitas aquáticas utilizadas no experimento; em cima: *S. auriculata*; à direita: *E. azurea*; à esquerda: *Eleocharis* sp..

4.3. Procedimentos no laboratório

4.3.1. Incubações *in vitro*

As variáveis limnológicas, bem como suas distribuições nos sistemas aquáticos têm grande influência na decomposição dos detritos nos ambientes aquáticos. Diante disso, considerou-se importante aproximar as condições laboratoriais com as condições encontradas em ambiente natural, tanto de temperatura quanto de disponibilidade de oxigênio a fim de garantir maior correspondência entre as decomposições *in situ* e *in vitro*.

No laboratório as macrófitas foram lavadas em água corrente e secas em estufa a 50 °C, até massa constante. O teor inicial de carbono particulado dos fragmentos de macrófitas foi determinado pelo método de combustão controlada e detecção no infravermelho (SSM – 5000A – marca Shimadzu).

Fragmentos íntegros de cada espécie foram incubados em duplicata em frascos âmbar de vidro (1 litro) na proporção de 10 g massa seca (MS) por litro de água da represa previamente filtrada. 10 mL do inóculo contendo amostra de água não filtrada e de sedimento da represa (item 4.2.) foi adicionado em cada câmara de incubação a fim de incluir os microrganismos originais da represa. As câmaras foram mantidas no escuro e sob temperaturas controladas: 15 °C ($\pm 1,2$), 20 °C ($\pm 1,5$), 25 °C ($\pm 0,5$) e 30 °C ($\pm 0,5$). Para cada temperatura foram preparadas 40 incubações, sendo 20 em condições aeróbias (mantidas por borbulhamento contínuo com ar comprimido) e 20 em condições anaeróbias (tampados e somente abertos nos respectivos dias de amostragem, evitando qualquer troca gasosa com o ambiente externo) (Figura 9).



Figura 9. Incubação anaeróbia (a) e incubação aeróbia (b)

Em dias pré-determinados (1, 3, 5, 10, 15, 20, 30, 60, 90 e 120), os conteúdos dos frascos (duplicatas) foram fracionados em MOP (matéria orgânica particulada) e MOD (matéria orgânica dissolvida) por filtração (a vácuo) com membrana de acetato de celulose (ϕ da trama = 0,22 μm , marca Millipore).

4.3.2. Análise das frações particulada e dissolvida

4.3.2.1. Variações temporais do pH, condutividade elétrica e grau de aromatização

Alíquotas das frações dissolvidas das câmaras de decomposição foram usadas para determinar a condutividade elétrica (CE) (condutímetro Digimed - modelo DM3) e o pH (pH-metro Qualxtron, modelo 8010).

O grau de aromatização (razão E4/E6) foi determinado por espectrofotometria (Ultrospec, modelo 2100 PRO), nos comprimentos de onda de 465 nm para E4 e 665 nm para E6 (OSBORNE; INGLET; REDDY, 2007).

4.3.2.2. Balanço de carbono

As frações particuladas (MOP) foram secas a 50 °C até massa constante e na sequência tiveram suas massas determinadas por gravimetria (WETZEL; LIKENS, 1991). As massas foram convertidas em base de carbono (COP – carbono orgânico particulado) a partir do teor inicial de carbono particulado dos fragmentos de cada macrófita. Alíquotas das frações dissolvidas (MOD) das câmaras de decomposição foram usadas para determinar concentração de carbono total dissolvido (CTD) e de carbono orgânico dissolvido (COD) (TOC-L, marca Shimadzu).

As incubações foram consideradas sistemas fechados em relação às quantidades de carbono orgânico (BIANCHINI JR.; PACOBAHYBA; CUNHA-SANTINO, 2002); assim, os teores de carbono mineralizado foram estimados a partir da Equação 1.

$$CM_t = COT_0 - COP_t - COD_t \quad (1)$$

em que: CM_t = carbono mineralizado no tempo; COT_0 = carbono orgânico total no início do experimento; COP_t = COP remanescente no tempo e COD_t = COD remanescente no tempo.

4.3.3.2. Modelagem matemática

As variações temporais do carbono orgânico particulado remanescente foram ajustadas a um modelo cinético de primeira ordem (Equação 2) (LOUSIER; PARKINSON, 1976). Para tanto, foram utilizadas regressões não lineares calculadas com o algoritmo iterativo de Levenberg-Marquardt (PRESS et al., 1993).

$$COP = (COP_{ls} \times e^{-k_{ls}t}) + (COP_r \times e^{-k_r t}) \quad (2)$$

em que: COP_{ls} = teor de carbono orgânico particulado lábil/solúvel (%); COP_r = teor de carbono orgânico particulado refratário (%); $k_{ls} = k_1 + k_2$, coeficiente global de perda de massa da porção lábil/solúvel (= coeficiente de mineralização das frações lábeis (k_1) + coeficiente de lixiviação (k_2) (dia^{-1}); k_r = coeficiente de perda de massa do COP refratário (dia^{-1}); t = tempo (dia).

A formação e a mineralização do COD foram ajustadas ao modelo descrito da Equação 3. Para a parametrização do modelo foram utilizadas regressões não lineares calculadas com o algoritmo iterativo de Levenberg-Marquardt (PRESS et al., 1993).

$$COD = \frac{k_2}{k_{1s}} COP_{1s} \times \frac{k_{1s}}{k_3 - k_{1s}} \times (e^{-k_{1s}t} - e^{-k_3t}) \quad (3)$$

Para descrever o processo das rotas de mineralização, foram utilizadas as Equações de 4 a 7.

$$CM_1 = \frac{k_1}{k_{1s}} COP_{1s} (1 - e^{-k_{1s}t}) \quad (4)$$

$$CM_2 = \frac{k_2}{k_{1s}} COP_{1s} \left(1 + \frac{k_3}{k_{1s} - k_3} e^{-k_{1s}t} + \frac{k_{1s}}{k_3 - k_{1s}} e^{-k_3t}\right) \quad (5)$$

$$CM_3 = COP_r (1 - e^{-k_r t}) \quad (6)$$

$$CM = \sum_{i=1}^3 CM_i \quad (7)$$

em que: COPI = carbono orgânico particulado lábil (%), COPI = $(k_1/k_{1s}) \times COPIs$; COD = carbono orgânico dissolvido (%), COD = $k_2/k_{1s} \times COPIs$; CM = carbono mineralizado (%); k_{1s} = coeficiente global de decaimento do COPIs ($k_1 + k_2$) (dia^{-1}); k_1 = coeficiente de mineralização do COPI (dia^{-1}); k_2 = coeficiente de lixiviação do COPIs (igual à taxa de formação do COD; dia^{-1}); k_3 = coeficiente de mineralização do COD (dia^{-1}); k_r = coeficiente

de mineralização do COPr (dia^{-1}); CM_1 = carbono mineralizado através da rota 1 (oxidação direta; %); CM_2 = carbono mineralizado através da rota 2 (oxidação dos solubilizados; %) e CM_3 = carbono mineralizado através da rota 3 (oxidação da fração refratária; %).

A Figura 10 apresenta o diagrama esquemático do modelo cinético proposto para a decomposição das macrófitas aquáticas (Equações 2 a 7).

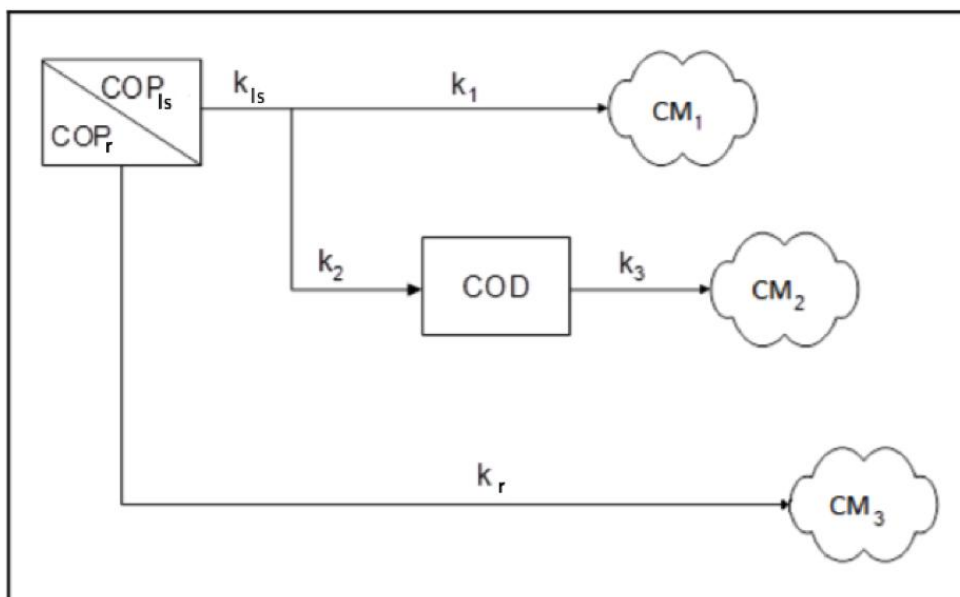


Figura 10. Modelo cinético proposto para descrever a rota de mineralização do carbono, em que: COPIs = carbono orgânico particulado lábil e/ou solúvel dos detritos; COPr = carbono orgânico particulado refratário (\approx fibras); COD = carbono orgânico dissolvido; k_{ls} = coeficiente global de decaimento do COPIs ($= k_1 + k_2$); k_1 = coeficiente de mineralização dos compostos lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação dos compostos solúveis; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; k_r = coeficiente de mineralização dos compostos refratários; CM_1 = mineralização das frações lábeis através da rota 1 (oxidação direta); CM_2 = mineralização do COD através da rota 2 (oxidação dos solubilizados) e CM_3 = mineralização do COPr através da rota 3 (oxidação da fração refratária) (modificado de BIANCHINI JR. 1997).

As diferenças entre o COPIs e o COD foram utilizadas para estimar os valores de CM_1 . Os coeficientes de decomposição k_1 e k_2 foram determinados a partir das estimativas dos valores de CM_1 e CM_2 . As variações temporais de COP e COD foram utilizados para determinar os coeficientes de mineralização do COPr (k_r) e do COD (k_3).

Os tempos de meia vida dos diferentes processos envolvidos com a decomposição de cada fração (lábil/solúvel e refratário) foram calculados segundo a Equação 8.

$$t_{1/2} = \frac{\ln(0,5)}{-k} \quad (8)$$

em que: k = coeficiente de decomposição de cada fração (k_{ls} e k_r).

O coeficiente Q₁₀, que expressa a dependência metabólica dos organismos em relação à temperatura sob o incremento de 10 °C, foi obtido pela relação exponencial entre a temperatura e os coeficientes de perda de massa da fração refratária (COPr) de acordo com a Equação 8 (USEPA, 1985).

$$Q_{10} = (k_2/k_1)^{(10/t_2 - t_1)} \quad (9)$$

em que: k₁ = coeficiente de decomposição à temperatura t₁; k₂ = coeficiente de decomposição à temperatura t₂.

4.3.3. Atividade enzimática

4.3.3.1. Obtenção do extrato enzimático

Para a obtenção do extrato enzimático foram utilizados 1,0 g de massa fresca (MF) de detritos homogeneizados (Ultra-Turrax, marca IKA – T10 basic) em 45 ml de MOD, desagregados em ultrassom (Unique - modelo 1400A) e centrifugados (Megafuge 3.0R, marca Heraeus/ 30 min, 4 °C e 3000 g). O sobrenadante foi separado por filtração em filtro de fibra de vidro (φ = 1,2 μm) e armazenado em tubos tipo falcon de 15 ml para análise das atividades enzimáticas. Os ensaios enzimáticos de cada câmara foram realizados em triplicatas.

4.3.3.2. Determinação da celulase (C1)

A atividade celulolítica (C1) (ação sinérgica das enzimas endoglucanase: EC 3.2.1.4 e exo-glicanase: EC 3.2.1.91) foi determinada pelo método proposto de Mandels et al. (1976). A mistura de reação consiste em 50 mg de papel filtro Whatman nº 1 em 2 ml de tampão citrato de sódio 0,05 M (pH 4,8), aclimatadas por 10 min a 50 °C. Após aclimação, 3,5 ml de extrato enzimático foram adicionados e então as amostras foram incubadas por 60 min a 50 °C. Após este período, 1 ml de amostra foi retirado e foram quantificadas as concentrações de açúcares redutores pelo método de Somogyi (1952). As concentrações de açúcares redutores foram determinadas por espectrofotometria com leitura a 540 nm e comparadas a uma curva padrão previamente elaborada com glicose. Uma unidade de atividade corresponde a 1 µmol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro.

4.3.3.3. Determinação da carboximetil celulase (CMCase) (Cx)

Para determinar a atividade da CMCase (endoglucanase: EC 3.2. 1.4) utilizou-se tubo de ensaio onde foram adicionados 3 ml de CMC 0,4% em tampão citrato de sódio 0,05 M (pH 4,8). Após equilíbrio térmico, adicionaram-se 3,5 ml do extrato enzimático e as amostras foram levadas em banho-maria por 10 min a 50 °C. Em seguida, as amostras foram centrifugadas por 15 min (Megafuge 3.0R, marca Heraeus/ 30 min, 4 °C e 3000 x g) e 1 ml do sobrenadante foi retirado e utilizado para quantificação dos açúcares redutores pelo método de Somogyi (1952). As concentrações de açúcares redutores foram determinadas por espectrofotometria com leitura a 540 nm e comparadas a uma curva padrão previamente elaborada com glicose. Uma unidade de atividade corresponde a 1 µmol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro.

4.3.3.4. Determinação da β-xilanase (EC 3.2.1.8)

A atividade da β-xilanase foi determinada pelo método de Highley (1997) que consiste em determinar os açúcares redutores liberados sobre um extrato de xilana. Para determinar a atividade β-xilanase foram adicionados em um tubo de ensaio 1,5 ml de solução xilana 1% em tampão acetato de sódio 0,1 M (pH = 5,2). Após equilíbrio térmico, adicionou-se 1 ml do extrato enzimático e as amostras foram levadas em banho-maria por 10 min a 60 °C. Após

este período, 1 ml de amostra foi retirado e foram quantificados os açúcares redutores pelo método de Somogyi (1952). As concentrações de açúcares redutores foram determinadas por espectrofotometria com leitura a 540 nm e comparadas a uma curva padrão previamente elaborada com glicose. Uma unidade de atividade corresponde a 1 μ mol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro.

4.3.3.5. Determinação da atividade da peroxidase (EC 1.11.1.7)

A atividade enzimática da peroxidase foi avaliada de acordo com o método proposto por Villela et al. (1973). Este procedimento se baseia na oxidação enzimática de um composto fenólico. Em uma cubeta (3 ml e caminho ótico de 1 cm) foram acrescentados 0,4 ml do extrato enzimático e 0,8 ml de uma mistura de reação contendo fenol, 4-aminoantipirina e tampão fosfato (1 M). A reação foi iniciada pela adição de 1,2 ml de peróxido de hidrogênio e o aumento da absorvância (510 nm) foi monitorado durante 180 s. Uma unidade de atividade corresponde a 1 μ mol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro.

4.3.3.6. Determinação da atividade da polifenol oxidase (EC 1.10.3.2)

A atividade enzimática da polifenol oxidase foi avaliada de acordo com o método modificado de Vieira e Fatibello-Filho (1998) que se baseia na formação da o-quinona. Em uma cubeta foram acrescentados 2,8 ml de mistura de reação contendo solução de catecol 0,05 M em tampão fosfato 0,1 M (pH = 7). A reação foi iniciada pela adição de 0,2 ml do extrato enzimático e o aumento da absorvância (410 nm) foi observado durante 180 s. Uma unidade de atividade corresponde a 1 μ mol de glicose liberado por minuto de reação por mililitro.

4.3.4. Concentração de nitrogênio

A concentração de nitrogênio total na MOD foi obtida por combustão (TOC-L, marca Shimadzu) a 720 °C.

4.3.5. Concentração de fósforo

A concentração de fósforo total na MOD foi determinada pelo método espectrofotométrico proposto por Mackereth (1978).

4.3.6. Teores de celulose, lignina e hemicelulose

As análises do teor de Fibra em Detergente Neutro (FDN; hemicelulose + celulose + lignina) e de Fibra em Detergente Ácido (FDA; celulose + lignina) dos remanescentes particulados foram realizadas por digestão ácida (H_2SO_4 72% durante 3 horas) seguida de análise gravimétrica proposta por Van Soest (SILVA; QUEIROZ, 2004).

4.4. Análises estatísticas

Para avaliar as diferenças no processo de perda de massa das macrófitas e as diferenças entre as variáveis físicas e químicas determinadas nas câmaras de incubação, foi aplicado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) seguido do teste de comparação múltipla de Dunn. Para avaliar as diferenças obtidas entre a condição anaeróbia e aeróbia de cada variável ambiental utilizou-se o teste de Mann-Whitney.

5. RESULTADOS

5.1. Variáveis físicas e químicas: caracterização da represa do Beija-Flor

As concentrações de oxigênio dissolvido foram maiores entre os meses de junho a agosto e em janeiro, atingindo valores entre $6,8 \pm 0,9$ a $8,1 \pm 1,2$ mg L^{-1} , tanto na superfície quanto no fundo. As menores concentrações de oxigênio dissolvido foram observadas entre os meses de fevereiro e abril, variando de $4,5 \pm 0,7$ a $5,4 \pm 0,5$ mg L^{-1} na superfície e $2,9 \pm 0,2$ a $4,3 \pm 0,2$ mg L^{-1} no fundo da represa (Figura 11). Quanto à temperatura, os meses de fevereiro e março foram os que apresentaram temperaturas mais elevadas na superfície, $27,8 \pm 1,0$ e $27,7 \pm 0,7$ $^{\circ}\text{C}$, respectivamente, e no fundo, $24,5 \pm 0,6$ $^{\circ}\text{C}$ e $24,3 \pm 0,8$ $^{\circ}\text{C}$, respectivamente. Os meses de junho e julho foram os meses que apresentaram as temperaturas menores tanto na superfície quanto no fundo, atingindo em média $17,0 \pm 0,6$ e $18,4 \pm 0,3$ $^{\circ}\text{C}$, respectivamente (Figura 12).

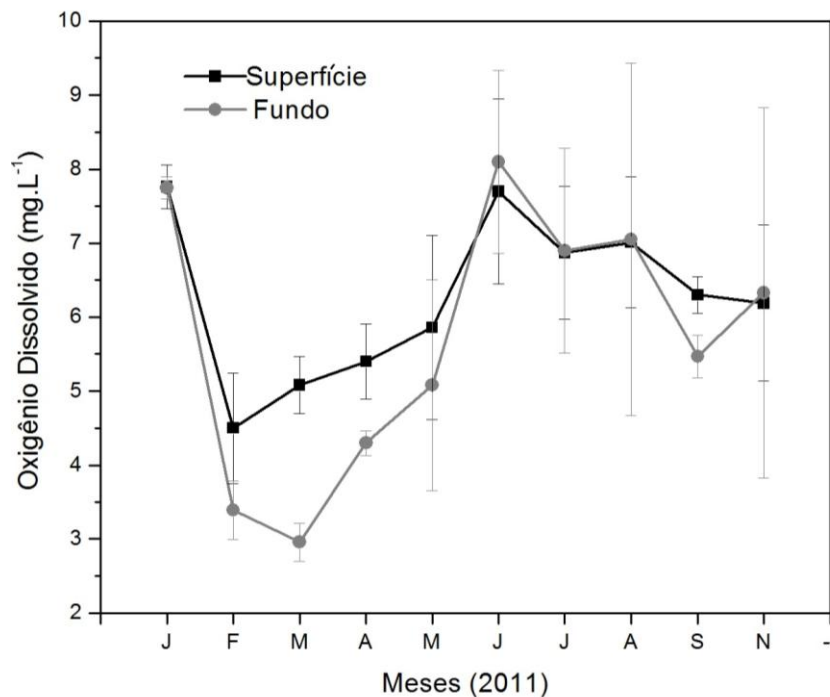


Figura 11. Variação temporal da concentração oxigênio dissolvido (média, \pm desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.

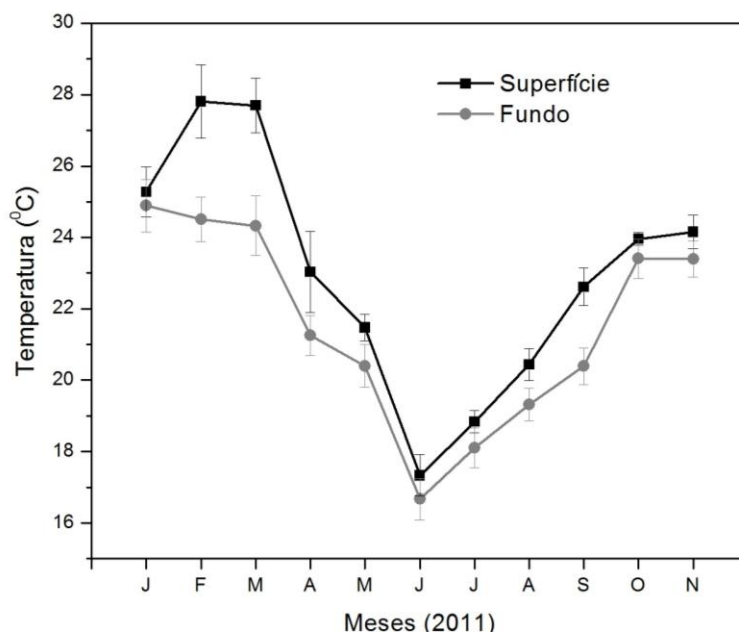


Figura 12. Variação temporal da temperatura (média, \pm desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.

Para as variações temporais de pH apresentadas na Figura 13 verificou-se que nos meses de junho e julho ocorreram os valores mais baixos, tanto na superfície como no fundo, variando de $4,13 \pm 0,80$ a $4,30 \pm 0,05$. Nos meses mais quentes (janeiro, fevereiro e março), o pH determinado no fundo foi menor em relação a superfície, tendendo a diminuir esta diferença entre superfície e fundo nos meses mais frios.

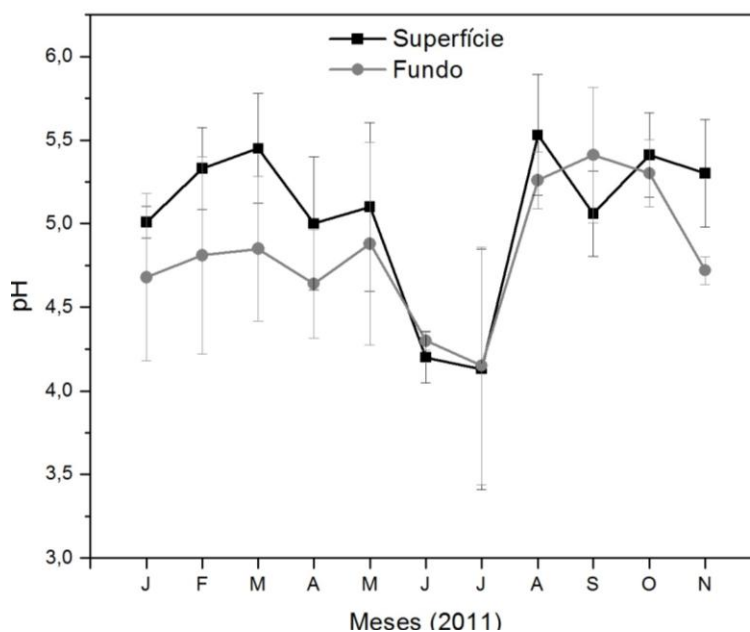


Figura 13. Variação temporal do pH (média, \pm desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante os meses de janeiro a novembro de 2011.

As concentrações de carbono total dissolvido na represa do Beija-Flor variaram de 2,02 a 7,41 mg L⁻¹ (Figura 14). As concentrações mais elevadas foram encontradas entre os meses de janeiro (7,41 mg L⁻¹) a abril (6,96 mg L⁻¹) e as menores nos meses de maio (3,44 mg L⁻¹) a dezembro (2,58 mg L⁻¹).

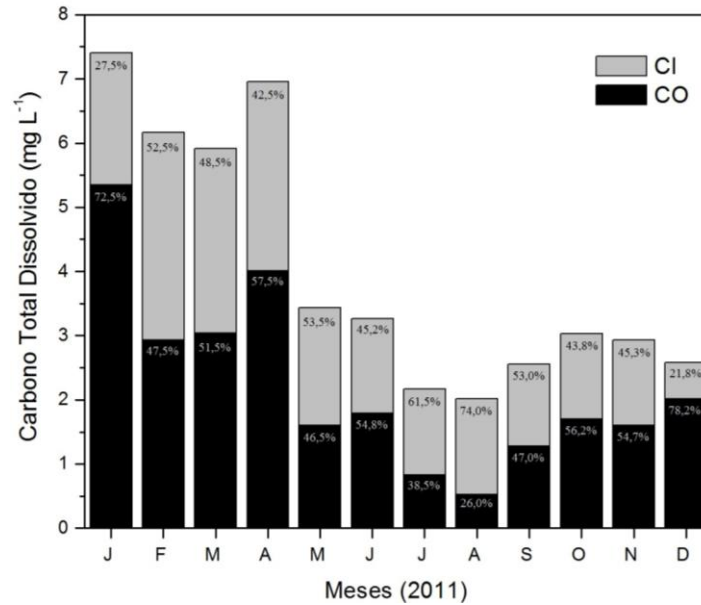


Figura 14. Variação temporal da concentração de carbono total dissolvido (média, \pm desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante o ano de 2011.

As concentrações de fósforo total na represa variaram de 0,00041 a 0,00071 mg L⁻¹ (Figura 15).

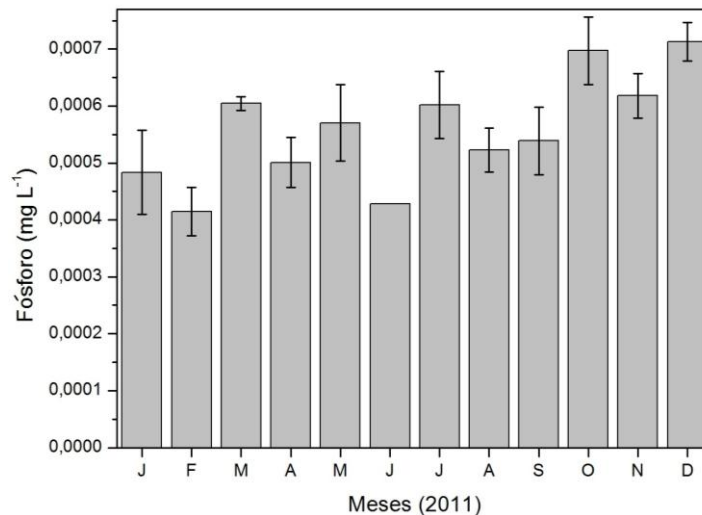


Figura 15. Variação temporal da concentração de fósforo total (média, \pm desvio padrão) na represa do Beija-Flor durante o ano de 2011.

5.2. Decomposição aeróbia e anaeróbia: perda de massa

As porcentagens de carbono observadas nas frações iniciais (i.e. fragmentos) das macrófitas foram 39% para *E. azurea*; 38,78% para *Eleocharis* sp. e 37,44% para *S. auriculata*. As cinéticas de perda de massa das macrófitas *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata* apresentaram padrão bifásico. Nos primeiros dias de decomposição, foram observadas rápidas perdas de COP seguidas por processos mais lentos de perda de massa. Nos detritos das macrófitas, a fração refratária (COPr) mostrou predominância sobre as frações lábil/solúvel, representando uma média de 84,16% ($\pm = 1,17\%$) para os detritos de *E. azurea*, 89,37% ($\pm = 2,28\%$) para os de *Eleocharis* sp. e 88,96% ($\pm = 2,14\%$) para os de *S. auriculata*. A porcentagem média de COPls foi 15,43% ($\pm = 1,27\%$) para os detritos de *E. azurea*, 10,59% ($\pm = 2,17\%$) para os de *Eleocharis* sp. e 10,74% ($\pm = 1,77\%$) para os de *S. auriculata*. A fração de COPr de *Eleocharis* sp. foi maior em relação a fração de *E. azurea* (5,21%) e similar em relação à *S. auriculata*. Os coeficientes de determinação (r^2) derivados do modelo cinético para o decaimento de massa do COP variaram de 0,75 a 0,99.

Após 120 dias de incubação, desconsiderando o efeito da temperatura e da disponibilidade de oxigênio dissolvido na decomposição, observou-se que o decaimento do COPr tanto da *Eleocharis* sp. quanto da *E. azurea* foi mais rápido na incubação aeróbia a 30 °C ($kr = 0,00308 \text{ dia}^{-1}$ para *E. azurea* e $kr = 0,00777 \text{ dia}^{-1}$ para *Eleocharis* sp.). Para a *S. auriculata*, o decaimento do COPr foi mais rápido na incubação aeróbia a 25 °C ($kr = 0,00307 \text{ dia}^{-1}$). O decaimento mais lento para as três macrófitas foi encontrado na incubação anaeróbia a 15 °C ($kr \approx 0 \text{ dia}^{-1}$ para *E. azurea*; $kr = 0,00059 \text{ dia}^{-1}$ para *Eleocharis* sp. e $kr = 0,00037 \text{ dia}^{-1}$ para *S. auriculata*). Para todas as condições experimentais, a decomposição de *Eleocharis* sp. apresentou os maiores coeficientes de decomposição (kr).

Após 120 dias de incubação, utilizando como base a perda de massa, observou-se que independente da temperatura e da disponibilidade de oxigênio, o decaimento global do COP de *Eichhornia azurea* foi igual ao decaimento de *Eleocharis* sp.. No início do experimento, a perda de massa do COPls de *E. azurea* foi mais rápida que de *Eleocharis* sp.. Considerando apenas as frações refratárias (COPr; i.e. material remanescente após o 15° dia), a perda de massa de *Eleocharis* sp. foi 1,30 vezes mais rápida. As perdas de massa da *Eleocharis* sp. e da *E. azurea* foram 1,36 vezes mais rápidas que a da *S. auriculata*; porém, considerando apenas as frações refratárias, a perda de massa da *Eleocharis* sp. foi 1,57 vezes mais rápida e a da *E. azurea* 1,26 vezes mais rápida que a da *S. auriculata*.

Considerando a mineralização das incubações, a *Eleocharis* sp. foi a que mais mineralizou (média = 16,4%), 97% a mais que *E. azurea* e 17% a mais que *S. auriculata*. A mineralização de *S. auriculata* foi 78% maior que de *E. azurea*. Em média, a qualidade do detrito (i.e. composição química) diferenciou em 1,64 vezes a mineralização das macrófitas.

A velocidade de perda de massa em relação às diferentes condições de disponibilidade de oxigênio dissolvido foi maior nas incubações aeróbias quando comparadas com as anaeróbias (i.e. 6,5; 2,14 e 3,11 vezes maior para a decomposição de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, respectivamente).

As variações temporais dos teores de COP, COD e CM durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* são apresentadas na Figura 16.

No último dia de incubação da decomposição aeróbia, o teor de CM variou de 11,3% ($\pm 0,8\%$) a 41,8% ($\pm 1,8\%$), respectivamente a 15 °C e a 30 °C. O teor de COD foi gradativamente diminuindo até o final do experimento, variando em média de 11,0% ($\pm 1,3\%$) no primeiro dia de incubação a 3,88% ($\pm 0,4\%$) no último dia.

Na decomposição anaeróbia, no último dia de incubação, o teor de CM variou de 7,7% ($\pm 1,5\%$) a 9,1% ($\pm 1\%$), respectivamente a 15 °C e a 30 °C. A variação do teor do COD foi menor se comparada com a decomposição aeróbia, variando em média de 8,7% ($\pm 1,4\%$) no primeiro dia de incubação a 6,8% ($\pm 1\%$) no último dia de incubação.

A formação de CM no último dia da incubação de *E. azurea* aeróbia foi 4,6 vezes maior se comparado com a incubação anaeróbia.

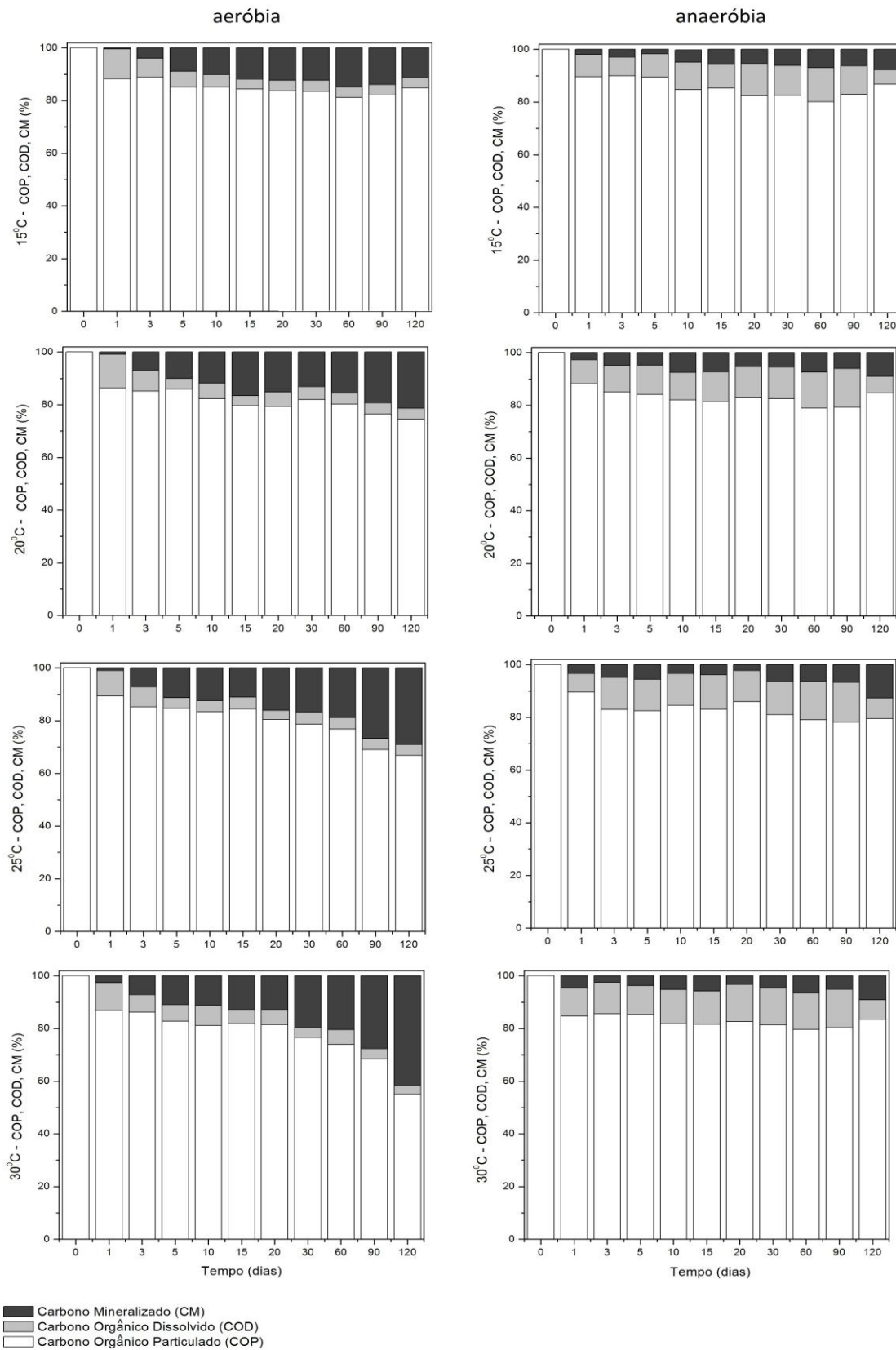


Figura 16. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).

As variações temporais dos teores de COP, COD e CM durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de *Eleocharis* sp. nas diferentes temperaturas são apresentadas na Figura 17.

Na decomposição aeróbia, as concentrações de CM variaram de 18,6% ($\pm 0,3\%$) a 15 °C a 54,1% ($\pm 1,1$) a 30 °C, no último dia de incubação. A variação nas concentrações de COD foi menor, de 6,0% ($\pm 1,1\%$) a 5,6% ($\pm 2,0\%$), respectivamente a 15 e 30 °C.

Na decomposição anaeróbia, as concentrações de CM variaram de 15,5% ($\pm 2,7\%$) a 15 °C a 41,3% ($\pm 1,0$) a 30 °C, no último dia de incubação. As concentrações dos teores de COD para as incubações anaeróbia foram menores do que as concentrações encontradas nas incubações aeróbias, variaram em média de 3,25% ($\pm 0,4\%$) a 0,4% ($\pm 0,3\%$), respectivamente a 15 e 30 °C.

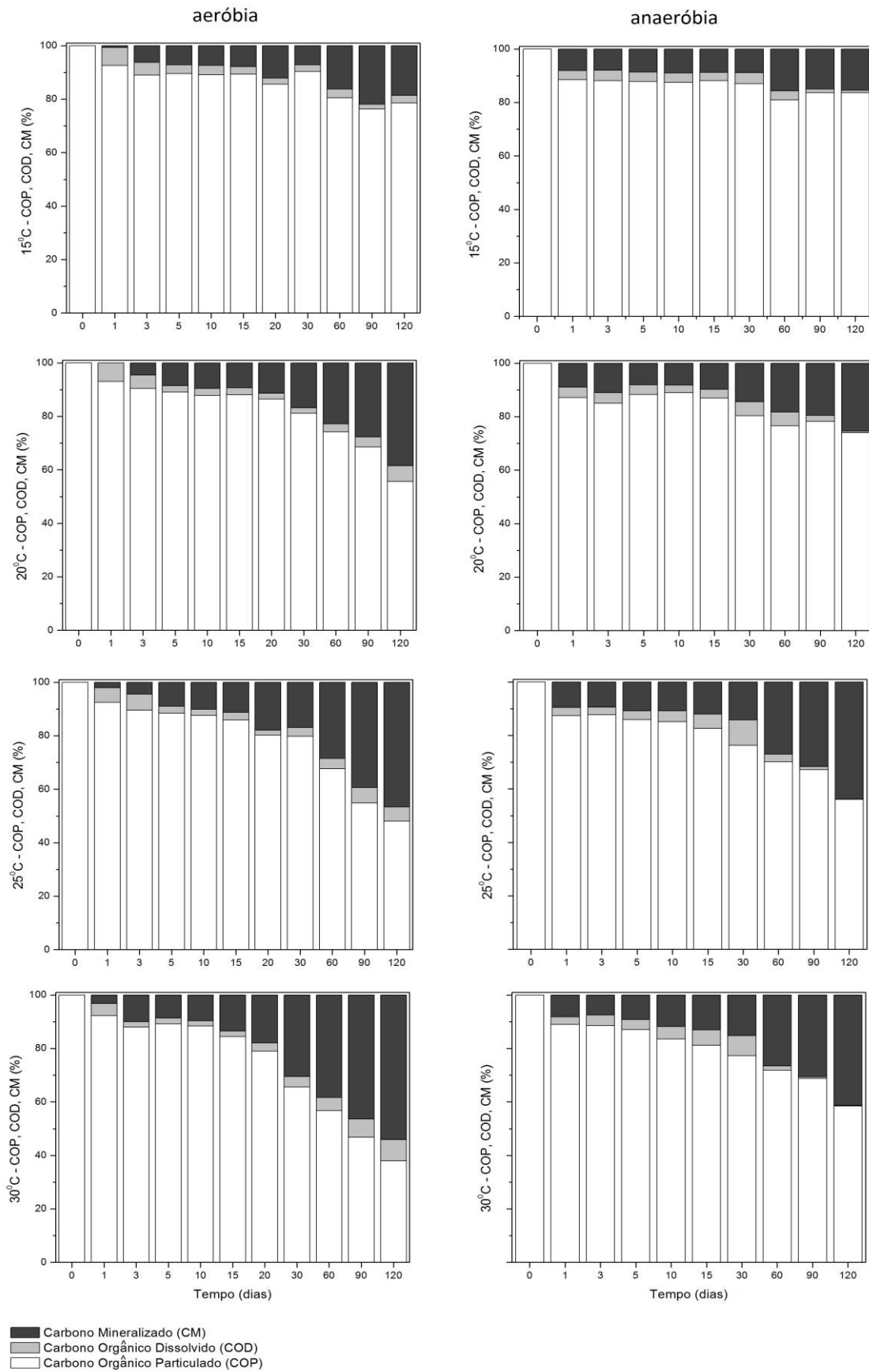


Figura 17. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de *Eleocharis sp.* em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).

As variações temporais dos teores de COP, COD e CM durante a decomposição aeróbia e aeróbia de *S. auriculata* são apresentadas na Figura 18.

Na decomposição aeróbia, as concentrações de CM variaram de 18,6% ($\pm = 1,8\%$) a 15 °C a 34,2% ($\pm = 1,4$) a 30 °C, no último dia de incubação. As concentrações de COD variaram em média de 3,57% ($\pm = 0,93\%$) a 1,53% ($\pm = 0,14\%$), respectivamente a 15 e 30 °C.

Na decomposição anaeróbia as concentrações de CM variaram de 15,5% ($\pm = 0,1\%$) a 15 °C a 21,9% ($\pm = 0,6$) a 30 °C, no último dia de incubação. As concentrações de COD variaram em média de 1,5% ($\pm = 0,15\%$) a 0,02% ($\pm = 0,01\%$), respectivamente a 15 e 30 °C.

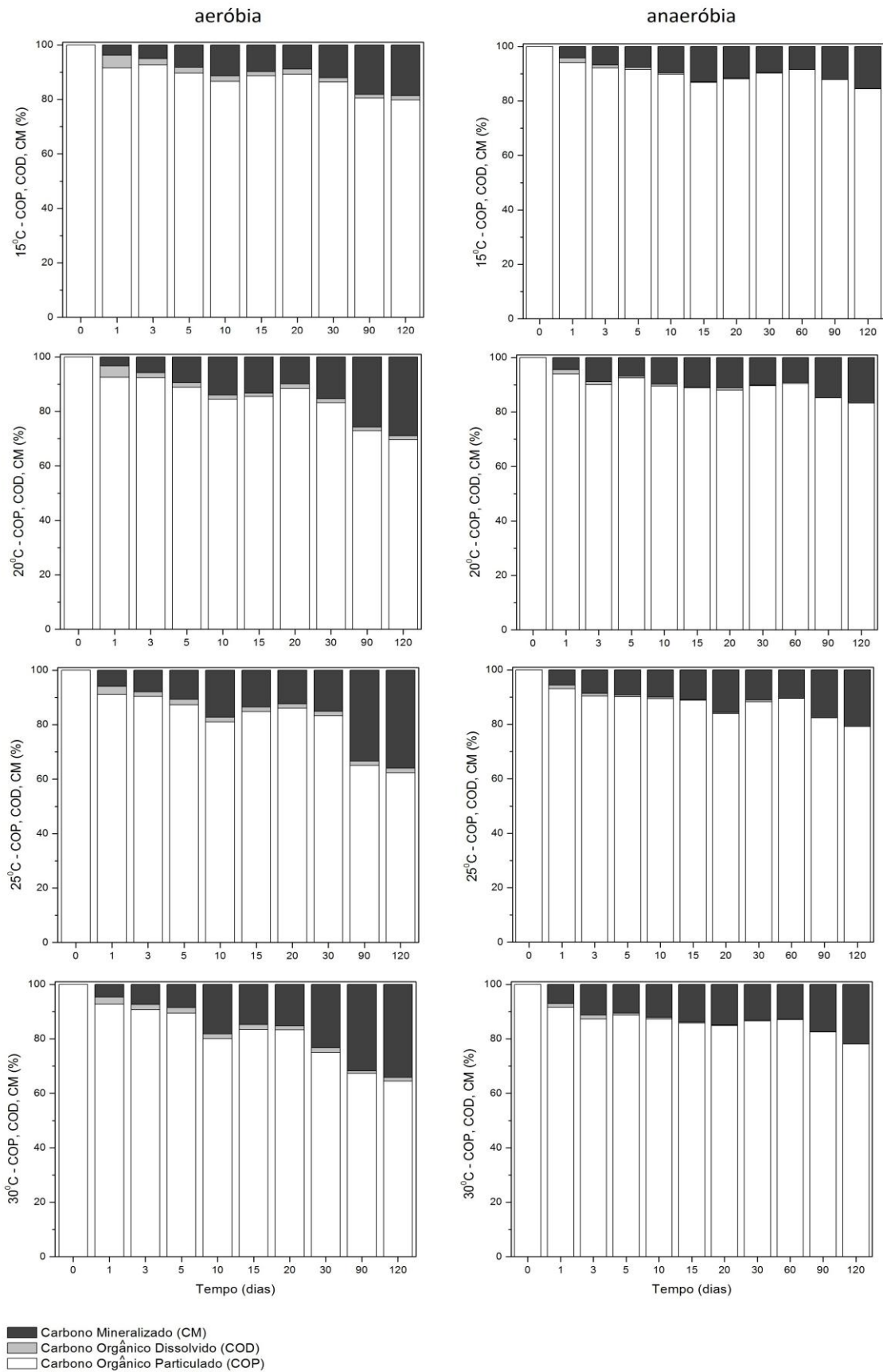


Figura 18. Variações temporais dos teores de carbono orgânico particulado, carbono orgânico dissolvido e carbono mineralizado durante a decomposição aeróbia e anaeróbia de *S. auriculata* em diferentes temperaturas de incubação (15, 20, 25 e 30 °C).

Os tempos de meia vida da perda de massa das frações lábil/solúvel variaram de 0,3 ($k = 2,29 \text{ dia}^{-1}$) a 2,87 dias ($k = 0,24 \text{ dia}^{-1}$) para *E. azurea*; de 0,17 ($k = 4,15 \text{ dia}^{-1}$) a 0,67 dias ($k = 1,04 \text{ dia}^{-1}$) para *Eleocharis* sp.; e de 0,36 ($k = 1,93 \text{ dia}^{-1}$) a 2,74 dias ($k = 0,2530 \text{ dia}^{-1}$) para *S. auriculata*. A diferença entre o maior e o menor valores encontrados para o $t_{1/2}$ do COPIs entre todas as macrófitas foi de apenas 2,7 dias. Para a perda de massa do carbono refratário, os tempos de meia vida calculados variaram de 225 ($k = 0,0031 \text{ dia}^{-1}$) a 7413 dias ($k = 0,0001 \text{ dia}^{-1}$) para *E. azurea*; de 89 ($k = 0,0078 \text{ dia}^{-1}$) a 1183 dias ($k = 0,0006 \text{ dia}^{-1}$) para *Eleocharis* sp. e de 226 ($k = 0,0031 \text{ dia}^{-1}$) a 1868 dias ($k = 0,0004 \text{ dia}^{-1}$) para *S. auriculata*. A diferença entre o maior e o menor valores encontrados para o $t_{1/2}$ do COPr entre todas as macrófitas foi de 7324 dias (≈ 20 anos).

Os tempos de meia vida do COD de *E. azurea* variaram entre 81 dias ($k = 0,00854 \text{ dia}^{-1}$) a ∞ ($k \approx 0 \text{ dia}^{-1}$); para *Eleocharis* sp., os tempos de meia vida variaram entre 57 dias ($k = 0,01205 \text{ dia}^{-1}$) a ∞ ($k \approx 0 \text{ dia}^{-1}$) e entre 1,3 ($k = 0,54505 \text{ dia}^{-1}$) a 251 dias ($k = 0,00276 \text{ dia}^{-1}$) para *S. auriculata* (Tabela 1, Tabela 2 e Tabela 3).

Tabela 1. Parâmetros do modelo de mineralização para *E. azurea*, em que COP_{LS} = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; k_{LS} = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COP_R = carbono orgânico particulado refratário; k_R = coeficiente de mineralização da fração refratária; t_{1/2} = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k₃ = coeficiente de mineralização do COD; CM₁ = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM₂ = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM₃ = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k₁ = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k₂ = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r² = coeficiente de ajuste do modelo.

	<i>E. azurea</i>							
	Anaeróbia				Aeróbia			
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
COP _{LS} (%)	13,74 ± 2,5	17,32 ± 2,41	15,3 ± 2,9	16,85 ± 2,25	14,83 ± 2,25	16,32 ± 2,23	14,64 ± 1,48	14,41 ± 2,96
k _{LS} (dia ⁻¹)	0,24112 ± 0,1111	0,94506 ± 0,3525	1,26921 ± 0,6774	2,28766 ± 1,3084	1,275 ± ,542	1,70298 ± 0,74746	1,23049 ± 0,34825	2,1638 ± 1,77522
t _{1/2} (dia)	2,87	0,73	0,55	0,3	0,54	0,41	0,56	0,32
COP _R (%)	83,33 ± 1,54	82,43	84,8 ± 1,31	83,14 ± 0,96	85,02 ± 1	83,65 ± 0,98	85,36 ± 0,69	85,59 ± 1,33
k _R (dia ⁻¹)	≈ 0	0,00009 ± 0,0002	0,00066 ± 0,00028	0,00022 ± 0,00021	0,00025 ± ,00021	0,00097 ± 0,00022	0,00213 ± 0,00016	0,00308 ± 0,00033
t _{1/2} (dia)	-	7413,34	1047,05	3150,67	2772,59	714,58	325,42	225,05
r ²	0,88	0,85	0,82	0,87	0,88	0,91	0,98	0,95
COD (%)	12,02 ± 1,38	12,1 ± 0,49	12,69 ± 0,46	12,99 ± ,38	6,76 ± 1,26	7,17 ± 1,36	5,86 ± 1,07	7,45 ± 0,83
k ₃ (dia ⁻¹)	0,00075 ± 0,0028	≈ 0	≈ 0	≈ 0	0,00836 ± 0,00593	0,00782 ± 0,00588	0,00475 ± 0,00459	0,00854 ± 0,00366
t _{1/2} (dia)	924,20	∞	∞	∞	82,91	88,64	145,93	81,16
CM ₁	1,72	5,23	2,61	3,85	8,07	9,15	8,78	6,95
CM ₂	12,02	12,1	12,68	12,99	6,76	7,17	5,86	7,45
CM ₃	83,33	82,43	84,69	83,14	85,02	83,65	85,36	85,58
k ₁ (dia ⁻¹)	0,03013	0,28522	0,21714	0,52349	0,69381	0,9549	0,73796	1,0441
t _{1/2} (dia)	23,01	2,43	3,19	1,32	1,00	0,73	0,94	0,66
k ₂ (dia ⁻¹)	0,21099	0,65983	1,05207	1,76417	0,581187	0,748085	0,492532	1,11969
t _{1/2} (dia)	3,29	1,05	0,66	0,39	1,19	0,93	1,41	0,62
r ² global	0,76	0,71	0,76	0,43	0,48	0,75	0,92	0,95

Tabela 2. Parâmetros do modelo de mineralização para *Eleocharis sp.*, em que COP_{ls} = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; k_{ls} = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COP_r = carbono orgânico particulado refratário; k_r = coeficiente de mineralização da fração refratária; t_{1/2} = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k₃ = coeficiente de mineralização do COD; CM₁ = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM₂ = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM₃ = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k₁ = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k₂ = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r² = coeficiente de ajuste do modelo.

<i>Eleocharis sp.</i>								
	Anaeróbia				Aeróbia			
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
COP _{ls} (%)	12,03 ± 2,1	12,61 ± 3,01	12,54 ± 2,19	12,93 ± 2,34	9,89 ± 2,76	8,07 ± 2,08	8,28 ± 1,68	8,32 ± 3,89
k _{ls} (dia ⁻¹)	2,99427 ± 3,47825	1,50000 ± 0	4,15000 ± 1,1	1,65078 ± 0,93894	1,41059 ± 1,147	1,41874 ± 1,06326	1,8896 ± 1,32909	1,03994 ± 1,30927
t _{1/2} (dia)	0,23	0,46	0,17	0,42	0,49	0,49	0,37	0,67
COP _r (%)	87,96 ± 0,95	86,83 ± 1,28	87,45 ± 1,03	87,03 ± 1,12	90,14 ± 1,24	91,95 ± 0,97	91,72 ± 0,78	91,85 ± 2,05
k _r (dia ⁻¹)	0,00059 ± 0,00019	0,00141 ± 0,00026	0,00349 ± 0,00025	0,00312 ± 0,00026	0,00144 ± 0,00026	0,00375 ± 0,00023	0,0054 ± 0,00021	0,00777 ± 0,0006
t _{1/2} (dia)	1182,85	491,59	198,61	222,16	481,35	184,84	128,36	89,21
r ²	0,86	0,88	0,98	0,97	0,87	0,98	0,99	0,97
COD (%)	3,8 ± 0,28	4,25 ± 0,56	5,18 ± 1,28	4,94 ± 0,86	4,19 ± 0,72	3,72 ± 0,71	3,95 ± 0,5	4,14 ± 0,71
k ₃ (dia ⁻¹)	0,00787 ± 0,00231	0,00564 ± 0,00355	0,00759 ± 0,00768	0,01205 ± 0,00699	0,00734 ± 0,00518	≈ 0	≈ 0	≈ 0
t _{1/2} (dia)	88,07	122,90	91,32	57,52	94,43	∞	∞	∞
CM ₁	8,23	8,37	7,36	7,99	5,69	4,35	4,33	4,18
CM ₂	3,8	4,25	5,18	4,94	4,19	3,72	3,95	4,14
CM ₃	87,97	86,83	87,45	87,03	90,14	91,95	91,72	91,85
k ₁ (dia ⁻¹)	2,04797	0,99484	2,43635	1,01989	0,81241	0,76475	0,98861	0,52272
t _{1/2} (dia)	0,34	0,70	0,28	0,68	0,85	0,91	0,70	1,33
k ₂ (dia ⁻¹)	0,94629	0,946297	1,713652	0,63089	0,59817	0,65399	0,90099	0,51722
t _{1/2} (dia)	0,73	0,73	0,40	1,10	1,16	1,06	0,77	1,34
r ² global	0,87	0,94	0,95	0,96	0,76	0,98	0,97	0,98

Tabela 3. Parâmetros do modelo de mineralização para *S. auriculata*, em que COPIs = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; kls = coeficiente de decaimento (coeficiente de mineralização da fração lábil/solúvel + coeficiente de lixiviação); COPr = carbono orgânico particulado refratário; kr = coeficiente de mineralização da fração refratária; $t_{1/2}$ = tempo de meia vida; COD = carbono orgânico dissolvido; k_3 = coeficiente de mineralização do COD; CM_1 = carbono mineralizado através da oxidação direta (rota 1); CM_2 = carbono mineralizado através da oxidação dos solubilizados (rota 2); CM_3 = carbono mineralizado através da oxidação da fração refratária (rota 3); k_1 = coeficiente de mineralização das frações lábeis; k_2 = coeficiente de lixiviação (igual à taxa de formação do COD); e r^2 = coeficiente de ajuste do modelo.

	<i>S. auriculata</i>							
	Anaeróbia				Aeróbia			
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
COPIs (%)	9,44 ± 2,19	9,25 ± 1,83	10,03 ± 2,69	12,01 ± 1,91	9,58 ± 2,59	10,09 ± 2,83	11,03 ± 2,94	14,49 ± 2,94
kls (dia ⁻¹)	0,65631 ± 0,39876	1,11689 ± 0,60699	1,12698 ± 0,82906	1,24314 ± 0,55239	1,92587 ± 1,84285	0,68841 ± 0,5073	1,36482 ± 1,04349	0,25303 ± 0,12876
$t_{1/2}$ (dia)	1,06	0,62	0,62	0,56	0,36	1,01	0,51	2,74
COPr (%)	90,18 ± 1,14	90,79 ± 0,84	89,95 ± 1,24	88,01 ± 0,87	90,4 ± 1,13	89,34 ± 1,5	88,9 ± 1,37	84,14 ± 2,19
k_r (dia ⁻¹)	0,00037 ± 0,00021	0,00063 ± 0,00016	0,00091 ± 0,00025	0,0008 ± 0,00018	0,00103 ± 0,00023	0,00201 ± 0,00031	0,00307 ± 0,00032	0,00232 ± 0,00041
$t_{1/2}$ (dia)	1868,32	1103,74	760,03	867,52	672,96	344,85	225,78	298,77
r^2	0,76	0,85	0,8	0,9	0,82	0,91	0,95	0,94
COD (%)	4,19 ± 0,86	1,63 ± 0,33	1,61 ± 0,31	1,97 ± 0,17	2,68 ± 0,47	2,11 ± 0,58	2,03 ± 0,27	2,33 ± 0,55
k_3 (dia ⁻¹)	0,54405 ± 0,14706	0,09588 ± 0,03858	0,12111 ± 0,04459	0,15996 ± 0,02578	0,00791 ± 0,00606	0,00528 ± 0,00743	0,00276 ± 0,0031	0,00872 ± 0,00739
$t_{1/2}$ (dia)	1,27	7,22	5,78	4,33	87,63	131,28	251,14	79,49
CM_1	5,25	7,62	8,42	10,04	6,9	7,98	9	12,16
CM_2	4,19	1,63	1,61	1,97	2,68	2,11	2,03	2,33
CM_3	90,18	90,79	89,95	88,01	90,4	89,34	88,9	84,14
k_1 (dia ⁻¹)	0,36149	0,92264	0,94861	1,0366	1,38288	0,54581	1,1097	0,2098
$t_{1/2}$ (dia)	1,92	0,75	0,73	0,67	0,50	1,27	0,62	3,30
k_2 (dia ⁻¹)	0,2885	0,19736	0,18138	0,203397	0,53712	0,14419	0,25029	0,0402
$t_{1/2}$ (dia)	2,40	3,51	3,82	3,41	1,29	4,81	2,77	17,24
r^2 global	0,84	0,89	0,85	0,92	0,96	0,96	0,92	0,84

Os valores de Q_{10} da decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata* são apresentados na Tabela 4. O incremento de 10 °C influenciou no kr para todas as macrófitas. Na decomposição da *S. auriculata*, o incremento da temperatura possibilitou um aumento de cerca de 1,7 vezes no coeficiente de perda de massa do COPr tanto para a incubação aeróbia quanto anaeróbia. Os valores de Q_{10} encontrados para a decomposição de *Eleocharis* sp. foram de 2,96 para a aeróbia e 3,27 para a anaeróbia. Para a *E. azurea*, o valor de Q_{10} sob condição aeróbia foi 2,24 vezes maior do que o obtido em condição anaeróbia.

Tabela 4. Valores de Q_{10} referente ao coeficiente de perda de massa refratária (kr) da decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

	Condição aeróbia	Condição anaeróbia
<i>E. azurea</i>	5,28	2,35
<i>Eleocharis</i> sp.	2,96	3,27
<i>S. auriculata</i>	1,77	1,71

O Q_{10} global foi 1,35. Calculado individualmente, o Q_{10} da decomposição anaeróbia foi 1,32 e da decomposição aeróbia 1,45 (Tabela 5).

Tabela 5. Valores de Q_{10} global, da decomposição aeróbia e da decomposição anaeróbia.

	Q_{10}
Global	1,35
Condição aeróbia	1,45
Condição anaeróbia	1,32

Confrontando os dados globais de massa de COL (carbono orgânico liberado; i.e. dissolvido + mineralizado; ca. CM1 + COD + CM3) de decomposição anaeróbia com a aeróbia das macrófitas juntas com regressão linear, observou-se que a decomposição aeróbia foi cerca de 1,25 vezes mais rápida do que a anaeróbia (Figura 19).

A análise estatística aplicada às massas de COL das macrófitas não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) na decomposição aeróbia de *E. azurea* entre 25 e 30 °C; na decomposição anaeróbia de *E. azurea* entre 20, 25 e 30 °C; na decomposição anaeróbia de

Eleocharis sp. entre 25 e 30 °C; na decomposição aeróbia de *S. auriculata* entre 25 e 30 °C e na decomposição anaeróbia de *S. auriculata* entre 15 e 20 °C.

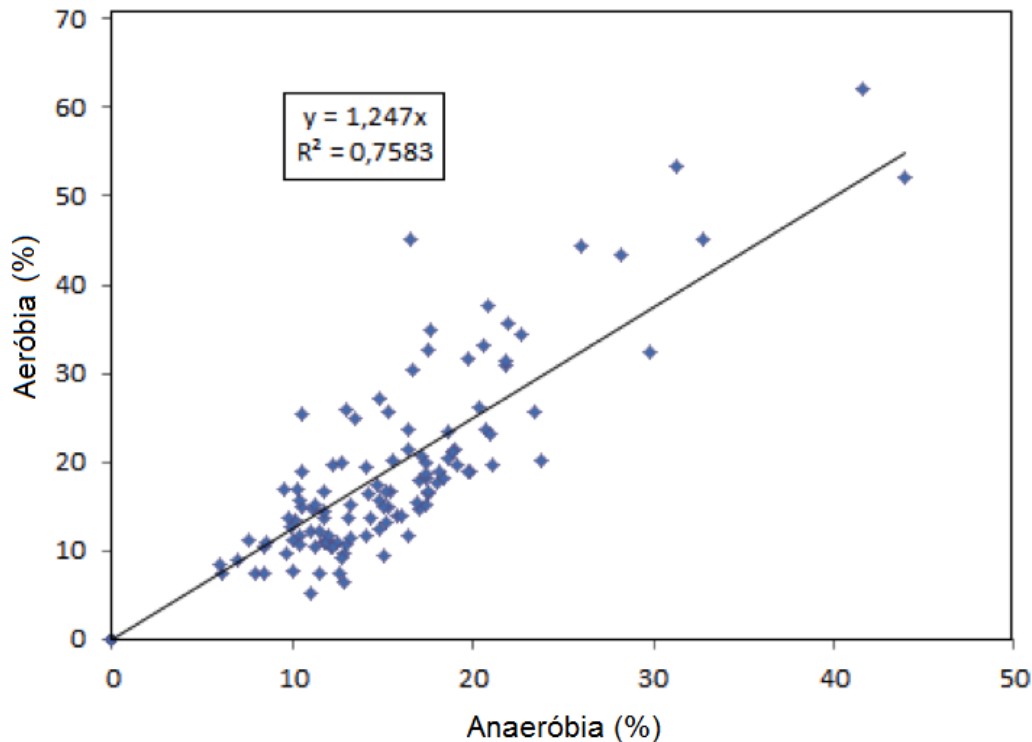


Figura 19. Regressão linear confrontando os dados de massa de CO (carbono orgânico) liberado da decomposição anaeróbia com a aeróbia das macrófitas estudadas.

Confrontando os dados globais da massa de CO liberado de decomposição anaeróbia com a aeróbia em cada temperatura das macrófitas com regressão linear, observou-se que a diferença na velocidade de decomposição aumentou a medida que a temperatura aumentava. A decomposição aeróbia para todas as temperaturas foi mais rápida do que a anaeróbia. A 15 °C, a decomposição em aerobiose foi 1,07 maior que a decomposição em anaerobiose; a 20 °C, a decomposição em aerobiose foi 1,15 maior que a decomposição em anaerobiose; a 25 °C, a decomposição em aerobiose foi 1,20 maior que a decomposição em anaerobiose; e a 30 °C, a decomposição em aerobiose foi 1,38 maior que a decomposição em anaerobiose (Figura 20).

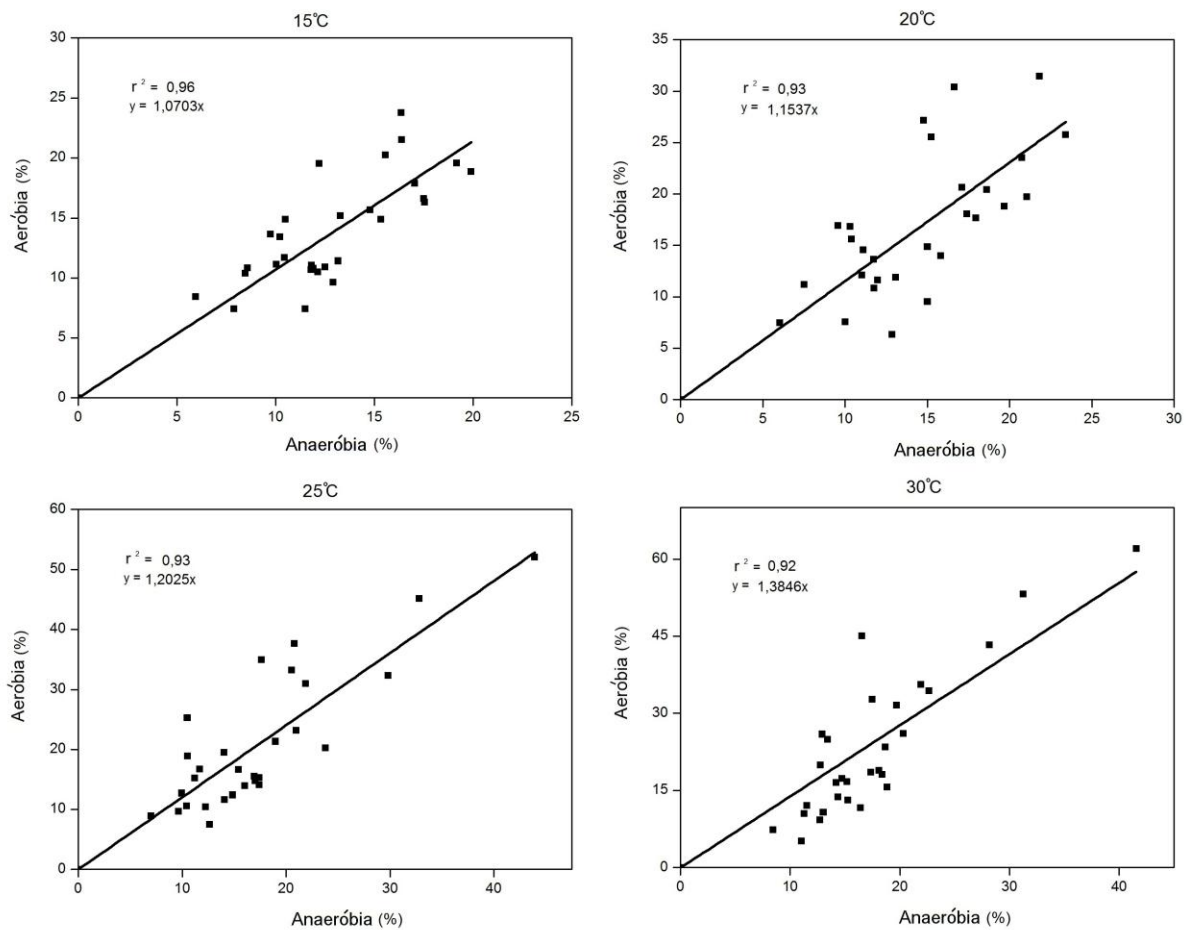


Figura 20. Regressão linear confrontando os dados de massa de CO liberado da decomposição anaeróbia com a aeróbia em cada temperatura (15, 20, 25 e 30 °C) das três macrófitas selecionadas.

5.3. Variação temporal da condutividade elétrica, do pH e do grau de aromatização na fração dissolvida das câmaras de decomposição

Os valores de CE apresentaram um rápido aumento no primeiro dia de incubação para todas as condições e foram seguidos por uma estabilização (Figura 21). Os maiores valores de condutividade elétrica foram encontrados durante a decomposição de *E. azurea*, variando de 886 a 1379,5 μScm^{-1} desde o segundo até o último dia de incubação. Os menores valores de CE foram encontrados durante a decomposição de *S. auriculata* na condição aeróbia, variando de 586,5 μScm^{-1} no último dia de incubação a 807 μScm^{-1} no terceiro dia de incubação.

A análise estatística aplicada aos valores de CE da fração dissolvida não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) nos valores de CE entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*.

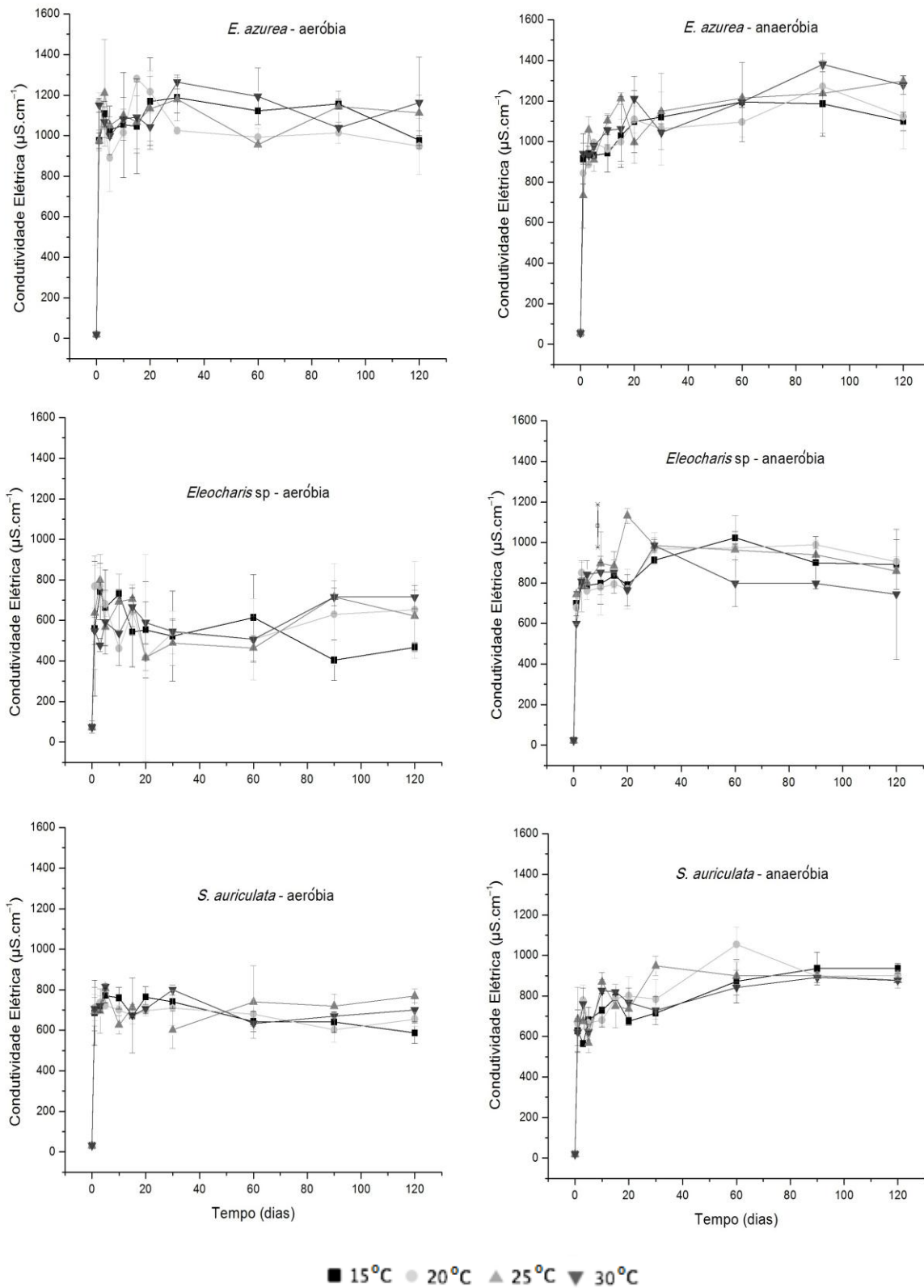


Figura 21. Variação temporal da condutividade elétrica das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30°C. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

O padrão de variação temporal do pH nas incubações sob diferentes temperaturas foi similar, exceto para as incubações anaeróbias com *Eleocharis* sp. (Figura 22). Independentemente da disponibilidade de oxigênio dissolvido, nas incubações com *E. azurea* houve queda nos valores de pH logo nos três primeiros dias; a partir do quinto dia, os valores de pH do meio começaram a subir, estabilizando-se entre 7,24 e 7,93 até o final do experimento. Diferentemente, para as incubações anaeróbias, os valores de pH permaneceram baixos, variando de 5,59 a 4,80. Para os valores de pH das incubações aeróbias de *Eleocharis* sp., notou-se uma elevação rápida nos primeiros dias de incubação seguido de estabilização entre os valores de 7,64 e 9,98. A variação temporal do pH entre as temperaturas das incubações anaeróbias de *Eleocharis* sp., não foi similar. O pH variou de 4,91 a 7,91. Os valores de pH na MOD de *S. auriculata* durante a decomposição aeróbia tiveram um pequeno aumento nos primeiros dias de incubação. Após o dia 30 os valores de pH diminuíram, variando de 6,30 a 7,08. Os valores de pH das incubações anaeróbias com *S. auriculata* aumentaram logo nos primeiros dias, estabilizando entre os valores de 6,76 a 7,53.

A análise estatística aplicada aos valores de pH da fração dissolvida não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) no pH entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) nos valores de pH entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*.

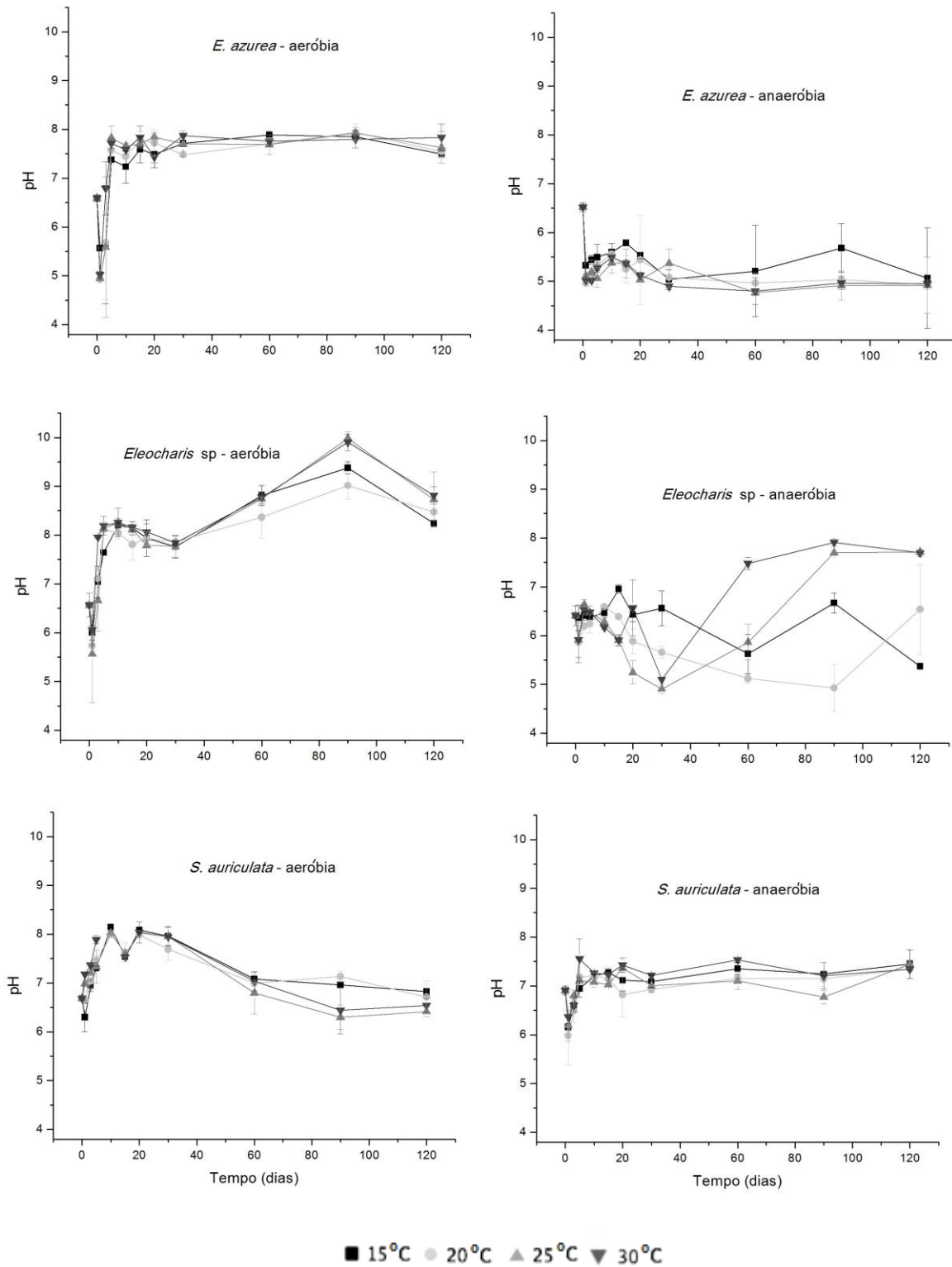


Figura 22. Variação temporal do pH das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30°C. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

As variações temporais do grau da aromatização (relação E4/E6) da fração dissolvida da decomposição das macrófitas são apresentadas na Figura 23. Em geral o padrão de variação temporal do grau de aromatização entre as temperaturas foi similar. Os valores da relação E4/E6 das incubações aeróbias com *E. azurea* aumentaram logo nos primeiros dias, estabilizando entre os valores de 5,23 e 6,88. Para as incubações anaeróbias de *E. azurea* o grau de aromatização manteve-se entre 1,07 e 1,83 durante todo o experimento.

Nas incubações aeróbias de *Eleocharis* sp. os valores do grau de aromatização apresentaram variação crescente no tempo. No dia 1 os valores foram em média de 1,03 e no último dia de 4,42. Para as incubações anaeróbias, observou-se um pico no dia 20, numa média de 2,4; mantendo-se posteriormente constante com uma média de 1,85.

Para a decomposição aeróbia de *S. auriculata*, no início das incubações houve um aumento do grau de aromatização seguido de uma estabilização a partir do dia 20 com valores em média de 3,4. Na incubação anaeróbia observou-se um padrão de crescimento no decorrer do tempo, iniciando-se com valores em média de 1,3 gradativamente elevando este valor até uma média de 1,9.

O processo de aromatização da fração dissolvida não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*.

Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) nos valores de E4/E6 entre as incubações anaeróbias e aeróbias das três macrófitas avaliadas.

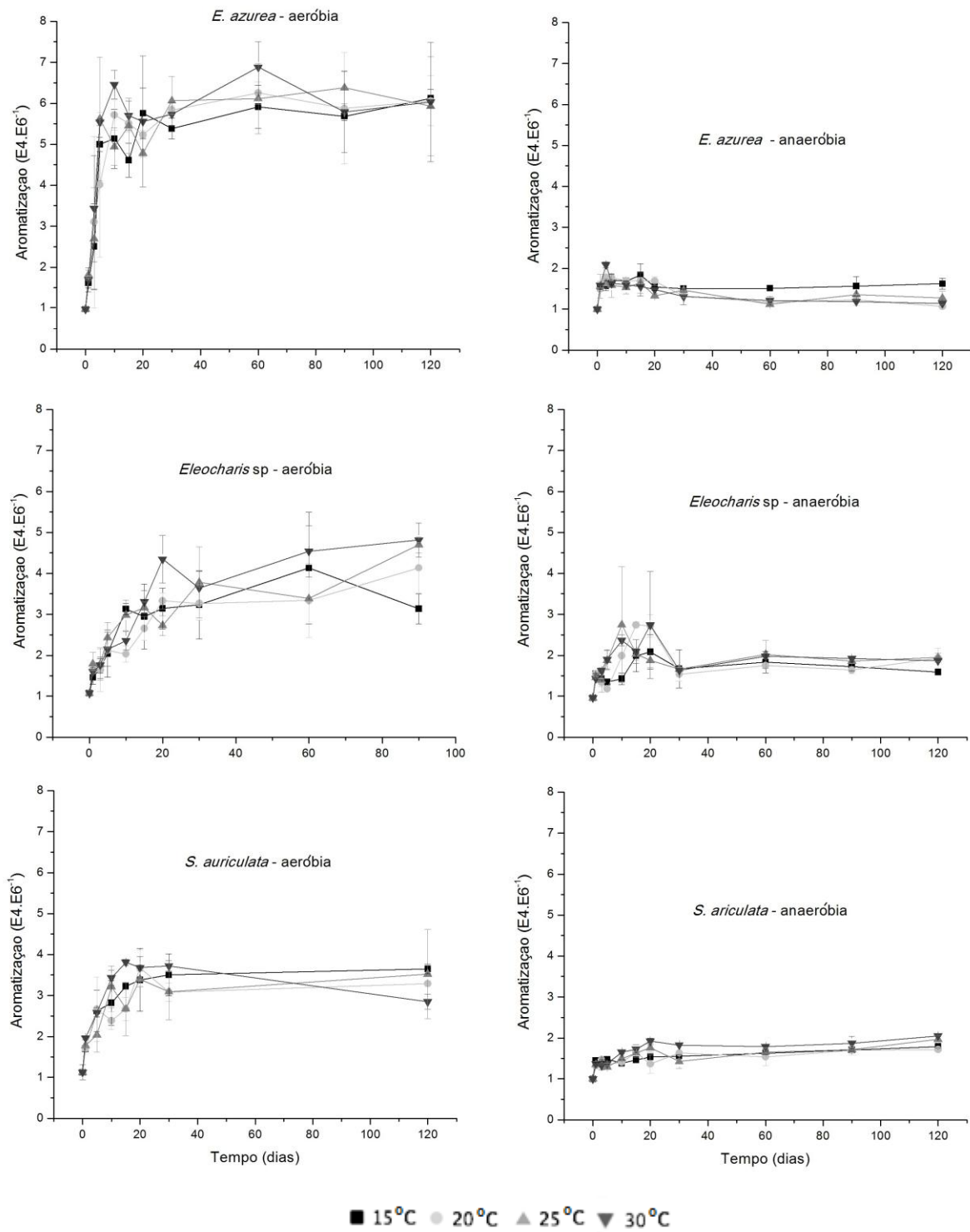


Figura 23. Variação temporal da relação E4/E6 do lixiviado das incubações das macrófitas aquáticas a 15, 20, 25 e 30°C. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

5.4. Concentrações de nitrogênio e fósforo na fração dissolvida

5.4.1. Nitrogênio total

As concentrações de nitrogênio da MOD de *E. azurea* sob decomposição anaeróbia variaram em média de 1,88 a 7,7 mg L⁻¹, alcançando dois picos de valores elevados, o primeiro de 12,4 mg L⁻¹ no 60º dia (a 15 °C) e o segundo de 10,5 mg L⁻¹ no 20º dia (a 20 °C). Já em relação ao lixiviado de *E. azurea* obtido pela decomposição aeróbia, a concentração de nitrogênio variou principalmente entre 1,4 e 6,0 mg L⁻¹. O maior pico foi 8,7 mg L⁻¹, encontrado no primeiro dia de decomposição a 25 °C.

Para o lixiviado da decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp., a 15 °C, a concentração de nitrogênio variou entre 5,2 e 15,9 mg L⁻¹. Para as demais temperaturas, valores mais elevados foram encontrados nos primeiros dias de incubação, variando de 11,3 a 7,3 mg L⁻¹. A partir do 15º dia de experimento, o teor de nitrogênio variou de 2,2 mg L⁻¹ a 8,4 mg L⁻¹. O lixiviado da decomposição aeróbia variou de 1,0 a 5,9 mg L⁻¹.

A concentração de nitrogênio do lixiviado da decomposição anaeróbia de *S. auriculata* variou de 0,9 mg L⁻¹ a 8,8 mg L⁻¹. Para a decomposição aeróbia, as concentrações encontradas foram entre 1,8 mg L⁻¹ e 8,2 mg L⁻¹ (Figura 24).

Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as temperaturas de 15 a 30 °C na decomposição aeróbia de *E. azurea*. Para a decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp., houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as temperaturas de 15 a 25 °C e apresentou diferenças marginalmente significativas ($p = 0,0589$) entre as temperaturas de 15 a 25 °C na decomposição anaeróbia. A análise estatística aplicada aos valores de nitrogênio não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) nos valores de concentração de nitrogênio entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea* e de *Eleocharis* sp..

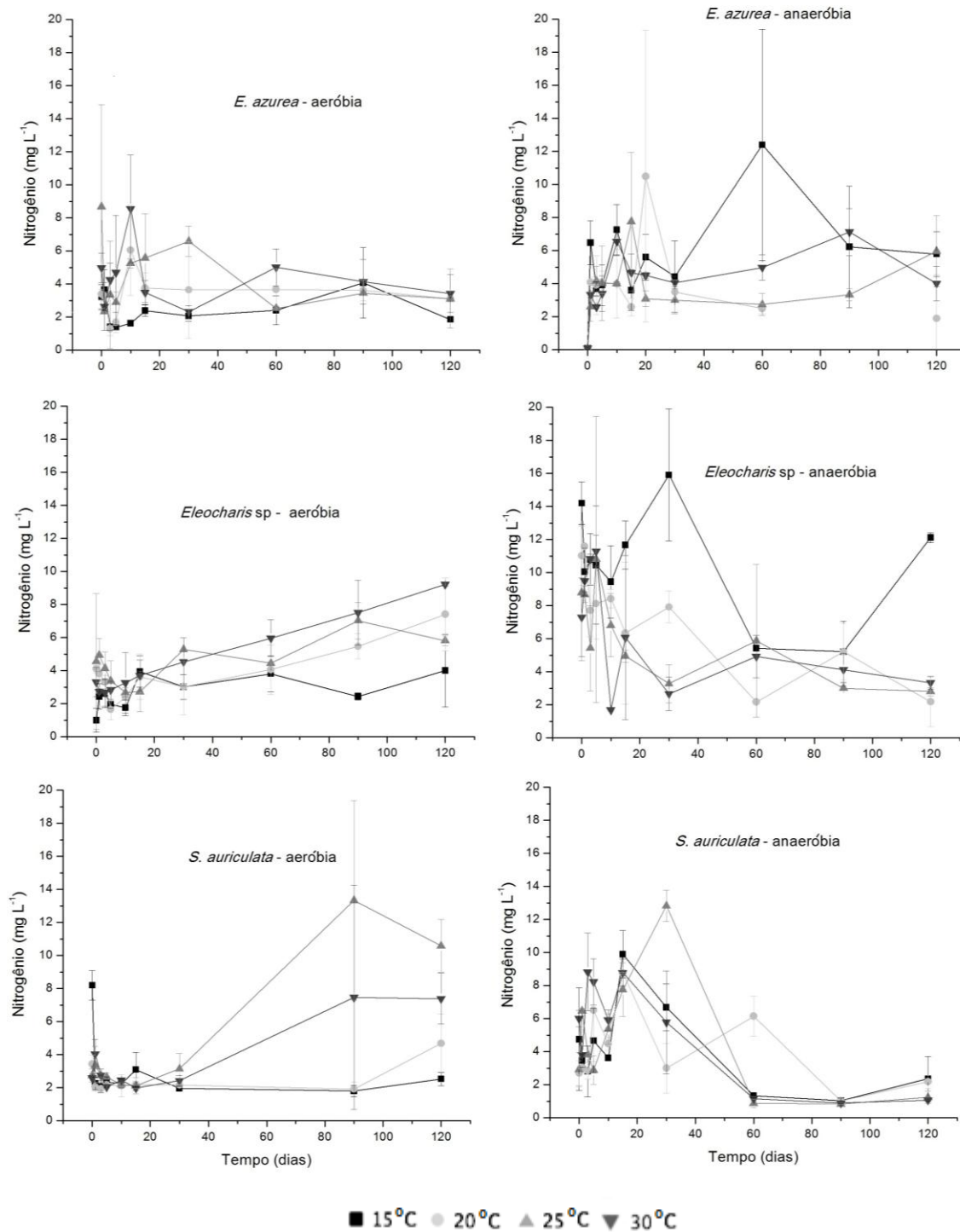


Figura 24. Variação temporal das concentrações de nitrogênio no lixiviado das incubações. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

5.4.2. Fósforo total

A concentração de fósforo no lixiviado de *E. azurea* da decomposição anaeróbia variou em torno de 0,122 mg L⁻¹ a 0,260 mg L⁻¹ para todas as temperaturas. Em relação à decomposição aeróbia, o teor de fósforo variou 0,131 mg L⁻¹ a 0,305 mg L⁻¹ com um pico de 369 mg L⁻¹ no dia 15 a 20 °C.

Para a decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp. a concentração média foi de 0,139 mg L⁻¹, variando de 0,037 mg L⁻¹ a 0,337 mg L⁻¹. Para a decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. a concentração média foi de 0,090 mg L⁻¹, variando de 0,023 mg L⁻¹ a 0,165 mg L⁻¹.

As menores concentrações de fósforo foram encontradas na decomposição de *S. auriculata*, com a concentração média de 0,036 mg L⁻¹, variando de 0,006 mg L⁻¹ a 0,113 mg L⁻¹ na decomposição anaeróbia e com a concentração média de 0,015 mg L⁻¹, variando de 0,005 mg L⁻¹ a 0,041 mg L⁻¹ na decomposição aeróbia (Figura 25).

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*.

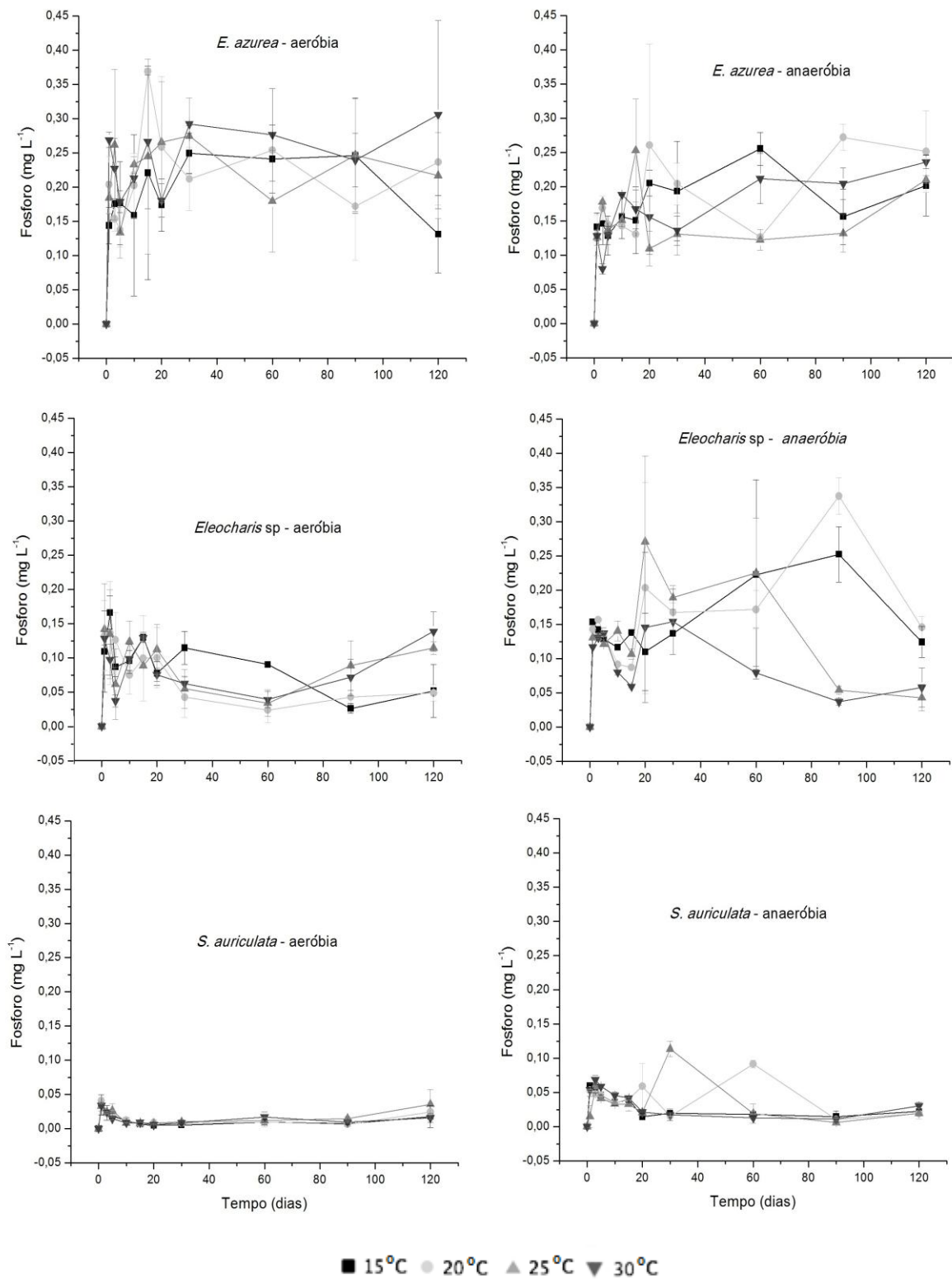


Figura 25. Variação temporal das concentrações de fósforo total no lixiviado das incubações. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

5.4.3. Razão C:N e Razão C:P

A razão de C:N (Figura 26) da MOD da decomposição de *S. auriculata* foi a menor entre os lixiviados das três macrófitas, variando de 1,5 a 45,8 durante todo o experimento. O maior pico encontrado foi para a MOD da decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp., atingindo valor de 266,5 no primeiro dia de experimento a 15 °C. A razão C:N das demais temperaturas variou de 33,6 a 80,7 até o dia 20 do experimento. Após este dia até o final do experimento não houve muita variação, permanecendo em torno de 35.

A razão C:N para a MOD da decomposição aeróbia de *E. azurea* teve um pico no primeiro ao quinto dia de experimento, caindo e permanecendo constante durante o resto do experimento.

A análise estatística aplicada a razão C:N da fração dissolvida apontou diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as temperaturas de 15 e 20 °C na decomposição anaeróbia de *E. azurea*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) dos valores da razão C:N entre as incubações anaeróbias e aeróbias das três macrófitas selecionadas.

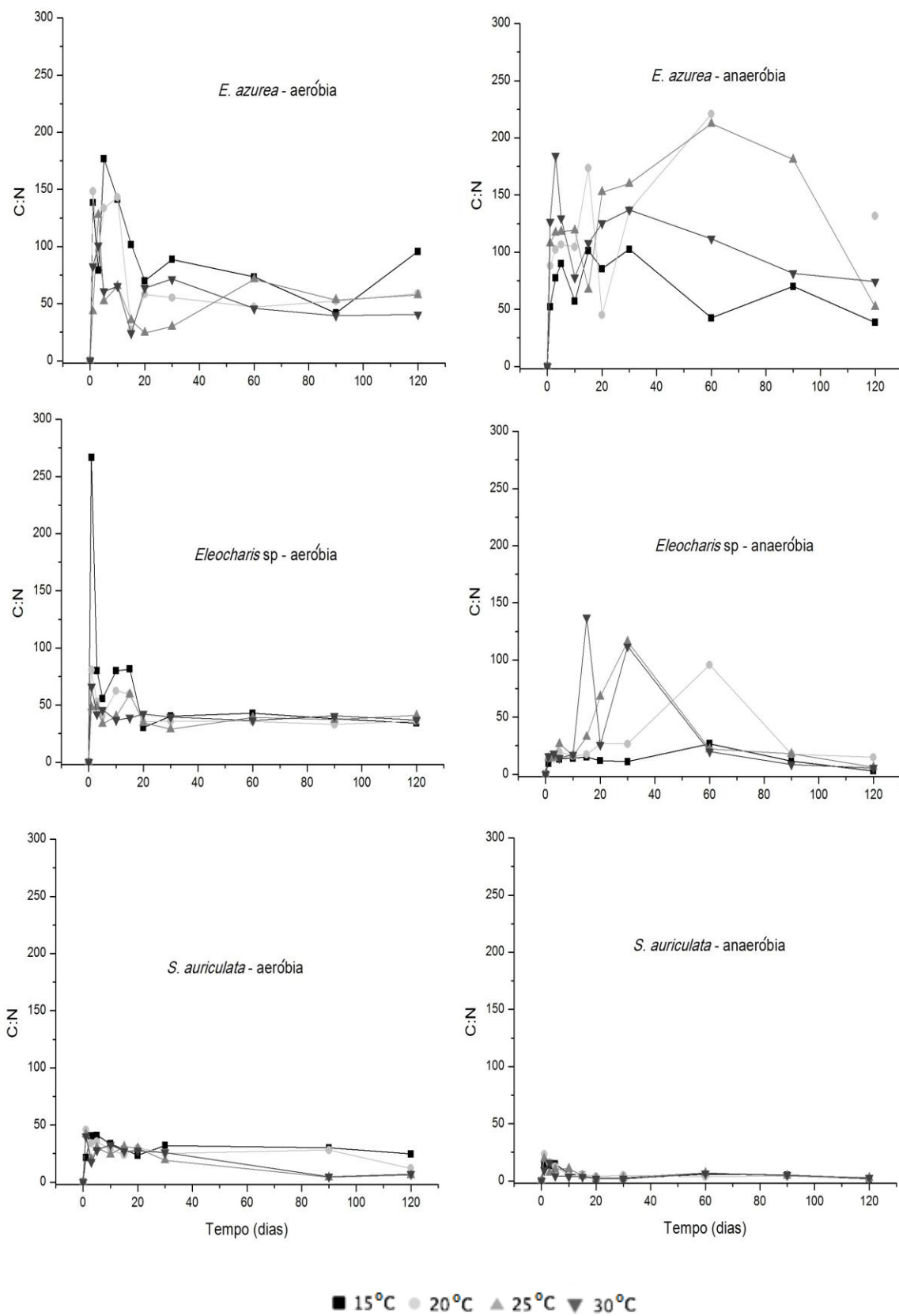


Figura 26. Variação temporal da razão C:N. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

A razão de C:P (Figura 27) foi maior para a MOD proveniente da decomposição aeróbia de *S. auriculata*, variando de 1.830 a 14.980. No geral, a tendência dos valores da razão de C:P provenientes da decomposição aeróbia de *S. auriculata* foi ter um rápido aumento até o dia 20 e na sequência começar a decair. Os menores valores encontrados foram para a MOD de *S. auriculata* durante a decomposição anaeróbia, que, excetuando um pico de 3.816 no dia 20 a 25 °C, variaram de 91 a 1.268 durante todo o experimento.

Em relação à decomposição aeróbia de *E. azurea*, os valores da razão de C:P apresentaram um pequeno pico no dia primeiro (valor máximo = 3.077) e depois variaram de 452 a 1.346 até o final do experimento. Já para a decomposição anaeróbia de *E. azurea*, os valores da razão de C:P variaram de 1.808 a 4.741 até o dia 90 do experimento, apresentando uma queda no dia 120.

Os valores de C:P encontrados na MOD da decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. tenderam ao incremento até o dia 60 e depois decaíram. Já os valores encontrados na MOD da decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp. apresentaram um pequeno pico no dia 30 e depois tenderam a uma queda gradual.

A análise estatística aplicada a razão C:P da fração dissolvida não apontou diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as incubações anaeróbias e aeróbias dos valores da razão de C:P das três macrófitas selecionadas.

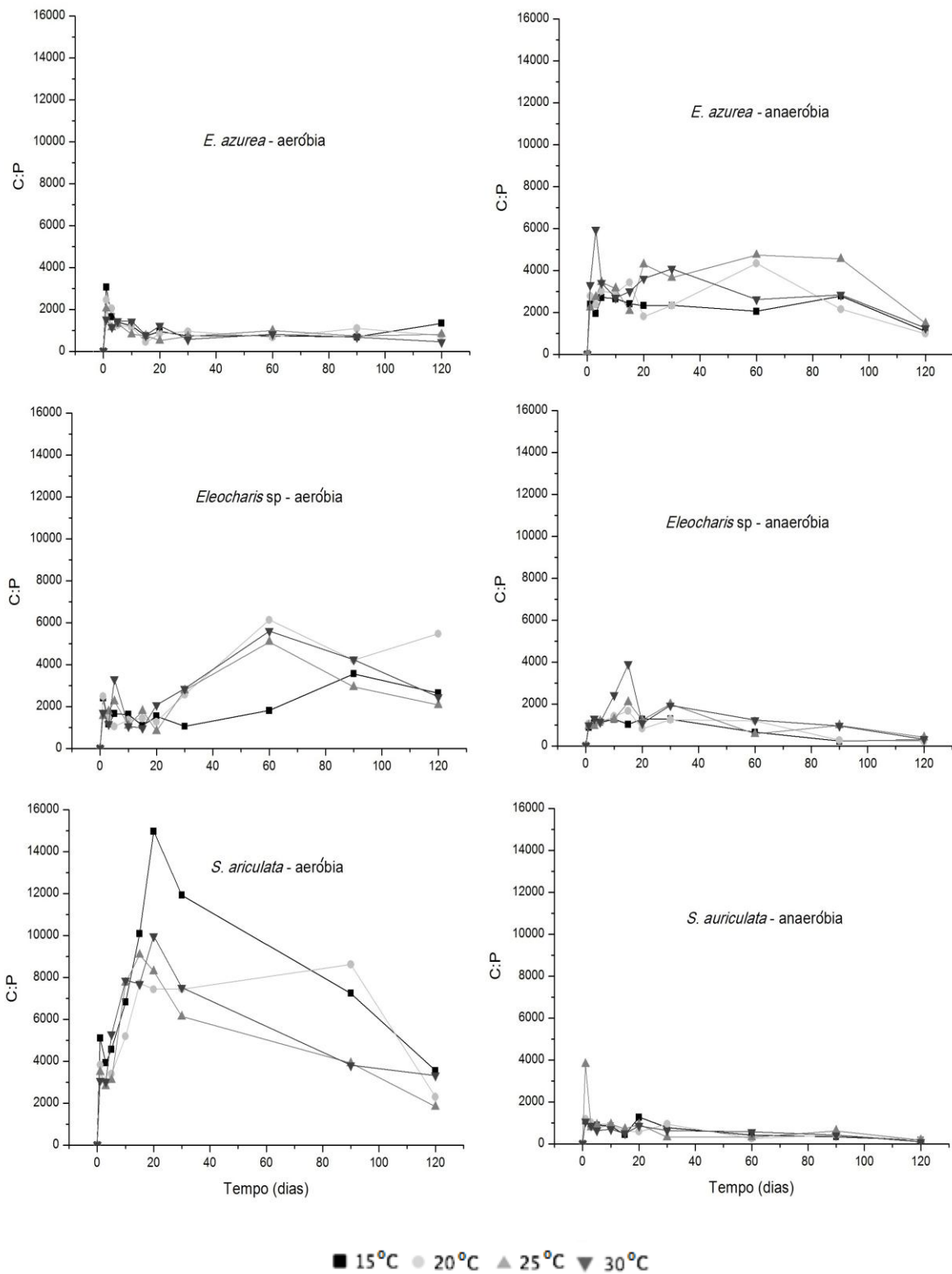


Figura 27. Variação temporal da razão C:P. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

5.5. Teores de celulose, lignina e hemicelulose

5.5.1. Teores de celulose

Os teores de celulose determinados nas frações iniciais (i.e. fragmentos) das macrófitas foram 28,41% para *Eleocharis* sp.; 20,75% para *S. auriculata* e 18,05% para *E. azurea*.

Eleocharis sp. foi a espécie cuja celulose foi degradada mais eficientemente. Em condição de anaerobiose, a degradação da celulose no final dos 120 dias foi de apenas 0,81% a 15 °C; de 11,8% a 20 °C; 42,3% a 25 °C e de 36,8% a 30 °C. Em condição aeróbia, a degradação da celulose foi de 10,6% a 15 °C; de 35,6% a 20 °C; 48,2% a 25 °C e de 58,5% a 30 °C após 120 dias.

Na degradação anaeróbia de *E. azurea*, entre 15 e 25 °C, foi degradada de 0% a 5,6%. Já a 30 °C, foi decomposta 24,5% da celulose presente. Em relação ao processo aeróbio de decomposição dos detritos de *E. azurea*, a 15 °C não houve degradação da celulose e entre 20 °C e 25 °C, foi degradada de 38,2% a 43,9%. Já a 30 °C, foi decomposta 41,5% da celulose presente.

Para *S. auriculata*, no final do experimento, a degradação da celulose em condição de anaerobiose representou 8,9% a 15 °C; 33,2% a 20 °C; 20,4% a 25 °C e 28,5% a 30 °C. Já para a condição de aerobiose, a degradação da celulose representou 33,8% a 15 °C; 83,8% a 20 °C; 53,9% a 25 °C e 48,8% a 30 °C.

De uma maneira geral, tanto a elevação da temperatura quanto a condição de aerobiose intensificaram a decomposição da celulose para as três macrófitas (Figura 28).

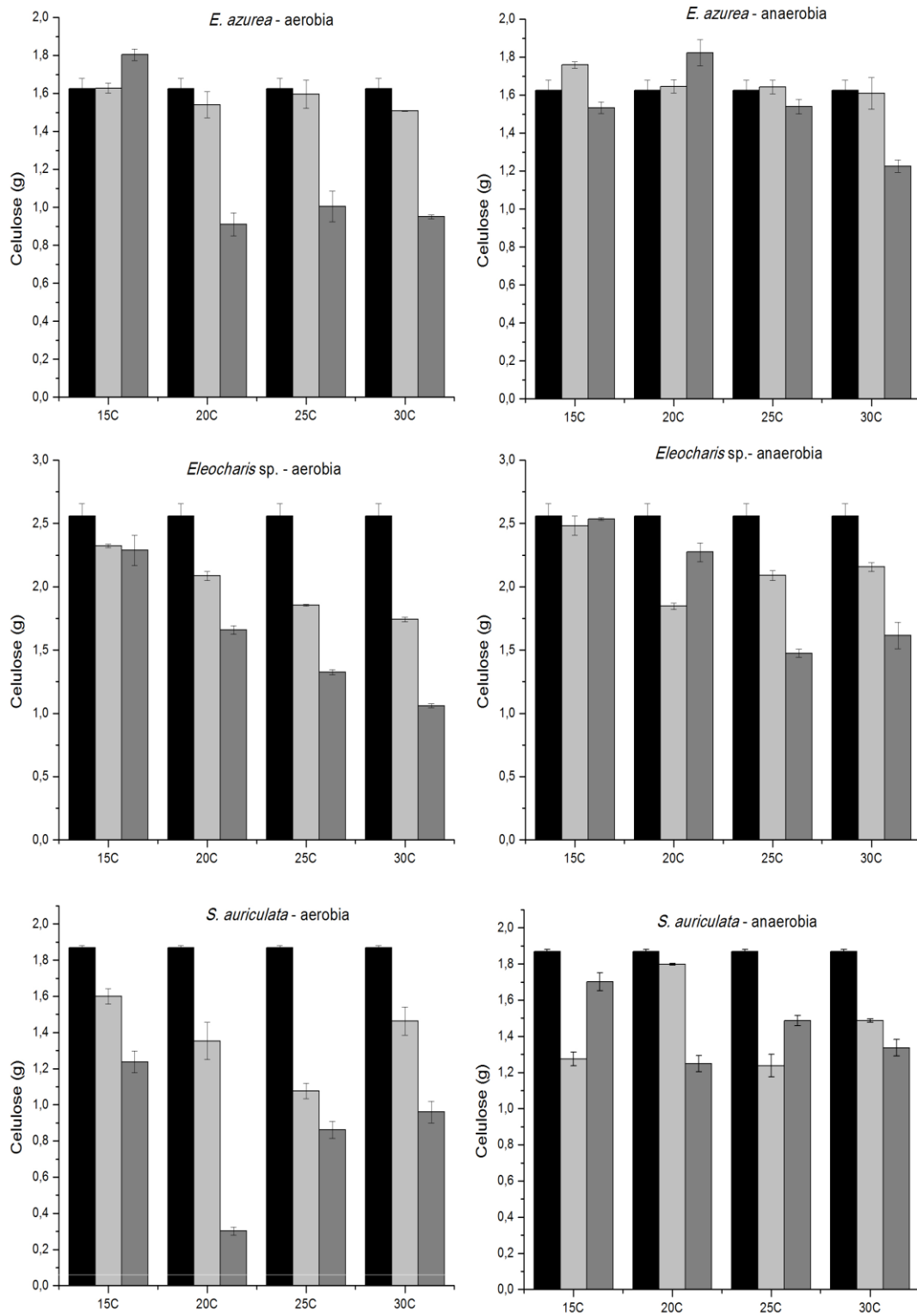


Figura 28. Teores de celulose no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*.

5.5.2. Teores de lignina

As porcentagens de lignina encontradas nas frações iniciais (i.e. fragmentos) das macrófitas foram 15,2% para *S. auriculata*; 5,8% para *Eleocharis* sp. e 4,2% para *E. azurea*.

Não houve degradação da lignina na decomposição aeróbia e anaeróbia nos fragmentos de *E. azurea* e na decomposição aeróbia nos fragmentos de *S. auriculata*. Para a decomposição anaeróbia dos fragmentos de *S. auriculata*, até o final do experimento, foi decomposto 0,1%; 9,6%; 7,8% e 13% a 15, 20, 25 e 30 °C, respectivamente.

Para *Eleocharis* sp., a degradação da lignina no final do experimento em condição de anaerobiose representou 17,6% a 15 °C; 54,6% a 20 °C; 25,3% a 25 °C e 12,1% a 30 °C. Já para a condição de aerobiose, a degradação da lignina representou 1,5% a 15 °C; 14,9% a 20 °C; 17,3% a 25 °C e 26,1% a 30 °C.

Entre as três incubações em que a lignina foi decomposta, a decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. foi a que teve as maiores taxas de decomposição com o aumento da temperatura, seguida da incubação da *S. auriculata* em condição de anaerobiose. O aumento da temperatura para a decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp. intensificou a taxa de decomposição até os 20 °C. Em temperaturas mais elevadas a teor de decomposição foi diminuindo (Figura 29).

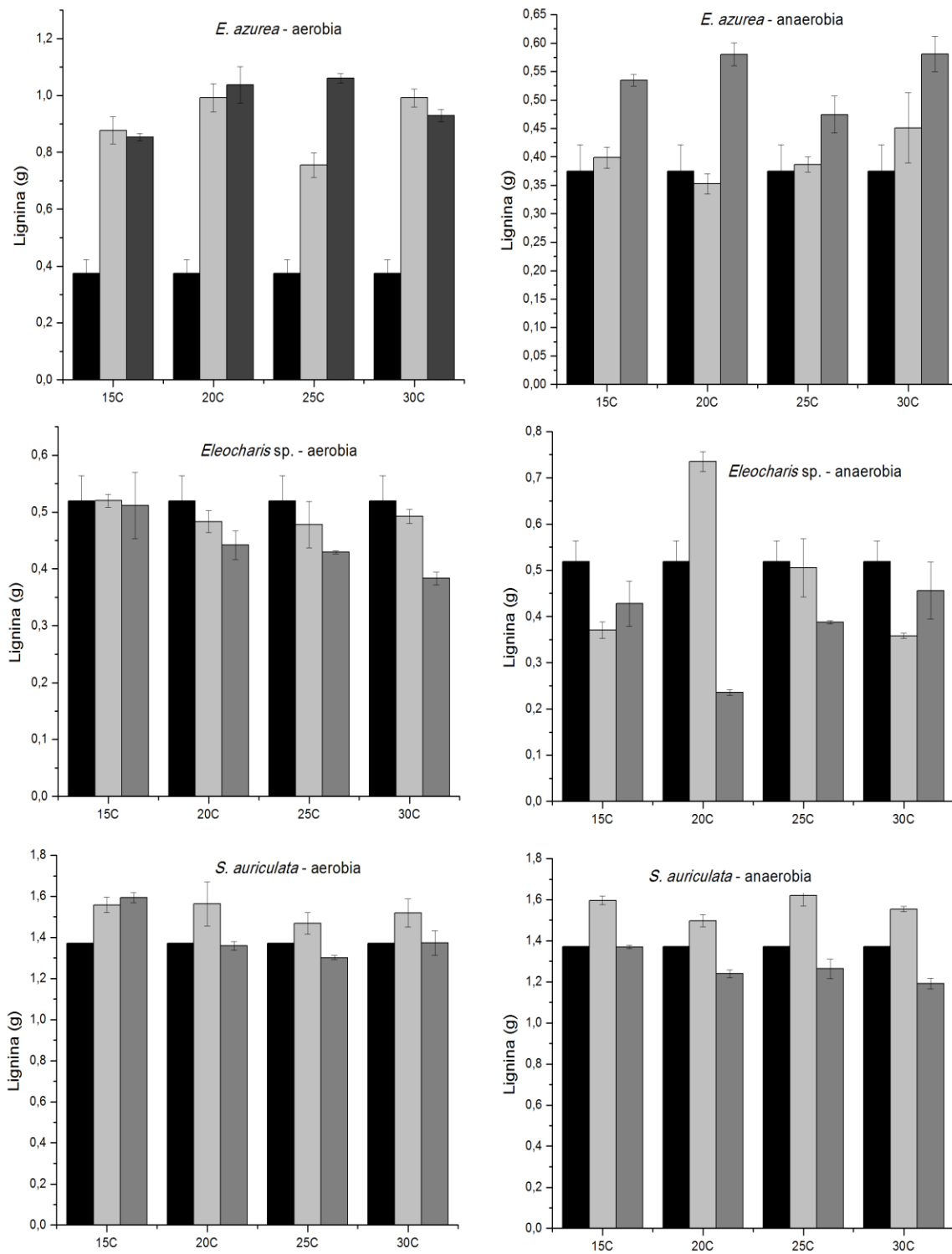


Figura 29. Teores de lignina no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbica e anaeróbica de *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*.

5.5.3. Teores de hemicelulose

As porcentagens de hemicelulose encontradas nas frações iniciais (i.e. fragmentos) das macrófitas foram 32,4% para *Eleocharis* sp.; 26,8% para *E. azurea* e 23,3% para *S. auriculata*.

Em condição de aerobiose, após 120 dias, a degradação da hemicelulose dos detritos de *Eleocharis* sp. foi de 8,6% a 15 °C; de 40,8% a 20 °C; 49,9% a 25 °C e de 63,9% a 30 °C. Já em condição de anaerobiose foi degradado 9,7% a 15 °C; de 26,5% a 20 °C; 50,1% a 25 °C e de 41,4% a 30 °C após 120 de experimento.

Em relação à degradação aeróbia dos detritos de *E. azurea*, entre 15 °C e 25 °C, foi degradada de 0% a 10%. A 30 °C, foi degradada 35,3% da hemicelulose presente. Em condição anaeróbia houve uma maior degradação nas temperaturas mais baixas, 26% a 15 °C; 22,4% a 20 °C; 19,1% a 25 °C e 9,5% a 30 °C.

Para a *S. auriculata*, a degradação da hemicelulose em condição de aerobiose, representou 11,53% a 15 °C; 25,1% a 20 °C; 37,9% a 25 °C e 31,9% a 30 °C. Houve pouca variação na degradação da hemicelulose em condição anaeróbia, variando entre 22,5% a 20 °C a 32,9% a 30 °C.

Como observado na degradação da celulose, de uma maneira geral, tanto a elevação da temperatura quanto a condição de aerobiose intensificaram a decomposição da hemicelulose para as três macrófitas. Apenas para a decomposição anaeróbia de *E. azurea* o aumento da temperatura diminuiu a taxa de decomposição (Figura 30).

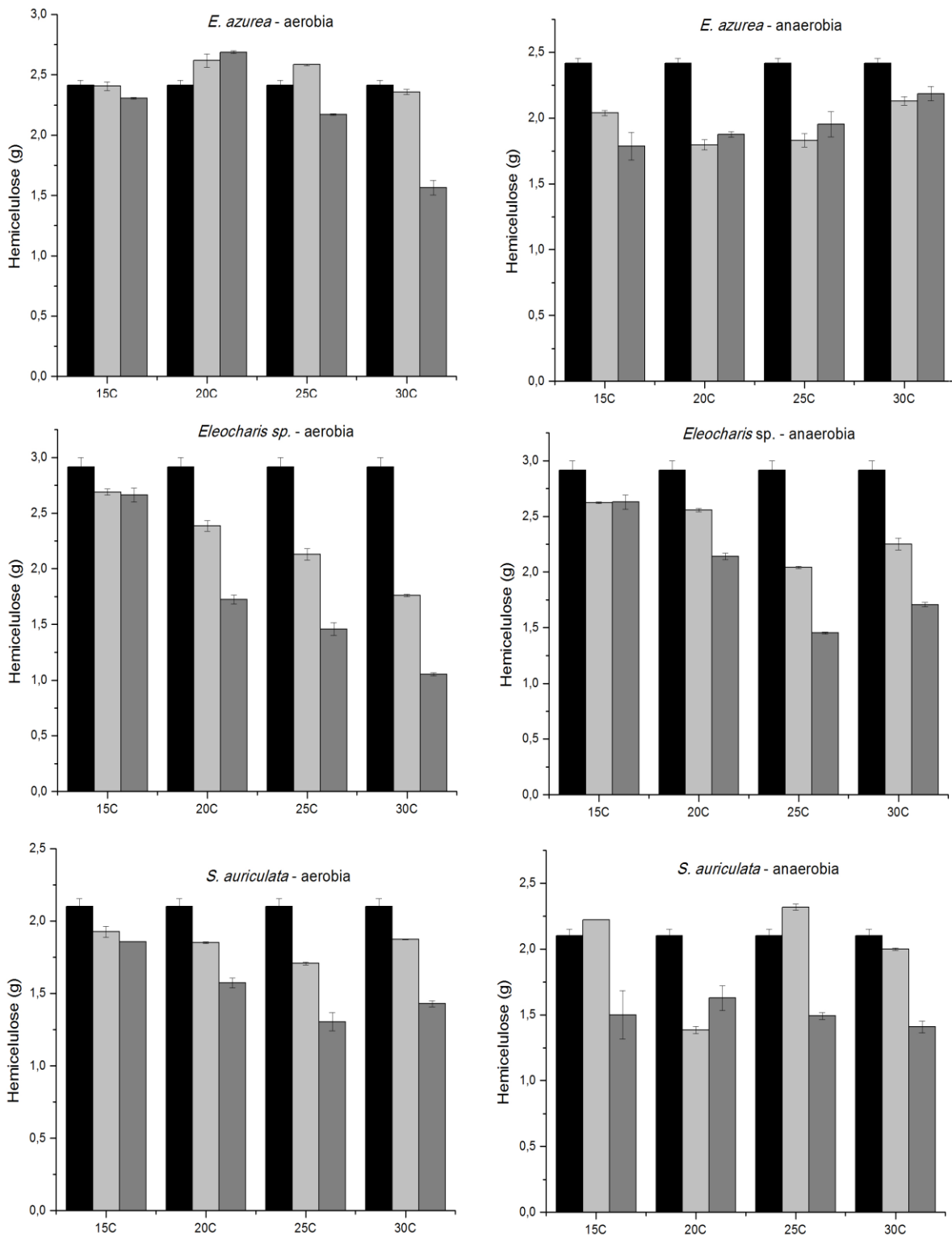


Figura 30. Teores de hemicelulose no dia zero (preto), dia 60 (cinza claro) e dia 120 (cinza escuro) na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*.

5.6. Atividades Enzimáticas

5.6.1. Atividade celulolítica (C1)

A variação temporal da atividade enzimática celulolítica (C1) está apresentada na Figura 31. Para as três espécies, independente da temperatura e da disponibilidade de oxigênio das incubações, observaram-se picos de produção enzimática em geral, entre o primeiro e o terceiro dia do experimento, com exceção da decomposição de *E. azurea* aeróbia, que atingiu o valor máximo de produção da celulase entre o primeiro e o décimo dia. O maior pico da atividade enzimática ($107 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$) foi observado na degradação anaeróbia de *E. azurea* a 15°C .

Após o pico inicial, as atividades da celulase na decomposição das macrófitas mantiveram-se relativamente constantes para todas as temperaturas no decorrer do tempo. A partir do dia 20, a atividade celulolítica da decomposição anaeróbia e aeróbia de *E. azurea* variou de 1 a $10 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$; de 0,6 a $1 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ para a decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp.; de 1,3 a $2,3 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ para a decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp.; de 0,06 a $0,3 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ na decomposição anaeróbia de *S. auriculata* e de 0,75 a $1,7 \mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ na decomposição aeróbia dos detritos de *S. auriculata*.

A partir dos Q_{10} calculados para as atividades celulolíticas acumulada (Tabela 6), notou-se que o incremento da temperatura não influenciou positivamente nas atividades enzimáticas na degradação das macrófitas.

Tabela 6. Valores de Q_{10} obtidos da atividade celulolítica (C1) acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

	Condição aeróbia	Condição anaeróbia
<i>E. azurea</i>	0,700	0,830
<i>Eleocharis</i> sp.	0,755	0,697
<i>S. auriculata</i>	0,731	0,789

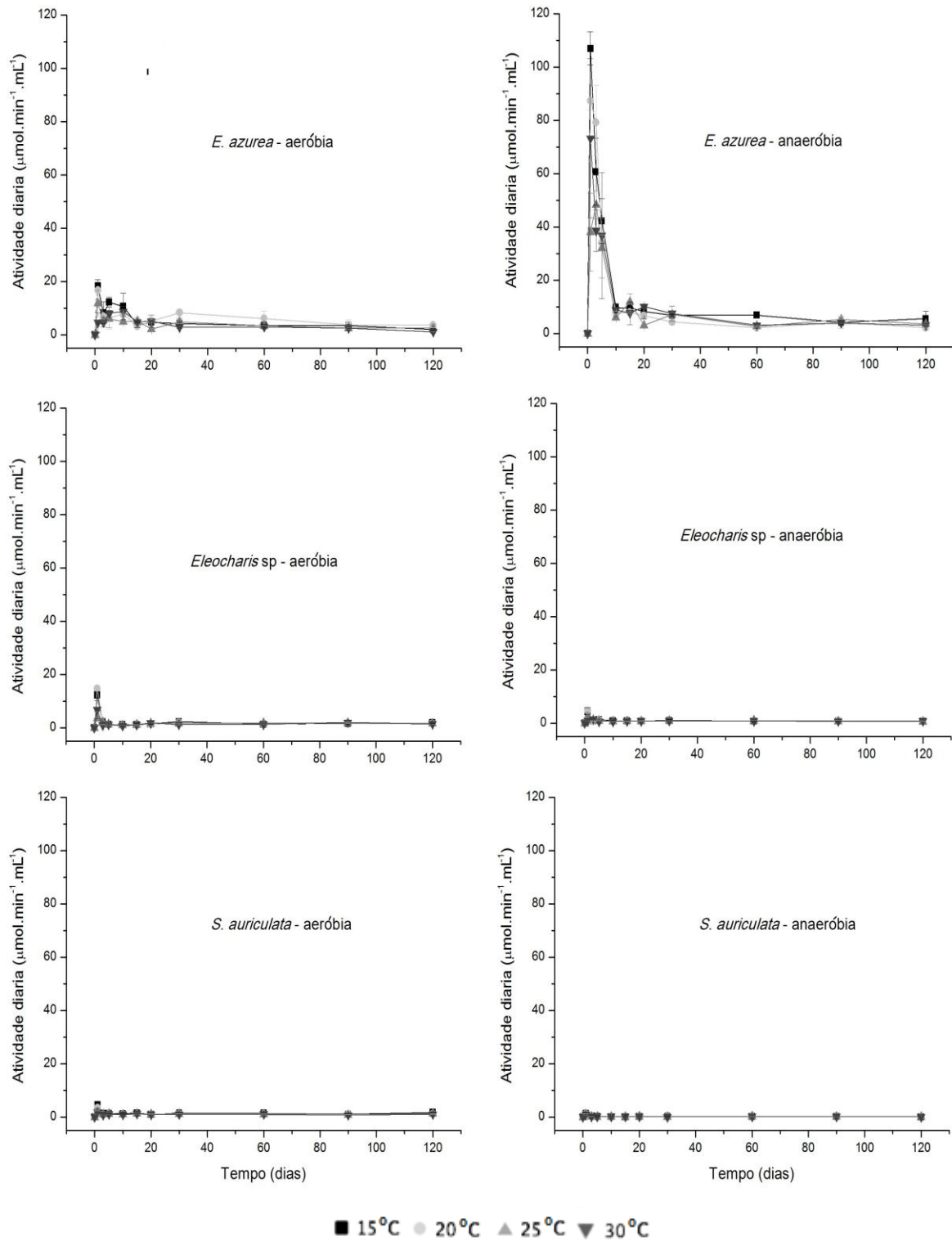


Figura 31. Variação temporal da atividade celulolítica (C1) ao longo da decomposição das macrofitas. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

Confrontando os dados das atividades enzimáticas acumuladas obtidos nas decomposições anaeróbias com as das aeróbias com regressão linear, notou-se que na decomposição anaeróbia de *E. azurea*, a atividade da celulase foi cerca de 4,2 vezes maior que na aeróbia. Para as atividades da celulase (C1), as incubações aeróbias com *Eleocharis* sp. foram 2,2 vezes maiores que as anaeróbias e as incubações aeróbias com *S. auriculata* foram 4,2 vezes maiores que as anaeróbias (Figura 32).

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* e *Eleocharis* sp. e na decomposição anaeróbia de *S. auriculata*. A decomposição aeróbia de *S. auriculata* apontou diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as temperaturas de 15 a 30 °C. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

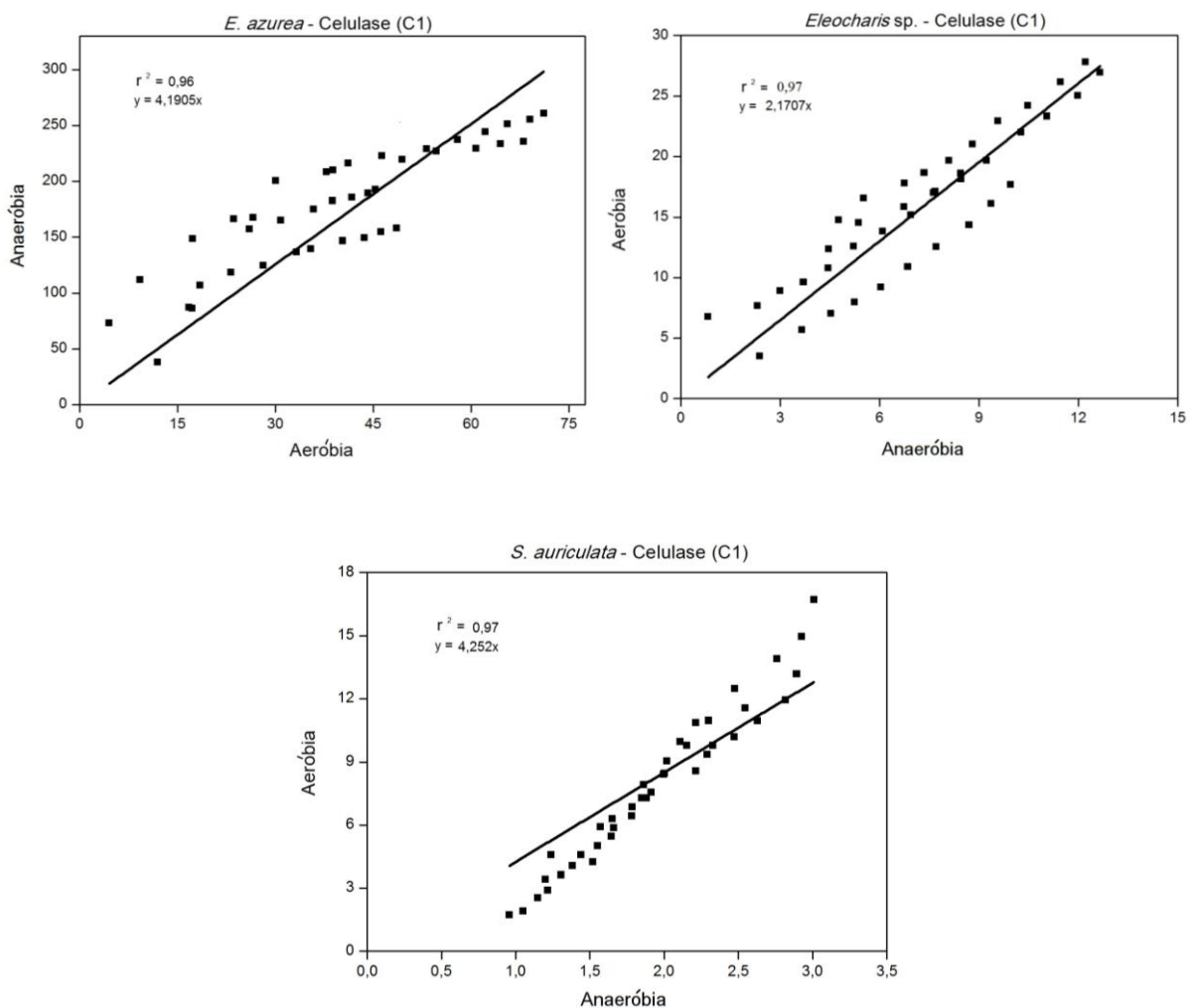


Figura 32. Regressão linear confrontando os dados da atividade celulolítica (C1) acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.

5.6.2. Atividade celulolítica (Cx)

A variação temporal da atividade enzimática celulolítica (Cx) está apresentada na Figura 33. Igualmente ao observado na atividade celulolítica (C1), em relação à atividade enzimática da celulase (Cx), a comunidade microbiana apresentou um pico entre o primeiro e o terceiro dia do experimento independente da temperatura e da disponibilidade de oxigênio das incubações, com exceção também da decomposição de *E. azurea* em condição aeróbia, que atingiu o valor máximo de produção da celulase entre o primeiro e o décimo dia de incubação. Porém, de maneira geral a atividade celulolítica C1 apresentou uma ordem de grandeza acima da atividade celulolítica da Cx. O maior pico da atividade enzimática foi observado na degradação anaeróbia de *E. azurea* a 15 °C, atingindo 574 $\mu\text{mol min}^{-1} \text{ml}^{-1}$. Após os picos iniciais, as atividades da celulase na decomposição das macrófitas mantiveram-se relativamente constantes para todas as temperaturas no decorrer do tempo. A partir do dia 20 a atividade celulolítica da decomposição anaeróbia e aeróbia de *E. azurea* variou de 5,7 a 55,2 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$; variou de 4,7 a 8,4 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ para a decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp.; variou de 7,1 a 12,7 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ para a decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. e variou de 0,6 a 2 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ e 3,6 a 8,7 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ na decomposição anaeróbia e aeróbia, respectivamente, de *S. auriculata*.

A partir do Q_{10} calculado para a atividade celulolítica acumulada das macrófitas (Tabela 7), notou-se que o incremento da temperatura não influenciou positivamente na atividade celulolítica (Cx) na degradação destas plantas.

Tabela 7. Valores de Q_{10} obtidos da atividade celulolítica (Cx) acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

	Condição aeróbia	Condição anaeróbia
<i>E. azurea</i>	0,60	0,84
<i>Eleocharis</i> sp.	0,62	0,76
<i>S. auriculata</i>	0,82	0,86

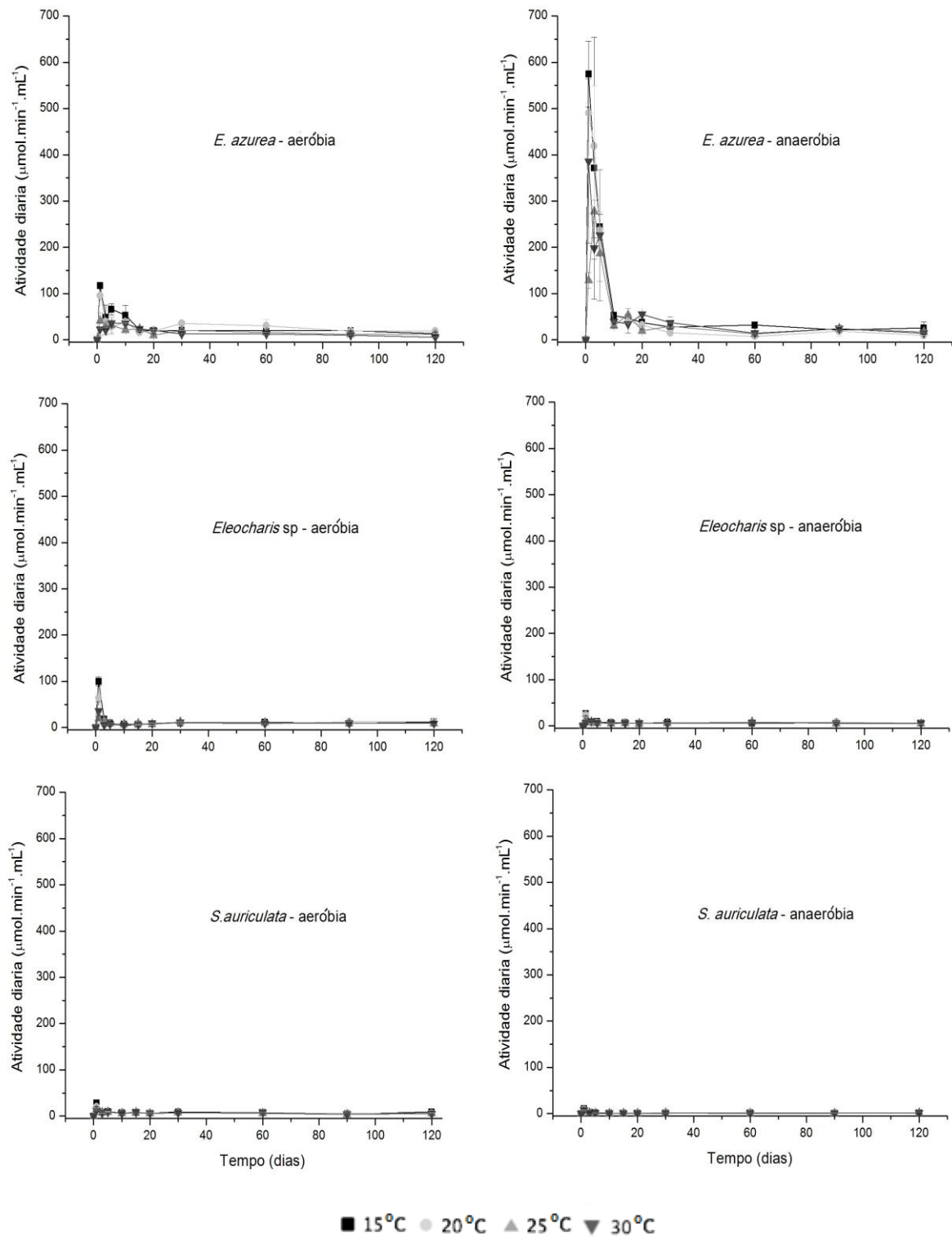


Figura 33. Variação temporal da atividade celulolítica (Cx) ao longo da decomposição das macrofitas. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

Confrontando os dados das atividades enzimáticas acumuladas obtidos nas decomposições anaeróbias com as aeróbias das macrófitas com regressão linear, notou-se que na decomposição anaeróbia de *E. azurea*, a atividade da celulase (Cx) foi cerca 4,4 vezes maior que na aeróbia. Para as incubações com *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, as atividades de Cx na decomposição aeróbia foram 1,9 e 4,0 vezes, respectivamente, maiores que na anaeróbia (Figura 34).

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* e *Eleocharis* sp. de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

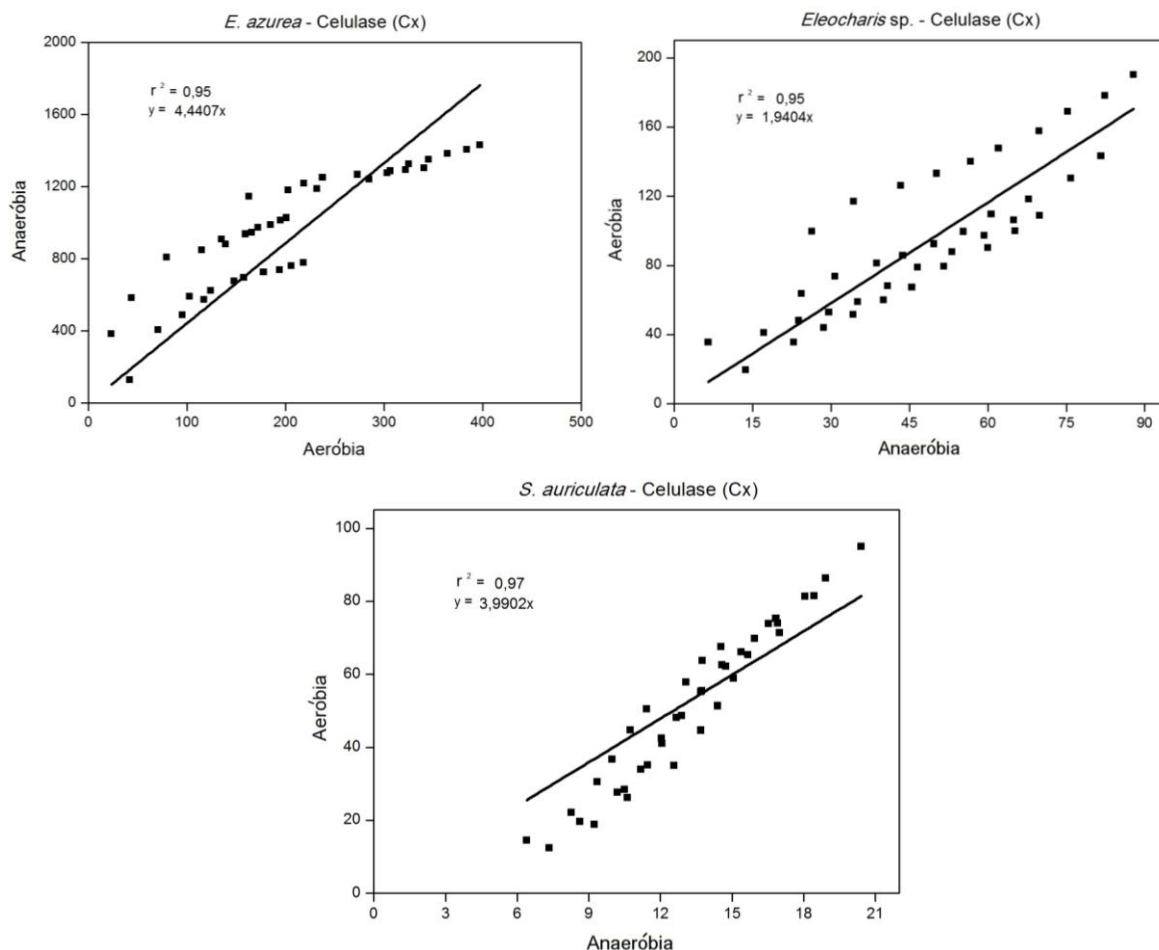


Figura 34. Regressão linear confrontando os dados da atividade celulolítica (Cx) acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.

5.6.3. Atividade da xilanase

A variação temporal da atividade da xilanase está apresentada na Figura 35. Observaram-se picos da atividade da xilanase entre o primeiro e o quinto dia de incubação para a decomposição das macrófitas, com exceção da decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. a 25 e 30 °C, onde o maior pico ocorreu entre os dias 20 e 30 de incubação e também da decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp. a 30 °C, onde o maior pico foi entre os dias 60 e 90 de incubação.

A maior atividade foi observada na decomposição anaeróbia de *E. azurea* a 15 °C, atingindo o valor de 450 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$, cerca de 6,9 vezes maior que o pico encontrado na decomposição aeróbia de *E. azurea*; cerca de 10,2 vezes maior do que o pico encontrado na decomposição aeróbia e anaeróbia de *Eleocharis* sp. e cerca de 19,5 vezes maior do que o pico encontrado na decomposição aeróbia e anaeróbia de *S. auriculata*.

A partir do Q_{10} calculado para a atividade celulolítica acumulada (Tabela 8), notou-se que o incremento da temperatura não influenciou positivamente na atividade enzimática na degradação de nenhuma macrófita.

Tabela 8. Valores de Q_{10} obtidos da atividade da xilanase acumulada para a decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

	Condição aeróbia	Condição anaeróbia
<i>E. azurea</i>	0,71	0,84
<i>Eleocharis</i> sp.	0,83	0,82
<i>S. auriculata</i>	0,79	0,81

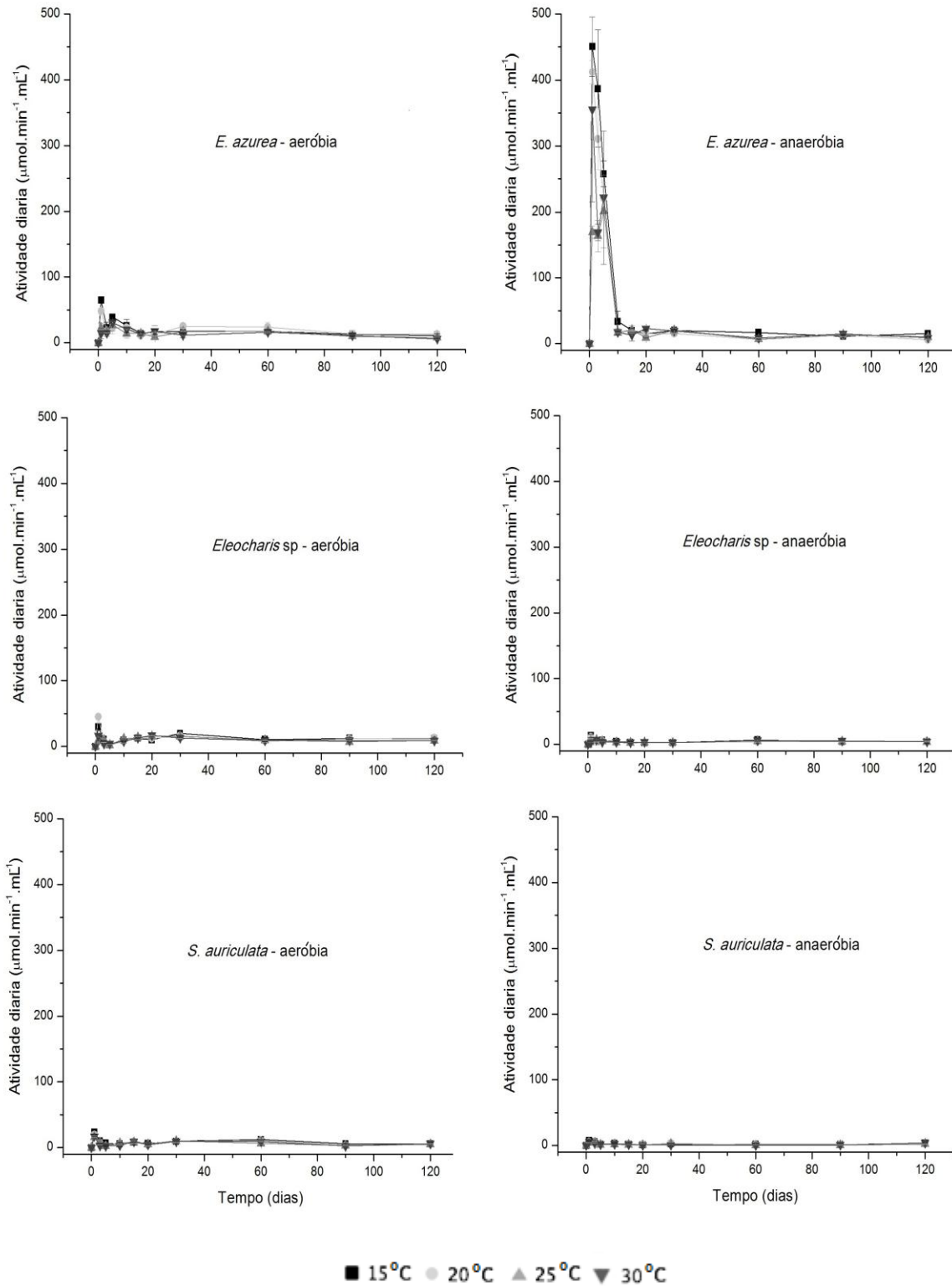


Figura 35. Variação temporal da atividade da xilanase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

Confrontando os dados das atividades enzimáticas acumuladas das decomposições anaeróbias com as aeróbias de cada macrófita com regressão linear, notou-se que as atividades da xilanase durante as decomposições anaeróbias de *E. azurea* foram 6 vezes maiores que as aeróbias. Para as macrófitas *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, as decomposições aeróbias foram 2,6 e 3 vezes, respectivamente, maiores que as anaeróbias (Figura 36).

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) para as atividades da xilanase entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* e *Eleocharis* sp. de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) para as atividades da xilanase entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

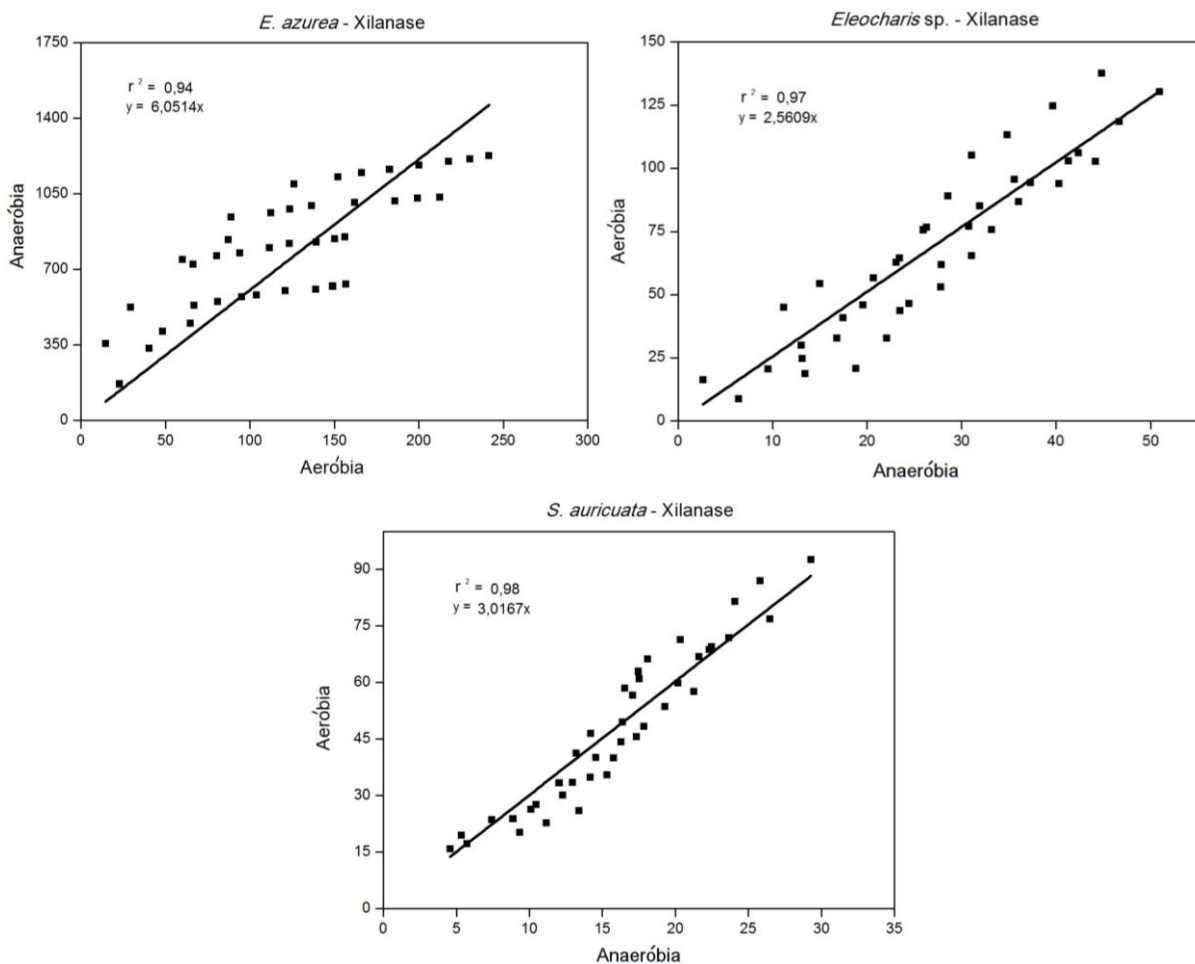


Figura 36. Regressão linear confrontando os dados da atividade da xilanase acumulada de decomposição anaeróbia (%) com a aeróbia (%) das macrófitas selecionadas.

5.6.4. Atividade da peroxidase

As variações temporais das atividades da peroxidase estão apresentadas na Figura 37. Contrariamente às atividades da C1, da Cx e da xilanase, a atividade da peroxidase não apresentou um padrão de picos no início das incubações.

As degradações de *E. azurea* apresentaram as menores atividades de peroxidase. Para essa enzima, o maior valor de atividade atingido foi 58,3 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ na decomposição aeróbia e de 45,8 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ na decomposição anaeróbia, ambos a 30 °C.

O maior valor de atividade da peroxidase (1.558 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$) foi atingido na decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp.. A atividade da peroxidase na decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. variou de 18 a 290 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$.

Em relação a *S. auriculata*, a atividade da peroxidase atingiu pico de 317 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$ durante a decomposição anaeróbia. No geral a atividade da peroxidase na decomposição tanto anaeróbia quanto aeróbia de *S. auriculata* variou de 0 a 70 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$.

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* e *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) para as atividades da peroxidase entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *E. azurea* e *S. auriculata*.

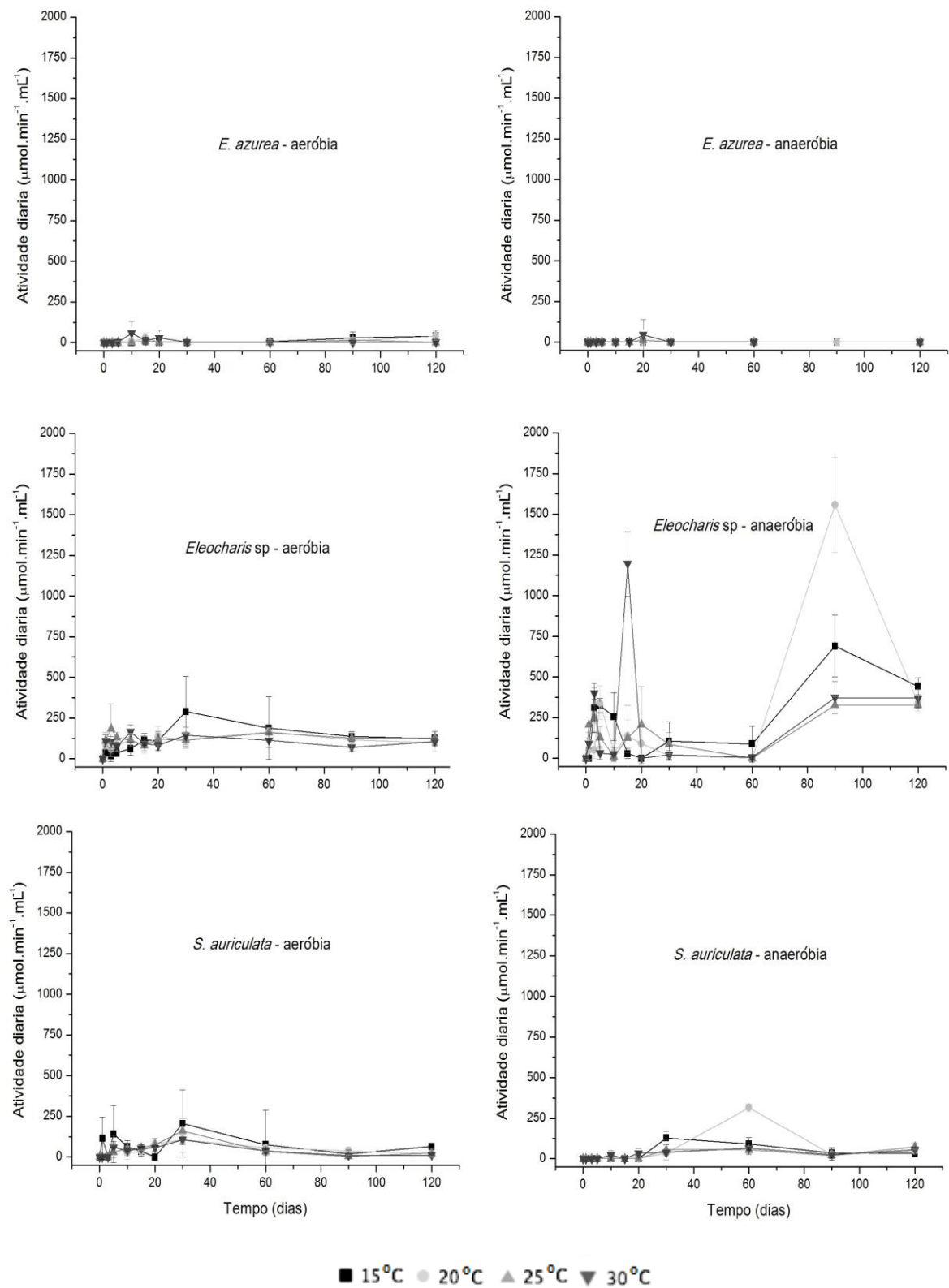


Figura 37. Variação temporal da atividade da peroxidase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis sp.* e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

5.6.5. Atividade da polifenol-oxidase

A variação temporal da atividade da polifenol-oxidase está apresentada na Figura 38. A atividade de polifenol-oxidase nos detritos de *E. azurea* na decomposição aeróbia apresentou um pico em todas as temperaturas no dia 30 do experimento. Este pico variou de 412 a 754 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$.

A maior atividade da enzima foi observada nos detritos da decomposição anaeróbia de *Eleocharis* sp., atingindo pico de 2.079 $\mu\text{molmin}^{-1}\text{ml}^{-1}$, 9,3 vezes maior que pico encontrado nos detritos da decomposição aeróbia da *S. auriculata*, que apresentaram os menores picos de atividade enzimática.

Não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as temperaturas na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* e *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata*. Houve diferenças significativas ($p < 0,05$) para os valores da atividade da polifeno-oxidase entre as incubações anaeróbias e aeróbias de *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

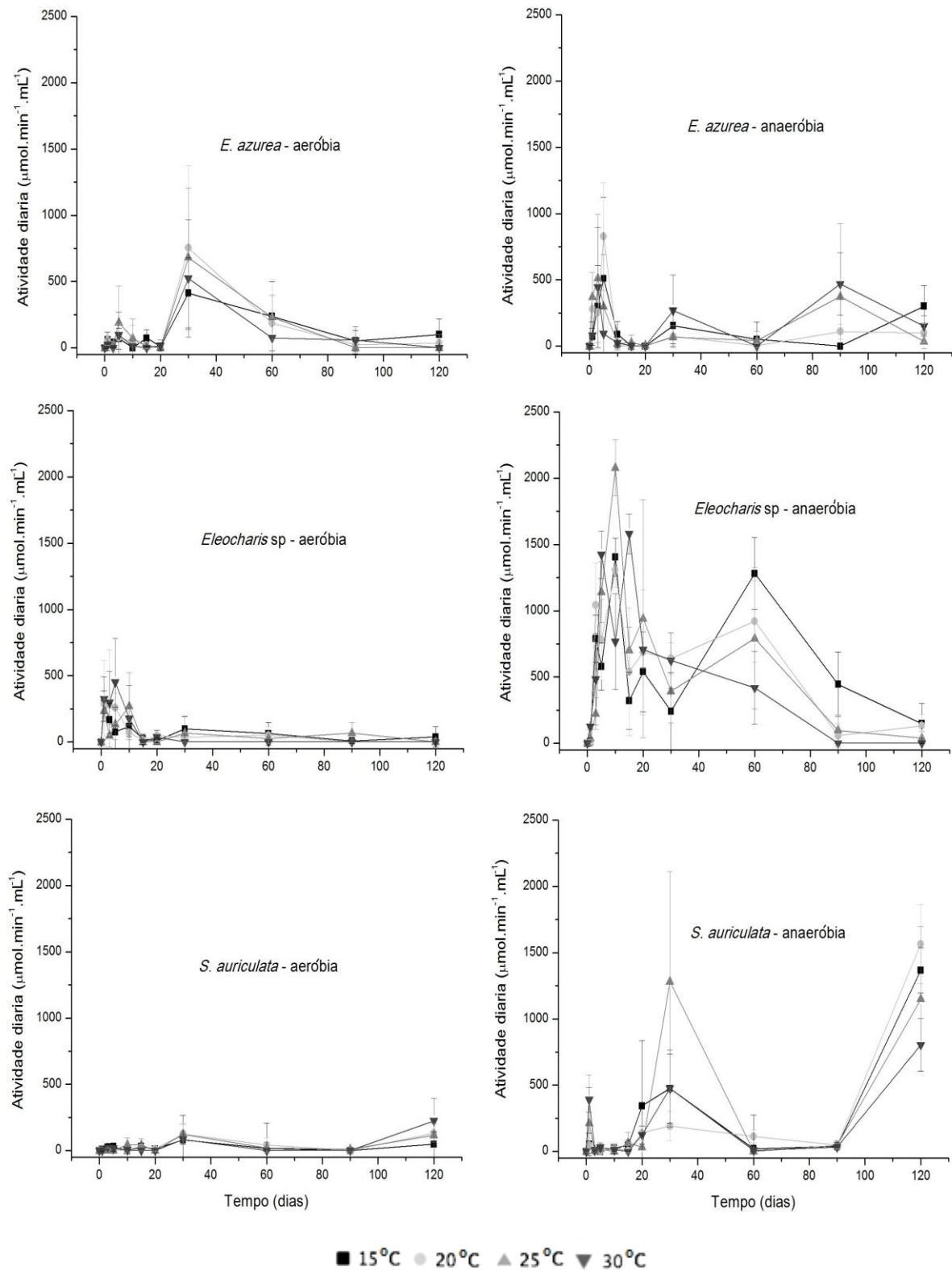


Figura 38. Variação temporal da atividade da polifenol-oxidase ao longo da decomposição das macrófitas. De cima para baixo: *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*. Incubação aeróbia à esquerda e anaeróbia à direita.

6. DISCUSSÃO

6.1. Caracterização química e física da represa do Beija-Flor.

As características físicas e químicas do meio aquático exercem importante papel na decomposição dos detritos das macrófitas aquáticas uma vez que o padrão de distribuição espacial e temporal destas variáveis limnológicas determina o tipo de comunidade decompositora existente. Este padrão de distribuição das variáveis na coluna de água está associado principalmente à variação do ciclo hidrológico, à variação temporal de radiação solar, às passagens de frentes frias na região e, conseqüentemente, à dinâmica da estabilidade e da mistura da coluna de água (TUNDISI et al., 2010).

O reservatório do Beija-Flor, por ser um ambiente raso, apresentou estratificação térmica instável facilmente quebrada por eventos climatológicos. Um trabalho realizado na represa de Carlos Botelho – Lobo/Broa (São Carlos – SP), também considerada rasa e pertencente ao mesmo clima e bioma da represa do Beija-Flor, apresentou distribuição mais homogênea da concentração do oxigênio dissolvido, do pH e da temperatura na coluna de água da represa nos meses de inverno, onde a contínua atuação das frentes frias é a principal responsável pela circulação de toda coluna de água; e apresentou estratificação destas variáveis nos períodos que antecederam as frentes frias (TUNDISI et al., 2010).

Os períodos de chuva também favorecem a circulação da coluna de água (TUNDISI et al., 2010). No presente estudo, a coleta do mês de janeiro foi precedida por um período de precipitação na região que homogeneizou as concentrações do oxigênio dissolvido e de temperatura na coluna de água. Nos demais meses de verão quando não houve perturbação da represa devido à precipitação nos dias que antecederam a coleta, uma frágil estratificação se formou na coluna de água. Se por um lado a precipitação favorece a mistura da coluna de água e a possível difusão de oxigênio no reservatório, por outro, as atividades agrícola da bacia (culturas de cana, pinus e eucalipto) favorecem o carreamento de material alóctone para dentro do reservatório e pode intensificar os processos biológicos, provocando maior consumo de oxigênio. Durante os meses de inverno, observou-se, no geral, distribuição mais homogênea das variáveis ambientais.

Os ambientes lênticos tropicais caracterizam-se por possuírem temperaturas elevadas durante a maior parte do ano, acelerando os processos biológicos e químicos em até cinco vezes, se comparados com regiões temperadas (SCHÄFER, 1985).

A temperatura, juntamente com a pressão parcial do oxigênio, atua diretamente sobre a dissolução do oxigênio nos corpos de água (BAIRD, 2002). Temperaturas mais elevadas, portanto, diminuem a concentração do OD. A quantidade elevada de detritos em decomposição, aliada à atividade microbiana próxima ao sedimento gera uma grande demanda de oxigênio que favorece a depleção do oxigênio dissolvido. Estes fatores reforçam os menores valores de OD encontrados no fundo da represa nos meses mais quentes e os maiores valores de OD nos meses mais frios no presente estudo.

Em estudo anterior na represa do Beija-Flor, Sciessere (2011) encontrou padrão similar de disponibilidade de oxigênio dissolvido que o observado neste trabalho, com valores mais elevados nos meses mais frios; porém, no geral não encontraram diferenças entre a superfície e o fundo.

O pH afeta as taxas de crescimento, portanto, alterações no pH podem causar mudanças no número de espécies numa população heterogênea de microrganismos (CUNHA-SANTINO et al., 2008; GIRAUD; LELONG; RAIMBAULT, 1991). Muitos aspectos do metabolismo microbiano são influenciados por variações de pH ao longo do intervalo dentro do qual os microrganismos podem crescer. Estes aspectos incluem a utilização de fontes de carbono e de energia, a eficiência da degradação do substrato, a síntese de proteínas e diferentes tipos de material de armazenagem, e liberação de produtos metabólicos das células (BAILY; OLLIS, 1986). Além disso, a variação de pH pode afetar a morfologia e a estrutura das células (GOTTSCHALK, 1986).

Na represa do Beija-Flor, os valores de pH encontrados nos meses de verão de maior estabilidade foram mais elevados na superfície e mais baixos no fundo, que pode ser atribuído à atividade fotossintética predominante na superfície e à decomposição de matéria orgânica acumulada no sedimento, produzindo H^+ (CUNHA-SANTINO et al., 2008). Apesar de encontrados diferentes valores de pH na superfície e fundo, no ano o pH variou de 4,13 a 5,53, sendo o reservatório caracterizado, portanto, como ambiente ácido. Em trabalho anterior, Sciessere (2011) obteve na represa do Beija-Flor valor médio anual de pH semelhante ao registrado neste trabalho (5,46). Além do predomínio da decomposição nos estratos profundos, a acidez encontrada na represa pode ser explicada devido à própria bacia de drenagem da região, localizada em ambiente de cerrado, cuja característica marcante é a acidez do solo (PIRES et al., 2000). A unidade geológica na qual está inserido o córrego Beija-Flor é formada de areia quartzosa álica, abrangendo 26,91% do total da bacia (PIRES et al., 2000). Esses solos são fortemente ácidos e excessivamente drenados (LORANDI et al., 1991).

Em ambientes naturais, o COD, definido operacionalmente como todo carbono orgânico menor que 0,22 μm (SUHETT et al., 2006), é formado por aminoácidos livres, peptídeos, proteínas, açúcar, ácido carboxílico, ácidos nucleicos e substâncias húmicas (THOMAS, 1997). É importante para o funcionamento aquático uma vez que providencia energia aos organismos (WETZEL, 1990). O COD pode ser de origem autóctone (originado do próprio sistema aquático em questão, como por exemplo, das macrófitas aquáticas) ou de origem alóctone (originado fora do sistema aquático) (GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010; GROEGER; KIMMEL, 1984). Diversos fatores influenciam a concentração do COD, entre eles, (i) a taxa de precipitação, (ii) a proximidade de tributários e inundações, que carregam materiais para dentro do sistema aquático, (iii) fatores climatológicos que poderiam aumentar ou diminuir a taxa de crescimento de organismos, (iv) e a taxa de decomposição de partículas dentro do sistema aquático (GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010; GROEGER; KIMMEL, 1984). A partir da oxidação do COD, carbono inorgânico é liberado para o ecossistema; esta oxidação diminui a concentração de oxigênio, aumentando as concentrações de CO_2 no sistema aquático. Outra fonte de carbono inorgânico pode ser através de lençol freático (WACHNIEW; ROZANSKI, 1997).

O padrão encontrado de carbono dissolvido neste estudo foi similar ao registrado por Sciessere (2011) na represa do Beija-Flor, com o predomínio das formas orgânicas. Os valores mais elevados, tanto de COD quanto de CI ocorreram nos meses de janeiro a abril, caracterizados pelas precipitações elevadas, carregando mais partículas para dentro do reservatório.

6.2. Análise no laboratório: Decomposição aeróbia e anaeróbia.

Ambientes aquáticos podem abrigar diversas espécies de macrófitas aquáticas que contribuem na ciclagem de compostos orgânicos e inorgânicos. Experimentos *in vitro*, como os realizados no presente estudo, permitem a comparação das cinéticas de decomposição de diferentes espécies de macrófitas aquáticas de hábitos de vida distintos, sob as mesmas condições térmicas e de disponibilidade de oxigênio dissolvido (meio anaeróbio e aeróbio). Em complementação a esses experimentos, os modelos matemáticos podem ser utilizados como ferramentas para descrever processos biológicos. Apesar de limitações, podem ser convenientes para responder hipóteses específicas (CHARACKLIS, 1990). Neste estudo o modelo utilizado identificou que a terceira rota de mineralização foi a mais lenta, porém, a de maior contribuição para a liberação de COD. A primeira e a segunda rota de mineralização, apesar da menor contribuição para o montante final de COD, mostraram-se mais importantes na liberação rápida de produtos prontamente utilizáveis. A modelagem matemática aplicada aos processos de decomposição deste estudo apresentou coeficientes de determinações (r^2) significativos para a maior parte dos ajustes das macrófitas, indicando que o modelo utilizado foi adequado.

Considerando a heterogeneidade dos detritos das macrófitas aquáticas, admitiu-se que estes sejam compostos por duas frações: uma fração lábil/solúvel (COPls) e outra fração refratária (COPr) (ASAEDA; TRUNG; MANATUNGE, 2000; BIANCHINI JR., 2003; BIANCHINI JR.; CUNHA-SANTINO, 2008, 2011) diferindo-se entre si de acordo com sua composição química que define seu grau de degradabilidade. A heterogeneidade do detrito permitiu a observação de um padrão bifásico, que se deveu à rápida perda de COPls inicial seguida de uma lenta perda do COPr.

A lixiviação da fração lábil/solúvel das macrófitas aquáticas constitui uma das principais vias de formação de COD, podendo representar 50% da adução nos sistemas aquáticos (WETZEL, 1995). É um processo físico rápido que pode ocorrer durante as primeiras 24 horas (FALLON; PFAENDER, 1976; GIMENES et al., 2012), 48 horas (WRUBLESKI et al., 1997) ou perdurar de 3 a 15 dias (FRANCE et al., 1997; OTSUKI; WETZEL, 1974). Este fato pode explicar a pequena variação entre os rendimentos do COPls e também o rápido processo encontrado nos kls ($k > 0,010 \text{ dia}^{-1}$, pela classificação de PETERSEN; CUMMINS, 1974). O lixiviado é formado por frações protoplasmáticas hidrossolúveis das macrófitas aquáticas, representado por carboidratos, polifenóis e nutrientes (nitrogênio, fósforo total, potássio e cálcio) (USELMAN; QUALLS; LILIENFEIN, 2012).

Esta fração de COPIs pode representar de 4 a 42% da massa inicial (FRANCE et al., 1997; MALONEY; LAMBERTI, 1995; MOLINERO et al., 1996; QUINN; BURRELL; PARKYN, 2000). Basicamente este processo rápido de perda de massa independe dos fatores bióticos e abióticos, mas é influenciado pelas características intrínsecas dos detritos (i.e. composição química) (SILVA et al., 2011). Dessa forma, independente das condições físicas e químicas de cada experimento, as diferenças observadas entre a perda de COPIs das espécies estão relacionadas, principalmente, à composição química das plantas selecionadas e a possíveis diferenças entre parte das amostras das réplicas das câmaras de incubação.

Sciessere (2011) estudou a decomposição *in situ* de *Salvinia* sp. e de *E. azurea* na superfície e na interface água-sedimento da mesma represa do presente trabalho e encontrou valores de $t_{1/2}$ de 0,5 e 0,7 dias para decomposição na superfície de *Salvinia* sp. e *E. azurea*, respectivamente; e de 0,5 e 2,2 dias para decomposição na interface sedimento-água para *Salvinia* sp. e *E. azurea*. Os valores *in situ* obtidos por Sciessere (2011) são similares aos valores encontrados no presente estudo, confirmando o rápido processo de perda de massa da fração lábil e solúvel encontrado.

Os compostos lábeis/solúveis, provenientes da lixiviação, caracterizam-se por serem recursos relativamente simples, de alto valor energético e prontamente acessível à assimilação pelos microrganismos devido a sua natureza reativa (WETZEL, 1995). Porém, nas incubações a 20, 25 e 30 °C de decomposição anaeróbia de *E. azurea* e nas incubações a 20, 25 e 30 °C de decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp., o COD revelou-se mais refratário, apresentando coeficientes de mineralização (k_3) tendendo a zero. Segundo Osborne et al. (2007), relação E4/E6 superior a 5 indica a predominância de ácidos fúlvicos sobre os ácidos húmicos e valores menores que 5 indicam a predominância dos ácidos húmicos. Os ácidos húmicos possuem moléculas maiores e são menos reativos que os ácidos fúlvicos (COLLINS; AMY; STEELINK, 1986). Exceto para as incubações aeróbias de *E. azurea*, o grau de aromatização (E4/E6) das demais incubações encontrado no presente estudo foi inferior a 5, indicando predominância dos ácidos húmicos ao longo de todo o experimento, o que torna o COD mais refratário, uma vez que o COD de ambientes aquáticos são predominantemente (até 60%) compostos por substâncias húmicas (ERTEL et al., 1986). Portanto, pode-se inferir que devido à natureza mais refratária do COD no presente estudo, os microrganismos envolvidos na decomposição encontraram dificuldade para decompor os detritos dissolvidos nas condições experimentais selecionadas.

A lixiviação dos detritos levou a algumas alterações químicas na fração dissolvida da planta, dentre elas, alterações no pH. Diferentes valores de pH foram observados nas

incubações. Os decréscimos dos valores de pH estão relacionados, possivelmente, à dissociação dos íons H^+ do material dissolvido provenientes do processo de lixiviação (ácidos orgânicos) ou da formação de ácido carbônico proveniente da mineralização do COD e da oxidação do carbono orgânico particulado lábil (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR.; OKAWA, 2010; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2006; CUNHA-SANTINO e BIANCHINI JR., 2002). Em contraste, a liberação de ânions como a amônia ($pH < 11$), que tem carga positiva (NH_4^+), consome H^+ do meio e eleva o pH (SOETAERT et al., 2007). Outros processos, como a hidratação de amônia (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR.; OKAWA, 2010) e as reações de desnitrificação (DAVISON, 1987; WETZEL, 2001; BOLAN; HEDLEY; WHITE, 1991) também elevam o pH do meio. A estabilização do sistema sugere a presença de substâncias húmicas, garantindo efeito tampão ao meio (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2004). Substâncias húmicas apresentam capacidade de tamponamento sobre uma ampla gama de pH e a capacidade máxima de tamponamento do ácido húmico, bem como ácido fúlvico, depende da concentração de íons na solução (STEVENSON, 1982). Um segundo sistema tampão foi proposto por Cunha-Santino e Bianchini Jr. (2006), o sistema carbonato proveniente do CO_2 liberado pela mineralização. A proporção relativa de CO_2 - HCO_3^- - CO_3^{2-} é dependente do pH. A espécie predominante nas câmaras de incubação depende do pH encontrado nelas. Em meio com pH entre 3 e 6, a forma predominante é o CO_2 ; de pH entre 6 e 8, a forma predominante é o HCO_3^- ; e de pH acima de 8 a forma predominante é o CO_3^{2-} (SOETAERT et al., 2007).

A oxidação do material lábil e a liberação de íons a partir da lixiviação foram os processos responsáveis pelo aumento abrupto da condutividade elétrica no primeiro dia de incubação. Diferentemente do observado neste trabalho, em que logo após o aumento da condutividade esta se manteve alta durante todo o experimento, alguns estudos verificaram uma diminuição dos valores de condutividade elétrica após alguns dias de incubação, representando o consumo de compostos lixiviados pela atividade heterotrófica de microrganismos (assimilação) (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2004; GIMENES et al., 2012). O fato deste comportamento não ter sido encontrado neste estudo pode estar relacionado com o balanço entre a assimilação dos íons pela microbiota presente e a contínua liberação de íons a partir da decomposição dos detritos. Este comportamento do aumento da condutividade seguida por uma constância foi observado para todas as incubações no presente estudo. Em outros bioensaios de decomposição, estes padrões de condutividade elétrica e pH também foram observados durante a decomposição de *Hydrilla verticillata* e *Egeria densa* por Chiba de Castro (2013).

Paralelamente à lixiviação, é iniciada a degradação do COPr, quando são degradados, principalmente, compostos estruturais como a celulose, a hemicelulose e a lignina. A maior porcentagem do COPr em relação ao COPIs, bem como os menores valores de k_r em relação ao k_l s obtidos para todos os tratamentos, corroboraram com a subsequente predominância do processo de decomposição da fração refratária, que perdurou durante todos os dias de incubação do experimento. Segundo a classificação de Petersen e Cummins (1974), a maioria dos coeficientes de degradação do COPr são considerados lentos ($k < 0,005 \text{ dia}^{-1}$), com exceção da decomposição aeróbia de *Eleocharis* sp. a 25 e 30 °C, que foram considerados de velocidade média ($k = 0,005$ a $0,010 \text{ dia}^{-1}$). A classificação de Petersen e Cummins (1974), embora seja útil para que haja padronizações que tornem possível a comparação entre diferentes estudos, deve ser aplicada com ressalva, uma vez que existem muitos fatores que podem afetar a taxa de degradação de detritos, sejam eles intrínsecos, extrínsecos, bióticos ou abióticos (GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010). Sciessere (2011) encontrou valores de $t_{1/2}$ das frações refratárias (k_r) de 693 e 346 dias para decomposição de *Salvinia* sp. e *E. azurea* na superfície, respectivamente; e de 1386 e 346 dias para decomposição para *Salvinia* sp. e *E. azurea* na interface sedimento-água.

Bottino et al. (2013), estudando a decomposição de macrófitas aquáticas no reservatório de Itapararanga (SP), observaram que as frações lábeis/solúveis têm $t_{1/2}$ relativamente curtos e, portanto, não tendem ao acúmulo no ecossistema. Por outro lado, o baixo coeficiente de mineralização do COPr pode contribuir para a estocagem da matéria orgânica no sedimento gerando demandas bentônicas de oxigênio contínuas, porém de baixa intensidade (BOTTINO; CALIJURI; MURPHY, 2013).

Devido à maior concentração de COPr, macrófitas emergentes são predominantemente formadas por tecidos de sustentação, tendendo ser refratárias e, conseqüentemente, apresentam decomposição mais lenta (GESSNER, 2005; KLEEBERG, 2013). Porém, no presente estudo, as diferenças encontradas entre os teores de COPr entre as macrófitas foram muito pequenas, especialmente entre a *Eleocharis* sp. e a *E. azurea*. A velocidade de decomposição das frações refratárias em cada temperatura, tanto na ausência como na presença de oxigênio dissolvido foi maior para a *Eleocharis* sp., seguida da *S. auriculata* e a *E. azurea*.

Diferentemente do encontrado neste trabalho, Sciessere (2011), estudando a decomposição *in situ* de diferentes macrófitas em dois sistemas aquáticos, observou que a decomposição de *S. molesta* ($k_r = 0,0010$ e $0,0020 \text{ dia}^{-1}$, na lagoa do Óleo e na represa do Beija-Flor, respectivamente) foi mais lenta quando comparada com a decomposição de outras

macrófitas (*E. azurea*, $kr = 0,0020$ e $0,0040 \text{ dia}^{-1}$, na lagoa do Óleo e na represa do Beija-Flor; *Eleocharis* sp., $kr = 0,0040 \text{ dia}^{-1}$ na represa do Beija-Flor e *C. giganteus*, $kr = 0,0030 \text{ dia}^{-1}$ na lagoa do Óleo).

Trabalhos de decomposição *in situ* e *in vitro* apresentaram diferentes coeficientes de decomposição (kr) para espécies de *Salvinia* (Tabela 9). Apesar da decomposição *in situ* ser estimulada pela abrasão com o ambiente natural, pela ação de mais organismos (fragmentação e ataque enzimático) (GESSNER et al., 1999; GRAÇA, 2001) e pelos efeitos da perda por sedimentação de partículas menores que a malha dos *litter bags* (SILVA et al., 2011), algumas incubações *in vitro* se mostraram mais rápidas.

Tabela 9. Constante de decaimento de *Salvinia* sp em diferentes estudo, em que: ana = anaeróbia, ae = aeróbia.

Espécie	kr (dia^{-1})	Referência
<i>S. auriculata</i> (<i>in situ</i>)	0,0058	(HOWARD-WILLIAMS; JUNK, 1976)
<i>S. molesta</i> (<i>in situ</i>)	0,0033	(SHARMA; GOELR, 1986)
<i>S. cucullata</i> (<i>in situ</i>)	0,0051	(BARIK; MISHRA; AYYAPPAN, 2000)
<i>S. natans</i> (<i>in situ</i>)	0,0041	(LONGHI; BARTOLI; VIAROLI, 2008)
<i>S. molesta</i> (<i>in situ</i>) ^a	0,0020	(SCIESSERE, 2011)
<i>S. molesta</i> (<i>in situ</i>) ^b	0,0010	(SCIESSERE, 2011)
<i>Salvinia</i> sp. (<i>in vitro</i> - ana) ¹	0,0010	(NUNES, 2010)
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ana) ²	0,00037	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ana) ³	0,00063	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ana) ⁴	0,00091	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ana) ⁵	0,0008	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁶	0,00103	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁷	0,00201	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁸	0,00307	presente estudo
<i>S. auriculata</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁹	0,00232	presente estudo

1 = 22,5 °C; 2 e 6 = 15 °C; 3 e 7 = 20 °C; 4 e 8 = 25 °C; 5 e 9 = 30 °C. a = Represa do Beija-Flor; b = Lagoa do Óleo.

Estudos sobre decomposição do gênero *Eichhornia* apresentaram valores distintos de kr . Os coeficientes de decaimento maiores foram encontrados nas decomposições *in situ* (Tabela 10).

Tabela 10. Constante de decaimento de *Eichhornia* sp. em diferentes estudos, em que: ae = aeróbia, ana = anaeróbia.

Espécie	kr (dia ⁻¹)	Referência
<i>E. azurea</i> (<i>in situ</i>)	0,004	(SCIESSERE, 2011)
<i>E. azurea</i> (<i>in situ</i>)	0,0047	(PAGIORO; THOMAZ, 1998)
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ana) ¹	0,0015	(CUNHA-SANTINO et al, 2010)
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ae) ²	0,0018	(CUNHA-SANTINO et al, 2010)
<i>E. crassipes</i> (<i>in situ</i>)	0,022	(POI DE NEIFF; NEIFF; CASCO, 2006)
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ana) ³	0	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ana) ⁴	0,00009	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ana) ⁵	0,00066	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ana) ⁶	0,00022	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁷	0,00025	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁸	0,00097	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ae) ⁹	0,00213	presente estudo
<i>E. azurea</i> (<i>in vitro</i> - ae) ¹⁰	0,00308	presente estudo

3 e 7 = 15 °C; 1, 2, 4 e 8 = 20 °C; 5 e 9 = 25 °C; 6 e 10 = 30 °C.

Estudos que trataram da decomposição do gênero *Eleocharis* também apresentaram valores distintos de kr . Rejmánková e Houdková (2006) encontraram constante de decomposição kr *in situ* inferior a encontrada neste trabalho *in vitro* (Tabela 11).

Tabela 11. Constante de decaimento de *Eleocharis* sp. em diferentes estudos. Onde, ana = anaeróbia, ae = aeróbia.

Espécie	kr (dia ⁻¹)	Referência
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in situ</i>)	0,004	(SCIESSERE, 2011)
<i>E. interstincta</i> (<i>in situ</i>)	0,0047	(BRUM; ESTEVES, 2001)
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in situ</i>)	0,0026	(REJMÁNKOVÁ; HOUDKOVÁ, 2006)
<i>E. interstincta</i> (<i>in vitro</i> - ana)	0,0017	(CUNHA-SANTINO, et al 2010)
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ana) ¹	0,00059	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ana) ²	0,00141	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ana) ³	0,00349	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ana) ⁴	0,00312	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ae) ⁵	0,00144	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ae) ⁶	0,00375	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ae) ⁷	0,0054	presente estudo
<i>Eleocharis</i> sp. (<i>in vitro</i> - ae) ⁸	0,00777	presente estudo

1 e 5 = 15 °C; 2 e 6 = 20 °C; 3 e 7 = 25 °C; 4 e 8 = 30 °C.

A temperatura tem um papel importante na decomposição da matéria orgânica. Temperaturas mais elevadas, quando dentro dos limites fisiológicos, podem estimular as atividades biológicas (BERGFUR; FRIBERG, 2012). Como resultado, alterações na temperatura podem ter repercussões nos processos ecossistêmicos, alterando a taxa de decomposição da matéria orgânica uma vez que a temperatura controla a colonização e o metabolismo de microrganismos (ABELHO, 2001); em adição, altera a distribuição de variáveis limnológicas dependentes da temperatura (e.g. concentração do oxigênio dissolvido).

As perdas de massa das frações refratárias dos detritos das três espécies foram sensíveis à variação de temperatura. Outros trabalhos de decomposição obtiveram resultados semelhantes, como Carvalho et al. (2005) que estudaram a decomposição de *E. najas* em amplitude de temperaturas similares a usadas neste estudo (17 a 27 °C) e obtiveram Q₁₀ de 3,2. Em outro estudo comparando a cinética de decomposição *in situ* e *in vitro* dos detritos de duas espécies de macrófitas (*Polygonum lapathifolium*; *Eichhornia azurea*) de um reservatório neotropical brasileiro, observou-se que o decaimento de massa foi mais rápido em condições naturais e que a temperatura influenciou a velocidade do decaimento de massa (Q₁₀ = 1,72 e 6,5 para *P. lapathifolium* e *E. azurea*, respectivamente) (BOTTINO; CALIJURI; MURPHY, 2013).

Em ambientes aquáticos, bactérias e fungos são os principais organismos que medeiam a decomposição da matéria orgânica (BIRD; KAUSHIK, 1992; DAS; ROYER; LEFF, 2007; RADER et al., 1994). A dependência metabólica destes organismos em relação à temperatura (expressa nos valores de Q_{10}) é determinada por diferentes tipos de enzimas que atuam no processo de respiração (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010). Na maioria dos casos, uma proporção significativa de colonização pelos microrganismos é normalmente efetivada dentro das duas primeiras semanas (BALDY; GESSNER, 1997; CHAUVET et al., 1997; GESSNER et al., 1993; WEYERS; SUBERKROPP, 1996). Em laboratório, fungos e bactérias mostraram relações sinérgicas, assim, cada grupo cresceu significativamente mais rápido com a presença do outro; porém, a biomassa de fungos dobrou dez vezes mais rápida do que as células bacterianas (BENGTSSON, 1992). Gaur et al. (1992) observaram que a participação dos microrganismos na decomposição de detritos de *E. azurea* iniciou-se após os primeiros 4 dias de decomposição. Durante certo período de tempo, o número de células sofre pequenas variações pois as bactérias não se reproduzem imediatamente quando são colocadas em um novo meio de cultura. Este período em que ocorre pouca ou ausência de divisão celular é denominado fase lag podendo-se estender-se por uma hora até vários dias. A partir de um determinado momento as células iniciam seu processo de divisão entrando no período de crescimento ou aumento logarítmico denominado fase log ou fase de crescimento exponencial. Durante este período a reprodução celular encontra-se extremamente ativa onde o tempo de geração atinge um valor constante (MONOD, 1949).

O fato de ter encontrado o mesmo valor, ou valores próximos de Q_{10} para as duas condições de disponibilidade de oxigênio dissolvido para decomposição das macrófitas aquáticas *S. auriculata* e *Eleocharis* sp., pode ser atribuído, possivelmente, pela ocorrência da mesma comunidade microbiana (i.e. anaeróbia facultativa) atuando na decomposição. Os microrganismos facultativos podem adaptar-se tanto na presença como na ausência de oxigênio. Geralmente, metabolismo anaeróbio predomina no sedimento, onde ocorrem normalmente condições redutoras, e metabolismo aeróbio predomina na coluna de água, desde que exista disponibilidade de oxigênio dissolvido (BENNER; MACCUBBIN; HODSON, 1984).

Diferentemente do encontrado para a degradação de *S. auriculata* e de *Eleocharis* sp., os valores de Q_{10} obtidos na decomposição aeróbia e anaeróbia de *E. azurea* diferenciaram-se entre si. Bottino et al. (2013) estudaram o efeito da temperatura em condições aeróbias na ciclagem de matéria orgânica de *E. azurea* e obtiveram valores de Q_{10} de 6,5 para os coeficientes de decaimento. Gimenes et al. (2013) encontraram um Q_{10} de 0,9 na

mineralização anaeróbia das frações refratárias de *E. azurea*. Diferentemente do que ocorreu nas outras duas macrófitas, a diferenciação dos valores de Q_{10} na degradação dos detritos de *E. azurea* poderia estar relacionado com o desenvolvimento, para cada condição de incubação, de grupos específicos (microrganismos aeróbios e anaeróbios obrigatórios) e diferentes de microrganismos. A diferença no pH pode ter contribuído para o crescimento de grupos distintos de microrganismos. Além disso, as diferenças entre os valores de Q_{10} podem também representar diversos fatores condicionantes da decomposição, como por exemplo (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2010): (i) potencial de adaptabilidade dos microrganismos, (ii) versatilidade fisiológica (e.g. taxa de crescimento e produção enzimática), (iii) diversidade da comunidade microbiana, (iv) densidade e biomassa microbiana, (v) disponibilidade de nutrientes, (vi) especificidade substrato-comunidade microbiana e (vii) composição química e estrutura morfológica da planta.

A concentração iônica também influencia na taxa de decomposição (GESSNER, 2000). Porém, frente às variações observadas, os valores de condutividade elétrica (disponibilidade de íons dissolvidos) das câmaras de incubação não devem ter sido fator limitante durante o período experimental do processo de decomposição das macrófitas aquáticas. Os íons mais diretamente responsáveis pela condutividade elétrica são denominados macronutrientes, como o cálcio, magnésio, potássio, sódio, carbonato, sulfato, cloreto. Íons como o nitrato, nitrito e ortofosfato têm pouca influência na alteração da condutividade elétrica. (ESTEVES, 1998). Pimenta (2007) estudou a variação temporal da composição iônica durante a mineralização anaeróbia de folhas, galhos e serapilheira e encontrou a presença dos íons lítio, sódio, amônio, potássio, magnésio, cálcio, fluoreto, acetato, cloreto, nitrito, brometo, nitrato, sulfato, oxalato e fosfato no lixiviado. Portanto, os macronutrientes provavelmente não foram limitantes no presente estudo, uma vez que estes nutrientes são os principais íons responsáveis pela condutividade e esta se manteve elevada durante todo o experimento.

Elementos como nitrogênio, fósforo e carbono também são importantes na regulação da decomposição, uma vez que estes contribuem para a regulação da produção bacteriana (REYNOLDS, 2006). Particularmente, N e P são considerados nutrientes limitantes ao crescimento da biomassa de alguns heterótrofos aquáticos, podendo restringir a abundância destes organismos (REYNOLDS, 2006). O nitrogênio pode limitar o crescimento microbiológico. Muitas bactérias obtêm compostos nitrogenados sintetizados a partir da fixação de N_2 pelas células, enquanto outras utilizam o nitrogênio a partir de íons. Íons nitrato, nitrito e amônio e muitos compostos nitrogenados orgânicos dissolvidos (ureia, aminoácidos e peptídeos) são as principais fontes de nitrogênio, e são utilizadas

principalmente na síntese de aminoácidos e proteínas, e estas, representam aproximadamente metade da biomassa microbiana. Assim, o rápido crescimento dos microrganismos depende da disponibilidade de nitrogênio (MURO-PASTOR; FLORÊNCIO, 2003). O fósforo é essencial para a síntese dos ácidos nucléicos e para os fosfolipídios componentes da membrana celular (PAULING; COREY, 1953). O carbono, além de fonte de energia para a atividade microbiana representa aproximadamente metade da massa das células microbianas. É essencial para a síntese de todos os compostos orgânicos necessários para a viabilidade celular sendo considerado o elemento estrutural básico para os seres vivos (PAERL, 1978).

Embora a concentração de C, N e P seja essencial na regulação do crescimento da população de microrganismos, a proporção entre eles é igualmente importante (GOLDMAN; CARON; DENNETT, 1987). Goldman et al. (1987) encontraram a proporção estequiométrica de C:N:P de 45:9:1 para bactéria. Esta proporção é um indicador geral da razão ótima de crescimento, portanto, concentrações encontradas que diferem desta razão são consideradas limitantes. A razão mais comumente utilizada refere-se à razão proposta por Redfield (1958) para algas (106:16:1) (FAGERBAKKE; HELDAL; NORLAND, 1996).

O menor valor encontrado para a relação C:N no presente estudo foi em relação à decomposição anaeróbia de *S. auriculata*. A partir do dia 15 para todas as temperaturas a relação encontrada foi menor do que o necessário para a utilização das bactérias (5:1), porém, parece não ter prejudicado a decomposição. Já em relação à razão C:P a proporção encontrada para todas as macrófitas foi maior do que a proporção necessária (45:1) proposta por Goldman et al. (1987).

As variações observadas na degradação da celulose, da lignina e da hemicelulose das três macrófitas podem estar relacionadas à composição heterogênea das amostras. De acordo com Mun et al. (2000), a variação encontrada nas perdas de massa podem ser devido às diferenças dos vários órgãos das macrófitas (caule, raiz, folha). Os maiores teores iniciais de celulose e hemicelulose foram encontrados na *Eleocharis* sp., comprovando a ideia anteriormente discutida que macrófitas emergentes necessitam de uma maior quantidade de tecidos de sustentação. Porém, apesar de conter os maiores teores de celulose e hemicelulose, foi a macrófita que obteve os coeficientes de degradação da matéria refratária (kr) mais elevados. O maior valor de kr encontrado na degradação de *Eleocharis* sp. corroborou com os resultados obtidos de perda de massa do material refratário. Tanto para a decomposição aeróbia quanto para a decomposição anaeróbia a maior perda de massa de celulose e hemicelulose foi encontrada na *Eleocharis* sp..

A *S. auriculata* apresentou o maior teor de lignina dentre as três macrófitas selecionadas e sua taxa de decomposição foi a menor comparando com as outras fibras estudadas. Um dos fatores que pode ter contribuído para a menor degradabilidade da lignina pode ser a complexidade estrutural desta fibra e, conseqüentemente, sua elevada refratibilidade. O peso molecular alto e a insolubilidade deste polímero dificultam a sua degradação. A associação com outros elementos também pode dificultar sua hidrólise (DONALDSON, 2001). Este mesmo resultado foi observado por Chen et al. (2011), que estudaram a decomposição dos compostos refratários de *Typha latifolia* coletada em um curso de água na China e observaram que a lignina foi a fibra com menor porcentagem de decomposição.

A concentração de nitrogênio nas plantas também contribui para o controle da taxa de decomposição (DUBOC et al., 2013; FANIN et al., 2013; MELILLO; ABER; MURATORE, 1982; MELILLO et al., 1983; OSONO et al., 2011; TALBOT; TRESEDER, 2012). O efeito de retardamento da taxa de decomposição, normalmente atribuído a concentrações crescentes de lignina, deve-se, principalmente, à elevada concentração de N associado que tem um efeito de supressão sobre a formação de ligninase, conjunto de enzimas responsáveis pela degradação da lignina. Esta supressão, portanto, reduz a taxa de decomposição da lignina no substrato (BERG; MCCLAUGHERTY, 2008; MELILLO; ABER; MURATORE, 1982). Outros trabalhos consideram que quanto maior a concentração de N em relação à concentração de lignina, maior a taxa de decomposição (k) (CHAPIN III; MATSON; MOONEY, 2002).

Sciessere (2011) encontrou teores iniciais de nitrogênio nos tecidos de *E. azurea*, *Salvinia* sp. e *Eleocharis* sp. de 15,2, 14,8 e 10,5 mg g⁻¹, respectivamente. Estas concentrações foram aumentando com o decorrer do experimento, fato que possivelmente ocorreu no presente estudo.

As enzimas oxidativas peroxidase e polifenol oxidase estão envolvidas na decomposição da lignina, fração mais refratária do COP (AQUINO-BOLAÑOS; MERCADO-SILVA, 2004; HOFRICHTER, 2002). Entre as três macrófitas selecionadas, *E. azurea* foi a que apresentou menor decomposição da lignina, com taxas de decomposição nulas. A ausência de decomposição pode ser justificada pela atividade extremamente baixa, e muitas vezes nula, da peroxidase nos detritos dessa espécie durante todo o experimento. Provavelmente, a ação da peroxidase e conseqüentemente a degradação da lignina iriam ocorrer mais tardiamente, após compostos menos refratários serem parcialmente degradados. Este raciocínio é suportado pelos resultados apresentados por Sciessere (2011), que observou

que a atividade da peroxidase iniciou predominantemente a partir do 150º dia de decomposição.

As atividades da polifenol oxidase foram maiores nas incubações de decomposição anaeróbia das macrófitas, e a maior degradação apresentada pela *Eleocharis* sp. e pela *S. auriculata* foi também durante a decomposição anaeróbia. Acreditava-se antigamente que a decomposição da lignina era um processo basicamente aeróbio. Atualmente, porém, sabe-se que embora sua degradação seja primariamente aeróbia, pode ser degradada em ambiente anaeróbio (BENNER; MACCUBBIN; HODSON, 1984), no entanto, por períodos mais longos se comparado com a decomposição aeróbia (VAN SOEST, 1994).

No geral, as atividades da polifenol oxidase foram maiores se comparadas com as da peroxidase. Esse fato pode estar relacionado com a comunidade decompositora de lignina presente nas incubações deste estudo. Em uma triagem com fungos aquáticos observou-se que a polifenol oxidase é produzida por um maior número de espécies quando comparada à peroxidase (ABDEL-RAHEEM; ALI, 2004).

A atividade da polifenol oxidase está relacionada com a degradação de compostos fenólicos. Compostos fenólicos são amplamente distribuídos na natureza, sendo que mais de 8.000 compostos fenólicos já foram detectados em plantas (SILVA et al., 2010). Os compostos fenólicos enquadram-se em diversas categorias, como fenóis simples, ácidos fenólicos (derivados de ácidos benzóico e cinâmico), cumarinas, flavonóides, estilbenos, taninos condensados e hidrolisáveis, lignanas e ligninas (VIEIRA; AGOSTIN-COSTA, 2007). A elevada atividade encontrada pela polifenol oxidase, portanto, poderia estar mais relacionada com a degradação de outros compostos fenólicos do que com a decomposição da lignina.

Comparando os teores do material refratário registrados em outros trabalhos, observa-se que estes se diferenciaram dos teores obtidos neste estudo, principalmente para a lignina. Nunes (2010) encontrou teores iniciais de celulose de 41% tanto para a *Salvinia* sp. quanto para a *E. azurea*, e teores iniciais de lignina de 43 e 31% para *Salvinia* sp. e *E. azurea*. Sciessere (2011) encontrou teores iniciais de celulose de 42, 46 e 47% para *S. molesta*, *E. azurea* e *Eleocharis* sp., respectivamente, e encontrou teores iniciais de lignina de 47, 33 e 46% para *S. molesta*, *E. azurea* e *Eleocharis* sp., respectivamente. Porém, os teores iniciais de lignina registrados neste trabalho se assemelham principalmente com os teores encontrados em plantas jovens (5 a 20%) (PALM; ROLAND, 1997).

Os picos da atividade da celulase (C1 e Cx) e da xilanase observados no início de todos os experimentos ocorreram, possivelmente, devido à liberação de açúcares das frações

protoplasmáticas decorrente do processo de lixiviação das macrófitas, não correspondendo, portanto, à produção de celulase pelos microrganismos (GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2013). Como o método utilizado mede a quantidade de açúcar redutor presente e considerando a origem do pico inicial de atividade enzimática, pode-se inferir que entre as três macrófitas utilizadas, *E. azurea* foi a que apresentou maior quantidade de açúcares redutores na fração protoplasmática.

Gimenes et al. (2013) estudaram a degradação de três macrófitas aquáticas em laboratório (*C. giganteus*, *E. azurea* e *E. najas*) e observaram que os maiores picos das atividades enzimáticas ocorreram, como observado no presente estudo, no início da decomposição, devendo-se, portanto, a maior liberação de açúcares redutores na fração protoplasmática. A *E. azurea* foi também a que mais liberou açúcares redutores.

A produção da xilanase foi maior do que a produção enzimática celulolítica (C1 e Cx), provavelmente porque as estruturas das hemiceluloses são mais facilmente hidrolisáveis do que os polímeros de celulose (BOER et al., 2005). Gilbert e Hazlewood (1993) relataram que, embora a estrutura da xilana seja mais complexa do que a estrutura da celulose e, portanto, requer um maior número de diferentes enzimas para induzir uma eficiente hidrólise, o polissacarídeo da xilana não forma estruturas firmemente arranjadas sendo, portanto, mais acessível às enzimas hidrolíticas. Além disso, a celulose quase nunca ocorre isoladamente na natureza, estando geralmente associada a outras substâncias vegetais. Esta associação afeta sua degradação natural. Fibras de celulose são envoltas por uma matriz de outros polímeros, incluindo principalmente hemiceluloses, pectinas e proteínas. Celulose confere resistência à tração. Força de compressão elevada é conseguida quando a lignina substitui a água na matriz da parede celular (LESCHINE, 1995), envolvendo também as fibras de celulose. Para as celulases hidrolisarem eficientemente substratos celulósicos, estas devem primeiro ser capazes de acessar estas cadeias de celulose que estão hermeticamente embalados na forma de microfibrilas insolúveis envoltas por hemicelulose e lignina (LESCHINE, 1995; MANSFIELD, 1999), portanto, a área de contato da lignina e da hemicelulose com as enzimas é muito maior, e somente após a degradação de pelo menos parte destas fibras é que a celulose estará acessível para a degradação (ARANTES; SADDLER, 2010).

Quanto mais lignina presente, maior a ligação no interior da parede, produzindo tecidos lenhosos rígidos capazes de suportar a força de compressão da gravidade (JARVIS; MCCANN, 2000).

Os detritos de *E. azurea*, tanto na decomposição anaeróbia quanto aeróbia, foram os recursos que apresentaram as maiores atividades celulolíticas (C1 e Cx); porém, apresentaram

a menor degradação da celulose entre as três macrófitas selecionadas. Estas diferenças podem estar relacionadas com os diferentes tipos de fibras de celulose que as macrófitas são compostas e também com a disposição e a acessibilidade delas em relação à lignina e a hemicelulose. Estas fibras celulósicas podem se diferenciar quanto a forma, tamanho, porosidade, área superficial, associação com outros compostos e cristalinidade, interferindo na hidrólise deste polímero (QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013). Para as três macrófitas, a decomposição da celulose foi mais intensa em condição de disponibilidade de oxigênio que apresentou-se, no geral, mais alcalina do que durante a decomposição anaeróbia. A decomposição de celulose mediada por actinomicetos pode ser substancial em compostos alcalinos, assim, tanto pH elevado como os processos de aumento de pH, como a amonificação, são fatores importantes que medeiam o grau de degradação de celulose trazidas mediados por actinomicetos (MCCARTHY; WILLIAMS, 1992).

As atividades enzimáticas registradas no presente estudo não se mostraram sensíveis ao aumento da temperatura, o que pode estar associado com: (i) melhor adaptação dos microrganismos a temperaturas mais baixas; (ii) o aumento da temperatura aumentou o consumo de co-factores relacionados com a produção das enzimas; (iii) pH inadequado para a produção de enzima; (iv) a temperatura aumentou as taxas de reações bioquímicas (enzima-substrato) (CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR., 2007) e (v) não atingiu a temperatura ótima de atuação para as enzimas. Possivelmente a maior decomposição encontrada nas temperaturas mais elevadas deveu-se aos estímulos das atividades metabólicas de microrganismos decompositores que atuam na produção de outras enzimas que não foram selecionadas no presente estudo. Gimenes et al. (2013) obtiveram resultados similares para a atividade da celulase em detritos de *E. azurea*, quando temperaturas mais elevadas não favoreceram o aumento da atividade celulolítica. Em um estudo da atividade enzimática a partir da degradação de folhas de *Phragmites* mostrou-se que a temperatura ótima para a celulase foi 35 °C durante todo o experimento (299 dias), já para xilanase a temperatura ótima foi 30 °C até o 76º dia de experimento, subindo para 40 a 45 °C a partir deste dia até o último dia de experimento (TANAKA, 1993). Para o pH, o valor ótimo encontrado foi de 4 no primeiro dia de experimento para as duas enzimas, subindo para 5,5 a 6,5 a partir do 14º dia (TANAKA, 1993). Em relação à peroxidase, em um estudo com *Trametes versicolor*, observou-se que o pH ótimo desta enzima foi 4,5 e a temperatura ótima 40 °C (HOSSAIN; ANANTHARAMAN, 2006). Mizobutsi et al. (2010) estudaram o efeito da temperatura e do pH na atividade da peroxidase e da polifenol oxidase em *Litchi chinensis* e obtiveram, para a peroxidase, pH e temperatura ótimas de 6,5 e 70 °C (crescente a partir dos 30 °C),

respectivamente e para a polifenol oxidase o pH ótimo ficou entre 6 a 6,5 e a temperatura ótima 20 °C, decrescendo drasticamente em temperaturas mais baixas ou mais altas.

Em relação à condição de oxigenação, a incubação com os detritos de *E. azurea* foi a única em que as atividades das enzimas celulolíticas (C1 e Cx) e a atividade da xilanase foram maiores em condição anaeróbia, podendo estar relacionada com o tipo de comunidade decompositora envolvida que possuía metabolismo anaeróbio mais eficiente. De modo geral, dois tipos de sistemas podem ocorrer no que diz respeito à degradação da celulose (BOER et al., 2005): i) produzidos por microrganismos aeróbios que liberam um conjunto de enzimas extracelulares que difundem livremente para atingir o substrato; ii) um complexo de enzimas denominado celulosoma localizado na superfície celular produzido por microrganismos anaeróbios. Alguns organismos anaeróbios também são capazes de degradar a hemicelulose por meio de celulosomas (GRIFFITH et al., 2009; KURZATKOWSKI et al., 1996; QUIROZ-CASTAÑEDA; FOLCH-MALLOL, 2013). Apesar de encontrar menores atividades destas enzimas em condição aeróbia, a maior taxa de degradação nestas incubações em aerobiose pode estar envolvida com o estímulo e produção de outras enzimas que não foram observadas neste trabalho. Chen et al. (2011) também observaram diminuição da atividade da xilanase e da endo-celulase durante a decomposição de *Typha latifolia* em condições aeróbias.

As degradações das macrófitas *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*, por outro lado, apresentaram aumentos das atividades das enzimas (celulases e xilanase) em condições aeróbias, corroborando com os resultados obtidos de maior degradação da celulose e da hemicelulose destas macrófitas em condições de aerobiose.

6.3. Análise global da decomposição dos detritos de *E. azurea*, *Eleocharis* sp. e *S. auriculata*.

Considerando que o processo de decomposição das diferentes espécies de macrófitas se dá conjuntamente em um sistema aquático, e não individualmente, torna-se necessário analisar os valores globais de decomposição.

A perda de massa global (desconsiderando a temperatura e a disponibilidade de oxigênio dissolvido) no início do experimento foi maior para a *E. azurea* devido a maior concentração de COPIs em suas frações; porém, considerando as perdas de massa dos detritos refratários (COPr e COD) o decaimento de *E. azurea* foi mais lento que o de *Eleocharis* sp..

Considerando as frações particuladas e solúveis, a mineralização de *Eleocharis* sp. e de *S. auriculata* foram maiores que a de *E. azurea*. Pelo hábito de vida, presupôs-se que as plantas emergentes (com maior concentração de frações refratárias) seriam as que apresentariam os menores rendimentos de mineralização. Os resultados não corroboraram tal pressuposto. Entretanto, as diferenças na qualidade dos detritos (composição química), foram fundamentais para as diferenças na mineralização das macrófitas selecionadas.

Quando não levada em consideração a concentração de oxigênio dissolvido nem a composição química das plantas, encontrou-se valor global de Q_{10} de 1,35. Este valor aumenta quando considerada a decomposição em um sistema de decomposição aeróbio (1,45), e diminui em um sistema de decomposição anaeróbio (1,32).

A concentração do oxigênio dissolvido tem grande importância na decomposição dos detritos aquáticos uma vez que pode definir qual comunidade microbiana atuará no sistema. Por esse motivo, confrontando os dados de perda de massa de COP de decomposição anaeróbia com a aeróbia, observou-se que a decomposição aeróbia global foi mais rápida (1,25 vezes) que a anaeróbia, independentemente da temperatura selecionada. Chen et al. (2011) estudaram as atividades de diferentes enzimas em três condições de oxigênio dissolvido (anaeróbio: 0-0,05 mg L⁻¹; baixa [OD]: 0,5 ± 0,05 mg L⁻¹; alta [OD]: 3 ± 0,05 mg L⁻¹) durante a decomposição de *Typha latifolia*, e observaram pouca ou nenhuma diferença entre as atividades encontradas quando em sistemas de baixa ou de alta concentração de oxigênio dissolvido. Portanto, para que haja aumento significativo nos valores do coeficiente de decomposição (kr) durante a decomposição de macrófitas aquáticas, deve-se aumentar a temperatura do sistema em 10 °C (Q_{10}). Já, em relação ao oxigênio dissolvido, mesmo em baixas concentrações (0,5 ± 0,05 mg L⁻¹) é possível acelerar os processos de decomposição em 1,25 vezes.

Quando comparadas as velocidades de decomposição globais por temperatura em relação à condição de disponibilidade de oxigênio dissolvido, estas variáveis mostraram-se complementares e crescentes, uma vez que apesar de obter velocidade de decomposição mais rápidas nas incubações aeróbias, estas velocidades aumentavam consideravelmente a medida que a temperatura subia (1,07 vezes mais rápida a 15 °C; 1,15 vezes mais rápida a 20 °C; 1,20 vezes mais rápida a 25 °C; e 1,38 vezes mais rápida a 30 °C, em aerobiose).

Comparando os efeitos dos fatores intrínsecos e extrínsecos selecionados, observa-se que as variações na mineralização devido à composição dos detritos foram da mesma ordem de grandeza (i.e. qualidade dos detritos (1,64)) dos efeitos encontrados para os fatores extrínsecos (i.e. disponibilidade de oxigênio (1,25) e temperatura (1,35)).

Considerando estes dados, pode-se inferir que nos ambientes naturais, tanto a temperatura quanto a concentração de oxigênio dissolvido e a composição das plantas contribuem de maneiras distintas para a decomposição. Porém, quando atuando conjuntamente no mesmo sistema temperaturas elevadas e em condição aeróbia, as taxas de degradação são sensivelmente elevadas. Neste caso, sistemas aquáticos tropicais rasos, que favorecem a oxigenação de toda a coluna de água, apresentariam coeficientes mais elevados de decomposição. Em relação à represa do Beija-Flor, pode-se afirmar que no verão a decomposição dos detritos seja favorecida.

Pensando em um sistema eutrofizado, com colonização excessiva de macrófitas, a retirada mecânica desses organismos principalmente nos meses de inverno, apesar de paliativa, pode ser importante para minimizar o aporte (re-entrada) de nutrientes e carbono via decomposição.

7. CONCLUSÕES

Com base nas condições experimentais adotadas, os resultados obtidos demonstraram que, para estas três macrófitas tanto fatores extrínsecos (i.e. temperatura e oxigênio dissolvido) como a composição química da planta influenciaram no processo de decomposição. Os fatores extrínsecos, porém, atuaram de maneira a conduzir a decomposição, aceitando a hipótese testada. O hábito de vida não influenciou diretamente na perda de massa.

Entre a temperatura e a disponibilidade de oxigênio dissolvido, este último mostrou-se mais importante na decomposição destas plantas, uma vez que, mesmo aparentemente não intensificando as atividades das enzimas selecionadas no presente estudo, acelerou o metabolismo das comunidades decompositoras e conseqüentemente a taxa de perda de massa das três macrófitas. Apesar da temperatura também acelerar o metabolismo das comunidades decompositoras, e conseqüentemente, as taxas de decomposição, é necessário que 10 °C seja elevado para observar este aumento encontrado nos valores de Q_{10} . Em relação à concentração de oxigênio dissolvido, apenas a presença deste composto no sistema intensifica a atuação da microbiota.

A atuação sinérgica de temperaturas elevadas com a disponibilidade de oxigênio dissolvido proporciona aumento mais eficiente das taxas de decomposição. No entanto, o pH e outros fatores limitantes, caso não sejam adequados ou suficientes, podem inibir o rendimento da microbiota e conseqüentemente, da decomposição, independentemente da disponibilidade de oxigênio e da temperatura adequada.

O incremento da temperatura não intensificou as atividades das enzimas (xilanase, e celulase (C1) e (Cx)), porém, de uma maneira geral, em temperaturas mais elevadas houve maior degradação da celulose e da hemicelulose. A atuação de outras enzimas que degradam estes substratos, não contempladas neste estudo, poderia estar agindo sinergicamente com as enzimas estudadas na degradação destes substratos. A lignina, devido à sua natureza refratária, foi pouco degradada, fato confirmado pelas baixas atividades de peroxidase. A atividade da polifenol oxidase estaria mais relacionada com a degradação de outros compostos fenólicos nas plantas do que com a degradação da lignina.

A modelagem matemática utilizada neste estudo, aplicada aos processos de decomposição, apresentou coeficientes de determinações (r^2) significativos para a maioria das macrófitas, indicando que o modelo utilizado foi adequado.

Em ambientes rasos tropicais como a represa do Beija-Flor, a decomposição que ocorre na coluna de água tende a ser aeróbia uma vez que a concentração de oxigênio dissolvido se distribui por toda a coluna. No sedimento, a taxa baixa de mineralização do COPr, expressa pelos valores baixos obtidos de k_r , possibilita a colmatação da matéria orgânica. Assim, a decomposição tende a ser anaeróbia e mais lenta.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDEL-RAHEEM, A. M.; ALI, E. H. Lignocellulolytic enzyme production by aquatic hyphomycetes species isolated from the Nile's delta region. **Mycopathologia**, v. 157, n. 3, p. 277–286, 2004.

ABELHO, M. From litterfall to breakdown in streams: a review. **The scientific world journal**, v. 1, p. 656–80, 17, 2001.

AHMED, Z. et al. Microbial activity on the degradation of lignocellulosic polysaccharides. **Online journal of biological sciences**, v. 1, n. 10, p. 993–997, 2001.

AQUINO-BOLAÑOS, E. N.; MERCADO-SILVA, E. Effects of polyphenol oxidase and peroxidase activity, phenolics and lignin content on the browning of cut jicama. **Postharvest biology and technology**, v. 33, n. 3, p. 275–283, 2004.

ARANTES, V.; SADDLER, J. N. Access to cellulose limits the efficiency of enzymatic hydrolysis: the role of amorphogenesis. **Biotechnology for biofuels**, v. 3, p. 4, 2010.

ASAEDA, T.; TRUNG, V. K.; MANATUNGE, J. Modeling the effects of macrophyte growth and decomposition on the nutrient budget in shallow Lakes. **Aquatic botany**, v. 68, n. 3, p. 217–237, 2000.

AZAM, F. Microbial control of oceanic carbon flux: The plot thickens. **Science**, v. 280, p. 694-696, 1998.

BAILY, J.E; OLLIS, D.F. **Biochemical engineering fundamentals**. 2. ed., New York: McGraw-Hill, 1986. 984 p.

BAIRD, C. **Química ambiental**. 2. ed. Porto Alegre: Bookman, 2002. 607p.

BALDRIAN, P. **Production of lignocellulolytic enzymes by mushrooms**. Proceedings of the 7th international conference on mushroom biology and mushroom products (ICMBMP7) Anais 2011.

BALDY, V.; GESSNER, M. O. Towards a budget of leaf litter decomposition in a first-order woodland stream *essai de bilan des litières dans une petite rivière*. **Académie des sciences**, v. 320, p. 747–758, 1997.

BARIK, S. K.; MISHRA, S.; AYYAPPAN, S. Decomposition patterns of unprocessed and processed lignocellulosics in a freshwater fish pond. **Aquatic ecology**, v. 34, p. 185–204, 2000.

BENGTSSON, G. Interactions between fungi, bacteria and beech leaves in a stream microcosm. **Oecologia**, v. 89, p. 542–549, 1992.

BENNER, R.; MACCUBBIN, A. E.; HODSON, R. E. Anaerobic biodegradation of the lignin and polysaccharide components of lignocellulose and synthetic lignin by sediment microflora. **Applied and environmental microbiology**, v. 47, n. 5, p. 998–1004, 1984.

BERG, B.; MCCLAUGHERTY, C. **Plant litter. Decomposition, humus formation, carbon sequestration**. 2. ed. Berlin: Springer, 2008. 338 p.

BERGFUR, J.; FRIBERG, N. Trade-offs between fungal and bacterial respiration along gradients in temperature, nutrients and substrata: Experiments with stream derived microbial communities. **Fungal ecology**, v. 5, n. 1, p. 46–52, 2012.

BIANCHINI JR., I. The degradation process of organic matter in reservoirs. In: ROSA, L. P.; SANTOS, M. A. **Hydropower plants and greenhouse gas emissions**. Rio de Janeiro: COPPE, 1997. p. 6–27.

BIANCHINI JR., I., Modelos de crescimento e decomposição de macrófitas aquáticas. In: THOMAZ, S. M.; BINI, L. M. **Ecologia e manejo de macrófitas aquáticas**. Maringá: Eduem, 2003. p. 85–126.

BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B. As rotas de liberação do carbono dos detritos de macrófitas aquáticas. **Oecologia brasiliensis**, v. 12, n. 1, p. 20–29, 2008.

BIANCHINI JR., I.; CUNHA-SANTINO, M. B. Model parameterization for aerobic decomposition of plant resources drowned during man-made lakes formation. **Ecological modelling**, v. 222, n. 7, p. 1263–1271, 2011.

BIANCHINI Jr., I.; CUNHA-SANTINO, M.B.; BITAR, A.L.; TOLEDO, A.P.P. 2004. Humification of vascular aquatic plants. p. 82-84. In: MARTIN-NETO, L.; MILORI, D.M.B.P.; SILVA, W.T.L. (eds.). **Humic substances and soil and water environment**. Proceedings XII International Meeting of IHSS. Embrapa, São Pedro. 788p.

BIANCHINI JR., I.; PACOBAHYBA, L. D.; CUNHA-SANTINO, M. B. Aerobic and anaerobic decomposition of *Montrichardia arborescens*. **Acta limnologica brasiliensia**, v. 14, n. 3, p. 27–34, 2002.

BIRD, G. A.; KAUSHIK, N. K. Invertebrate colonization and processing of maple leaf litter in a forested and an agricultural reach of a stream. **Hydrobiologia**, v. 234, p. 65–77, 1992.

BOER, W. et al. Living in a fungal world: impact of fungi on soil bacterial niche development. **FEMS microbiology reviews**, v. 29, n. 4, p. 795–811, 2005.

BOLAN, N. S.; HEDLEY, M. J.; WHITE, R. E. Processes of soil acidification during nitrogen cycling with emphasis on legume based pastures. **Plant and soil**, v. 134, p. 53–63, 1991.

BORSHEIM, K. Y.; MYKLESTAD, S. M. Dynamics of DOC in the Norwegian Sea inferred from monthly profiles collected during 3 years at 66° N , 2° E. **Marine chemistry**, v. 44, n. 4, p. 593–601, 1997.

BOTTINO, F.; CALIJURI, M. DO C.; MURPHY, K. J. Organic matter cycling in a neotropical reservoir: effects of temperature and experimental conditions. **Acta limnologica brasiliensia**, v. 25, n. 2, p. 192–201, 2013.

BOUDET, A.-M. A new view of lignification. **Trends in plant science**, v. 3, n. 2, p. 67–71, 1998.

BRUM, P. R.; ESTEVES, F. A. Weight loss and chemical changes in the detritus of three tropical aquatic macrophyte species (*Eleocharis interstincta*, *Nymphaea ampla* and *Potamogeton stenostachys*) during decomposition. **Acta limnologica brasiliensia**, v. 13, n. 1, p. 61–73, 2001.

CARPITA, N. C.; GIBEAUT, D. M. Structural models of primary cell walls in flowering plants: consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. **The Plant journal: for cell and molecular biology**, v. 3, n. 1, p. 1–30, 1993.

CARVALHO, P.; THOMAZ, S. M.; BINI, L. M. Effects of temperature on decomposition of a potential nuisance species: the submerged aquatic macrophyte *Egeria najas planchon* (Hydrocharitaceae). **Brazilian journal of biology**, v. 65, n. 1, p. 51–60, 2005.

CHAPIN III, F. S.; MATSON, P. A.; MOONEY, H. A. **Principles of terrestrial ecosystem ecology**. New York: Springer, 2002. p. 436

CHARACKLIS, W. G. Kinetics of microbial transformations. In: CHARACKLIS, W. G.; MARSHALL, K. C. **Biofilm**. New York: Wiley e Sons, 1990. p. 233-264.

CHAUVET, E. et al. The impact of eucalypt on the leaf-associated aquatic hyphomycetes in Spanish streams. **Canadian journal of botany**, v. 75, p. 880–887, 1997.

CHEN, Y. et al. Effects of dissolved oxygen on extracellular enzymes activities and transformation of carbon sources from plant biomass: implications for denitrification in constructed wetlands. **Bioresource technology**, v. 102, n. 3, p. 2433–40, 2011.

CHIBA DE CASTRO, W. A.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Anaerobic decomposition of a native and an exotic submersed macrophyte in two tropical reservoirs. **Brazilian journal of biology**, v. 73, n. 2, p. 299–307, 2013.

CHUDOBA, J. Quantitative estimation in cod units of refractory organic compounds produced by activated sludge microorganisms. **Water research**, v. 19, n. 1, p. 37–43, 1985.

COLLINS, M. R.; AMY, G. L.; STEELINK, C. Molecular weight distribution, carboxylic acidity, and humic substances content of aquatic organic matter: implications for removal during water treatment. **Environmental science & technology**, v. 20, n. 10, p. 1028–32, 1986.

COOK, C. D. K. Range extensions of aquatic vascular plant species. **Journal aquatic plant management**, v. 23, p. 1–6, 1985.

CUNHA-SANTINO, M. B. et al. Oxygen uptake during mineralization of photosynthesized carbon from phytoplankton of the Barra Bonita reservoir: a mesocosm study. **Brazilian journal of biology**, v. 68, n. 1, p. 115–22, fev. 2008.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Estequiometria da decomposição aeróbia de galhos, cascas, serapilheira e folhas. In: ESPÍNDOLA, E. L. G. **Recursos hidroenergéticos: usos, impactos e planejamento integrado**. São Carlos: Rima, 2002. p. 43-56.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Humic substances mineralization : the variation of pH , electrical conductivity and optical density . **Acta limnologica brasiliensia**, v. 16, n. 1, p. 63–75, 2004.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. The aerobic and anaerobic decomposition of *Typha domingensis* Pers . **Acta limnologica brasiliensia**, v. 18, n. 3, p. 321–334, 2006.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Cellulase activities during decomposition of a submerged aquatic macrophyte (*Utricularia breviscapa*): a microcosm assay. **Brazilian journal of microbiology**, v. 38, p. 230–236, 2007.

CUNHA SANTINO, M. B.; BIANCHINI, I. Carbon cycling potential from *Utricularia breviscapa* decomposition in a tropical oxbow lake (São Paulo, Brazil). **Ecological modelling**, v. 218, n. 3-4, p. 375–382, 2008.

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, n. 2, p. 317–24, 2010.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I.; OKAWA, M. H. The fate of *Eichhornia azurea* (Sw.) Kunth. detritus within a tropical reservoir. **Acta limnologica brasiliensia**, v. 22, n. 02, p. 109–121, 2010.

CUNHA-SANTINO, M. B.; PACOBAHYBA, L. D.; BIANCHINI JUNIOR, I. Decomposition of aquatic macrophytes from Cantá stream (Roraima, Brazil): kinetics approach. **Acta limnologica brasiliensia**, v. 22, n. 2, p. 237–246, 2010.

DAS, M.; ROYER, T. V; LEFF, L. G. Diversity of fungi, bacteria, and actinomycetes on leaves decomposing in a stream. **Applied and environmental microbiology**, v. 73, n. 3, p. 756–67, 2007.

DAVISON, W. Internal elemental cycles affecting the long-term alkalinity status of lakes: implications for lake restoration. **Schweizerische zeitschrift fur hydrologie**, v. 49, n. 2, p. 186–201, 1987.

DONALDSON, L. A. Lignification and lignin topochemistry - an ultrastructural view. **Phytochemistry**, v. 57, n. 6, p. 859–73, 2001.

DUBOC, O. et al. Lignin decomposition along an Alpine elevation gradient in relation to physicochemical and soil microbial parameters. **Global change biology**, 2013.

ENDLER, A.; PERSSON, S. Cellulose synthases and synthesis in Arabidopsis. **Molecular plant**, v. 4, n. 2, p. 199–211, 2011.

ERTEL, J. R. et al. Dissolved humic substances of the Amazon river system. **Limnology and oceanography**, v. 31, n. 4, p. 739–754, 1986.

ESTEVEZ, F.A. **Fundamentos de limnologia**. 2. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 1998. 602 p.

FAGERBAKKE, K. M.; HELDAL, M.; NORLAND, S. Content of carbon, nitrogen, oxygen, sulfur and phosphorus in native aquatic and cultured bacteria. **Aquatic microbial ecology**, v. 10, p. 15–27, 1996.

FALLON, R. D.; PFAENDER, F. K. Carbon metabolism in model microbial systems from temperate salt marsh. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 31, n. 6, p. 959–968, 1976.

FANIN, N. et al. An experimental test of the hypothesis of non-homeostatic consumer stoichiometry in a plant litter-microbe system. **Ecology letters**, v. 16, n. 6, p. 764–72, 2013.

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.

FERNADES, D. **Caracterização biológica da ictiofauna carnívora da represa do Beija-flor, estação ecológica de Jataí, Luís Antônio, SP.** 2010. 100 p. Dissertação (Mestre em Ciências) - Centro de Ciências e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos. 2010.

FERREIRA-PERUQUETTI, P. S.; FONSECA-GESSNER, A. Comunidade de Odonata (Insecta) em áreas naturais de cerrado e monocultura no nordeste do Estado de São Paulo, Brasil: relação entre o uso do solo e a riqueza faunística. **Revista brasileira de zoologia**, v. 20, n. 2, p. 219–224, 2003.

FRANCE, R. et al. Leaching and early mass loss of boreal leaves and wood in oligotrophic water. **Hydrobiologia**, v. 345, p. 209–214, 1997.

GALL, A.R.; POULIN, M.; DEBROAS, D.; FLIPO, N. A physical-microbial food web coupled model to study the evolution of the ecological functioning of a new reservoir after its flooding (Sep, Puy de Dôme). **Ecological modelling**, v. 220, p. 841-856, 2009.

GAUR, S.; SINGHAL, P. K.; HASIJA, S. K. Relative contributions of bacteria and fungi to water hyacinth decomposition. **Aquatic botany**, v. 43, n. 1, p. 1–15, 1992.

GESSNER, M. O. et al. Stable successional patterns of aquatic hyphomycetes on leaves decaying in a summer cool stream. **Mycological research**, v. 97, n. 2, p. 163–172, 1993.

GESSNER, M. O.; CHAUVET, E.; DOBSON, M. A perspective on leaf litter breakdown in streams. **Oikos**, v. 85, p. 377-384, 1999.

GESSNER, M. Proximate lignin and cellulose. In: GRAÇA, M. A. S.; BARLOCHER, F.; GESSNER, M. O. **Methods to study litter decomposition: A Practical Guide.** The Netherlands: Springer, 2005. p. 115–120.

GILBERT, H. J.; HAZLEWOOD, G. P. Bacterial cellulases and xylanases. **Journal of general microbiology**, v. 139, p. 187–194, 1993.

GIMENES, K. Z. **Aspectos cinéticos da degradação aeróbia e anaeróbia de *Cyperus giganteus*, *Eichhornia azurea* e *Egeria najas* da lagoa do Óleo (Estação Ecológica de**

Jataí, Luís Antônio, SP). 2011. 150 p. Dissertação (Mestre em Ciências) - Centro de Ciência e Saúde, Universidade Federal de São Carlos, 2011.

GIMENES, K. Z. et al. Kinetics of the aerobic decomposition of *Talauma ovata* and *Saccharum officinarum*. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v. 34, n. 4, p. 419–428, 2012.

GIMENES, K. Z.; BIANCHESSI DA CUNHA-SANTINO, M.; BIANCHINI JR., I. Cellulase activity in anaerobic degradation of aquatic macrophytes tissues. **Fundamental and applied limnology**, v. 183, n. 1, p. 27–39, 2013.

GIMENES, K. Z.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Decomposição de matéria orgânica alóctone e autóctone em ecossistemas aquáticos. **Oecologia australis**, v. 14, n. 04, p. 1036–1073, 2010.

GIRAUD, E.; LELONG, B.; RAIMBAULT, M. Influence of pH and initial lactate concentration on the growth of *Lactobacillus plantarum*. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 36, p. 96–99, 1991.

GOLDMAN, J. C.; CARON, D. A.; DENNETT, M. R. Regulation of gross growth efficiency and ammonium regeneration in bacteria by substrate C:N ratio. **Limnology and oceanography**, v. 32, n. 6, p. 1239–1252, 1987.

GOLDSTEIN, I.S. **Organic Chemical from Biomass**. Boca Raton: CRC Press, 310 p. 1981.

GOTTSCHALK, G. **Bacterial metabolism**. 2. ed. New York: Springer-Verlag, 1986. 359 p.

GRAÇA, M. A. S. The role of invertebrates on leaf litter decomposition in streams – a review. **International review of hydrobiology**, v. 86, p. 383–394, 2001.

GRIFFITH, G. W. et al. Diversity of anaerobic fungal populations in cattle revealed by selective enrichment culture using different carbon sources. **Fungal ecology**, v. 2, n. 2, p. 87–97, 2009.

GRIFFITH, M. B.; PERRY, S. A. Fungal biomass and leaf litter processing in streams of different water chemistry. **Hydrobiologia**, v. 294, p. 51-61, 1994.

GROEGER, A. W.; KIMMEL, B. L. Organic matter supply and processing in lakes and reservoirs. **Lake and reservoir management**, v. 1, n. 1, p. 282-285, 1984.

GUERESCHI, R. M. **Macroinvertebrados bentônicos em córregos da estação ecológica de Jataí, Luiz Antônio, SP**: subsídios para monitoramento ambiental. 2004. 108 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2004.

HAITAO, W.; XIANGUO, L.; QING, Y.; MING, J.; SHOUZHENG, T. Early-stage litter decomposition and its influencing factors in the wetland of the Sanjiang Plain, China. **Acta ecologica sinica**, v. 27, n. 10, p. 4027–4035, 2007.

HECKY, R. E.; CAMPBELL, P.; HENDZEL, L. L. The stoichiometry of carbon, nitrogen, and phosphorus in particulate matter of lakes and oceans. **Limnology and oceanography**, v. 38, n. 4, p. 709–724, 1993.

HIGHLEY, T.L. Carbohydrates assays. In: DASHEK, W. V. **Methods in plant biochemistry and molecular biology**. Boca Raton: CRC Press, 1997. p. 309-321.

HOFRICHTER, M. Review: lignin conversion by manganese peroxidase (MnP). **Enzyme and microbial technology**, v. 30, n. 4, p. 454–466, 2002.

HOSSAIN, S. M.; ANANTHARAMAN, N. Activity enhancement of ligninolytic enzymes of *Trametes versicolor* with bagasse powder. **African journal of biotechnology**, v. 5, n. 1, p. 189–194, 2006.

HOWARD-WILLIAMS, C.; JUNK, W. J. The decomposition of aquatic macrophytes in the floating meadows of a central Amazonian varzea lake. **Biogeographica**, v. 7, p. 115–123, 1976.

JARVIS, M. C.; MCCANN, M. C. Macromolecular biophysics of the plant cell wall: Concepts and methodology. **Plant physiology and biochemistry**, v. 38, n. 1-2, p. 1–13, 2000.

JEFFRIES, T. W. Biodegradation of lignin and hemicelluloses. In: RATLEDGE, C. (Ed.). **Biochemistry of microbial degradation**. Dordrecht: Kluwer, 1994. p. 233–277.

KLEEBERG, A. Impact of aquatic macrophyte decomposition on sedimentary nutrient and metal mobilization in the initial stages of ecosystem development. **Aquatic botany**, v. 105, p. 41–49, 2013.

KURZATKOWSKI, W. et al. Glucose-induced secretion of *Trichoderma reesei* xylanases. **Applied and environmental microbiology**, v. 62, n. 8, p. 2859–2865, 1996.

LAPIERRE, J.-F.; FRENETTE, J.-J. Effects of macrophytes and terrestrial inputs on fluorescent dissolved organic matter in a large river system. **Aquatic sciences**, v. 71, n. 1, p. 15–24, 2009.

LESCHINE, S. B. Cellulose degradation in anaerobic environments. **Annual review of microbiology**, v. 49, p. 399–426, 1995.

LONGHI, D.; BARTOLI, M.; VIAROLI, P. Decomposition of four macrophytes in wetland sediments: Organic matter and nutrient decay and associated benthic processes. **Aquatic botany**, v. 89, n. 3, p. 303–310, 2008.

LORANDI, R; GONÇALVES, A. R. L.; FREIRE, O.; TRINDADE, M. **Levantamento pedológico semidetalhado da bacia do córrego do Jataí (SP) e áreas adjacentes**. Relatório Técnico. Departamento de Engenharia Civil, UFSCar. 1991. 84p.

MACKERETH, F. J. H.; HERON, J.; TALLING, J. F. **Water chemistry**: some revised methods for limnologists. Cumbria: Freshwater Biological Association, 1978. 121 p.

MANDELS, M.; ANDREOTTI, R.; ROCHE, C. Measurement of saccharifying cellulose. **Biotechnology and bioengineering**, v. 6, p. 21-33, 1976.

MALONEY, D. C.; LAMBERTI, G. A. Rapid decomposition of summer-input leaves in a northern Michigan stream. **American midland naturalist**, v. 133, n. 1, p. 184–195, 1995.

MANSFIELD, S. D.; MOONEY, C.; SADDLER, J. N. Substrate and enzyme characteristics that limit cellulose hydrolysis. **Biotechnology progress**, v. 15, p. 804-816, 1999.

MARÇAL-SIMABUKU, A. M.; PERET, A. C. Alimentação de peixes (Osteichthyes, Characiformes) em duas lagoas de uma planície de inundação brasileira da bacia do rio Paraná. **Interciência**, v. 27, n. 6, p. 299–306, 2002.

MCCARTHY, A. J.; WILLIAMS, S. T. Actinomycetes as agents of biodegradation in the environment - a review. **Gene**, v. 115, p. 189–192, 1992.

MCGEORGE, J. E.; JAGOE, C. H.; RISLEY, L. S.; MORGAN, M. D. Litter decomposition in low pH streams in the New Jersey Pinelands. **Verhandlungen des internationalen verein limnologie**, v. 24, p. 1711-1714, 1991.

MELILLO, J. M. et al. The influence of substrate quality and stream size on wood decomposition dynamics. **Oecologia australis**, v. 58, p. 281–285, 1983.

MELILLO, J. M.; ABER, J. D.; MURATORE, J. F. **Nitrogen and lignin control of hardwood leaf litter decomposition dynamics**. v. 63, n. 3, p. 621–626, 1982.

MIZOBUTSI, G. P. et al. Effect of pH and temperature on peroxidase and polyphenoloxidase activities of litchi pericarp. **Scientia agricola**, v. 67, n. 2, p. 213–217, 2010.

MOLINERO, J.; POZO, J.; GONZALEZ, E. Litter breakdown in streams of the Agüera catchment: influence of dissolved nutrients and land use. **Freshwater biology**, v. 36, p. 745-756, 1996.

MONOD, J. The growth of bacterial cultures. **Annual review of microbiology**, v. 3, p. 371–394, 1949.

MONTIES, B; FUKUSHIMA, K. Occurrence, function, and biosynthesis of lignins. In: STEINBUCHER, A.; HOFRICHTER, M. **Biopolymers: Lignin, humic substances, and coal**. Weinheim, Germany: Wiley- VCH, 2001. p. 1- 64.

MUN, H. T.; NAMGUNG, J.; KIM, J. H. Mass loss and changes of nutrients during decomposition of *Phragmites communis* at the fringe of stream. **Korean journal of ecology**, v. 23, n. 2, p. 157–161, 2000.

MURO-PASTOR, M. I.; FLORENCIO, F. J. Regulation of ammonium assimilation in cyanobacteria. **Plant physiology and biochemistry**, v. 41, n. 6-7, p. 595-603, 2003.

NUNES, M. F. **Atividades das enzimas celulase e xilanase durante a decomposição anaeróbia de macrófitas aquáticas**. 2010. 91 p. Dissertação (Mestre em Ciências) - Centro de Ciência e Saúde, Universidade Federal de São Carlos, 2010.

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.

OSONO, T. et al. Selective lignin decomposition and nitrogen mineralization in forest litter colonized by *Clitocybe* sp. **European journal of soil biology**, v. 47, n. 2, p. 114–121, 2011.

OTSUKI, A.; WETZEL, R. G. Release of dissolved organic matter by autolysis of a submerged macrophyte, *Scirpus subterminalis*. **Limnology and oceanography**, v. 19, p. 842-845, 1974.

PAERL, H. W. Microbial organic carbon recovery in aquatic ecosystem. **Limnology and oceanography**, v. 23, n. 5, p. 927–935, 1978.

PAGIORO, T. A.; THOMAZ, S. M. Loss of weight and concentration of carbon, nitrogen, and phosphorus during decomposition of *Eichhornia azurea* in the floodplain of the upper Paraná river, Brazil. **Brazilian journal of biology**, v. 58, n. 4, p. 603–608, 1998.

PALM, C. A.; ROLAND, A. P. A. Minimum dataset for characterization of plant quality for decomposition. In: CADISH, G.; GILLER, K. E. **Driven by nature: Plant litter quality and decomposition**. Wallingford, Oxon, UK: CAB International, Cambridge, 1997. p. 379-392.

PAULING, B. Y. L.; COREY, R. B. A proposed structure for the nucleic acids. **Chemistry**, v. 39, p. 84–97, 1953.

PÉREZ, J. et al. Biodegradation and biological treatments of cellulose, hemicellulose and lignin: an overview. **International microbiology : the official journal of the Spanish society for microbiology**, v. 5, n. 2, p. 53–63, 2002.

PETERSEN, R. C.; CUMMINS, K. W. Leaf processing in a woodland stream. **Freshwater biology**, v. 4, p. 343–368, 1974.

PIECZYNSKA, E. Detritus and nutrient dynamics in the shore zone of lakes : a review. **Hydrobiologia**, v. 251, p. 49–58, 1993.

PHILBRICK, C. T.; LES, D. H. Evolution of aquatic angiosperm reproductive systems. **BioScience**, v. 46, n. 11, p. 813–826, 1996.

PIMENTA, C. M. M. **Evolução temporal da composição iônica e do anaeróbia de folhas, galhos e serapilheira**. 2007. 111 p. Dissertação (Mestre em Engenharia Ambiental) - Centro de Tecnologia e Ciências, Universidade do Estado do Rio de Janeiro, 2007.

PIRES, A. M. Z. C. R.; SANTOS, J. E.; PIRES, J. S. R. Caracterização e diagnóstico ambiental de uma unidade da paisagem. Estudo de caso: Estação Ecológica de Jataí e Estação Experimental de Luiz Antônio. In: SANTOS, J.E., PIRES, J.S.R. **Estudos integrados em ecossistemas**. Estação Ecológica de Jataí. São Carlos: Rima, 2000. p. 1-26.

PIRES, A. M. Z. C. R.; SANTOS, J. E.; PIRES, J. S. R. Zoneamento ambiental e plano de manejo para uma unidade da paisagem. Estudo de casa: Estação Ecológica do Jataí e Estação Experimental Luiz Antônio. In: SANTOS, J. E.; PIRES, J. S. R. **Estudos integrados em ecossistemas**: Estação Ecológica de Jataí. São Carlos: RIMA, 2000. v.1. p. 27-58.

POI DE NEIFF, A.; NEIFF, J. J.; CASCO, S. L. Leaf litter decomposition in three wetland types of the Paraná River floodplain. **Wetlands**, v. 26, n. 2, p. 558–566, 2006.

POTT, V. J.; POTT, A. **Plantas aquáticas do Pantanal**. Brasília: Embrapa, 2000. 404 p.

PRESS, W. H.; TEUKOLSKY, S. A.; VETTERLING, W. T.; FLANNERY, B. P. **Numerical recipes in C: the art of scientific computing**. New York: Cambridge University Press, 1993. p. 1-735.

PURIVETH, P. Decomposition of emergent macrophytes in a Wisconsin marsh. **Hydrobiologia**, v. 72, p. 231–242, 1980.

QUINN, J. M.; BURRELL, G. P.; PARKYN, S. M. Influences of leaf toughness and nitrogen content on in-stream processing and nutrient uptake by litter in a Waikato, New Zealand, pasture stream and streamside channels. **New Zealand journal of marine and freshwater research**, v. 34, n. 2, p. 253–271, 2000.

QUIROZ-CASTAÑEDA, R. E.; FOLCH-MALLOL, J. L. Hydrolysis of biomass mediated by cellulases for the production of sugars. In: QUIROZ-CASTAÑEDA, R. E.; FOLCH-MALLOL, J. L. (Eds.). **Sustainable degradation of lignocellulosic biomass - techniques, applications and commercialization**. Morelos, Mexico: Dr. Anuj Chandel, 2013. p. 119–155.

RADER, R. B.; MCARTHUR, J. V.; AHO, J. M. Relative importance of mechanisms determining decomposition in a southeastern blackwater stream. **The American midland naturalist journal**. v. 132, p. 19-31, 1994.

REDFIELD, A. C. The biological control of chemical factors in the environment. **American scientist**, v. 46, p. 205–221, 1958.

REJMÁNKOVÁ, E.; HOUDKOVÁ, K. Wetland plant decomposition under different nutrient conditions: what is more important, litter quality or site quality? **Biogeochemistry**, v. 80, n. 3, p. 245–262, 2006.

REYNOLDS, C. S. **Ecology of phytoplankton: Ecology, biodiversity and conservation**. New York: Cambridge University Press., 2006. 535 p.

RODRIGUES, M. H. S. **Estudo da fauna de Chironomidae (Diptera) do sedimento na represa do Beija-Flor, na estação ecológica de Jataí, Luís Antônio, SP**. 1997. 85 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Centro de Ciências e Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1997.

SANTOS, J. E.; MOZETO, A. A.; GALETTI JR.; P. M. **Caracterização preliminar da estação ecológica de Jataí (Luís Antônio, SP). Lagoas marginais do Rio Mogi-Guaçu:**

Avaliação ambiental e papel ecológico. UFSCar/FINEP/SEMA (SP)/DPRN/IF, São Carlos, 50 p. 1989.

SANTOS, J.E. et al. The value of the ecological station of Jataí's ecosystem services and natural capital. **Brazilian journal of biology**, v. 61, n. 2, p. 171-190. 2001.

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

SCIESSERE, L. **Ação das enzimas extracelulares na dinâmica da decomposição de macrófitas aquáticas**. 2011. 87 p. Dissertação (Mestre em Ciências) - Centro de Ciência e Saúde, Universidade Federal de São Carlos, 2011.

SCIESSERE, L.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI JR., I. Cellulase and xylanase activity during the decomposition of three aquatic macrophytes in a tropical oxbow lagoon. **Brazilian journal of microbiology**, v. 42, n. 3, p. 909–18, 2011.

SHARMA, K. P.; GOELR, P. K. Studies on decomposition of two species of *Salvina*. **Hydrobiologia**, v. 131, p. 57–61, 1986.

SILVA, D. S. et al. The decomposition of aquatic macrophytes: bioassays versus in situ experiments. **Hydrobiologia**, v. 665, n. 1, p. 219–227, 2011.

SILVA, D. J.; QUEIROZ, A. C. **Análise de alimentos: Métodos Químicos e Biológicos**. 3. ed. Viçosa: UFV, 2004. 235p.

SOETAERT, K. et al. The effect of biogeochemical processes on pH. **Marine chemistry**, v. 105, n. 1-2, p. 30–51, 2007.

SOMOGYI, M. Notes on sugar determination. **The journal of biological chemistry**. v. 195, p. 19-23, 1952.

STEVENSON, F.J. **Humus chemistry: Genesis, composition, reactions**. 2. ed. New York: Wiley, 1982. 512p.

SUHETT, A. L. et al. O papel da foto-degradação do carbono orgânico dissolvido (COD) nos ecossistemas aquáticos. **Oecologia brasiliensis**, v. 10, n. 2, p. 186–204, 2006.

TALBOT, J. M.; TRESEDER, K. K. Interactions among lignin, cellulose, and nitrogen drive litter chemistry-decay relationships. **Ecology**, v. 93, n. 2, p. 345–54, 2012.

TANAKA, Y. Activities and properties of cellulase and xylanase associated with *Phragmites* leaf litter in a seawater lake. **Hydrobiologia**, v. 262, n. 2, p. 65–75, 1993.

THOMAS, J. D. The role of dissolved organic matter, particularly free amino acids and humic substances, in freshwater ecosystems. **Freshwater biology**, v. 38, n. 1, p. 1–36, 1997.

TOLEDO-FILHO, D. V. **Composição florística e estrutura fitossociológica da vegetação do Município de Luís Antônio (SP)**. 1984. 173 p. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade de Campinas, Campinas, 1984.

TUNDISI, J. G. et al. Cold fronts and reservoir limnology: an integrated approach towards the ecological dynamics of freshwater ecosystems. **Brazilian journal of biology**, v. 70, n. 3, p. 815–24, 2010.

TURNER, S.; GALLOIS, P.; BROWN, D. Tracheary element differentiation. **Annual review of plant biology**. v. 58, p. 407-433, 2007.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY - USEPA, 1985. **Rates, constants and kinetics formulations in surface water quality modeling**. 2 ed. Athens: U.S. Government Printing Office

USELMAN, S. M.; QUALLS, R. G.; LILIENFEIN, J. Quality of soluble organic C, N, and P produced by different types and species of litter: Root litter versus leaf litter. **Soil biology and biochemistry**, v. 54, p. 57–67, 2012.

VAN SOEST, P. J. **The nutritional ecology of the ruminant**. 2. ed. Ithaca: Cornell University Press, 1994. 476p.

VIEIRA, R. F.; AGOSTIN-COSTA, T.S. Caracterização química de metabólitos secundários em germoplasma vegetal. In: NASS, L.L. (Editor Técnico). **Recursos genéticos vegetais**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007, 343-376.

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, 1973. 552 p.

VRBA, J. et al. Are bacteria the major producers of extracellular glycolytic enzymes in aquatic environments? **International review of hydrobiology**, v. 89, n. 1, p. 102–117, 2004.

WACHNIEW, P.; ROZANSKI, K. Carbon budget of a mid-latitude, groundwater-controlled lake : Isotopic evidence for the importance of dissolved inorganic carbon recycling. **Geochimica et cosmochimica acta**, v. 61, n. 12, p. 2453–2465, 1997.

WETZEL, R. G. Land-water interfaces: metabolic and limnological regulators. **Verhandlungen des internationalen verein limnologie**, v. 24, p. 6-24, 1990.

WETZEL, R. G. **Limnologia**. 2. ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1993. 919 p.

WETZEL, R. G.; RICH, P. H.; MILLER, M. C.; ALLEN, H. L. Metabolism of detrital carbon in a temperate hard-water lake. **Memorie dell' istituto italiano di idrobiologia**, v. 29 (Suppl.), p. 185-243. 1972.

WETZEL, R.G. Death, detritus and energy flow in aquatic ecosystems. **Freshwater biology**, v. 33, p. 83-89, 1995.

WETZEL, R.G. **Limnology: Lake and rivers ecosystems**. 3. ed. San Diego: Academic Press, 2001. 1006 p.

WETZEL, R.G.; LIKENS, G.E. **Limnological analyses**. 2. ed. New York: Springer-Verlag, 1991. 391p.

WEYERS, H.S.; SUBERKROPP, K. Fungal and bacterial production during the breakdown of yellow poplar leaves in 2 streams. **Journal of the north american benthological society**, v.15, p. 408-420, 1996.

WRUBLESKI, D. A. et al. Decomposition of emergent macrophyte roots and rhizomes in a northern prairie marsh. **Aquatic botany**, v. 58, n. 2, p. 121–134, 1997.

ZHANG, Y.; YANG, G.; CHEN, Y. Chemical characterization and composition of dissolved organic matter in Jiaozhou Bay. **Chinese Journal of oceanology and limnology**, v. 27, n. 4, p. 851–858, 4 dez. 2009.

ANEXOS

ANEXO I. Teores iniciais encontrados nas macrófitas

	<i>E. azurea</i>	<i>Eleocharis</i> sp.	<i>S. auriculata</i>
Carbono	39,0%	38,8%	37,4%
Celulose	18,0%	28,4%	20,7%
Lignina	4,2%	5,8%	15,2%
Hemicelulose	26,8%	32,4%	23,3%
Matéria Orgânica	91,0%	88,2%	86,5%
Cinzas	9,0%	11,8%	14,5%

ANEXO II. Análise estatística

1. Perda de massa – Kruskal Wallis e test de Dunn

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,000000	0,000000	0,000000	15 °C		0,000000	0,000000	0,000000
20 °C	0,000000		0,020006	0,000000	20 °C	0,000000		1,000000	1,000000
25 °C	0,000000	0,020006		0,090308	25 °C	0,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,000000	0,000000	0,090308		30 °C	0,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,000002	0,000000	0,000000	15 °C		0,000000	0,000000	0,000000
20 °C	0,000002		0,015658	0,000000	20 °C	0,000000		0,000000	0,000002
25 °C	0,000000	0,015658		0,038400	25 °C	0,000000	0,000000		1,000000
30 °C	0,000000	0,000000	0,038400		30 °C	0,000000	0,000002	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,000000	0,000000	0,000000	15 °C		0,076150	0,000000	0,000000
20 °C	0,000000		0,000241	0,000005	20 °C	0,076150		0,000000	0,000000
25 °C	0,000000	0,000241		1,000000	25 °C	0,000000	0,000000		0,013232
30 °C	0,000000	0,000005	1,000000		30 °C	0,000000	0,000000	0,013232	

p < 0,05 – Diferença estatisticamente significativa; p > 0,05 – Semelhança estatisticamente significativa

2. Condutividade elétrica

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		0,470740	0,442266
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	0,470740		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	0,442266	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		0,599883
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	0,599883	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,56045 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,00057

3. pH

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		0,975758	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	0,975758		1,000000	0,433094
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	0,433094	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	0,334696
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		0,327413
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	0,334696	0,327413	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,00000 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,035087

4. Grau de aromatização

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	0,755827	0,975758
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	0,755827	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,975758	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	0,975758	0,511007
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	0,975758	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,511007	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	0,490539
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	0,490539	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,00000 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,00000

5. Nitrogênio

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,576584	0,090801	0,024699	15 °C		0,073330	0,320263	1,000000
20 °C	0,576584		1,000000	1,000000	20 °C	0,073330		1,000000	0,784644
25 °C	0,090801	1,000000		1,000000	25 °C	0,320263	1,000000		1,000000
30 °C	0,024699	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	0,784644	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,470740	0,023246	0,151368	15 °C		0,320263	0,058906	0,069458
20 °C	0,470740		1,000000	1,000000	20 °C	0,320263		1,000000	1,000000
25 °C	0,023246	1,000000		1,000000	25 °C	0,058906	1,000000		1,000000
30 °C	0,151368	1,000000	1,000000		30 °C	0,069458	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	0,784644	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		0,306353	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	0,784644	0,306353		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,01792 / *Eleocharis sp.* = 0,00005 / *S. auriculata* = 0,360645

6. Fósforo

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	0,623927	0,073330	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	0,674307	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	0,623927	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,073330	0,674307	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	0,442266
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	0,079498
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,442266	0,079498	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,000026 / *Eleocharis sp.* = 0,000037 / *S. auriculata* = 0,00000

8. C:N

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		0,019339	0,019339	0,055721
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	0,019339		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	0,019339	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,055721	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	0,814306	1,000000	15 °C		0,166995	0,065768	0,233113
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	0,166995		1,000000	1,000000
25 °C	0,814306	1,000000		1,000000	25 °C	0,065768	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,233113	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,00000 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,00000

9. Celulase

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	0,599883	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	0,599883	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	0,576584
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	0,576584	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		0,433094	0,175317	0,044462	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	0,433094		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	0,175317	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,044462	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

p < 0,05 – Diferença estatisticamente significativa; p > 0,05 – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,00236 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,00000

10. Xilanase

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	0,648730	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,648730	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,18741 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 1,00000

11. CMC

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	0,784644	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	0,941672	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,784644	0,941672	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	0,975758	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	0,975758	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,00268 / *Eleocharis sp.* = 0,00001 / *S. auriculata* = 0,00000

12. Peroxidase

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		0,576584	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	0,576584		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,005185 / *Eleocharis sp.* = 0,721816 / *S. auriculata* = 0,003661

13. Polifenol

<i>E. azurea</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>Eleocharis sp.</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

<i>S. auriculata</i>									
aeróbia					anaeróbia				
	15 °C	20 °C	25 °C	30 °C		15 °C	20 °C	25 °C	30 °C
15 °C		1,000000	1,000000	1,000000	15 °C		1,000000	1,000000	1,000000
20 °C	1,000000		1,000000	1,000000	20 °C	1,000000		1,000000	1,000000
25 °C	1,000000	1,000000		1,000000	25 °C	1,000000	1,000000		1,000000
30 °C	1,000000	1,000000	1,000000		30 °C	1,000000	1,000000	1,000000	

$p < 0,05$ – Diferença estatisticamente significativa; $p > 0,05$ – Semelhança estatisticamente significativa

Mann-Whitney – *E. azurea* = 0,207473 / *Eleocharis sp.* = 0,00000 / *S. auriculata* = 0,002946